

CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2023 - Thèse n° 109

PROTOCOLES DE STÉRILISATION CHIRURGICALE CHEZ 5 ESPÈCES DE NOUVEAUX ANIMAUX DE LOISIRS : LA CHEVRE, LE MOUTON, LE COCHON, LE LAMA ET L'ALPAGA

THESE

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

Et soutenue publiquement le 17 novembre 2023
Pour obtenir le titre de Docteur Vétérinaire

Par

RENAUD Manon

CAMPUS VÉTÉRINAIRE DE LYON

Année 2023 - Thèse n° 109

PROTOCOLES DE STÉRILISATION CHIRURGICALE CHEZ 5 ESPÈCES DE NOUVEAUX ANIMAUX DE LOISIRS : LA CHEVRE, LE MOUTON, LE COCHON, LE LAMA ET L'ALPAGA

THESE

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

Et soutenue publiquement le 17 novembre 2023
Pour obtenir le titre de Docteur Vétérinaire

Par

RENAUD Manon

LISTE DES ENSEIGNANTS (20-03-2023)

Pr	ABITBOL	Marie	Professeur
Dr	ALVES-DE-OLIVEIRA	Laurent	Maître de conférences
Pr	ARCANGIOLI	Marie-Anne	Professeur
Dr	AYRAL	Florence	Maître de conférences
Pr	BECKER	Claire	Professeur
Dr	BELLUCO	Sara	Maître de conférences
Dr	BENAMOU-SMITH	Agnès	Maître de conférences
Pr	BENOIT	Etienne	Professeur
Pr	BERNY	Philippe	Professeur
Pr	BONNET-GARIN	Jeanne-Marie	Professeur
Dr	BOURGOIN	Gilles	Maître de conférences
Dr	BRUTO	Maxime	Maître de conférences
Dr	BRUYERE	Pierre	Maître de conférences
Pr	BUFF	Samuel	Professeur
Pr	BURONFOSSE	Thierry	Professeur
Dr	CACHON	Thibaut	Maître de conférences
Pr	CADORÉ	Jean-Luc	Professeur
Pr	CALLAIT-CARDINAL	Marie-Pierre	Professeur
Pr	CHABANNE	Luc	Professeur
Pr	CHALVET-MONFRAY	Karine	Professeur
Dr	CHANOIT	Gullaume	Professeur
Dr	CHETOT	Thomas	Maître de conférences
Pr	DE BOYER DES ROCHES	Alice	Professeur
Pr	DELIGNETTE-MULLER	Marie-Laure	Professeur
Pr	DJELOUADJI	Zorée	Professeur
Dr	ESCRIOU	Catherine	Maître de conférences
Dr	FRIKHA	Mohamed-Ridha	Maître de conférences
Dr	GALIA	Wessam	Maître de conférences
Pr	GILOT-FROMONT	Emmanuelle	Professeur
Dr	GONTHIER	Alain	Maître de conférences
Dr	GREZEL	Delphine	Maître de conférences
Dr	HUGONNARD	Marine	Maître de conférences
Dr	JOSSON-SCHRAMME	Anne	Chargé d'enseignement contractuel
Pr	JUNOT	Stéphane	Professeur
Pr	KODJO	Angeli	Professeur
Dr	KRAFFT	Emilie	Maître de conférences
Dr	LAABERKI	Maria-Halima	Maître de conférences
Dr	LAMBERT	Véronique	Maître de conférences
Pr	LE GRAND	Dominique	Professeur
Pr	LEBLOND	Agnès	Professeur
Dr	LEDoux	Dorothee	Maître de conférences
Dr	LEFEBVRE	Sébastien	Maître de conférences
Dr	LEFRANC-POHL	Anne-Cécile	Maître de conférences
Dr	LEGROS	Vincent	Maître de conférences
Pr	LEPAGE	Olivier	Professeur
Pr	LOUZIER	Vanessa	Professeur
Dr	LURIER	Thibaut	Maître de conférences
Dr	MAGNIN	Mathieu	Maître de conférences
Pr	MARCHAL	Thierry	Professeur
Dr	MOSCA	Marion	Maître de conférences
Pr	MOUNIER	Luc	Professeur
Dr	PEROZ	Carole	Maître de conférences
Pr	PIN	Didier	Professeur
Pr	PONCE	Frédérique	Professeur
Pr	PORTIER	Karine	Professeur
Pr	POUZOT-NEVORET	Céline	Professeur
Pr	PROUILLAC	Caroline	Professeur
Pr	REMY	Denise	Professeur
Dr	RENE MARTELLET	Magalie	Maître de conférences
Pr	ROGER	Thierry	Professeur
Dr	SAWAYA	Serge	Maître de conférences
Pr	SCHRAMME	Michael	Professeur
Pr	SERGENTET	Delphine	Professeur
Dr	TORTEREAU	Antonin	Maître de conférences
Dr	VICTONI	Tatiana	Maître de conférences
Dr	VIRIEUX-WATRELOT	Dorothee	Chargé d'enseignement contractuel
Pr	ZENNER	Lionel	Professeur

REMERCIEMENTS AU JURY

À Monsieur le Professeur Pascal GAUCHERAND

De l'université Claude Bernard Lyon 1, Faculté de Médecine de Lyon,

À Monsieur le Docteur Pierre BRUYERE

De VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,

À Madame la Professeure Claire BECKER

De VetAgro Sup, Campus vétérinaire de Lyon,

TABLE DES MATIERES

TABLE DES FIGURES	11
TABLE DES TABLEAUX	15
LISTE DES ABREVIATIONS	17
INTRODUCTION	19
1. Les petits ruminants de compagnie : caprins et ovins.....	21
1.1. L'anesthésie et l'analgésie en vue d'une stérilisation	21
1.1.1. Les risques anesthésiques.....	21
1.1.2. Les molécules disponibles	23
1.1.2.1. Sédation / prémédication.....	24
1.1.2.2. Induction et maintien de l'anesthésie	26
1.1.2.3. Anesthésies locales et régionales	27
1.1.2.4. La gestion de la douleur	30
1.1.3. Les étapes de l'anesthésie et les protocoles envisageables	32
1.1.4. Le monitoring	36
1.2. Spécificités anatomiques de l'appareil reproducteur	38
1.2.1. Chèvre et brebis.....	38
1.2.2. Bouc et bélier	39
1.3. Physiologie de l'appareil reproducteur des petits ruminants.....	40
1.3.1. Puberté et reproduction.....	40
1.3.2. Physiologie de l'appareil reproducteur des femelles	41
1.3.3. Physiologie de l'appareil reproducteur des mâles	41
1.4. Gestes techniques de la stérilisation chirurgicale des petits ruminants	42
1.4.1. Ovariectomie et ovario-hystérectomie	42
1.4.1.1. Ovariectomie par le flanc.....	43
1.4.1.2. Ovariectomie ou ovario-hystérectomie médioventrale.....	45
1.4.2. Castration.....	47
2. Les porcins de compagnie	51
2.1. L'anesthésie et l'analgésie en vue de la stérilisation	51
2.1.1. Les risques anesthésiques.....	51
2.1.2. Les molécules disponibles	52
2.1.2.1. Sédation / prémédication.....	53
2.1.2.2. Induction et maintien de l'anesthésie	54
2.1.2.3. Anesthésies locales et régionales	55

2.1.2.4.	La gestion de la douleur	58
2.1.3.	Les étapes de l'anesthésie et les protocoles envisageables	59
2.1.4.	Le monitoring	64
2.2.	Spécificités anatomiques de l'appareil reproducteur	67
2.2.1.	La truie	67
2.2.2.	Le verrat	68
2.3.	Physiologie de l'appareil reproducteur des cochons.....	69
2.3.1.	Puberté et reproduction.....	69
2.3.2.	Particularités physiologiques de la reproduction chez les femelles	70
2.3.3.	Particularités physiologiques de la reproduction chez les mâles.....	70
2.4.	Les gestes techniques de stérilisation chirurgicale.....	70
2.4.1.	Ovariectomie et ovario-hystérectomie	71
2.4.1.1.	Ovariectomie ou ovario-hystérectomie par la ligne blanche	72
2.4.1.2.	Ovariectomie par les flancs	73
2.4.2.	Castration.....	76
3.	Les petits camélidés de compagnie : lamas et alpagas	80
3.1.	L'anesthésie et l'analgésie en vue d'une stérilisation	80
3.1.1.	Les risques anesthésiques.....	80
3.1.2.	Les molécules disponibles	82
3.1.2.1.	Sédation / prémédication.....	83
3.1.2.2.	Induction et maintien de l'anesthésie	84
3.1.2.3.	Anesthésies locales et régionales	85
3.1.2.4.	La gestion de la douleur	86
3.1.3.	Les étapes de l'anesthésie et les protocoles envisageables	88
3.1.4.	Le monitoring	91
3.2.	Spécificités anatomiques de l'appareil reproducteur des petits camélidés ..	93
3.2.1.	Anatomie des petits camélidés mâles	93
3.2.2.	Anatomie des petits camélidés femelles	96
3.3.	Physiologie de la reproduction chez les petits camélidés.....	97
3.3.1.	Puberté et reproduction.....	97
3.3.2.	Physiologie de la reproduction chez la femelle lama ou alpaga	97
3.4.	Indications à la stérilisation chirurgicale des petits camélidés	98
3.4.1.	Chez la femelle	98
3.4.2.	Chez le mâle	99
3.5.	Les gestes techniques de stérilisation chirurgicale.....	100

3.5.1. Ovariectomie et ovario-hystérectomie	100
3.5.1.1. Ovariectomie ou ovario-hystérectomie médio-ventrale	101
3.5.1.2. Ovariectomie par le flanc.....	102
3.5.2. Castration.....	103
3.5.2.1. Castration par abord anté-scrotal	103
3.5.2.2. Castration par abord scrotal	106
CONCLUSION.....	111
BIBLIOGRAPHIE.....	113

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Coussin placé sous la tête d'une chèvre lors d'une anesthésie (Crédit : H. Lin e P.t Walz)	22
Figure 2 : Rachianesthésie chez une chèvre. L'individu est placé en décubitus sternal, la zone d'injection est tondu et désinfectée (A). L'aiguille est insérée perpendiculairement à la colonne vertébrale (B). Une remontée de liquide céébrospinal atteste du bon placement de l'aiguille pour l'injection (C). (Crédit : AVMA Journals)	28
Figure 3 : Site d'injection lors d'une anesthésie épidurale, soit entre les vertèbres Co1 et Co2 (schéma de gauche), soit entre les vertèbres S5 et Co1 (schéma de droite). (Crédit : Guatteo et Holoherne, 2006)	29
Figure 4 : Bloc en L-inversé sur une chèvre. En rouge les points d'injection de l'anesthésique local et en jaune la ligne d'incision prévue. (Adapté de The biology of the goat, Karin Christensen, 2022)	30
Figure 5 : Cartographie des zones d'injection intramusculaire chez les petits ruminants. Les zones en rouge sont à éviter (n°1 = Ligament nuchal, n°2 = gouttière jugulaire), et les zones en vert sont conseillées (n°3 = muscles de l'encolure, n°4 = muscles de l'épaule, n°5 = muscle de la cuisse)	35
Figure 6 : Appareil reproducteur d'une brebis. (Crédit : Veterinary anatomy world)	39
Figure 7 : Appareil reproducteur de la chèvre et de la brebis (Crédit : Département de l'agriculture et des forêts du Queensland)	39
Figure 8 : Position des organes reproducteurs de la chèvre (Crédit : Université de Pine Bluff, Arkansas)	39
Figure 9 : Position des organes reproducteurs du bouc (Crédit : Université de Pine Bluff, Arkansas)	40
Figure 10 : Etape n°1 - Tonte large de la région du flanc gauche (Crédit photo : VetAgro Sup)	44
Figure 11 : Etape n°4 - Incision de la peau sur 6 à 8 cm (Crédit photo : VetAgro Sup)	44
Figure 12 : Etape n°5 et n°6 - Incision des muscles abdominaux et du péritoine sur 6 à 8 cm (Crédit photo : VetAgro Sup)	44
Figure 13 : Etape n°7 - Recherche et isolement de l'ovaire gauche (Crédit photo : VetAgro Sup)	44
Figure 14 : Etape n°9 et n°10 - Ligatures au niveau du pôle utérin et du pôle vasculaire de l'ovaire (Crédit photo : VetAgro Sup)	45
Figure 15 : Etape n°14 - Fermeture de l'abdomen avec un surjet simple en passant au travers du péritoine et des muscles abdominaux (Crédit photo : VetAgro Sup)	45
Figure 16 : Etape n°15 - Surjet sous-cutané (Crédit photo : VetAgro Sup)	45
Figure 17 : Etape n°16 - Suture de la peau, ici surjet à points passés (Crédit photo : VetAgro Sup)	45
Figure 18 : Etape n°6 – Traction de l'utérus et des ovaires pour les sortir de l'abdomen (Crédit : Veterian key) ..	46
Figure 19 : Etape n°11 bis - Pose de 2 clamps hémostatiques sur le col de l'utérus (Crédit : Veterian key)	47
Figure 20 : Etape n°1, 2 et 3 – L'animal anesthésié est placé sur le dos ou le flanc, le scrotum est tondu et nettoyé en vue de la chirurgie (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)	49
Figure 21 : Etape n°6 - Incision de l'enveloppe vaginale (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)	49
Figure 22 : Etape n°6 - Traction du testicule hors de l'enveloppe vaginale en détachant la graisse du cordon spermatique (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)	49
Figure 23 : Etape n°7.2. – Ligature en masse du cordon spermatique de chaque testicule (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)	49

<i>Figure 24 : Etape n°9 - Point en X sur l'enveloppe vaginale (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)</i>	49
<i>Figure 25 : Etape n°10 – Surjet simple du scrotum (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)</i>	49
<i>Figure 26 : Localisation de l'injection épidurale lombosacrée chez le porc (Crédit : Veterian Key)</i>	56
<i>Figure 27 : Injection intra-testiculaire de lidocaïne chez un porcelet (Crédit : HODGKINSON, 2007)</i>	57
<i>Figure 28 : Zones d'injections intramusculaires chez le porc délimitées en vert</i>	63
<i>Figure 29 : Vaisseaux sanguins de la région auriculaire chez le porc. Le site privilégié pour poser un cathéter intraveineux est la veine auriculaire latérale (encadré vert). Crédit : Textbook of veterinary anatomy, 4th ed. St. Louis, WB Saunders, 2010</i>	63
<i>Figure 30 : Pose d'un garrot sur l'oreille pour visualiser la veine auriculaire latérale (Crédit : HODGKINSON, 2007)</i>	63
<i>Figure 31 : Pose d'un cathéter intraveineux dans la veine auriculaire latérale (Crédit : American association of laboratory animal science)</i>	63
<i>Figure 32 : Intubation endotrachéale d'une truie avant ovariectomie (Crédit : VetAgro Sup)</i>	64
<i>Figure 33 : Appareil reproducteur de la truie. A = vagin ; B = col de l'utérus ; C = corps utérin ; D = corne utérine ; E = trompe de Fallope ; F = ovaire ; G = vessie ; H = bifurcation des 2 cornes utérines ; I = vulve (Crédit = University of Wisconsin Madison)</i>	67
<i>Figure 34 : Disposition des organes reproducteurs chez la truie (Crédit : University of Veterinary and Animal Sciences, Bikaner, Rajasthan, India)</i>	68
<i>Figure 35 : Disposition des organes reproducteurs chez le verrat (Crédit : : Universidade Federal do Rio Grande do Sul)</i>	69
<i>Figure 36 : Localisation de la plaie chirurgicale d'une truie ayant subie une ovariectomie par un abord médio-ventral (Crédit : Theriogenology Insight, 2019)</i>	73
<i>Figure 37 : Etapes 1 et 2 - Tonte et nettoyage chirurgical de la région du flanc (Crédit : VetAgro Sup)</i>	75
<i>Figure 38 : Etape 4 - Incision de la peau (Crédit : VetAgro Sup)</i>	75
<i>Figure 39 : Etape 5 - Incision et dilacération des muscles abdominaux (Crédit : VetAgro Sup)</i>	75
<i>Figure 40 : Fin de l'étape 6 - Cavité abdominale ouverte (Crédit : VetAgro Sup)</i>	75
<i>Figure 41 : Etape 7.1 – Extériorisation des cornes utérines et visualisation des ovaires chez une truie adulte (Crédit : VetAgro Sup)</i>	75
<i>Figure 42 : Etapes 7.3 et 7.4 - Ligature des artères et veines de l'ovaire (Crédit : VetAgro Sup)</i>	75
<i>Figure 43 : Etape 7.5 - Excision de l'ovaire (Crédit : VetAgro Sup)</i>	76
<i>Figure 44 : Etape 9 - Suture du péritoine, des muscles transverse et oblique interne (Crédit : VetAgro Sup)</i>	76
<i>Figure 45 : Etape 10 - Suture du muscle oblique externe, du pannicule graisseux et du tissu conjonctif sous-cutané (Crédit : VetAgro Sup)</i>	76
<i>Figure 46 : Etape 11 - Suture de la peau, ici un surjet à points passés (Crédit : VetAgro Sup)</i>	76
<i>Figure 47 : Etape 5 - Incision crâniale au scrotum (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)</i>	78
<i>Figure 48 : Etape 6 - Dissection jusqu'à atteindre l'enveloppe vaginale (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)</i>	78

<i>Figure 49 : Etape 7 - Extériorisation d'un testicule, encore dans son enveloppe vaginale (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)</i>	78
<i>Figure 50 : Etape 9.2 - Incision de l'enveloppe vaginale et extraction du testicule (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)</i>	78
<i>Figure 51 : Etape 9.4 – Pose d'une ou plusieurs ligatures sur les vaisseaux irriguant le testicule (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)</i>	78
<i>Figure 52 : Etape 9.5 - Contrôle de l'hémostase après section du testicule (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)</i>	78
<i>Figure 53 : Etape 11 - Suture de la peau, ici avec des points en U (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)</i>	79
<i>Figure 55 : Positionnement de la tête pendant la chirurgie, lors de décubitus dorsal (Crédit : Large animal clinical procedures for veterinary technicians, 4th edition)</i>	81
<i>Figure 54 : Positionnement de la tête pendant la chirurgie, lors de décubitus latéral (Crédit : Large animal clinical procedures for veterinary technicians, 4th edition)</i>	81
<i>Figure 56 : Localisations idéales des injections chez l'alpaga (applicable au lama). En bleu les sites d'injections sous-cutanées, en vert les sites d'injections intramusculaires, en rouge les sites d'injections intraveineuses ou de pose de cathéters.</i>	90
<i>Figure 58 : Disposition de la veine jugulaire dans la région haute du cou des petits camélidés. A : muscle sternomandibulaire; B : muscle homohyoïdien; C : veine jugulaire externe; D : artère carotide commune (Crédit : Medicine and surgery of camelids, 3rd editio</i>	91
<i>Figure 57 : Ponction de la veine auriculaire chez un lama (Crédit : Medicine and surgery of camelids, 3rd edition)</i>	91
<i>Figure 59 : Localisation et aspect des testicules d'un alpaga (Crédit : Université de Liège)</i>	94
<i>Figure 60 : Œdème scrotal dû au stress thermique chez un lama (Crédit : Dr Johnson LARUE)</i>	94
<i>Figure 61 : Scrotum d'un lama sans stress thermique (Crédit : University of Minnesota)</i>	94
<i>Figure 62 : Séparation partielle du prépuce et du pénis (Crédit : Reproductive Anatomy and Life Cycle of the Male and Female Llama and Alpaca)</i>	95
<i>Figure 63 : Séparation complète du pénis et du prépuce (Crédit : Reproductive Anatomy and Life Cycle of the Male and Female Llama and Alpaca)</i>	95
<i>Figure 64 : Localisation des organes reproducteurs du lama (en vert). A : colonne vertébrale, B : ilium, C : rectum, D : acetabulum, E : vessie, F : prostate, G : glande bulbo-urétrale, H : tubérosité ischiatique, I : récessus urétral dorsal, I1 : urètre pelvienne, J : bord du pelvis, K : pubis, L : arc ischiatique, M : canal déférent, N : corps caverneux du pénis, O : urètre, P : courbure sigmoïde du pénis, Q : testicule, R : scrotum, S : orifice de l'urètre, T : pointe cartilagineuse du pénis, U : orifice du prépuce (Crédit : Medicine and surgery of camelids, 3rd edition)</i>	95
<i>Figure 65 : Appareil reproducteur d'une femelle alpaga (Crédit : J. Rodriguez)</i>	96
<i>Figure 66 : Disposition des organes reproducteurs (en vert) chez la femelle lama et alpaga. A : rectum ; B : entrée du vagin; C : diverticule sous-urétral; D : vagin; E : col de l'utérus; F : corps utérin; G : cornes utérines; H : ligament large; I : trompe de Fallope ; J : ovaire ; K : ligament suspenseur de l'ovaire ; L : vessie (Crédit : Manon Renaud)</i>	97
<i>Figure 67 : Appareil reproducteur d'un camélidé souffrant d'aplasie segmentaire au niveau du vagin (Crédit : Medicine and surgery of camelids, 3rd edition)</i>	98
<i>Figure 68 : Localisation des "dents de combat" chez un lama (les 2 paires de la mâchoire supérieure sont entourées en jaune) (Crédit : https://thedailywildlife.com/do-llamas-bite/)</i>	99

<i>Figure 69 : Localisation des "dents de combat" chez un alpaga (Crédit : Alpagas de la cour Farroux).....</i>	<i>99</i>
<i>Figure 70 : Etape 10 - Ligature du pédicule ovarien approché au plus près de la plaie (Crédit : Tibary A., Campbell A.J. and Rodriguez J.S.).....</i>	<i>103</i>
<i>Figure 71 : Localisation de l'incision pour une ovariectomie chez une femelle alpaga (Crédit : Tibary A., Campbell A.J. and Rodriguez J.S.).....</i>	<i>103</i>
<i>Figure 72 : Etape 2 - Nettoyage chirurgical de la région scrotale (Crédit : Ohio State University).....</i>	<i>105</i>
<i>Figure 73 : Etape 3 - Infiltration de lidocaïne dans la région anté-scrotale (Crédit : Ohio State University).....</i>	<i>105</i>
<i>Figure 74 : Etape 4 – Testicule repoussé cranialement et incision anté-scrotale parallèle à la ligne médiane (Crédit : Ohio State University)</i>	<i>105</i>
<i>Figure 75 : Etape 5 - Incision des tissus jusqu'à l'enveloppe vaginale (Crédit : Ohio State University)</i>	<i>105</i>
<i>Figure 76 : Etape 6 - Extraction du testicule (Crédit : Ohio State University)</i>	<i>105</i>
<i>Figure 77 : Etape 6 - Le fascia testiculaire et les graisses sont détachés du cordon spermatique à l'aide d'une compresse (Crédit : Ohio State University).....</i>	<i>105</i>
<i>Figure 78 : Etape 7.1 - Pose d'une pince clamp au plus proche de l'anneau inguinal (Crédit : Ohio State University)</i>	<i>106</i>
<i>Figure 79 : Etape 7.3 - Contrôle de l'hémostase après excision du testicule (Crédit : Ohio State University)</i>	<i>106</i>
<i>Figure 80 : Etape 9 - Fermeture de la plaie chirurgicale par un surjet simple (Crédit : Ohio State University)</i>	<i>106</i>
<i>Figure 81 : Etape 3 - Injection de lidocaïne intra-testiculaire sur un lama debout (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama).....</i>	<i>108</i>
<i>Figure 82 : Etape 4 - Deux incisions sont réalisées de part et d'autre du raphé médian du scrotum (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama).....</i>	<i>108</i>
<i>Figure 83 : Etape 5 - La graisse et le fascia testiculaire sont détachés du cordon spermatique (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama).....</i>	<i>108</i>
<i>Figure 84 : Etape 7.1 - Incision de l'enveloppe vaginale lors d'une castration à testicules découverts (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama).....</i>	<i>108</i>
<i>Figure 85 : Etape 7.2. - Pose d'une pince clamp sur les vaisseaux et le canal déférent (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama).....</i>	<i>108</i>
<i>Figure 86 : Etape 7.2. - Ligature en masse des vaisseaux et du canal déférent (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama).....</i>	<i>108</i>

TABLE DES TABLEAUX

<i>Tableau 1 : Molécules anesthésiques et analgésiques utilisées chez les petits ruminants</i>	<i>31</i>
<i>Tableau 2 : Exemples de protocoles anesthésiques pour la stérilisation chirurgicale des petits ruminants, une anesthésie locale et/ou loco-régionale doit être combinée à ces protocoles</i>	<i>33</i>
<i>Tableau 3 : Résumé des principales valeurs physiologiques des petits ruminants, à surveiller lors d'anesthésie</i>	<i>38</i>
<i>Tableau 4 : Molécules anesthésiques et analgésiques utilisées chez les cochons domestiques</i>	<i>58</i>
<i>Tableau 5 : Exemples de protocoles anesthésiques pour la stérilisation chirurgicale des cochons, une anesthésie locale doit être combinée à ces protocoles</i>	<i>60</i>
<i>Tableau 6 : Guide des tailles de sondes endotrachéales en fonction du poids du cochon (Crédit : HODGKINSON, 2007).....</i>	<i>64</i>
<i>Tableau 7 : Valeurs physiologiques du cochon domestique</i>	<i>66</i>
<i>Tableau 8 : Molécules anesthésiques et analgésiques utilisées chez les petits camélidés.....</i>	<i>87</i>
<i>Tableau 9 : Exemples de protocoles anesthésiques pour la stérilisation chirurgicale des petits camélidés, une anesthésie locale doit être combinée à ces protocoles</i>	<i>89</i>
<i>Tableau 10 : Résumé des principales valeurs physiologiques des petits camélidés</i>	<i>93</i>

LISTE DES ABREVIATIONS

- AMM : Autorisation de Mise sur le Marché
- IM : Intra-musculaire
- IV : Intra-veineuse
- LMR : Limites Maximales de Résidus
- NAC : Nouveaux Animaux de Compagnie
- NAL : Nouveaux Animaux de Loisirs
- SC : Sous-cutanée

INTRODUCTION

Certaines espèces historiquement destinées à la consommation, comme les cochons, les moutons et les chèvres, trouvent aujourd'hui de plus en plus leur place dans les jardins, en tant qu'animaux de compagnie. Les camélidés tels que le lama ou l'alpaga font également leur apparition chez les particuliers. Les vétérinaires français sont ainsi appelés à soigner ces individus comme des animaux d'agrément, au même titre qu'un chien ou un chat. Pour les distinguer des animaux de rente et des espèces qu'on appelle les NAC (« Nouveaux Animaux de Compagnie ») et qui concernent plutôt les petits mammifères (lapin, cobaye, hamster, souris...), les reptiles et les oiseaux de volière, un nouvel acronyme est employé : NAL, qui signifie « Nouveaux Animaux de Loisirs ».

Ce changement de statut aux yeux des propriétaires implique une approche différente de l'animal par le vétérinaire. Chez les animaux de rente, la reproduction a pour objectif de perpétuer le troupeau et de produire lait, viande, œufs ou laine. Dans le cas des NAL, considérés comme des animaux de compagnie, leurs aptitudes à la reproduction ne sont pas nécessairement recherchées, en raison des inconvénients perçus (l'odeur du bouc, les lactations de pseudo-gestation de la chèvre, l'agressivité de la truie ou du lama, etc.). On trouve donc de nouvelles indications à stériliser ces animaux, qu'ils soient des mâles ou des femelles.

Chez les mâles, la castration a pour principal but de stopper l'activité sexuelle et les comportements associés. En effet, ils peuvent s'avérer agressifs envers leurs congénères et envers l'humain, en particulier pendant les périodes de reproduction. De plus, la castration évite des désagréments comme les fortes odeurs chez le bouc et le porc (le bouc urine sur ses pattes antérieures, son cou et sa tête) et peut être pratiquée pour des raisons médicales, en cas d'affection des testicules. Chez les femelles, l'ovariectomie ou l'ovario-hystérectomie sont principalement pratiquées pour éviter une gestation, prévenir ou soigner les maladies du tractus reproducteur, empêcher les autres affections liées aux hormones sexuelles (comme les lactations de pseudo-gestation chez la chèvre ou les tumeurs mammaires de la truie par exemple), et également pour limiter les comportements indésirables (agressivité des truies, vocalisations des chèvres pendant les chaleurs, etc.).

Néanmoins, ces différentes espèces ont des sensibilités différentes aux molécules d'anesthésie et il est donc nécessaire d'en tenir compte avant toute chirurgie. Lors d'une stérilisation chirurgicale, différentes combinaisons de molécules peuvent être utilisées pour obtenir une anesthésie équilibrée, qui peut ou non être complétée par une anesthésie locale ou loco-régionale. L'objectif est d'atteindre un état de narcose, d'analgésie et de myorelaxation, tout en réduisant le stress de l'animal et les effets secondaires liés à chaque molécule (1). Une difficulté supplémentaire s'ajoute pour les vétérinaires souhaitant soigner les NAL : il existe des restrictions légales concernant l'utilisation des médicaments sur ces espèces. Ils entrent dans la catégorie légale des animaux de rente, même si leurs propriétaires les considèrent comme des

animaux de compagnie et ne souhaitent pas consommer leur viande, ni leurs produits. A ce titre, les limites maximales de résidus tolérés en production animale doivent être fixées pour les molécules prescrites sur ces animaux, car il n'est légalement pas possible de les exclure définitivement de la consommation (comme c'est le cas pour les équidés). Une fois les produits administrés et l'anesthésie gérée, les gestes techniques chirurgicaux de stérilisation sont en grande partie similaires à ceux pratiqués chez les petits carnivores domestiques.

Cette thèse s'articule comme un guide pratique à la stérilisation chirurgicale des principaux NAL aujourd'hui : la chèvre et le mouton domestiques, le cochon (qu'il soit une race naine ou non), le lama et l'alpaga. Chaque grande partie s'intéresse à une espèce ou un groupe d'espèces. On retrouve dans les sous-parties les risques encourus lors de la chirurgie, les protocoles anesthésiques envisageables et les molécules autorisées. L'anatomie et la physiologie de l'appareil reproducteur propre à l'espèce sont également détaillés, et pour finir, les gestes chirurgicaux à réaliser pour une castration, une ovariectomie ou une ovario-hystérectomie sont décrits.

1. LES PETITS RUMINANTS DE COMPAGNIE : CAPRINS ET OVINS

1.1. L'anesthésie et l'analgésie en vue d'une stérilisation

1.1.1. Les risques anesthésiques

Il est crucial de connaître les caractéristiques anatomiques et physiologiques propres à l'espèce avant de procéder à toute anesthésie, car les risques anesthésiques découlent de ces particularités. Les petits ruminants ont une faible capacité pulmonaire et un système digestif volumineux et sensible aux perturbations. Voici ci-dessous les principaux risques à prendre en considération pour anticiper d'éventuels problèmes pendant l'anesthésie.

- **Tympanisme ruminal et météorisation** : l'anesthésie diminue la motilité rumino-réticulaire et, en cas de décubitus latéral ou dorsal, l'éructation s'arrête, entraînant une accumulation de gaz dans le rumen. Ce tympanisme ruminal aggrave les effets cardiovasculaires des molécules anesthésiques en comprimant les poumons et la veine cave caudale (2) ;
- **Régurgitations et pneumonie par aspiration** : si le rumen contient une grande quantité de liquide et de nourriture, cela favorise les régurgitations lorsque l'animal est en décubitus et anesthésié (relâchement du sphincter œsophagien, larynx stimulé en cas d'intubation, rumen plus volumineux). De plus, la forte production de salive (jusqu'à 16L/j chez les ovins), que l'animal ne peut avaler quand il est anesthésié, peut occasionner des fausses déglutitions (3).
Pour limiter ces effets secondaires, il est conseillé de mettre l'animal à jeun (6h pour les individus non sevrés, 12 à 24h sinon) et retirer l'eau 6 à 12h avant l'anesthésie si les températures extérieures le permettent. Afin de limiter les régurgitations et la compression du diaphragme, il est nécessaire 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, à l'aide d'un coussin (*Figure 1*). Ainsi, régurgitations et salive peuvent s'écouler hors de la cavité buccale (2).
- **Acidose lactique toxémique** : l'hypomotilité du rumen et le ralentissement de transit induits par l'anesthésie peuvent provoquer un déséquilibre de la flore ruminale, ce qui peut entraîner une production et une accumulation excessive d'acide lactique et abaisser le pH du rumen. Cette acidification ruminale altère la flore ruminale (induisant une production excessive d'acides gras volatils) et peut provoquer des lésions des papilles ruminales. Si l'acidose ruminale persiste, elle peut mener à une acidose métabolique et à des problèmes graves (altération du transport du dioxygène sanguin, dysfonctionnement du système nerveux et rénal, altération des enzymes sanguines, etc.). Afin de minimiser ce risque, les mesures

de précautions développées dans le paragraphe précédent sont importantes, en particulier la mise à jeun préalable à l'anesthésie.

- **Hypoventilation** : comme mentionné ci-dessus, le rumen exerce une pression sur le diaphragme qui comprime donc les poumons et gêne la respiration. De plus, on constate une inadéquation entre ventilation et perfusion tissulaire durant l'anesthésie des ruminants, qui ont un faible volume pulmonaire par rapport à leur taille (2). Le risque d'hypoxie n'est donc pas négligeable (1). Pour pallier ce problème, l'utilisation d'une sonde endotrachéale pour ventiler l'animal est intéressante.
- **Hypoglycémie chez le jeune non sevré** : les agneaux et les chevreaux sont sensibles aux fluctuations de la glycémie en raison de leur immaturité métabolique. La suppression de l'aliment lacté ne doit ainsi pas excéder 6h (4).
- **Hypothermie** : du fait de leur petite taille, les petits ruminants sont sensibles à l'hypothermie engendrée par les molécules anesthésiques et l'immobilité. Ce risque est encore plus présent chez les agneaux et chevreaux. Des mesures de réchauffement ou l'administration de solutés isotoniques réchauffés limitent ce risque.



Figure 1 : Coussin placé sous la tête d'une chèvre lors d'une anesthésie (Crédit : H. Lin e P.t Walz)

En conclusion, les risques de tympanisme ruminal, de météorisation, d'hypoventilation, d'acidose lactique, de régurgitations et de pneumonies par fausse déglutition sont liés aux particularités du système digestif des petits ruminants et à leur faible volume pulmonaire. Pour limiter au mieux ces risques, l'animal doit idéalement être mis à jeun, intubé, et positionné de telle sorte que la salive et les régurgitations puissent s'écouler hors de la cavité buccale. Chez les agneaux et les chevreaux, des risques supplémentaires sont à prendre en compte, comme l'hypothermie et l'hypoglycémie. Il

faut donc prévoir des mesures de réchauffement et éviter de leur couper le lait plus de six heures.

1.1.2. Les molécules disponibles

Dans la loi française, la chèvre domestique (*Capra aegagrus hircus*) et le mouton domestique (*Ovis aries*) sont des espèces considérées comme des animaux producteurs d'aliments. Or, chez les animaux producteurs d'aliments, la prescription de substances pharmacologiquement actives est réglementée. Les LMR (Limites Maximales de Résidus) permettent de définir des seuils acceptables, dans les denrées alimentaires issues d'animaux traités, de substances contenues dans les médicaments vétérinaires. D'après le règlement (CE) 37/2010 de la Commission du 22 décembre 2009, les substances pharmacologiquement actives sont classées dans deux tableaux : le tableau 1 des substances autorisées et le tableau 2 des substances interdites chez les animaux producteurs de denrées (5).

Récemment, le règlement européen (UE) 2019/6 a modifié partiellement l'ordre de la cascade et la détermination des temps d'attente à appliquer. Désormais, il faut retenir que pour prescrire une substance à un ovin ou un caprin, susceptible d'être producteur de lait ou de viande, il faut que la molécule soit inscrite au tableau 1 des substances autorisées et que, dans ce tableau, ne soit pas spécifié une interdiction d'usage (pour les animaux en lactation par exemple). Ainsi, s'il n'existe pas de LMR spécifiquement définie pour le lait (mais qu'il en existe une pour la viande par exemple), la substance peut désormais être prescrite, en adaptant les temps d'attente (6).

Il faut ainsi noter que :

- ➔ Pour les viandes et abats provenant de mammifères producteurs d'aliments, s'il n'existe pas d'AMM pour l'espèce concernée mais que la substance est inscrite au tableau 1 des substances autorisées, le temps d'attente correspond :
 - Au temps d'attente le plus long prévu pour la viande et les abats dans le résumé des caractéristiques du produit, multiplié par 1,5 ;
 - A 28 jours si le médicament n'est pas autorisé pour les animaux producteurs de denrées alimentaires ;
 - A 1 jour si le temps d'attente viande pour les espèces de l'AMM est nul et que ce médicament est utilisé chez un individu d'une famille taxinomique autre que les espèces cibles autorisés ;
 - A 0 jour si le temps d'attente viande pour les espèces de l'AMM est nul et que ce médicament est utilisé chez un individu d'une même famille taxinomique (à noter que les ovins, caprins et bovins sont considérés comme une même famille taxinomique).

- Pour le lait provenant d'animaux producteurs de lait destiné à la consommation humaine, le temps d'attente correspond :
- Au temps d'attente le plus long pour le lait, prévu dans le résumé des caractéristiques du produit pour n'importe quelle espèce animale, multiplié par 1,5 ;
 - A 7 jours si le médicament n'est pas autorisé pour les animaux producteurs de lait destiné à la consommation humaine ;
 - A 1 jour si le temps d'attente lait pour les espèces autorisées est nul.

Malgré ces contraintes réglementaires, on peut voir dans la littérature que des molécules n'étant pas inscrites au tableau 1 des substances autorisées sont employées sur des petits ruminants de compagnie dont les denrées ne sont pas consommées. Les paragraphes suivants listent les molécules utilisées sur les petits ruminants dans la littérature.

Pour connaître la posologie de ces molécules, si elles sont inscrites au tableau 1 des substances autorisées ou non et si elles disposent d'une Autorisation de Mise sur le Marché (AMM) pour les caprins ou les ovins, il faut se référer au *Tableau 1* de cette thèse. Des exemples de protocoles combinant plusieurs molécules sont disponibles dans le *Tableau 2* de la sous-partie suivante.

1.1.2.1. *Sédation / prémédication*

La sédation permet un état de légère dépression du système nerveux central. L'individu est ainsi vigile mais calme voire somnolent.

- α -2-AGONISTES :
 - XYLAZINE : molécule sédatrice, myorelaxante et analgésique, elle possède une AMM pour les bovins donc son utilisation est fréquente chez les petits ruminants. Ils y sont cependant très sensibles, les caprins d'avantage que les ovins (1), et cet α -2-agoniste peut provoquer de graves effets secondaires (œdème pulmonaire et hypoxémie sévère). La dose doit donc être précisément calculée à partir du poids exact et, si la xylazine est surdosée, ses effets peuvent être annulés par de l'atipamézole (molécule non autorisée chez les animaux de production). Chez les animaux de compagnie (non destinés à la consommation), il est préférable de remplacer la xylazine par le diazépam qui offre une meilleure relaxation musculaire et qui est mieux toléré (4).
 - DETOMIDINE : molécule sédatrice, elle procure à 0,02 mg/kg les mêmes effets que 0,04 mg/kg de xylazine. Elle doit également être utilisée avec

précaution car elle possède des effets secondaires cardio-vasculaires (arythmies, bradycardie suivie de tachycardie, hypoxémie, hypotension...). Cependant, le risque d'œdème pulmonaire est moindre avec cet α -2-agoniste en comparaison à la xylazine (1).

- MEDETOMIDINE et DEXMEDETOMIDINE : molécules sédatives ayant les mêmes effets secondaires que les autres α -2-agonistes ci-dessus. La médétomidine est souvent employée en prémédication avant induction au propofol et maintien à l'isoflurane chez les ovins (1). Elle peut également être employée pour une rachianesthésie, diluée dans un soluté isotonique stérile car les doses sont infimes, et elle produit ainsi une analgésie satisfaisante des flancs et de la région périanale.
- ROMIFIDINE : cette molécule sédatrice provoque une hypertension supérieure aux autres α -2-agonistes donc son utilisation est peu décrite dans la littérature (1).

Remarque : Les effets des α -2-agonistes ci-dessus peuvent être annulés grâce à un antagoniste, l'atipamézole. Cependant, cette molécule est interdite chez les animaux de production car sa toxicité pour l'homme n'a pas été testée.

- ACEPROMAZINE : elle procure une sédation légère lorsqu'elle est utilisée seule. Dans le cas d'une stérilisation, elle sera utilisée en prémédication, avant une induction avec du midazolam et de la kétamine par exemple (2). Cependant, elle cause une relaxation de l'œsophage et du cardia, et augmente donc les risques de fausse déglutition (1).
- BENZODIAZEPINES : le DIAZEPAM et le MIDAZOLAM sont principalement utilisés pour leurs propriétés myorelaxantes et tranquillisantes. Ces substances entraînent une faible dépression cardiovasculaire, ce qui les rend très appropriées pour une utilisation chez des individus affaiblis, âgés ou très jeunes, chez qui l'anesthésie présente un risque important. Elles peuvent donc se substituer aux α -2-agonistes dans les protocoles d'anesthésie (1).
- OPIACES : ils sont principalement utilisés pour leurs propriétés analgésiques, en association avec d'autres molécules (acépromazine par exemple). Des effets secondaires sont notables et leur intensité dépend de la molécule employée : dépression respiratoire, diminution de la motilité gastro-intestinale, euphorie, nausées, tachycardie... Le BUTORPHANOL et la MORPHINE sont les opiacés les plus utilisés. Cependant, il faut noter que le BUTORPHANOL (antagoniste pour les récepteurs μ) ne doit pas être administré en parallèle de la MORPHINE (agoniste pour les récepteurs μ) car ces deux molécules entreraient en compétition et aucune analgésie ne serait possible. L'utilisation de TRAMADOL et de METHADONE est

peu décrite dans la littérature car il semblerait que les effets secondaires sont trop importants par rapport à l'analgésie obtenue. Ces molécules sont également bénéfiques en période post-opératoire, mais la voie orale n'est pas recommandée car la flore et le pH du rumen limitent leur absorption (2).

- AZAPERONE : agent anesthésique employé couramment chez les porcins, elle n'est pas couramment utilisée chez les petits ruminants. Certaines études chez les moutons rapportent des effets de sédation similaires à l'acépromazine (7).

1.1.2.2. *Induction et maintien de l'anesthésie*

L'induction de l'anesthésie provoque la perte de conscience de l'animal, tout en assurant un relâchement musculaire complet et une bonne analgésie. A la suite de cette induction, cet état anesthésique est maintenu à l'aide de molécules injectables ou gazeuses.

- KETAMINE : cette molécule prodigue une bonne analgésie et possède une AMM pour les ovins et les caprins. Elle ne possède pas de propriétés myorelaxantes et doit donc être associée à d'autres molécules (acépromazine, benzodiazépines, xylazine, médétomidine...). Elle peut provoquer des effets secondaires comme une salivation excessive, des apnées (doses dépendantes) et de l'excitation au réveil. Si l'utilisation d'un anesthésique volatil est impossible, l'emploi de bolus lents de kétamine par voie intraveineuse est possible pour prolonger l'anesthésie (1).
- PROPOFOL : cette molécule est rapidement métabolisée et permet une anesthésie de courte durée et un réveil rapide, ce qui en fait une molécule de choix pour les chirurgies ambulatoires comme les castrations. C'est aussi une molécule idéale pour une induction avant l'emploi de gaz anesthésique par exemple. La dose ne doit pas dépasser 8 mg/kg chez les petits ruminants, en une administration intraveineuse lente pour limiter les risques d'apnées (1).
- ALFAXALONE : cette molécule semble adéquate pour une induction, notamment lorsqu'elle est couplée à du midazolam ou de la xylazine en prémédication (8,9).
- ISOFLURANE : cet anesthésique volatil comporte peu de risques pour les petits ruminants. Il permet d'ajuster précisément le niveau d'anesthésie et s'avère donc intéressant pour les chirurgies longues, comme peut l'être une ovario-hystérectomie par exemple. La taille du circuit doit être adapté à la taille de l'animal

et la littérature recommande 1 à 2% d'isoflurane pour un flux de dioxygène à 0,5-2L/min (1).

1.1.2.3. Anesthésies locales et régionales

Chez les petits ruminants d'élevage, les anesthésies loco-régionales sont fréquemment réalisées. Elles provoquent une perte temporaire de la sensibilité et de la motricité d'une partie restreinte du corps. Elles sont souvent combinées à une sédation et à une contention appropriée en ferme. Cependant, elles peuvent également être utilisées en complément d'une anesthésie générale.

Voici les techniques les plus couramment utilisées lors d'une intervention de stérilisation chirurgicale.

- **RACHIANESTHESIE LOMBO-SACREE** : elle anesthésie la région pelvienne et abdominale postérieure durant une à plusieurs heures, et peut donc être employée pour une ovariectomie ou ovario-hystérectomie. Elle consiste en une injection d'anesthésique dans l'espace sous-arachnoïdien (où se trouve le liquide céphalo-rachidien) afin d'obtenir un bloc moteur et sensitif de l'abdomen caudal et des membres pelviens et ainsi éviter une anesthésie générale (une sédation et une contention adaptée en complément pourraient ainsi suffire). Les molécules utilisées couramment sont la lidocaïne, la xylazine et la procaïne. Dans la littérature, la lidocaïne est couramment utilisée seule, à des doses comprises entre 0,2 et 1,3 mg/kg chez les petits ruminants (1,10,11). La xylazine, moins employée, est décrite à la dose de 0,05 mg/kg chez les ovins (12). Des mélanges sont également possibles : kétamine à 1,5 mg/kg et lidocaïne à 1,25 mg/kg chez la chèvre par exemple (13).

Technique : L'animal est placé en décubitus sternal, les membres postérieurs légèrement tirés crânialement. L'injection se fait entre le dernière vertèbre lombaire (L6) et la première vertèbre sacrale (S1), en ayant au préalable tondu et nettoyé la zone (*Figure 2*). Une aiguille de 20 gauges et 3,5 pouces est enfoncée perpendiculairement dans l'espace entre les deux vertèbres, de façon progressive et jusqu'à une remontée de liquide cérébrospinal. Puis l'injection de l'anesthésique se fait lentement, afin d'éviter une augmentation brutale de la pression intrarachidienne et une propagation trop crâniale du produit (14).



Figure 2 : Rachianesthésie chez une chèvre. L'individu est placé en décubitus sternal, la zone d'injection est tondu et désinfectée (A). L'aiguille est insérée perpendiculairement à la colonne vertébrale (B). Une remontée de liquide cébrospinal atteste du bon placement de l'aiguille pour l'injection (C). (Crédit : AVMA Journals)

- **ANESTHESIE EPIDURALE CAUDALE** : elle anesthésie la région périnéale et scrotale, pendant une durée plus courte que la rachianesthésie, et peut donc être employée pour une castration. Elle consiste en une injection d'anesthésique dans l'espace péri-dural du canal rachidien, ce qui désensibilise les trois dernières paires de nerfs sacrés de la colonne vertébrale, sans compromettre la fonction motrice des membres pelviens.

Selon le volume d'anesthésique injecté et ses effets, on distingue l'anesthésie péri-durale basse (faible volume injecté) qui touche les régions caudales et périnéales, et péri-durale haute (injection d'un volume élevé) lorsqu'elle remonte jusqu'au flanc.

Plusieurs molécules sont utilisées dans la littérature mais les plus courantes sont la xylazine, la lidocaïne et, depuis récemment, la procaïne. La procaïne possède une autorisation de mise sur le marché pour les ovins et, d'après le résumé des caractéristiques du produit, la posologie indiquée est de 3 à 5 mL de procaïne 2% pour une anesthésie péri-durale. Cependant, son délai d'action est plus long et sa durée d'action plus courte que la lidocaïne (15). La xylazine, injectée seule à la dose de 0,05 mg/kg chez les ovins, permet une analgésie plus prolongée mais d'installation plus lente par rapport à la lidocaïne (16,17). Cependant, certains auteurs ne la recommandent pas car l'analgésie procurée ne semble pas satisfaisante (18). La lidocaïne seule peut être utilisée à la dose 0,5 mg/kg chez les ovins et caprins, offrant une analgésie mise en place en quelques minutes et d'une durée allant jusqu'à 60 minutes (19). Certains auteurs montent jusqu'à une dose de 4 mg/kg de lidocaïne chez les chèvres, mais il faut tenir compte de la dose toxique de la lidocaïne chez les petits ruminants (6 mg/kg) (20). Ces deux molécules peuvent aussi être utilisées en association et cela apporte un bon compromis entre la mise en place de l'analgésie et sa durée : 0,4 mg/kg de lidocaïne et 0,05 mg/kg de xylazine (16).

Technique : Le placement de l'aiguille (calibre 18 et 1,5 pouces) se fait soit entre la dernière vertèbre sacrale S5 et la première vertèbre caudale Co1, soit entre les deux premières vertèbres caudales Co1 et Co2 (21). Pour identifier l'espace entre les deux vertèbres, il faut palper les processus épineux et faire bouger la queue de haut en bas (cette technique fonctionne uniquement pour localiser l'espace entre Co1 et Co2 car l'articulation entre S5 et Co1 est immobile) (22). Au niveau de la zone ciblée, les poils doivent être tondus et un nettoyage chirurgical est préconisé. L'aiguille est placée au centre de la dépression et avancée en direction crânio-ventrale à un angle de 15° par rapport à la verticale (*Figure 3*). L'aiguille est avancée jusqu'à ce qu'elle entre en contact avec le plancher ventral du canal vertébral. Ensuite, l'aiguille est retirée de quelques millimètres, afin de se situer dans l'espace épidural. Un positionnement correct peut être identifié en plaçant quelques gouttes d'anesthésique dans le manchon de l'aiguille ; la dépression dans l'espace épidural aspire les gouttes. L'anesthésique local peut ensuite être administré. Aucune résistance ne doit être rencontrée lors de l'injection (22).

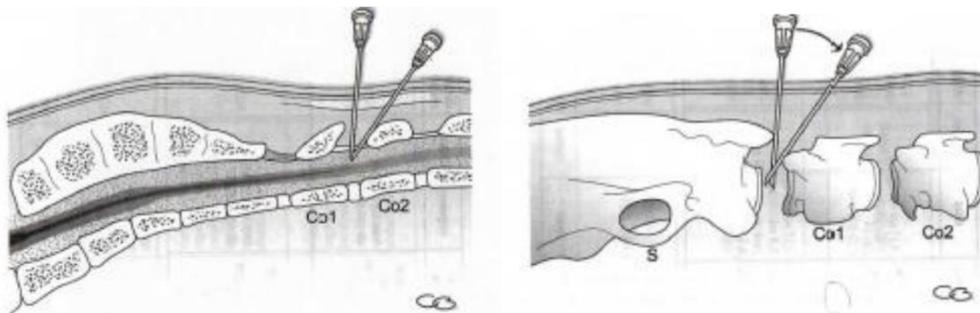


Figure 3 : Site d'injection lors d'une anesthésie épidurale, soit entre les vertèbres Co1 et Co2 (schéma de gauche), soit entre les vertèbres S5 et Co1 (schéma de droite). (Crédit : Guatteo et Holoherne, 2006)

- **INFILTRATION LOCALE** : Une infiltration est recommandée pour les ovariectomies et les castrations, en traçante sur la zone d'incision, en essayant d'injecter de l'anesthésique superficiellement (intradermique ou sous-cutané) et en profondeur dans le muscle. Les molécules disponibles sont la procaïne et la lidocaïne. Il ne faut pas excéder 6 mg/kg de lidocaïne chez les petits ruminants (dose toxique), tandis que la procaïne peut être utilisée à la dose de 100 à 400 mg par animal d'après le résumé des caractéristiques du produit. Si les volumes faibles sont contraignants à administrer, l'anesthésique local peut être dilué avec une solution isotonique de NaCl stérile (23).
- **BLOC EN L-INVERSE** : cette technique est une variante de l'infiltration locale, à la différence que les injections se font crânialement à l'incision, pour former un L-inversé (*Figure 4*). L'anesthésique local diffuse caudalement vers la zone d'incision, mais cela permet d'éviter l'œdème le long de la zone d'incision. En

revanche, la diffusion est parfois incomplète dans les plans musculaires profonds de l'abdomen, en particulier chez les animaux obèses (1). Les molécules et les doses utilisées sont identiques à celles de l'infiltration locale : lidocaïne (sans

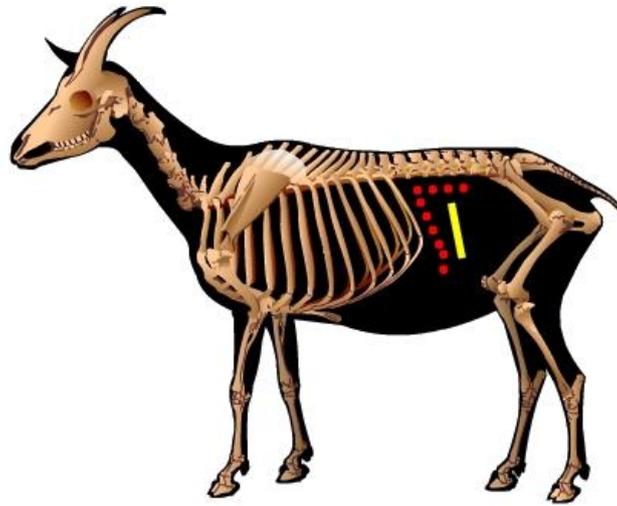


Figure 4 : Bloc en L-inversé sur une chèvre. En rouge les points d'injection de l'anesthésique local et en jaune la ligne d'incision prévue. (Adapté de *The biology of the goat*, Karin Christensen, 2022)

dépasser 6 mg/kg) et procaïne (100 à 400mg par individu).

- ANESTHESIE INTRATESTICULAIRE : En complément de l'infiltration locale réalisée au niveau de la zone d'incision, une anesthésie intra-testiculaire est possible, avec de la lidocaïne ou de la procaïne. Cependant, il faut tenir compte de la dose toxique de la lidocaïne (6 mg/kg) qui peut être rapidement atteinte sur des chevreaux ou des agneaux (compte tenu de leur faible poids). Tout comme l'infiltration locale, si les volumes sont contraignants à administrer car très faibles, l'anesthésique local peut être dilué avec une solution isotonique de NaCl stérile (23).

1.1.2.4. La gestion de la douleur

A la suite de la chirurgie, l'individu peut refuser de s'alimenter à cause de la douleur, et ainsi s'affaiblir. La gestion post-opératoire de la douleur est donc primordiale. Une injection d'un anti-inflammatoire non stéroïdien avant la chirurgie permet d'obtenir un soulagement optimal de la douleur (pour la liste des anti-inflammatoires et leur posologie, se référer au *Tableau 1* de cette thèse). La gestion de la douleur devra être poursuivie plusieurs jours après la chirurgie, sachant que la chèvre est moins tolérante à la douleur que la brebis.

Dans le tableau suivant, la posologie de chaque molécule est détaillée chez les ovins et caprins. La couleur des cases du tableau indique si la molécule possède une AMM (Autorisation de Mise sur le Marché) pour les petits ruminants (case verte), une AMM pour une autre espèce de production (case jaune) ou aucune AMM pour les animaux de production (case rouge).

AMM caprins, ovins, figurent au tableau 1 des substances autorisées	AMM pour un autre animal de production, figurent au tableau 1 des substances autorisées	Pas d'AMM pour les animaux de production, ne figurent pas au tableau 1 des substances autorisées
---	---	--

Tableau 1 : Molécules anesthésiques et analgésiques utilisées chez les petits ruminants

Famille	Molécule	Posologie (mg/kg)	Voie	Durée d'action	Délais d'attente
α-2-agonistes (1), (2)	XYLAZINE	<u>Ovin</u> : 0,05 – 0,4 IV 0,1 – 0,3 IM <u>Caprin</u> : 0,02–0,1 IV 0,05 – 0,1 IM	IV, IM	30-60 min	Viande : 1j Lait : 0j
	DETOMIDINE	<u>Ovin</u> : 0,003–0,02 IV 0,02 – 0,05 IM <u>Caprin</u> : 0,005–0,02 IV 0,02 – 0,03 IM	IV, IM	30-60 min	Viande : 2j Lait : 12h
	ROMIFIDINE	<u>Ovin et caprin</u> : 0,003 – 0,04 IV 0,04 – 0,08 IM	IV, IM	-	Viande : 9j Lait : Interdit
	DEXMEDETOMIDINE	<u>Ovin et caprin</u> : 0,002 – 0,010 IV 0,01 – 0,03 IM	IV, IM	30-45 min	NE PAS UTILISER SI CONSOUMATION
	MEDETOMIDINE	<u>Ovin</u> : 0,005-0,01 IM <u>Caprin</u> : 0,01–0,04 IM <u>Ovin et caprin</u> : 0,001 – 0,007 IV	IM, IV	30-60 min	NE PAS UTILISER SI CONSOUMATION
ACEPROMAZINE (1,24)		0,03 – 0,5 en IV 0,05 – 0,1 en IM	IV, IM	-	NE PAS UTILISER SI CONSOUMATION
AZAPERONE (1)		1	IM	Légère sédation	
Benzodiazépines (1)	DIAZEPAM	0,25 – 1 IV 0,5 – 2 IM	IV, IM	30 min	NE PAS UTILISER SI CONSOUMATION
	MIDAZOLAM	0,1 – 1	IV, IM	10-30 min	NE PAS UTILISER SI CONSOUMATION
Opiacés (1,17)	BUTORPHANOL	0,1 – 0,5 IV 0,05 – 0,5 IM	IV, IM	-	Viande : 1j Lait : 1j
	MORPHINE	0,05 - 0,5 q6h	IV, IM	4-6h	NE PAS UTILISER SI CONSOUMATION

	BUPRENORPHINE	<u>Ovin</u> : 0,005-0,01 <u>Caprin</u> : 0,01 q6h	IV, IM, SC	4h 6h	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
	FENTANYL	Patch 0,05mg/h si chèvre de 30-50kg		Efficace dès 18h, dure 3j	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
Dissociatifs	KETAMINE	0,5 – 22 IV 10 – 22 IM	IV, IM	Dépend de l'association	Viande : 1 j Lait : 0 j
ALFAXALONE (10) (8)		2,2 – 4,4	IV	10 min	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
PROPOFOL (10)		3 – 4	IV	5 min	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
Anesthésique volatile	ISOFLURANE	1,5 – 3% en maintien	-	-	Viande : 3j Lait : Interdit
Anesthésique local	PROCAÏNE 2% (AMM que ovins)	1 mL (épidurale basse) 5 mL (épidurale haute) 5–20 mL (infiltration)	-	30-60 min	Viande : 0 j Lait : 0 j
	LIDOCAÏNE	1-2 (Max 6)	-	30–120 min	Viande : 4,5j Lait : 4,5j
Anti - Inflammatoires Non Stéroïdiens (17,25,26)	ACIDE TOLFENAMIQUE	2	IV, IM	IV 24h IM 48h	<u>En IM</u> : Viande : 20j Lait : 0j <u>En IV</u> : Viande : 4j Lait : 12h
	CARPROFENE	4	IV, SC, PO	36-72h	Viande : 21j Lait : 0j
	FLUNIXINE	Caprins : 1 Ovins : 2,2	IV, IM, PO	12-24h	Viande : 10j Lait : 24h
	KETOPROFENE	2 - 3	IV, IM	24h	Viande : 1j en IV 2j en IM Lait : 0j
	MELOXICAM (AMM que caprin)	0,5	IV, SC	36-48h	Viande : 15j Lait : 5j
α-2-antagonistes (1,27)	Atipamezole	0,05 – 0,2	IV lent	-	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION

IM : Intramusculaire, IV : Intraveineuse, PO : Per os, SC : Sous-cutanée, h : heures

AMM : Autorisation de mise sur le Marché, j : jours, q6h : toutes les 6 heures, min : minutes,

1.1.3. Les étapes de l'anesthésie et les protocoles envisageables

Il est conseillé que l'individu ait 3 mois au minimum pour une castration (pour que les testicules soient suffisamment développés) et 6 mois au minimum pour une ovariectomie ou ovario-hystérectomie (pour que les ovaires soient facilement

identifiables lors de la chirurgie). Cependant, comme pour les carnivores domestiques, la stérilisation chirurgicale peut se faire à tout âge, du moment que le vétérinaire tient compte des risques pour l'animal (maladies sous-jacentes, obésité, etc.).

Si la chirurgie est programmée (ce qui est le plus souvent le cas), une mise à jeun est recommandée : 6h sans lait maximum pour les individus non sevrés (4) et entre 12 et 24h de jeun chez les individus sevrés (2). Une diète hydrique de 12h est aussi préconisée chez les individus sevrés, sauf en cas de températures extérieures trop élevées (2).

Dans un premier temps, au chevet de l'animal, le vétérinaire réalise un examen clinique de l'individu pour évaluer les risques encourus lors de l'anesthésie et la chirurgie, afin d'adapter au mieux le protocole. Durant cette étape, il ne faut pas oublier de peser l'animal pour ajuster au mieux les doses d'anesthésiques à administrer.

A la suite de cet examen clinique, le vétérinaire choisit le protocole d'anesthésie le plus adapté à l'animal et à la chirurgie souhaitée (le tableau ci-après présente des exemples de protocoles anesthésiques les plus couramment utilisés d'après la littérature). Il faut noter que toutes les molécules utilisées dans le *Tableau 2* ne disposent pas d'une AMM pour les petits ruminants. De plus, les protocoles résumés dans ce tableau doivent être complétés par une anesthésie locale et/ou loco-régionale (infiltration locale et péridurale ou rachianesthésie).

Tableau 2 : Exemples de protocoles anesthésiques pour la stérilisation chirurgicale des petits ruminants, une anesthésie locale et/ou loco-régionale doit être combinée à ces protocoles

Molécules	Voie	Posologie (mg/kg)	Rôle	Durée	Commentaires
XYLAZINE + KETAMINE (4)	IM	0,1 10 - 15	Anesthésie légère	20 min	<u>Ovins</u> : Ecornage, castration (avec anesth. locale)
XYLAZINE + KETAMINE (1,4)	IM	0,05 – 0,1 5 – 20	Anesthésie légère	20 min	<u>Caprins</u> : Ecornage, castration (avec anesth. locale)
XYLAZINE + KETAMINE (1,4)	IV	0,1 – 0,2 2 – 7,5	Anesthésie légère	25 min	<u>Ovins adultes</u> : Chirurgie courte durée (castration avec anesth. locale)

Molécules	Voie	Posologie (mg/kg)	Rôle	Durée	Commentaires
XYLAZINE + BUTORPHANOL (1,2)	IV	0,01 – 0,05 0,01 – 0,05	Sédation	20-60 min	<u>Ovins, caprins</u> : Sédation légère à modérée, en prémédication
DETOMIDINE + BUTORPHANOL (1)	IV	0,01 0,1	Sédation	-	-
DIAZEPAM + KETAMINE (4)	IV	0,25 5 – 7,5	Sédation	15 min	<u>Ovins, caprins</u> : castration avec anesth. locale, en prémédication
MIDAZOLAM + KETAMINE (28) + Gaz (isoflurane)	IV	0,1 2-4 5% puis 2%	Préméd. Induction et maintien	-	<u>Caprins</u> : ovariectomie (avec anesth. locale)
XYLAZINE + KETAMINE + BUTORPHANOL (4) + Gaz (isoflurane)	IV	0,05 – 0,1 1 0,05 – 0,1	Préméd. Induction et maintien	15-20 min	<u>Ovins</u> : Césarienne ou ovariectomie avec anesth. loco-régionale
XYLAZINE + KETAMINE + BUTORPHANOL (4) + Gaz (isoflurane)	IV	0,05 0,5 – 1 0,05	Préméd. Induction et maintien	15-20 min	<u>Caprins</u> : ovariectomie avec anesth. loco-régionale
ACEPROMAZINE + KETAMINE (1)	IV	0,55 2,2	-	-	-
MEDETOMIDINE + KETAMINE (1)	IM	0,015 5	-	45 min	-
MEDETOMIDINE + KETAMINE (1)	IV	0,025 1	Anesthésie légère	30 -60 min	-
DEXEMEDETOMIDINE + BUTORPHANOL + PROPOFOL + Gaz (isoflurane) (27)	IV	0,15 0,2 4-5 mg/kg 1,5-2%	Préméd. Induction Maintien	-	Anesthésie profonde : castration, ovariectomie +/- hystérectomie
MEDETOMIDINE + BUTORPHANOL	IM	0,01 – 0,02 0,04	Sédation et analgésie	-	-
PROPOFOL (1)	IV	4-6	Sédation ou induction	5-10 min	-
PROPOFOL (1)	IV	Maintien : 18 – 40 mg/kg/h	Maintien	-	Induction rapide, réveil rapide

IM : Intramusculaire, IV : Intraveineuse, Préméd. = prémédication, anesth = anesthésie ; min : minutes, h : heures

En ce qui concerne les zones d'injections des produits nécessaires à l'anesthésie et l'analgésie, plusieurs options sont possibles (*Figure 5*).

- Une injection sous-cutanée peut être effectuée partout où la peau est suffisamment souple pour la réalisation d'un pli de peau, le plus souvent dans la région de l'encolure ou au niveau du pli axillaire, derrière le membre thoracique.
- Concernant la voie intraveineuse, il est conseillé de poser un cathéter dans le cadre d'une intervention chirurgicale. En effet, celui-ci sera utile pour l'injection des molécules anesthésiques lors de l'induction et au cours de l'intervention si nécessaire, pour administrer des fluides isotoniques durant la chirurgie et en fin d'intervention pour administrer l'atipamézole par exemple. Les veines facilement accessibles pour la pose d'un cathéter après tonte et asepsie sont les veines jugulaires, céphaliques et saphènes.
- Une injection intramusculaire peut se faire dans les muscles de l'encolure (dans une zone située entre la gouttière jugulaire, le ligament nuchal et l'os de l'épaule), dans les muscles de l'épaule ou dans les muscles de la cuisse.

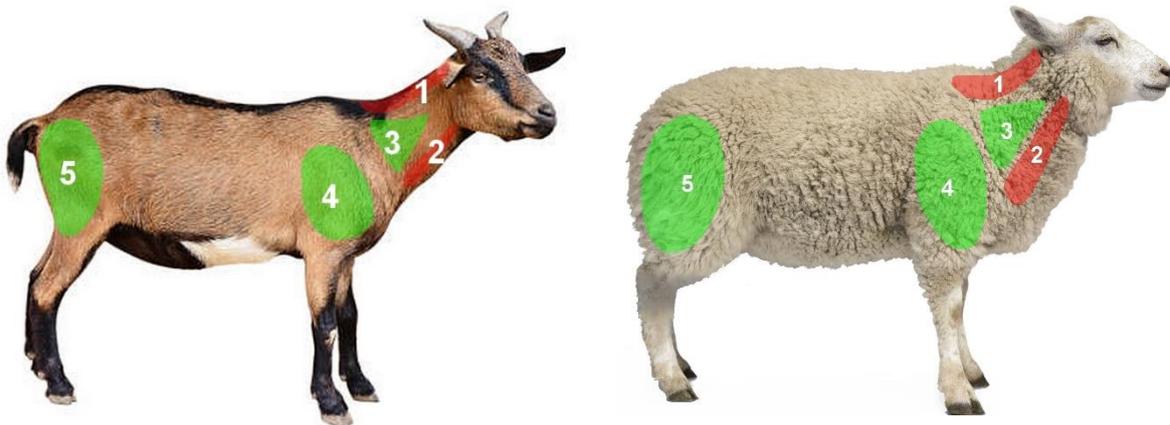


Figure 5 : Cartographie des zones d'injection intramusculaire chez les petits ruminants. Les zones en rouge sont à éviter (n°1 = Ligament nuchal, n°2 = gouttière jugulaire), et les zones en vert sont conseillées (n°3 = muscles de l'encolure, n°4 = muscles de l'épaule, n°5 = muscle de la cuisse)

Lorsque l'opération chirurgicale est de longue durée ou bien que les risques liés à l'anesthésie sont élevés, l'intubation endotrachéale est à envisager. La technique d'intubation est identique à celle des carnivores domestiques. L'administration d'un spray de lidocaïne au fond de la cavité buccale limite le réflexe laryngé et l'utilisation d'un laryngoscope facilite l'acte.

Une perfusion de solutés isotoniques n'est pas nécessaire sur des animaux en bonne santé et lorsque la chirurgie est de courte durée. Si une réhydratation est souhaitée (par exemple chez un animal resté longtemps sans accès à l'eau) et que l'individu est en bonne santé, un débit de 4-8 mL/kg/h de solutés isotoniques suffit. Si l'individu est en hypotension ou débilité, le débit peut être augmenté à 10-25 mL/kg/h (1).

1.1.4. Le monitoring

Pourquoi surveiller ?

Les molécules employées pour l'anesthésie peuvent induire des dépressions des systèmes cardio-vasculaire et respiratoire de l'animal. Il est donc intéressant de suivre ces fonctions vitales. De plus cela permet également de suivre l'anesthésie pour s'assurer qu'elle soit optimale, permettant ainsi un statut de narcose, une myorelaxation et une analgésie efficaces, tout en restant au plus proche de l'état physiologique de l'animal.

Surveiller quoi et comment ?

Les mêmes moniteurs et équipements utilisés pour d'autres espèces domestiques couramment anesthésiées peuvent être utilisés chez les petits ruminants.

- **Système nerveux central** : il est important d'évaluer la profondeur de l'anesthésie.

Les signes et reflexes utilisés lors des anesthésies de carnivores domestiques sont applicables aux petits ruminants. Par exemple, en cas d'anesthésie profonde, les pupilles sont dilatées, les paupières relâchées et le réflexe palpébral est absent. En revanche, lors d'anesthésies légères, les paupières restent toniques, un réflexe palpébral peut être présent et parfois des mouvements de déglutition ou de mastication sont visibles (1,17).

- **Fonction cardio-vasculaire** :

- Fréquence cardiaque : elle peut être surveillée à l'aide d'un stéthoscope classique ou œsophagien, ou bien avec un moniteur réalisant un électrocardiogramme (ECG). Dans ce dernier cas, les électrodes sont placées sur le membre thoracique gauche, le membre thoracique droit et le membre pelvien gauche afin que l'appareil mesure l'activité électrique du cœur et donne la fréquence cardiaque. D'après la littérature, la fréquence cardiaque des caprins est située physiologiquement entre 65 et 95 battements par minute, et celle des ovins entre 70 et 90 battements par minute (1,29–31). Durant l'anesthésie, la fréquence cardiaque ne doit idéalement pas s'éloigner des valeurs de référence.
- Pression artérielle systémique : elle peut être mesurée à l'aide d'un brassard placé au niveau du carpe et une sonde Doppler placée sur la face médiale du carpe ou bien à l'aide d'un tensiomètre relié à un brassard. Chez les ovins, les normes sont : une pression artérielle moyenne de 107 mmHg, une pression artérielle systolique de 140 mmHg et diastolique de 90 mmHg (32). Chez les caprins, les normes sont : une pression artérielle moyenne de 93,3mmHg, une pression artérielle systolique de 121 mmHg et diastolique de 79,5 mmHg (33). Durant l'anesthésie, afin d'assurer

une perfusion suffisante des tissus, la pression artérielle systolique doit être supérieure à 80 mmHg et la pression artérielle moyenne au-dessus de 60 mmHg.

- Temps de recoloration capillaire et couleur des muqueuses : ils renseignent sur la qualité de la perfusion tissulaire, bien que la méthode soit subjective. Le temps de recoloration capillaire doit être inférieur à 2 secondes et les muqueuses (buccale et génitale) roses et humides.

- **Fonction respiratoire :**

- Fréquence respiratoire : elle est calculée par observation des mouvements thoraciques ou à l'aide d'un moniteur de respiration. La fréquence respiratoire est plus basse durant l'anesthésie mais il ne faut idéalement pas s'éloigner de la valeur physiologique minimale qui est de 15 respirations par minutes (30,34).
- Mesure de la saturation en oxygène (SpO₂) : elle est réalisée à l'aide d'un oxymètre (la sonde peut être placée sur la langue par exemple) et en observant la couleur des muqueuses. La SpO₂ doit être supérieure à 95% durant l'anesthésie et la couleur des muqueuses doit être rose.
- Concentration en dioxyde de carbone à la fin d'un cycle respiratoire (EtCO₂) : elle est mesurée à l'aide d'un capnomètre. Idéalement, la EtCO₂ doit se situer entre 35 et 45mmHg durant l'anesthésie.

- **Température :**

Elle est mesurée à l'aide d'un thermomètre rectal ou œsophagien. Dans un environnement tempéré, la température rectale des ovins varie entre 38,3°C et 39,9°C et, chez les caprins elle se situe entre 38,6°C et 40°C (30,35). Il est recommandé de surveiller la température des animaux durant l'anesthésie afin de prévenir tout écart par rapport aux valeurs physiologiques.

Le *Tableau 3* présenté ci-dessous résume les paramètres physiologiques des petits ruminants. Pendant l'anesthésie, l'objectif est de maintenir les valeurs de l'animal aussi proches que possible de ces normes.

Tableau 3 : Résumé des principales valeurs physiologiques des petits ruminants, à surveiller lors d'anesthésie

	Fréquence cardiaque	Fréquence respiratoire	Température	TRC et couleur des muqueuses
Caprins (1,30)	65 – 95 (adulte au repos)	20 – 40 (chevreau) 15 – 30 (adulte)	38,6 – 40,0 °C	< 2 sec Roses et humides
Ovins (1,29,35)	70 - 90	10 - 30	38,3 – 39,0 °C	< 2 sec Roses et humides

1.2. Spécificités anatomiques de l'appareil reproducteur

1.2.1. Chèvre et brebis

Avant une chirurgie de l'appareil reproducteur, il est important de connaître la position, la forme et la taille des organes concernés (*Figure 8*).

L'appareil reproducteur femelle est tout d'abord constitué de deux ovaires de forme ovale et lisse d'environ 2 à 4 centimètres, contenant les ovocytes, les éventuels corps jaunes, et produisant les hormones sexuelles (œstrogène et progestérone). Ils sont reliés à l'utérus par des structures en forme d'entonnoir appelées *infundibulum*, qui se trouvent à l'extrémité des oviductes. Les oviductes se trouvent dans la partie terminale des cornes utérines. Ils sont le siège de la fécondation et assurent le transport de l'embryon jusqu'à l'utérus.

Chez les petits ruminants, l'utérus est séparé en deux cornes pouvant contenir chacune un ou plusieurs embryons. Si la femelle a déjà été gestante, on peut observer dans la paroi utérine les caroncules qui assurent le développement du ou des fœtus jusqu'à la naissance (*Figures 6 et 7*). Les deux cornes utérines sont reliées par le ligament intercornual, et suspendues dans la cavité abdominale par le ligament large. L'utérus se termine par le col de l'utérus, un canal musculaire constitué de nombreux plis. Il assure l'étanchéité de l'utérus aux bactéries et ne laisse passer le sperme que lors des chaleurs. De plus, un bouchon cervical de mucus renforce cette étanchéité lors de la gestation et en dehors des périodes de chaleurs. Le col s'ouvre sur le vagin, une structure tubulaire recouverte d'une muqueuse lisse et résistante, qui recueille le sperme lors de l'accouplement. La vulve est la partie terminale du système reproducteur. Elle ferme le vagin pour le protéger du dessèchement et des contaminations extérieures (36,37).

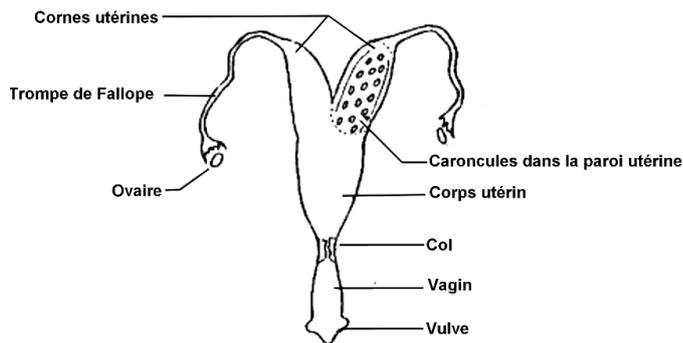


Figure 6 : Appareil reproducteur d'une brebis. (Crédit : Veterinary anatomy world)

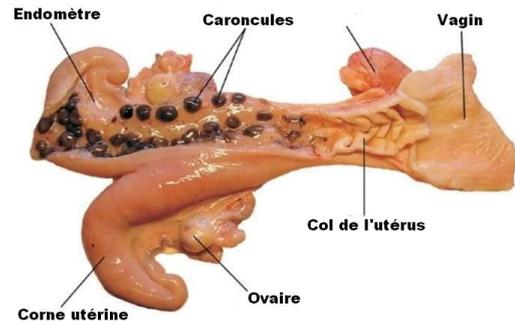


Figure 7 : Appareil reproducteur de la chèvre et de la brebis (Crédit : Département de l'agriculture et des forêts du Queensland)

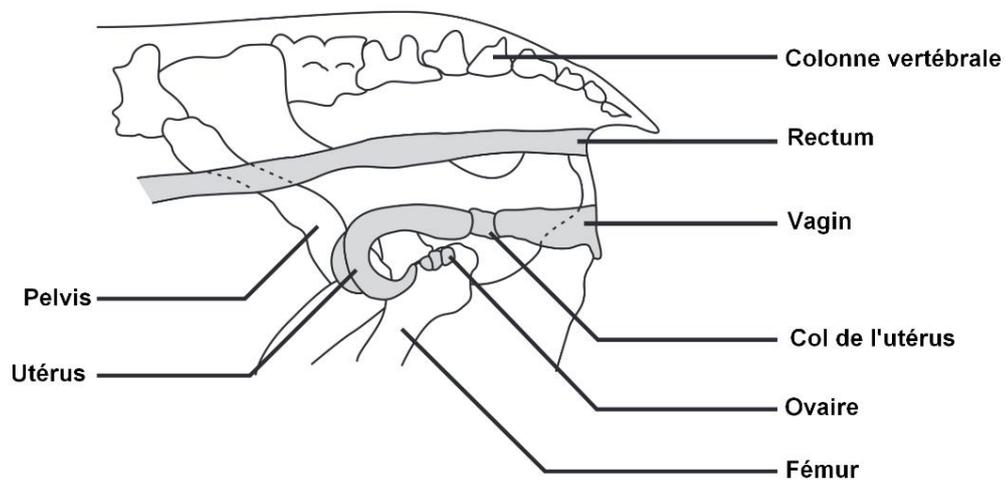


Figure 8 : Position des organes reproducteurs de la chèvre (Crédit : Université de Pine Bluff, Arkansas)

1.2.2. Bouc et bélier

L'appareil reproducteur mâle est constitué de deux testicules atteignant une dizaine de centimètres de long à l'âge adulte, produisant les spermatozoïdes et la testostérone, et suspendus dans un sac musculaire (le scrotum) en région inguinale. Parfois, chez le bouc, le scrotum peut être scindé en deux sacs, contenant chacun un testicule. Cela n'affecte en rien la fonction de reproduction, mais cette conformation pourra influencer sur la technique chirurgicale employée lors de la castration (36). La vascularisation des testicules se fait via l'artère testiculaire, une ramification directe de l'aorte. Les gamètes produits dans un testicule sont stockés et mûrissent dans l'épididyme avant de rejoindre le canal déférent qui les conduit jusqu'à l'urètre.

Des glandes accessoires (glandes bulbo-urétrales, prostate et vésicules séminales) sécrètent des fluides enrichissant le sperme (des nutriments comme le fructose, des

sécrétions alcalines diminuant le pH, etc.), qui se mélangent à l'éjaculat au niveau de l'ampoule déférente (qui fait la jonction entre le canal déférent et l'urètre).

Le pénis présente une flexion sigmoïde (en forme de S) qui lui permet de s'allonger pendant l'accouplement (*Figure 9*). Son rôle est de déposer le sperme dans le tractus génital femelle et à son extrémité se trouve un tube étroit appelé processus urétral, qui projette le sperme dans et autour du col de l'utérus de la brebis ou la chèvre (36,37).

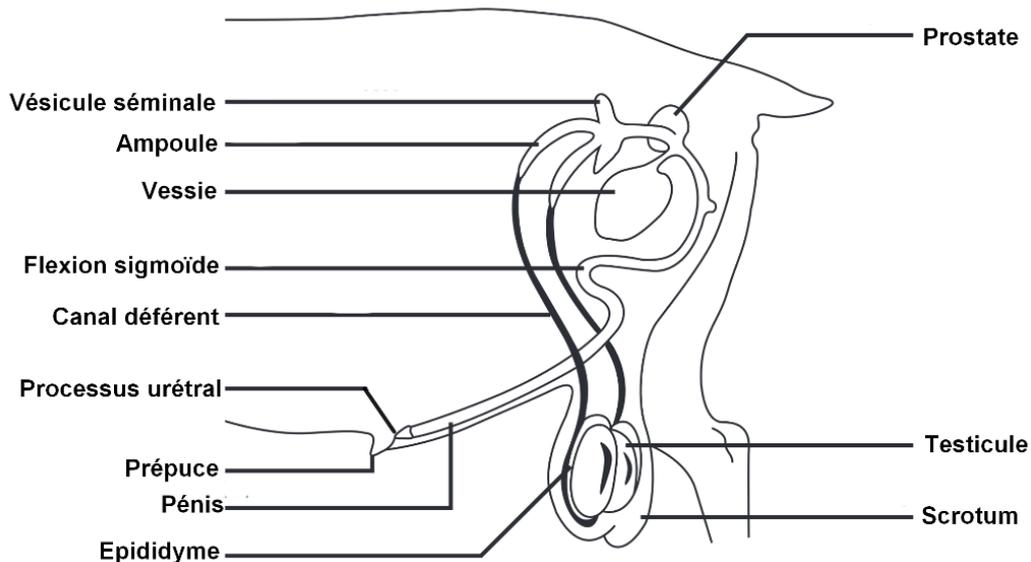


Figure 9 : Position des organes reproducteurs du bouc (Crédit : Université de Pine Bluff, Arkansas)

1.3. Physiologie de l'appareil reproducteur des petits ruminants

1.3.1. Puberté et reproduction

Chez les petits ruminants, la puberté peut être définie comme étant le moment du développement sexuel où l'individu devient capable de se reproduire (ovulation pouvant aboutir à une gestation chez la femelle, spermatozoïdes motiles dans l'éjaculat et séparation complète du prépuce et du pénis chez le mâle). Ce phénomène résulte d'une augmentation de la concentration des hormones pituitaires, entraînant une augmentation de taille et d'activité des gonades. Différents facteurs peuvent influencer l'âge de cette puberté, notamment le poids corporel, l'alimentation et la période de naissance dans l'année (un agneau né au printemps atteindra sa puberté plus tôt qu'un agneau né à l'automne). En moyenne, elle est atteinte aux alentours de 5 mois chez le mâle, et entre 4 et 8 mois chez la femelle (37,38).

1.3.2. Physiologie de l'appareil reproducteur des femelles

Sous nos latitudes, les chèvres et les brebis sont des espèces qui présentent un polyœstrus saisonnier. Lors d'un cycle, plusieurs vagues folliculaires se succèdent jusqu'à l'ovulation. Ce cycle œstral dure en moyenne 17 jours chez la brebis et 19 à 21 jours chez la chèvre (avec une durée plus variable chez la chèvre naine). Ces cycles débutent classiquement à l'automne chez les petits ruminants, lorsque la photopériode diminue, et s'arrêtent à la fin de l'hiver (25).

Chez la chèvre, le comportement pendant les chaleurs (ou œstrus), précédant l'ovulation, est bien visible : elle vocalise, présente une miction plus fréquente et une perte d'appétit. De plus, on peut observer une vulve gonflée et parfois des glaires filantes et transparentes qui s'en échappent. Les chaleurs durent en moyenne 24 heures chez une chevrette et jusqu'à 36 heures chez une chèvre (25,37).

Chez la brebis, en l'absence d'un bélier, les chaleurs sont frustes et uniquement remarquables avec le gonflement de la vulve. En présence d'un bélier, les chaleurs sont un peu plus visibles, avec un comportement de frottement au bélier, des urines émises plus fréquemment et une agitation de la queue (39). Les chaleurs de la brebis durent en moyenne 24 à 36 heures (40).

Il est intéressant de savoir reconnaître une femelle en œstrus car, durant cette période, il est déconseillé de pratiquer une intervention chirurgicale sur l'appareil reproducteur puisque celui-ci est fortement irrigué, donc les risques d'hémorragie per-opératoire sont augmentés.

Il faut noter que, chez la chèvre, il est possible d'observer des modifications physiologiques similaires à celles d'une gestation lors de la persistance d'un corps jaune, alors qu'il n'y a pas eu fécondation et que la femelle n'est pas gestante. Cet état, appelé pseudo-gestation, peut être accompagné d'une lactation et d'une dilatation de l'utérus due à une accumulation de liquide. Ce phénomène souligne une nouvelle fois l'intérêt de stériliser les chèvres, afin d'éviter des lactations sans gestation (pouvant mener à des mammites), et l'accumulation de liquide dans l'utérus (pouvant mener à un pyomètre) (32).

1.3.3. Physiologie de l'appareil reproducteur des mâles

La reproduction étant saisonnée chez les petits ruminants, la production de spermatozoïdes est plus accrue en automne et en hiver. De plus, la spermatogenèse est affectée lors de températures excessives et les mâles peuvent être temporairement stériles pendant 6 à 10 semaines lors de fortes chaleurs. Cependant, le mâle dispose de plusieurs outils pour réduire la température de ses testicules : le muscle crémaster externe et les fibres musculaires lisses du scrotum éloignent les testicules de la paroi

abdominale lorsqu'ils se décontractent, tandis qu'un réseau de vaisseaux sanguins (le plexus veineux pampiniforme) parcourant le scrotum permet de refroidir le sang artériel arrivant aux testicules (36).

1.4. Gestes techniques de la stérilisation chirurgicale des petits ruminants

1.4.1. Ovariectomie et ovario-hystérectomie

Ces chirurgies peuvent être pratiquées lors d'affections avérées du tractus reproducteur tels que des pyomètres chroniques, des néoplasies utérines ou ovariennes (par exemple l'adénocarcinome du col de l'utérus, de l'utérus ou du vagin ou la léiomyofibromatose), de l'hyperplasie adénomateuse cervicale, etc. (28,41).

De plus en plus de propriétaires souhaitent également stériliser leur chèvre pour de multiples raisons de convenance : éviter les comportements sexuels (surtout lors des chaleurs), prévenir une gestation, limiter l'apparition de maladies hormono-dépendantes (tumeurs ovariennes, hydromètres, pyomètres...), réduire la croissance du tissu mammaire (si la chirurgie est effectuée avant la puberté) et éviter ainsi les pseudo-lactations (surtout chez les races fortes productrices de lait) (42).

Idéalement la chirurgie doit être réalisée avant la puberté ou en dehors des périodes de chaleurs, afin que l'utérus soit moins vascularisé et donc les risques d'hémorragie diminués (25).

Pour cette chirurgie, une anesthésie générale ou une sédation couplée à une anesthésie régionale (rachianesthésie) sont recommandées (41) et des exemples de protocoles sont disponibles dans le *Tableau 2*. De plus, il est conseillé d'injecter avant la chirurgie un anti-inflammatoire non stéroïdien pour obtenir un soulagement optimal de la douleur (pour la liste des anti-inflammatoires et leur posologie, se référer au *Tableau 1*) (43). La gestion de la douleur devra être poursuivie plusieurs jours après la chirurgie, sachant que la chèvre est moins tolérante à la douleur que la brebis.

L'usage des antibiotiques doit être réfléchi, et si les conditions de chirurgie sont optimales (bloc de chirurgie, matériel parfaitement stérile, temps de chirurgie court...), ils ne sont pas nécessaires. En revanche, si le vétérinaire le juge nécessaire, ils peuvent être administrés avant la chirurgie ou juste après. En première intention, la benzylpénicilline associée à la dihydrostreptomycine sont souvent utilisées car le spectre est large et plusieurs spécialités possèdent une autorisation de mise sur le marché pour les ovins et caprins (Intramicine®, Pen-Hista-Strep®, etc.).

A la suite de la chirurgie, la femelle doit être placée au calme dans un box propre et la plaie surveillée tous les jours jusqu'à cicatrisation complète.

1.4.1.1. Ovariectomie par le flanc

L'approche par laparotomie du flanc est la plus utilisée pour accéder aux organes abdominaux et pelviens chez les petits ruminants. Cependant, cette voie d'accès possède des contraintes : certains organes sont difficilement accessibles car distants du point d'incision (une ovario-hystérectomie est difficile, voire impossible par exemple), le décubitus latéral prolongé sous anesthésie provoque une stase du rumen et augmente les risques d'acidose lactique toxémique, et il arrive en période post-opératoire que les individus frottent le site chirurgical jusqu'au relâchement des fils de suture, ce qui peut entraîner une déhiscence de plaie (20).

Il faut noter que l'approche par le flanc ne permet pas une ovario-hystérectomie.

Voici les étapes de la chirurgie, une fois l'animal anesthésié, et placé en décubitus latéral (41) :

1. Tonte large de la région du flanc gauche (*Figure 10*) ;
2. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
3. Si choix d'une infiltration locale d'anesthésique (en plus de l'anesthésie générale) : administration de procaïne (AMM ovins) ou de lidocaïne (AMM bovins), sur la future ligne d'incision. L'injection doit se faire précisément car l'épaisseur de la paroi abdominale varie de 2 à 4 cm donc si l'aiguille est enfoncée trop loin, le produit sera injecté dans la cavité abdominale plutôt que dans les muscles et la peau.
4. Incision verticale de la peau, dans le creux du flanc à mi-chemin entre la dernière côte et l'aile de l'ilium, 5 à 10 cm en-dessous des processus transverses des vertèbres. La longueur de l'incision est d'environ 6 à 8 cm, et il est important de savoir que l'épaisseur de la peau des petits ruminants varie en moyenne entre 1,5 mm et 3 mm selon la race et l'âge (44,45), (*Figure 11*).
5. Incision sur une longueur de 6 à 8 cm des muscles oblique externe, oblique interne et transverse, qui forment une couche musculaire fine (environ 1 cm). Cette étape peut se faire à l'aide d'un bistouri ou en dilacérant les couches musculaires avec les doigts pour que les muscles se déchirent dans le sens des fibres (*Figure 12*).
6. Ponction et ouverture du péritoine sur 6 à 8 cm ;
7. Recherche et isolement de l'ovaire gauche avec la main. Celui-ci est de forme ovale et mesure en moyenne 1,1 à 1,5 cm de long chez les petits ruminants adultes (46), (*Figure 13*).
8. Ponction du mésovarium juste sous l'ovaire et isolement de ce dernier à l'aide d'une pince clamp qui se place au niveau du pôle vasculaire de l'ovaire, et une pince clamp qui se place au niveau du pôle utérin ;
9. Sur le pôle vasculaire, ligature en masse ou transfixiante des vaisseaux (fil

résorbable, tressé, de calibre 2/0), (Figure 14).

10. Sur le pôle utérin, ligature en masse ou transfixiante (fil résorbable, tressé, de calibre 2/0) ;

11. Section de l'ovaire

12. Accompagnement des extrémités ligaturées jusqu'à leur position physiologique pour vérifier l'absence de saignements ;

13. Recherche de l'ovaire droit (plus profond), en suivant la corne utérine de l'ovaire gauche, puis répétition des mêmes étapes ;

14. Première suture : péritoine et muscles abdominaux (surjet ou point simples) avec un fil résorbable, tressé, de calibre 0 (Figure 15).

15. Deuxième suture : surjet sous-cutané avec un fil résorbable, tressé, de calibre 0, (Figure 16).

16. Troisième suture : peau (fil résorbable ou non, tressé, calibre 0), (Figure 17).

Remarque : si l'ovaire droit est difficilement accessible par le flanc gauche, il est possible d'ouvrir également le flanc droit. Les inconvénients de cette méthode sont la réalisation de deux plaies (une à droite et une à gauche) et une augmentation du temps de chirurgie (et donc d'anesthésie).



Figure 10 : Etape n°1 - Tonte large de la région du flanc gauche (Crédit photo : VetAgro Sup)



Figure 11 : Etape n°4 - Incision de la peau sur 6 à 8 cm (Crédit photo : VetAgro Sup)



Figure 12 : Etape n°5 et n°6 - Incision des muscles abdominaux et du péritoine sur 6 à 8 cm (Crédit photo : VetAgro Sup)



Figure 13 : Etape n°7 - Recherche et isolement de l'ovaire gauche (Crédit photo : VetAgro Sup)



Figure 14 : Etape n°9 et n°10 - Ligatures au niveau du pôle utérin et du pôle vasculaire de l'ovaire (Crédit photo : VetAgro Sup)



Figure 15 : Etape n°14 - Fermeture de l'abdomen avec un surjet simple en passant au travers du péritoine et des muscles abdominaux (Crédit photo : VetAgro Sup)



Figure 16 : Etape n°15 - Surjet sous-cutané (Crédit photo : VetAgro Sup)



Figure 17 : Etape n°16 - Suture de la peau, ici surjet à points passés (Crédit photo : VetAgro Sup)

1.4.1.2. Ovariectomie ou ovario-hystérectomie médioventrale

L'approche par laparotomie médio-ventrale a l'avantage de réduire les hémorragies per-opératoires et les réactions tissulaires post-opératoires (moins d'érythème, cicatrisation légèrement plus rapide) (20). La technique est similaire à celle des carnivores domestiques, et l'animal est placé sur le dos.

Voici les étapes de la chirurgie, une fois l'animal anesthésié et placé sur le dos (41,47):

1. Tonte large de l'abdomen ventral ;
2. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
3. Incision de la peau sur 6 à 8 cm, crânialement à la mamelle, sur la ligne médiane ;
4. Dissection du tissu sous-cutané pour révéler la ligne blanche ;
5. Ponction du péritoine puis ouverture sur 6 à 8 cm ;

6. Identification et extériorisation des cornes utérines à la main, en tractant doucement, jusqu'à sortir les ovaires (*Figure 18*) ;
7. Pour chaque ovaire, ponction du mésoovarium pour isoler le pôle vasculaire et le pôle utérin de l'ovaire à l'aide de pinces clamp ;
8. Sur le pôle vasculaire, ligature en masse ou transfixiante des vaisseaux (fil résorbable, tressé, de calibre 2/0) ;
9. Sur le pôle utérin, ligature en masse ou transfixiante (fil résorbable, tressé, de calibre 2/0) ;
10. Section d'un ovaire puis l'autre ;
11. Accompagnement des extrémités ligaturées jusque dans leur position physiologique pour vérifier l'absence de saignements ;
12. Première suture : péritoine et muscles abdominaux (surjet ou point simples) avec un fil résorbable, tressé, de calibre 0.
13. Deuxième suture : surjet sous-cutané avec un fil résorbable, tressé, de calibre 0.
14. Troisième suture : peau, avec un fil résorbable ou non, tressé, de calibre 0.



Figure 18 : Etape n°6 – Traction de l'utérus et des ovaires pour les sortir de l'abdomen (Crédit : Veterian key)

Lors de la réalisation d'une ovario-hystérectomie, la technique est similaire jusqu'à l'étape n°8 (la ligature du pôle vasculaire de chaque ovaire). Voici la suite des étapes lors d'une ovario-hystérectomie (41) :

- 9 bis. Section entre l'ovaire et les artères et veines ovariennes ligaturées ;
- 10 bis. Le ligament large est déchiré ou sectionné de manière à mobiliser l'utérus caudalement ;
- 11 bis. Pose de clamps hémostatiques sur le corps de l'utérus, à proximité du col (*Figure 19*)
- 12 bis. Au niveau du col de l'utérus, réalisation d'une ligature transfixiante l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 2/0 ;
- 13 bis. Section de l'utérus entre les clamps hémostatiques. Le moignon utérin peut éventuellement être suturé (surjet simple et/ou enfouissant).

14 bis. La suite de la chirurgie est la même que pour une ovariectomie : suture du péritoine et muscles abdominaux avec un fil résorbable, tressé, de calibre 0, puis surjet sous-cutané avec ce même fil, et enfin suture de la peau avec un fil résorbable ou non, tressé, de calibre 0.



Figure 19 : Etape n°11 bis - Pose de 2 clamps hémostatiques sur le col de l'utérus (Crédit : Veterian key)

1.4.2. Castration

Elle est conseillée pour éviter la reproduction, les odeurs (dues au marquage urinaire et aux glandes cornuales chez le bouc) et l'agressivité. Elle est aussi préconisée dans le cas d'affections testiculaires ou scrotales comme les orchites traumatiques ou infectieuses (bactéries du genre *Brucella spp.*), les granulomes spermatiques, l'hypoplasie et la dégénérescence testiculaire (dues à une carence en zinc ou à une hypothyroïdie), la cryptorchidie ou les varicocèles (27). Cependant, une des conséquences négatives de la castration semble être une augmentation de la fréquence des urolithiases.

Remarque : les bactéries du genre *Brucella*, responsables de la brucellose sont transmissibles à l'homme. C'est l'occasion de rappeler que, lors de castrations, les mesures de protections individuelles comme le port de gants, doivent être respectées.

Il existe différentes méthodes de castration pour les petits ruminants : avec un élastique, avec la pince de Burdizzo ou chirurgicalement. Nous développerons dans cette thèse uniquement cette dernière, qui réduit les risques de complications post-opératoires telles que les hématomes, le gonflement du scrotum et les infections (27). La chirurgie est conseillée entre 2 et 3 mois d'âge, pour que les testicules soient assez gros et que le processus urétral soit correctement détaché du prépuce, sans pour autant que la puberté soit atteinte (48).

La gestion de la douleur doit être prise en compte en amont de la chirurgie. L'administration d'un anti-inflammatoire non stéroïdien 20 minutes avant la chirurgie (liste et posologie dans le *Tableau 1*) est recommandée (49).

Plusieurs techniques chirurgicales sont réalisables, sur un individu sédaté ou sous anesthésie générale (des exemples de protocoles sont disponibles dans le *Tableau 2*). Dans cette thèse, la technique la plus courante est détaillée : la castration par abord scrotal.

Voici les grandes étapes de cette chirurgie une fois l'animal anesthésié (27,41) :

1. L'animal est placé sur le dos ou en décubitus latéral avec un membre postérieur relevé (*Figure 20*) ;
2. Tonte du scrotum ;
3. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
4. Si choix d'une anesthésie locale avec de la procaine (AMM ovins) ou de la lidocaïne (AMM bovins), se référer au paragraphe correspondant pour les détails de posologie ;
5. Incision cutanée verticale sur le scrotum, entre les 2 testicules (si la morphologie du scrotum le permet, sinon 2 incisions parallèles), OU ablation du tiers distal du scrotum ;
6. Incision de l'enveloppe vaginale et extériorisation de chaque testicule par traction douce, en détachant la graisse du cordon spermatique (*Figures 21 et 22*) ;
7. 1. Chez les jeunes de moins de 2 mois : traction de chaque testicule jusqu'à rupture des vaisseaux et du canal déférent (l'amincissement des vaisseaux par traction suffit à l'hémostase) (*Figure 23*) ;
2. Chez les jeunes de plus de 2 mois et les adultes : pour chaque testicule, ligature transfixiante ou en masse du cordon spermatique à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 2/0, puis retrait du testicule ;
8. Les cordons sont replacés dans l'enveloppe vaginale puis inspectés pour déceler des risques d'hémorragie ;
9. L'enveloppe vaginale peut être refermée par un point en X à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 2/0 (*Figure 24*) ;
10. Des points cutanés ou un surjet simple peuvent être réalisés pour faciliter la cicatrisation du scrotum, à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 2/0 (*Figure 25*).

A la suite de la chirurgie, une antibiothérapie peut être mise en place si les conditions d'asepsie ne sont pas optimales, et l'administration d'un sérum antitétanique est conseillée si la plaie est laissée ouverte (il existe une AMM pour les bovins) (10). Le

mâle doit être ensuite placé au calme dans un box propre et la plaie surveillée tous les jours jusqu'à cicatrisation complète.



Figure 20 : Etape n°1, 2 et 3 – L'animal anesthésié est placé sur le dos ou le flanc, le scrotum est tondu et nettoyé en vue de la chirurgie (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)



Figure 21 : Etape n°6 - Incision de l'enveloppe vaginale (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)



Figure 22 : Etape n°6 - Traction du testicule hors de l'enveloppe vaginale en détachant la graisse du cordon spermatique (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)



Figure 23 : Etape n°7.2. – Ligature en masse du cordon spermatique de chaque testicule (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)



Figure 24 : Etape n°9 - Point en X sur l'enveloppe vaginale (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)



Figure 25 : Etape n°10 – Surjet simple du scrotum (Crédit : Jardin zoologique du muséum de Besançon)

En résumé, bien que les techniques de stérilisation chirurgicale chez les petits ruminants présentent des similitudes avec celles pratiquées chez les carnivores domestiques, elles exigent une connaissance approfondie des particularités anatomiques propres aux ovins et aux caprins. L'engagement du vétérinaire envers des pratiques chirurgicales sûres, efficaces et non douloureuses joue un rôle essentiel dans la promotion de la santé de ces petits ruminants, qui sont considérés comme des animaux de compagnie par leurs propriétaires.

2. LES PORCINS DE COMPAGNIE

2.1. L'anesthésie et l'analgésie en vue de la stérilisation

2.1.1. Les risques anesthésiques

Il est crucial de connaître les caractéristiques anatomiques et physiologiques propres à l'espèce avant de procéder à toute anesthésie, car les risques anesthésiques découlent de ces particularités. Le cochon est une espèce monogastrique donc l'approche anesthésique se rapproche de celle des carnivores domestiques. Cependant, c'est une espèce sensible au stress et il est préférable de le manipuler le moins possible avant la chirurgie (examen clinique et induction de l'anesthésie dans la caisse de transport par exemple) (50). Voici ci-dessous les principaux risques à prendre en considération pour anticiper d'éventuels problèmes pendant l'anesthésie.

- **Hypothermie** : ce risque est présent en particulier sur les petits gabarits, et lors de l'utilisation de certaines molécules anesthésiques provoquant une vasodilatation périphérique et donc une déperdition de chaleur (azapérone par exemple) (51).
- **Hyperthermie maligne** : on retrouve cette anomalie génétique chez certaines races de porcs (Landrace et Pietrain en particulier). Elle est à l'origine d'une anomalie du contrôle du calcium intracellulaire, ce qui provoque une myopathie se manifestant lors d'une anesthésie gazeuse. Les symptômes sont notamment une augmentation brutale de la température corporelle, une tachypnée, une tachycardie et des muscles qui se rigidifient. Le traitement consiste en l'arrêt de l'administration d'anesthésique volatil, une ventilation artificielle riche en dioxygène et des mesures de rafraîchissement (eau glacée, administration de fluides froids, etc.) (51).
- **Obstruction respiratoire** : la forme de la tête du porc, la graisse en région pharyngée (en particulier chez les petites races), ainsi qu'un larynx de petite taille augmentent les risques d'obstruction des voies respiratoires lors d'une sédation ou d'une anesthésie. Les races brachycéphales (cochon vietnamien par exemple) sont encore plus sujettes à ce risque. De plus, la salivation ou des régurgitations peuvent accentuer cette obstruction. L'intubation endotrachéale réduit ce risque, mais, si elle est impossible, le cou et la tête doivent être maintenus étendus (1,52).
- **Régurgitations** : pour limiter ce risque, l'animal doit être à jeun au moins 6h avant l'anesthésie, et de préférence 12 à 24h lors de chirurgies abdominales comme la stérilisation des femelles (51).

- **Hypoglycémie chez le jeune non sevré** : les porcelets sont sensibles aux fluctuations de la glycémie en raison de leur immaturité métabolique. La suppression de l'aliment lacté ne doit ainsi pas excéder 4 à 6h (1).

En conclusion, les principaux risques rencontrés lors de l'anesthésie des porcins sont les risques d'obstructions respiratoires et d'hypoventilation, les risques de régurgitations et les problèmes de thermorégulation. Afin de minimiser ces risques, l'animal doit idéalement être mis à jeun, intubé, et sa température attentivement surveillée. Les jeunes individus sont susceptibles de faire des hypoglycémies, donc il est recommandé d'éviter de couper le lait plus de quatre à six heures.

2.1.2. Les molécules disponibles

Dans la loi française, le cochon domestique (*Sus scrofa domesticus*) est une espèce considérée comme productrice d'aliments. La prescription de substances pharmacologiquement actives est donc réglementée, tout comme les ovins et les caprins domestiques traités en première partie de cette thèse. Les LMR (Limites maximales de Résidus) permettent de définir des seuils acceptables, dans les denrées alimentaires issues d'animaux traités, de substances contenues dans les médicaments vétérinaires. D'après le règlement (CE) 37/2010 de la Commission du 22 décembre 2009, les substances pharmacologiquement actives sont classées dans deux tableaux : le tableau 1 des substances autorisées et le tableau 2 des substances interdites chez les animaux producteurs de denrées. De plus, récemment, le règlement européen (UE) 2019/6 a modifié partiellement l'ordre de la cascade et la détermination des temps d'attente à appliquer (6).

Il faut ainsi noter que pour l'espèce porcine (dont la viande et les abats sont susceptibles d'être consommés), si une molécule ne possède pas d'AMM pour les porcins, mais qu'elle est inscrite au tableau 1 des substances autorisées, le temps d'attente correspond :

- Au temps d'attente le plus long prévu pour la viande et les abats dans le résumé des caractéristiques du produit, multiplié par 1,5 ;
- A 28 jours si le médicament n'est pas autorisé pour les animaux producteurs de denrées alimentaires ;
- A 1 jour si le temps d'attente viande pour les espèces de l'AMM est nul et que ce médicament est utilisé chez un individu d'une famille taxinomique autre que les espèces cibles autorisés.

Malgré ces contraintes réglementaires, on peut voir dans la littérature que des molécules n'étant pas inscrites au tableau 1 des substances autorisées sont employées sur des cochons de compagnie dont les denrées ne sont pas consommées.

Les paragraphes suivants listent les molécules utilisées sur les porcins dans la littérature.

Pour connaître la posologie de ces molécules, si elles sont inscrites au tableau 1 des substances autorisées ou non, et si elles disposent d'une AMM pour les porcins, il faut se référer au *Tableau 4* de cette thèse. Des exemples de protocoles combinant plusieurs molécules sont également disponibles dans le *Tableau 5*.

2.1.2.1. *Sédation / prémédication*

La sédation permet un état de légère dépression du système nerveux central. L'individu est ainsi vigile mais calme, voire somnolent.

- **AZAPERONE** : agent anesthésique le plus employé (car il possède une AMM pour les porcins), il est utilisé pour la sédation, la prémédication, et comme anxiolytique. Il est couramment utilisé pour les castrations, en combinaison avec un anesthésique local. Pour une anesthésie plus profonde, il peut être combiné avec de la kétamine et éventuellement du butorphanol, par voie intramusculaire. L'azapérone provoque une vasodilatation périphérique. Cela entraîne une déperdition de chaleur et donc augmente les risques d'hypothermie pendant l'anesthésie. En contrepartie, elle est très efficace contre l'hyperthermie maligne, dès la dose de 0,5 mg/kg par voie intramusculaire. Chez les gros verrats, des cas de priapisme ont été signalés lorsque la dose utilisée d'azapérone dépasse les 1 mg/kg (1,51,53).
- **ACEPROMAZINE** : administrée seule, elle ne permet pas une sédation adéquate et ses effets cardiovasculaires dissuadent de l'utiliser sur des individus affaiblis. Cependant, elle agit en synergie avec d'autres substances, comme la kétamine. Lorsque l'utilisation d'un gaz anesthésique est envisagée, l'administration d'acépromazine réduit le risque d'hyperthermie maligne, dès la dose de 1 mg/kg par voie intramusculaire. Certains auteurs font part d'un risque de thrombus en cas d'injection intraveineuse, tandis que d'autres ne rapportent aucun problèmes par voie intraveineuse, y compris chez les petites races (1,51,53).
- **BENZODIAZEPINES** : Le DIAZEPAM et le MIDAZOLAM sont principalement utilisés pour leurs propriétés myorelaxantes et tranquillisantes. Ils entraînent une faible dépression cardiovasculaire, ce qui les rend très appropriés pour une utilisation chez des individus affaiblis, âgés ou très jeunes, chez qui l'anesthésie présente un risque important (1). Ces deux agents peuvent être employés en association avec de l'azapérone, de la kétamine, ou du propofol, car ils ne

permettent pas une sédation convenable s'ils sont utilisés seuls. En revanche, il faut noter que les porcs y sont plus sensibles que les autres animaux de ferme donc les doses pour obtenir une bonne sédation seront inférieures. Les deux molécules peuvent être administrées par voie intraveineuse ou intramusculaire mais la biodisponibilité du diazépam est meilleure lors d'injection intraveineuse. Des études rapportent également l'utilisation de midazolam par voie intranasale chez des porcelets et des cochons adultes (1,51).

- α -2-AGONISTES : ils produisent un effet sédatif, une analgésie et une relaxation musculaire
 - XYLAZINE : les porcins sont moins sensibles aux α -2-agonistes que les autres animaux de ferme, donc les doses à administrer seront plus importantes. Employée seule, la xylazine ne permet pas une bonne sédation. Elle peut être utilisée en synergie avec d'autres molécules comme la kétamine et le butorphanol par exemple. Cette molécule peut provoquer des vomissements chez le porc, surtout lorsque l'individu possède des problèmes digestifs ou qu'il n'est pas à jeun (1,51).
 - DETOMIDINE : elle est souvent associée à la kétamine dans le but d'obtenir une anesthésie de courte durée (1).
 - MEDETOMIDINE : l'effet sédatif et la relaxation musculaire induits par cette substance augmentent proportionnellement à la dose tant que celle-ci est inférieure à 0,1 mg/kg. Au-delà de ce seuil, seule la durée de l'anesthésie est prolongée (1). En comparaison à la xylazine, cette molécule procure une meilleure sédation, une meilleure relaxation musculaire et une bonne analgésie. Elle peut également être employée avec du butorphanol et de la kétamine.

Remarque : Les effets des α -2-agonistes ci-dessus peuvent être annulés grâce à un antagoniste, l'atipamézole. Cependant, cette molécule est interdite chez les animaux de production car sa toxicité pour l'homme n'a pas été testée.

- OPIACES : leur utilisation chez le cochon domestique est peu documentée dans la littérature car ils sont moins efficaces chez les porcins que chez les autres mammifères (1,54). Des doses plus élevées sont ainsi nécessaires pour obtenir une analgésie adéquate. Les posologies et molécules utilisées chez les porcins sont disponibles dans le *Tableau 4* de cette thèse.

2.1.2.2. *Induction et maintien de l'anesthésie*

L'induction de l'anesthésie provoque la perte de conscience de l'animal, tout en

assurant un relâchement musculaire complet et une bonne analgésie. A la suite de cette induction, cet état anesthésique est maintenu à l'aide de molécules injectables ou gazeuses.

- KETAMINE : cette molécule prodigue une bonne analgésie et possède une AMM pour les porcins. Elle ne possède pas de propriétés myorelaxantes donc doit être associées à d'autres molécules (diazepam ou xylazine par exemple), ce qui permet également de réduire les risques d'effets secondaires tels que l'excitation, la polypnée, un érythème, etc. Si l'utilisation d'un anesthésique volatil ou l'intubation sont impossibles, l'emploi de bolus de kétamine par voie intraveineuse est possible pour prolonger l'anesthésie (1,51).
- ALFAXOLONE : cet anesthésique stéroïdien provoque moins d'apnées chez les porcs lorsqu'il est utilisé pour l'induction. Cependant, une hypoventilation peut survenir lorsqu'il est utilisé pour le maintien de l'anesthésie (51).
- PROPOFOL : cette molécule est rapidement métabolisée et permet une anesthésie à action rapide et de courte durée, idéale pour une induction avant l'emploi d'un gaz anesthésique par exemple. L'intubation doit se faire immédiatement après l'induction car le propofol provoque des apnées chez les porcins (1,53).
- ISOFLURANE : ce gaz anesthésique possède une AMM pour les porcins de moins de 7 jours (utile en élevage pour des castrations précoces). S'il est utilisé sur des cochons de compagnie, le circuit doit être adapté à la taille de l'animal. Un adulte est généralement maintenu sous 1 à 3 L/min de dioxygène et 2 à 3% d'isoflurane. Les signes d'hyperthermie maligne doivent être surveillés (se référer au paragraphe « Risques anesthésiques » de cette thèse) et, s'ils sont présents, l'isoflurane doit être coupé et des mesures pour refroidir l'animal doivent être prises (51).

Certains praticiens recommandent une anesthésie gazeuse au masque sans prémédication préalable car la polypnée induite par le stress permet une saturation rapide des alvéoles pulmonaires. Cependant cette option ne permet pas une gestion multimodale de l'anesthésie et elle est source de stress pour l'animal (50).

2.1.2.3. *Anesthésies locales et régionales*

Chez les porcins, les anesthésies locales ou loco-régionales peuvent être utilisées en complément d'une anesthésie générale. Elles provoquent une perte temporaire de la sensibilité et de la motricité d'une partie restreinte du corps.

Voici les techniques les plus couramment utilisées lors d'une intervention de stérilisation chirurgicale.

- **ANESTHESIE EPIDURALE LOMBOSACREE** : elle permet une anesthésie de l'abdomen caudal et des membres postérieurs. Elle est employée pour des chirurgies obstétricales, y compris pour les césariennes, mais encore peu utilisée pour la stérilisation chirurgicale et reste assez complexe à mettre en place sur des gros gabarits. La molécule la plus utilisée est la lidocaïne. Pour les castrations, la dose est 4 mL/100kg de lidocaïne 2% et pour les césariennes ou ovariectomies 10 mL/100kg. L'anesthésie est efficace environ 2 heures (1,55).

Technique : l'animal sédaté est placé en décubitus sternal, les membres postérieurs étirés vers l'avant. La zone lombo-sacrée est tonduée puis nettoyée chirurgicalement. Une aiguille (de calibre 19 gauges et minimum 4 cm de longueur) est introduite perpendiculairement aux vertèbres, dans l'espace lombo-sacré (*Figure 26*). Aucun liquide ne doit sortir de l'aiguille après son introduction, et, lorsque la lidocaïne est injectée, il ne doit pas y avoir de résistance (55).

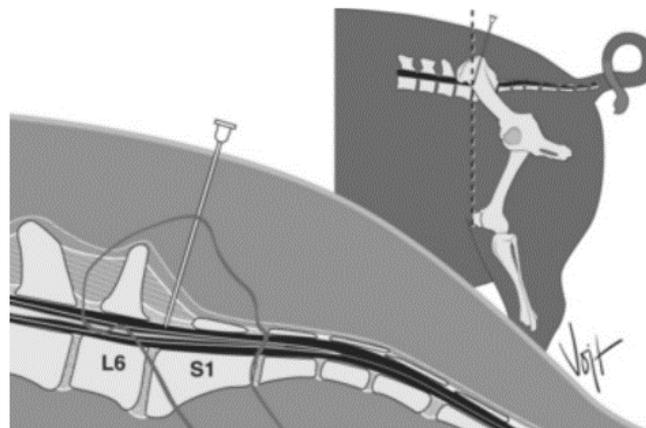


Figure 26 : Localisation de l'injection épidurale lombosacrée chez le porc (Crédit : Veterian Key)

- **INFILTRATION LOCALE** : une infiltration est recommandée pour les laparotomies en vue d'une stérilisation et pour les castrations, en traçante sur la zone d'incision. Les molécules disponibles sont la procaïne (100 à 400 mg selon la taille de l'animal) et la lidocaïne (4 mg/kg), injectées en sous-cutané et en profondeur jusqu'au péritoine chez la femelle (56).

- ANESTHÉSIE INTRATESTICULAIRE : elle est couramment employée lors des castrations. Une petite quantité d'anesthésique peut être injectée en sous-cutané au point d'incision du scrotum mais la majorité de la dose est injectée dans le stroma du testicule (*Figure 27*). Plusieurs molécules sont disponibles, notamment la lidocaïne et la procaïne, mais seule cette dernière possède une AMM pour les porcins. Les effets commencent 5 minutes après injection. Des études menées à l'Ifip - Institut du Porc ont montré que la lidocaïne était plus efficace que la procaïne lors de castrations chez les porcelets. La dose recommandée chez un jeune porcelet est de 0,5 mL de lidocaïne à 2% par testicule, et l'injection doit avoir lieu 4 à 15 minutes avant la castration (57).



Figure 27 : Injection intra-testiculaire de lidocaïne chez un porcelet (Crédit : HODGKINSON, 2007)

Une variante de l'anesthésie intra-testiculaire a été pensée pour que les éleveurs de porcs destinés à la consommation humaine puissent castrer les porcelets de moins de 7 jours, en tenant compte du bien-être animal. Dans ce cas, le produit utilisé, commercialisé sous le nom de Tri-Solfen®, est sous la forme d'un gel qui s'applique autour du cordon spermatique de chaque testicule à l'aide d'une canule à bout rond, après incision de la peau du scrotum et de l'enveloppe vaginale. Ce gel est composé de deux anesthésiques locaux (lidocaïne et bupivacaïne), d'un antiseptique (cétrimide) et d'un vasoconstricteur limitant les pertes de sang (adrénaline). La dose employée varie de 1 à 2 mL par porcelet (58).

2.1.2.4. La gestion de la douleur

La gestion post-opératoire de la douleur est primordiale, sinon le porc ne s'alimentera pas et sera sujet aux ulcères gastriques (qui sont aggravés par le stress).

L'utilisation de méloxicam (0,4 mg/kg/j par voie intramusculaire) ou de kétoprofène (3 à 6 mg/kg/j par voie intramusculaire) est indiquée en pré-opératoire et dans les premiers jours après l'intervention chirurgicale selon la douleur (50). La posologie des autres anti-inflammatoires existant dans l'arsenal thérapeutique vétérinaire est disponible dans le *Tableau 4* qui suit.

Dans le tableau suivant, la posologie de chaque molécule utilisée lors d'anesthésie chez le porc est détaillée. La couleur des cases du tableau indique si la molécule possède une AMM (Autorisation de Mise sur le Marché) pour les porcins (case verte), une AMM pour une autre espèce de production (case jaune) ou aucune AMM pour les animaux de production (case rouge).

AMM pour les porcins, figurent au tableau 1 des substances autorisées	AMM pour un autre animal de production, figurent au tableau 1 des substances autorisées	Pas d'AMM pour les animaux de production, ne figurent pas au tableau 1 des substances autorisées
---	---	--

Tableau 4 : Molécules anesthésiques et analgésiques utilisées chez les cochons domestiques

Famille	Molécule	Posologie (mg/kg)	Voie	Durée d'action	Délais d'attente
α - adrenergique	AZAPERONE (1,51)	1-2 (jusqu'à 8)	IM	20 – 30 min	18 j
α-2-agonistes (1,2,51) (59)	XYLAZINE	0,5 - 4	IM	-	1,5 j
	DETOMIDINE	0,04 0,08	IV IM	Courte	3 j
	ROMIFIDINE	0,2	IM	-	9 j
	MEDETOMIDINE	0,02 – 0,2	IM	-	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
Dissociatifs (1,51)	KETAMINE	5 – 30 Bolus IV 2 - 4	IM, IV	10 – 30 min	0 j
Opiacés (1,51,53,60,61)	BUTORPHANOL	0,1 – 0,3	IM, IV	4 – 6h	1 j
	MORPHINE	0,2 – 1	IM	4 – 6h	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
	BUPRENORPHINE	0,01 – 0,1	IM, IV, SC	8 – 12h	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
	METHADONE	0,2 – 0,5	IM	-	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
	FENTANYL	Patch 0,075-0,1mg/h si porcin de 20-40kg	Patch entre les omoplates	2 - 3j	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION

	TRAMADOL	1 – 5	IM, PO	2 – 8h	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
Benzo-diazépines	DIAZEPAM (51)	0,5 – 2 1 – 10	IV, IM	20 – 30 min	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
	MIDAZOLAM (1,51)	0,1 – 0,6 (jusqu'à 5 en IM)	IM, IV	20 – 30 min	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
-	PROPOFOL (1,51)	1 – 11	IV	15-20 min	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
-	ALFAXALONE (51)	2 – 6	IV, IM	15 min	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
-	ACEPROMAZINE (1,51)	0,03 – 0,5 Max 15mg/porc	IM (IV)	20-30 min	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION
Anesthésique volatil	ISOFLURANE (AMM porcelets < 7j)	2-3 %	-	-	2 j
Anesthésique local	PROCAÏNE	100 – 400 mg/adulte	SC, épidurale	30 – 60 min	0 j
	LIDOCAÏNE	2 – 4	SC, épidurale	-	4,5 j
Anti-Inflammatoire Non Stéroïdien	ACIDE TOLFENAMIQUE	2	IM, SC	12 – 24h	16j
	CARPROFENE	2 – 4	IM, SC, PO	12 – 24h	21 j
	FLUNIXINE	2,2	IM	24 – 48h	22 j
	KETOPROFENE	3	IM, PO	12 – 24h	3j IM, 1j PO
	MELOXICAM	0,4	SC	24h	5 j
α -2-antagonistes (1)	Atipamezole	0,2	IM, IV	-	NE PAS UTILISER SI CONSOMMATION

IM : Intramusculaire, IV : Intraveineuse, PO : Per os, SC : Sous-cutanée,
AMM : Autorisation de mise sur le Marché, j : jours, min : minutes, h : heures

2.1.3. Les étapes de l'anesthésie et les protocoles envisageables

Il est conseillé que l'individu ait entre 2 et 6 mois, afin que les testicules ou les ovaires soient bien développés et donc facilement identifiables à la chirurgie, sans pour autant que l'animal ait eu le temps de prendre beaucoup de poids et de graisse (50). En effet, la graisse est une contrainte lors d'intervention chirurgicale : elle peut retarder l'absorption et donc l'action des molécules anesthésiques (ce qui peut mener à un surdosage), elle gêne le chirurgien (surtout la graisse sous-cutanée très développée chez le porc, et la graisse intra-abdominale), et cela complique la cicatrisation (le risque d'éventration chez la femelle augmente avec le poids de l'animal). Cependant, comme pour les carnivores domestiques, la stérilisation chirurgicale peut se faire à tout âge, du moment que le vétérinaire tient compte des risques pour l'animal (maladies sous-jacentes, obésité, etc.).

Si la chirurgie est programmée (ce qui est le plus souvent le cas), une mise à jeun est recommandée. Pour une castration, le mâle doit être mis à jeun au moins 6 heures (51). Pour une ovariectomie ou ovario-hystérectomie, la femelle doit être à jeun au moins 12 heures avant la chirurgie et jusqu'à 24 heures chez une truie adulte, car l'objectif est de faciliter la recherche des ovaires avec un tube digestif le moins rempli possible (62). Une diète hydrique de 8 à 12h est idéale mais non indispensable (50).

Dans un premier temps, au chevet de l'animal, le vétérinaire réalise un examen clinique de l'individu pour évaluer les risques encourus lors de l'anesthésie et la chirurgie, afin d'adapter au mieux le protocole. Durant cette étape, il ne faut pas oublier de peser l'animal pour ajuster au mieux les doses d'anesthésiques à administrer.

A la suite de cet examen clinique, le vétérinaire choisit le protocole anesthésique le plus adapté à l'animal et à la chirurgie souhaitée. Voici ci-dessous les exemples de protocoles anesthésiques les plus couramment utilisés d'après la littérature. Il faut noter que toutes les molécules utilisées dans ce tableau ne disposent pas d'une autorisation de mise sur le marché pour les porcins. De plus, les protocoles résumés dans ce tableau doivent être complétés par une anesthésie locale et/ou régionale (infiltration locale et péridurale ou rachianesthésie).

Tableau 5 : Exemples de protocoles anesthésiques pour la stérilisation chirurgicale des cochons, une anesthésie locale ou loco-régionale doit être combinée à ces protocoles

Molécules	Voie	Chronologie des injections	Posologie (mg/kg)	Durée	Commentaire
DEXMEDETOMIDINE + MIDAZOLAM + BUTORPHANOL(50) + KETAMINE ou Gaz (iso/sevoflurane)	IM	Prémédication	0,02	-	-
	IM	Prémédication	0,2		
	IM	Prémédication	0,2		
	IM/IV	Induction Induction	5-20		
XYLAZINE + BUPRENORPHINE (50) + KETAMINE ou Gaz (iso/sevoflurane)	IM	Prémédication	0,2	-	-
	IM	Prémédication	0,03		
	IM/IV	Induction	5-20		
		Induction			
AZAPERONE + KETAMINE (1)	IM	Prémédication	2 - 8	30 min	-
		Induction	15 – 20		
AZAPERONE + KETAMINE + BUTORPHANOL (51)	IM	-	1 – 2	-	-
			5		
			0,1 – 0,2		

Molécules	Voie	Chronologie des injections	Posologie (mg/kg)	Durée	Commentaire
AZAPERONE + DETOMIDINE + BUTORPHANOL + KETAMINE (63)	IM	Prémédication Anesthésie générale	4 0,1 0,2 10	-	Castrations
AZAPERONE + KETAMINE + PROPOFOL (1) + Gaz (iso/sevoflurane)	IM IM IV	Prémédication Prémédication Induction Maintien	2 10 2	-	-
ACEPROMAZINE + KETAMINE (1)	IM	Simultanées	0,5 - 1 10 - 27	20-30 min	Anesthésie légère
ACEPROMAZINE + KETAMINE (1)	IM	Simultanées	0,39 15	65 – 80 min	Anesthésie cochon vietnamien
DIAZEPAM + KETAMINE (51)	IV, IM	Simultanées	0,5 - 2 10 - 30	20 – 40 min	-
XYLAZINE + KETAMINE + /- BUTORPHANOL (1,51)	IM	-	1 – 3 5 0,1 – 0,2	60 min	Anesthésie légère cochon vietnamien
AZAPERONE + XYLAZINE + KETAMINE (62)	IM	Prémédication Induction Induction	2 2 10	30min	Bolus de kétamine (10 mg/kg) toutes les 20- 30min ou gaz
DETOMIDINE + BUTORPHANOL + MIDAZOLAM (60)	IM	-	0,1 0,2-0,3 0,2-0,3	-	Castrations
DETOMIDINE + BUTORPHANOL + KETAMINE (1,64)	IM	-	0,1 – 0,2 0,1 – 0,3 8 – 22	-	-
MEDETOMIDINE + BUTORPHANOL + KETAMINE (65)	IM	-	0,08 0,1 – 0,2 2 - 5	60 – 120 min	-
XYLAZINE + KETAMINE (1)	IM	Simultanées	4 5 – 20	20 – 30 min	Anesthésie courte
ACEPROMAZINE + XYLAZINE + KETAMINE (1)	IM	Prémédication Induction Induction	0,1 2 10	-	-
MIDAZOLAM + KETAMINE (1)	IM	Sédation	0,5 – 2 10 – 30	20 – 40 min	-
MEDETOMIDINE + KETAMINE (1)	IM	Sédation	0,1 10	15-60 min	Anesthésie légère
XYLAZINE + MEDETOMIDINE +KETAMINE (1)	IM	-	0,2 0,08 2	60 – 120 min	-

Molécules	Voie	Chronologie des injections	Posologie (mg/kg)	Durée	Commentaire
XYLAZINE + BUTORPHANOL + KETAMINE (1)	IM	-	2 0,22 10-11	60 – 120 min	Anesthésie courte pour chirurgies abdominales
MEDETOMIDINE + PROPOFOL (1)	IM IV	Simultanées	0,02 – 0,04 2 – 4	-	Anesthésie légère chez les porcs de 30-60kg
XYLAZINE + MIDAZOLAM + KETAMINE (1)	IM	-	2 0,25 20	70 – 100 min	-
XYLAZINE + KETAMINE + TRAMADOL (66)	IM	-	2,5 25 5	30 – 60 min	-

IM : Intramusculaire, IV : Intraveineuse, min : minutes, h : heures

En ce qui concerne les zones d'injections des produits nécessaires à l'anesthésie et l'analgésie, plusieurs options sont possibles.

- Une injection sous-cutanée peut être effectuée partout où la peau est suffisamment souple pour la réalisation d'un pli de peau, le plus souvent entre les omoplates.
- Une injection intramusculaire peut être réalisée à la base de l'oreille dans le cou (au niveau de la 2^{ème} vertèbre cervicale), dans le triceps, le quadriceps ou le fessier (*Figure 28*). Attention car les porcs ont une épaisseur de graisse sous-cutanée importante (4 cm en moyenne) donc l'injection intramusculaire doit être suffisamment profonde (51).
- Concernant la voie intraveineuse, il est conseillé de poser un cathéter dans la veine auriculaire latérale qui est la plus facilement accessible (*Figures 29, 30 et 31*) (67). D'après la littérature, la veine cave antérieure, la veine jugulaire, la veine céphalique et la veine coccygienne sont également des sites envisageables pour poser un cathéter intraveineux mais avec bien plus de difficultés (site inconfortable, veine non visible et cachée sous plusieurs centimètres de graisse) (68).



Figure 28 : Zones d'injections intramusculaires chez le porc délimitées en vert

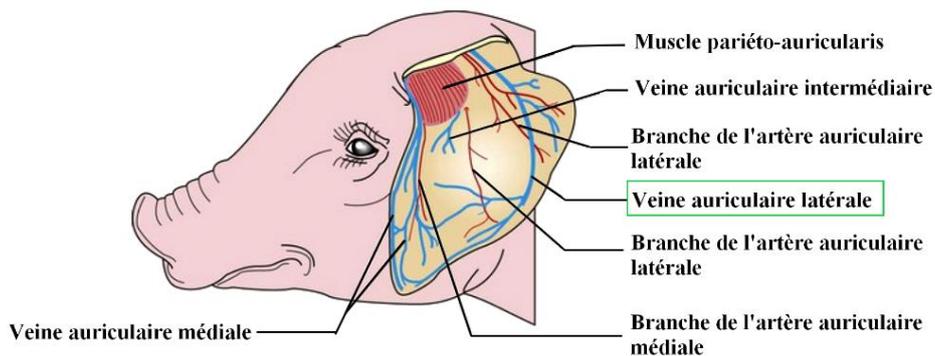


Figure 29 : Vaisseaux sanguins de la région auriculaire chez le porc. Le site privilégié pour poser un cathéter intraveineux est la veine auriculaire latérale (encadré vert). Crédit : Textbook of veterinary anatomy, 4th ed. St. Louis, WB Saunders, 2010



Figure 30 : Pose d'un garrot sur l'oreille pour visualiser la veine auriculaire latérale (Crédit : HODGKINSON, 2007)



Figure 31 : Pose d'un cathéter intraveineux dans la veine auriculaire latérale (Crédit : American association of laboratory animal science)

Lorsque l'opération chirurgicale est de longue durée ou bien que les risques liés à l'anesthésie sont élevés, l'intubation endotrachéale est à envisager. Cependant, l'anatomie des voies respiratoires du porc rend complexe l'intubation. Dans un premier

temps, l'administration d'un spray de lidocaïne au fond de la cavité buccale limite le reflexe laryngé. Puis, l'utilisation d'un long laryngoscope et/ou d'un stylet rigide pour guider la sonde dans la trachée est recommandée (Figure 32). Lorsque la sonde pénètre dans la trachée, elle doit être pivotée de 180° (pour être orientée en direction dorsale) et avancée doucement.

Tableau 6 : Guide des tailles de sondes endotrachéales en fonction du poids du cochon (Crédit : HODGKINSON, 2007)

Taille du cochon	Diamètre de la sonde
5 kg	3 – 5 mm
25 kg	6 mm
50 kg	9 mm
Adultes de grande race	14 – 16 mm

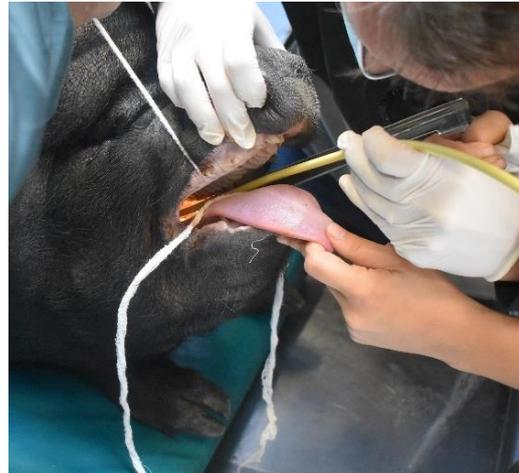


Figure 32 : Intubation endotrachéale d'une truie avant ovariectomie (Crédit : VetAgro Sup)

Une perfusion de solutés isotoniques n'est pas nécessaire sur des animaux en bonne santé et lorsque la chirurgie est de courte durée (comme par exemple une castration de jeune cochon). Lorsque la chirurgie est longue ou invasive (ovariectomie ou ovario-hystérectomie par exemple), il est conseillé de perfuser l'animal avec un soluté isotonique tel que du NaCl ou du Ringer Lactate, à un débit de 4-8 mL/kg/h si l'individu est en bonne santé. Si l'individu est en hypotension ou débilité, le débit peut être augmenté à 10-25 mL/kg/h (1).

2.1.4. Le monitoring

Pourquoi surveiller ?

Les molécules employées pour l'anesthésie peuvent induire des dépressions des systèmes cardio-vasculaire et respiratoire de l'animal. Il est donc intéressant de suivre ces fonctions vitales. De plus, cela permet également de suivre l'anesthésie pour s'assurer qu'elle soit optimale, permettant ainsi un statut de narcose, une myorelaxation et une analgésie efficaces, tout en restant au plus proche de l'état physiologique de l'animal.

Surveiller quoi et comment ?

Les mêmes moniteurs et équipements utilisés pour d'autres espèces domestiques couramment anesthésiées peuvent être utilisés chez les porcs.

- **Système nerveux central** : il est important d'évaluer la profondeur de l'anesthésie.

Les signes et reflexes utilisés lors des anesthésies de carnivores domestiques sont applicables aux porcins. Par exemple en cas d'anesthésie profonde, le réflexe palpébral et le réflexe cornéen sont absents. En revanche, lors d'une anesthésie légère, les réflexes palpébral et cornéen peuvent être présents et parfois des mouvements de déglutition ou de mastication sont visibles.

- **Fonction cardio-vasculaire** :

- Fréquence cardiaque : elle peut être surveillée à l'aide d'un stéthoscope classique ou œsophagien, ou bien avec un moniteur réalisant un électrocardiogramme (ECG). Dans ce dernier cas, les pinces crocodiles utilisées habituellement pour fixer les électrodes peuvent être difficiles à positionner en raison de la peau épaisse et de la graisse sous-cutanée des porcs. Une alternative consiste à utiliser des électrodes à aiguille (calibre 25 gauges) insérées en sous-cutané ou des électrodes adhésives (patches) maintenues sur la peau après l'avoir nettoyée (53). Les électrodes sont placées sur le membre thoracique gauche, le membre thoracique droit et le membre pelvien gauche afin que l'appareil mesure l'activité électrique du cœur et donne la fréquence cardiaque. D'après la littérature, la fréquence cardiaque d'un cochon varie physiologiquement entre 60 et 120 battements par minute, et celle des porcelets est plus élevée (au-delà de 100 et jusqu'à 230 battements par minute) (32). Durant l'anesthésie, la fréquence cardiaque ne doit idéalement pas s'éloigner des valeurs de référence.
- Pression artérielle : elle peut être mesurée à l'aide d'un brassard et une sonde Doppler ou bien à l'aide d'un tensiomètre relié à un brassard. Le brassard peut être placé juste au-dessus ou juste en dessous du carpe ou du tarse (53). Les normes chez les porcins sont : une pression artérielle moyenne de 100 mmHg, une pression artérielle systolique de 140 mmHg et diastolique de 80 mmHg (32).
- Temps de recoloration capillaire et couleur des muqueuses : ils renseignent sur la qualité de la perfusion tissulaire, bien que la méthode soit subjective. Le temps de recoloration capillaire doit être inférieur à 2 secondes et les muqueuses (buccale et génitale) roses et humides.

- **Fonction respiratoire** :

- Fréquence respiratoire : elle est calculée par observation des mouvements thoraciques ou à l'aide d'un moniteur de respiration. La fréquence respiratoire est plus basse durant l'anesthésie mais il ne faut idéalement pas s'éloigner des valeurs

physiologiques d'un porc au repos, qui varient de 32 à 58 respirations par minutes (32)

- Mesure de la saturation en oxygène (SpO₂) : elle est réalisée à l'aide d'un oxymètre (la sonde peut être placée sur la langue par exemple) et en observant la couleur des muqueuses. La SpO₂ doit être supérieure à 95% durant l'anesthésie et la couleur des muqueuses doit être rose.
- Concentration en dioxyde de carbone à la fin d'un cycle respiratoire (EtCO₂) : elle est mesurée à l'aide d'un capnomètre. Idéalement, la EtCO₂ doit se situer entre 35 et 45 mmHg durant l'anesthésie.

- **Température :**

Elle est mesurée à l'aide d'un thermomètre rectal ou œsophagien. Chez le porc d'élevage, la température rectale est comprise entre 38,7 et 39,8°C. Chez les cochons nains vietnamiens, la température rectale peut être inférieure à la plage de référence rapportée pour les cochons domestiques. En moyenne, leur température rectale est de 37,6°C, mais celle-ci peut varier sur une plage allant de 35,1 à 39,6°C en fonction des températures extérieures et de l'âge (69).

Le tableau présenté ci-dessous résume les paramètres physiologiques des cochons. Pendant l'anesthésie, l'objectif est de maintenir les valeurs de l'animal aussi proches que possible de ces normes.

Tableau 7 : Valeurs physiologiques du cochon domestique

	Fréquence cardiaque	Fréquence respiratoire	Température (°C)	TRC et couleur des muqueuses
Adulte	60 – 120 (32)	32 – 58 (32)	38,7 – 39,8 (32)	< 2 sec Roses et humides
Jeunes (avant sevrage)	100 – 110 230 (32)		Nain vietnamien : 35,1 – 39,6 (69)	

2.2. Spécificités anatomiques de l'appareil reproducteur

2.2.1. La truie

Avant une chirurgie de l'appareil reproducteur, il est important de connaître la position, la forme et la taille des organes concernés (*Figure 34*).

Chez la truie, les ovaires sont situés caudalement à la vessie et souvent cachés dans les circonvolutions utérines. A l'âge adulte, ils font la taille d'une noix et présentent une structure mûriforme (en raison des nombreux follicules ou corps jaunes à leur surface), ce qui facilite leur identification lors de la chirurgie. Ils sont irrigués par l'artère et la veine ovarienne au pôle antérieur, et par l'artère utéro-ovarienne et sa veine satellite au pôle utérin (62).

L'utérus est bifide et chaque corne utérine est allongée et possède de nombreux replis (*Figure 33*). Les cornes sont suspendues à la voûte lombaire par les ligaments larges, qui sont lâches et donc permettent à l'utérus une plus grande liberté de mouvement dans la cavité abdominale (62).

Selon les races, il peut y avoir un développement inégal de l'appareil génital et donc des différences anatomiques. Chez les races dites « longilignes » (Landrace, Large White...), l'utérus est très développé et les ovaires gros et facilement identifiables. Chez les races anglaises plus trapues et « ramassées » (Large Black...), l'utérus est plus petit et fragile et les ovaires sont de taille plus petite (62).

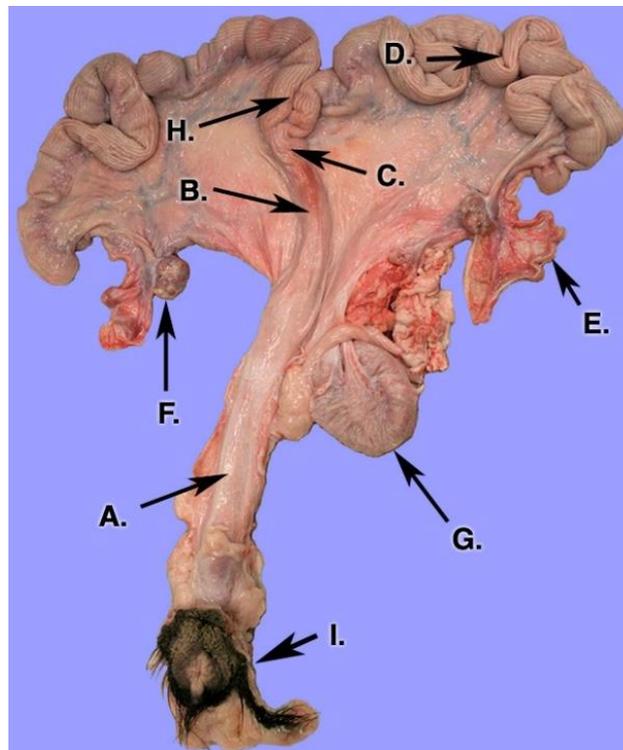


Figure 33 : Appareil reproducteur de la truie. A = vagin ; B = col de l'utérus ; C = corps utérin ; D = corne utérine ; E = trompe de Fallope ; F = ovaire ; G = vessie ; H = bifurcation des 2 cornes utérines ; I = vulve (Crédit = University of Wisconsin Madison)

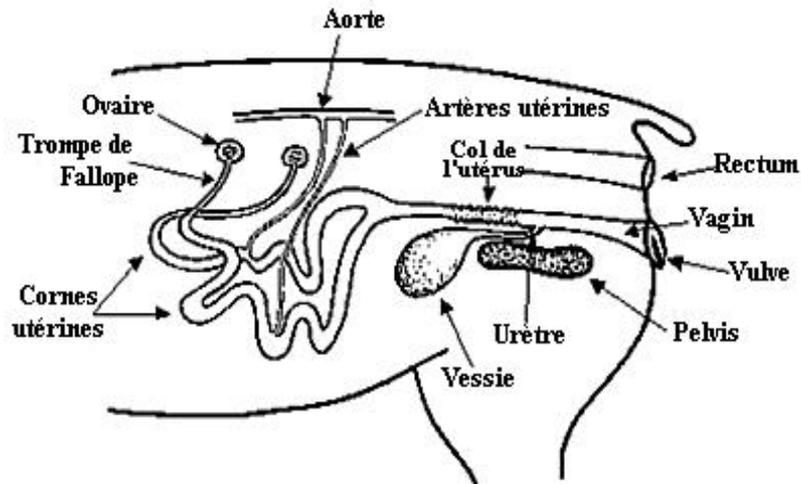


Figure 34 : Disposition des organes reproducteurs chez la truie (Crédit : University of Veterinary and Animal Sciences, Bikaner, Rajasthan, India)

2.2.2. Le verrat

L'appareil reproducteur du verrat est constitué d'un pénis fibro-élastique présentant une flexion sigmoïde et se terminant par un gland caractéristique de forme spiralée. Au repos, le pénis est rétracté dans le prépuce. Au niveau de la partie dorsale de la cavité préputiale, le verrat possède une structure appelée diverticule préputial, dans lequel stagne des petites quantités d'urine, de sperme et d'autres fluides, et abritant une importante population bactérienne. La contraction des muscles préputiaux crâniens en coordination avec l'activité de monte semble vider le contenu du diverticule préputial sur le pénis, fournissant une lubrification pour l'accouplement. Le scrotum, glabre et non pendulaire, présente un sillon médian prononcé et se trouve en région périnéale basse (Figure 35). Il contient les testicules qui produisent les spermatozoïdes et hormones sexuelles et qui peuvent mesurer jusqu'à 10 centimètre de long à l'âge adulte chez les grandes races (70).

Des glandes sexuelles accessoires sont présentes chez le porc et contribuent à former les fluides enrichissant le sperme. Les glandes séminales et les glandes bulbo-urétrales sont très développées et contribuent à former la majeure partie du volume de fluide de l'éjaculat du verrat, tandis que la glande prostatique est de plus petite taille (70).

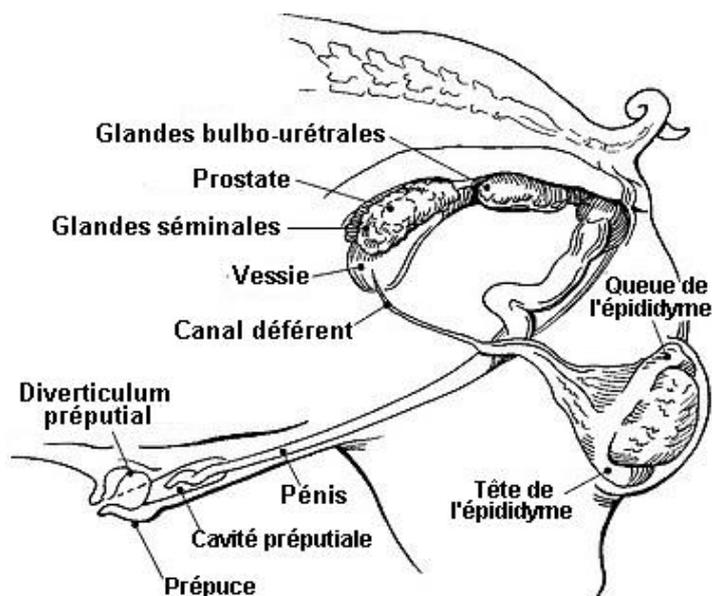


Figure 35 : Disposition des organes reproducteurs chez le verroat (Crédit : Universidade Federal do Rio Grande do Sul)

2.3. Physiologie de l'appareil reproducteur des cochons

2.3.1. Puberté et reproduction

La puberté est un processus complexe conduisant à une maturité sexuelle complète des porcins mâles et femelles, qui deviennent ainsi capables de se reproduire. Elle est accompagnée de changements distincts dans la physiologie et l'anatomie du système reproducteur. Par exemple, le pénis du verroat prépubère ne possède pas de flexion sigmoïde et est attaché à la paroi du prépuce par le frein du pénis. Sous l'influence des androgènes, la croissance du pénis se produit et l'activité de monte du verroat augmente ; ces événements conduisent respectivement au développement de la flexion sigmoïde et à la rupture du frein. A l'issue de la puberté, le verroat produit des spermatozoïdes motiles et aptes à féconder un ovocyte, et la truie ovule et devient apte à mener une gestation à terme (70).

Chez la femelle comme chez le mâle, l'âge de la puberté varie en fonction de la race, de la lignée génétique, des conditions d'élevage et de l'alimentation (32,62).

En moyenne, la femelle atteint sa puberté entre 3 et 8 mois, tandis que le mâle ne l'est souvent pas avant 5 mois (32,62,70). Des verrats de moins de 5 mois produisent parfois des spermatozoïdes mais n'ont pas la libido adéquate pour un accouplement suivi d'une éjaculation (70).

2.3.2. Particularités physiologiques de la reproduction chez les femelles

La truie domestique est une espèce polyœstrienne dont le cycle œstral dure en moyenne 21 jours (32). La photopériode peut influencer la reproduction, puisque l'apparition d'un œstrus est plus fréquente en été (71). Les chaleurs (ou œstrus) durent en moyenne 2 jours mais peuvent se prolonger jusqu'à 5 jours chez certaines femelles (32). Il est important de savoir identifier les signes d'œstrus car il est déconseillé d'effectuer une chirurgie de l'appareil reproducteur durant cette période, du fait de sa très grande vascularisation. Les différents signes visibles sont : un gonflement de la vulve, de l'agitation, une diminution de l'appétit, et une immobilité de la truie lorsqu'on applique une pression sur son dos (réflexe naturel qui se produit lors de l'accouplement avec un verrat). L'ovulation a lieu sur les deux ovaires, et 14 à 16 ovocytes peuvent être libérés au total (32).

2.3.3. Particularités physiologiques de la reproduction chez les mâles

Les verrats sexuellement excités claquent des mâchoires, ce qui provoque la production de quantités abondantes de salive mousseuse contenant des phéromones qui stimulent la réceptivité sexuelle des truies en chaleurs. Ces composants actifs de la salive sont aussi responsables du goût caractéristique de la viande des verrats (ce qui explique que la majorité des porcs de consommation sont castrés avant la puberté). Chez le cochon de compagnie, la castration avant la puberté peut donc réduire les odeurs (32).

2.4. Les gestes techniques de stérilisation chirurgicale

La stérilisation des cochons de compagnie, mâles comme femelles, est conseillée pour diverses raisons. Tout d'abord, elle prévient une gestation non souhaitée (d'autant plus que le cochon est une espèce très prolifique). Ensuite, cela limite les comportements agressifs, destructeurs et sexuels des mâles ou des femelles lors de l'œstrus. Enfin, la stérilisation limite l'apparition d'affections de l'appareil génital comme les tumeurs utérines, ovariennes ou testiculaires, les pyomètres, les métrites, les kystes ovariens, les mammites, etc. Le rôle des hormones sexuelles dans l'apparition de tumeurs mammaires est aussi fortement soupçonné chez la truie (comme pour la chienne), donc la stérilisation peut limiter ce risque (72).

La stérilisation ne peut pas être réalisée sur des cochons de compagnie comme elle se ferait sur des cochons d'élevage (castration sur animal vigile de moins d'une semaine) car la sensibilité des propriétaires est différente. Ainsi, le vétérinaire doit

savoir désormais réaliser une castration chirurgicale sur un cochon, en se plaçant dans les mêmes conditions que celles appliquées pour un carnivore domestique.

La stérilisation est conseillée lorsque le cochon est jeune, entre 2 et 6 mois pour un poids minimum de 7kg. A cet âge, la manipulation est encore aisée, l'état d'embonpoint correct (le stockage de certaines molécules anesthésiques dans les graisses est à prendre en compte) et la puberté n'est pas encore atteinte (chez le mâle, la castration précoce permet de réduire les odeurs fortes et les comportements sexuels) (50,72).

2.4.1. Ovariectomie et ovario-hystérectomie

L'ovariectomie et l'ovario-hystérectomie possèdent chacune des avantages et des inconvénients. La majorité des affections utérines chez la truie sont hormono-induites (endométriose, pyomètre, certaines tumeurs). Ainsi, le retrait des ovaires peut suffire à les prévenir. Cependant, le risque demeure présent, en particulier chez les cochons vietnamiens puisque des cas de néoplasies utérines chez des truies ovariectomisées de cette race ont été décrits (73). De plus, dans la littérature, certains auteurs préconisent plutôt une ovario-hystérectomie chez les truies matures pour s'affranchir des risques de pyomètres car le col a déjà été ouvert lors des chaleurs (73).

Comparé à l'ovario-hystérectomie, l'ovariectomie présente différents avantages, comme un temps de chirurgie plus court, un risque hémorragique plus faible et une douleur moindre (73). C'est aussi la technique la plus adaptée lorsqu'une chirurgie par laparoscopie est envisagée.

Plusieurs abords sont possibles pour la stérilisation, selon l'âge et l'état d'embonpoint de la truie : incision sur la ligne blanche, incision paramédiane ou incision du flanc (droit ou gauche) (73). Dans cette thèse, nous développerons principalement l'abord par la ligne blanche et l'abord par les flancs, qui sont les plus couramment décrits.

La gestion de la douleur doit être réfléchi avant le début de la chirurgie, et poursuivie en post-chirurgical. L'administration d'anti-inflammatoires durant les jours suivant la chirurgie peut se faire par voie orale (ketoprofène, carprofène) ou intra-musculaire (meloxicam, acide tolfenamique, flunixin). Certains auteurs préconisent également une injection unique de dexaméthasone avant la chirurgie (6mg/100kg par voie intramusculaire) pour prévenir l'œdème aigu des poumons chez cette espèce connue pour sa grande sensibilité au stress (74).

L'usage des antibiotiques doit être réfléchi et, si les conditions de chirurgie sont optimales (bloc de chirurgie, matériel parfaitement stérile, temps de chirurgie court...), ils ne sont pas nécessaires. En revanche si le vétérinaire le juge nécessaire, ils

peuvent être administrés avant la chirurgie ou juste après. En première intention, la benzylpénicilline associée à la dihydrostreptomycine sont souvent utilisées car le spectre est large et plusieurs spécialités possèdent une autorisation de mise sur le marché pour les porcins (Intramicine®, Pen-Hista-Strep®, etc.).

A la suite de la chirurgie, la femelle doit être placée au calme dans un box propre et la plaie surveillée tous les jours jusqu'à cicatrisation complète.

2.4.1.1. Ovariectomie ou ovario-hystérectomie par la ligne blanche

Cette voie d'abord est déconseillée pour les femelles âgées car le tissu adipeux sous-cutané est important et les risques d'éventrations post-chirurgicales sont élevés (50). Cependant, elle reste la seule voie d'abord si l'utérus doit être enlevé sur un individu adulte, car l'abord par le flanc d'une femelle adulte ne permet que la réalisation d'une ovariectomie.

La technique chirurgicale est similaire à celle réalisée sur une chienne.

Voici les étapes de la chirurgie, une fois la femelle anesthésiée (50) :

1. La truie est placée sur le dos ;
2. Préparation du site chirurgical : tonte puis nettoyage chirurgical (avec une solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
3. Incision cutanée médiane, qui débute entre la dernière paire de mamelles et se termine entre la paire de mamelle caudale à l'ombilic (*Figure 36*) ;
4. Dilacération du tissu sous-cutané et incision de la ligne blanche ;
5. Ponction du péritoine et ouverture de la cavité abdominale au ciseau pour ne pas léser les organes ;
6. Si ovariectomie :
 - 6.1. Individualiser chaque ovaire dans les circonvolutions utérines, en les repérant à l'aide des doigts ou d'un crochet à ovariectomie ;
 - 6.2. Placer sur chaque ovaire une ligature en amont du pôle utérin et une ligature en amont du pôle vasculaire (fil résorbable, tressé, de calibre 2/0 ou 0) ;
 - 6.3. Exciser les ovaires et surveiller l'hémostase.
7. Si ovario-hystérectomie :
 - 7.1. Extérioriser les cornes utérines et individualiser les ovaires, en les repérant à l'aide des doigts ou d'un crochet à ovariectomie ;
 - 7.2. Ligaturer les pédicules ovariens (fil résorbable, tressé, de calibre 2/0 ou 0) ;
 - 7.3. Rompre le mésovarium jusqu'au col de l'utérus (si les graisses saignent, des ligatures ou l'utilisation d'un bistouri électrique sont possibles) ;

- 7.4. Pose de clamps hémostatiques et ligature en masse ou transfixiante au niveau du col ;
- 7.5. Excision de l'utérus et contrôle de l'hémostase.
- 8. Suture du péritoine et des muscles transverses (fil résorbable, tressé, de calibre 0) ;
- 9. Suture des muscles internes et externes (fil résorbable, tressé, de calibre 0).
- 10. Suture de la peau (fil résorbable ou non, tressé, de calibre 0).



Figure 36 : Localisation de la plaie chirurgicale d'une truie ayant subi une ovariectomie par un abord médio-ventral (Crédit : Theriogenology Insight, 2019)

2.4.1.2. Ovariectomie par les flancs

Cette voie d'abord permet une ovariectomie ou une ovario-hystérectomie chez les cochettes, et seulement une ovariectomie chez la truie adulte (qui présente un important volume utérin). C'est la voie d'abord privilégiée pour les femelles âgées si une simple ovariectomie est souhaitée, car le tissu adipeux sous-cutané est trop important pour un abord par la ligne blanche, et cela limite les risques d'éventration (50).

D'après certains auteurs, lorsque la truie est jeune (généralement âgée de 6 semaines à 3 mois), l'approche par le flanc gauche est préférée, afin de réaliser une ovario-hystérectomie. En revanche, lorsque la truie est plus âgée, l'approche par le flanc droit pour une ovariectomie est privilégiée.

Voici les étapes de la chirurgie, une fois l'animal anesthésié (50,62) :

1. La truie est placée en décubitus latéral et une tonte large de la région du flanc est pratiquée (Figure 37) ;
2. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
3. Si une infiltration locale d'anesthésique est choisie (procaïne ou lidocaïne) : multiples injections sur la future ligne d'incision, en sous-cutané et en

- profondeur ;
4. Incision de la peau (dont l'épaisseur varie entre 2 et 8 mm selon l'âge (75)), du tissu conjonctif sous-cutané et du pannicule graisseux, de façon oblique, 1 à 2 cm en dessous de la saillie de l'angle externe de l'ilium, en direction de la première mamelle abdominale. Chez la jeune truie, l'incision se fait à gauche et mesure 4 à 5 cm (*Figure 38*). Chez une truie adulte, l'incision se fait à droite et mesure 5 à 8 cm (62).
 5. Ponction de la paroi musculaire au bistouri puis dilacération au doigts ou à l'aide de ciseaux, afin de couper les muscles oblique externe, oblique interne et transverse, dans le sens des fibres musculaires (*Figures 39 et 40*) ;
 6. Ponction et ouverture du péritoine aux ciseaux ;
 7. Si la truie est adulte, cet abord permet seulement une ovariectomie :
 - 7.1. Extérioriser les cornes utérines si possible et individualiser l'ovaire gauche dans les circonvolutions utérines (*Figure 41*) ;
 - 7.2. Créer une brèche dans le ligament large en dessous de l'ovaire qui servira à faire passer le fil pour poser les ligatures ;
 - 7.3. Ligaturer l'artère et la veine utéro-ovarienne en amont de l'ovaire, avec un fil résorbable et tressé, de calibre 2/0 ou 0, ;
 - 7.4. Ligaturer l'artère ovarienne et sa veine satellite en aval de l'ovaire, avec le même fil (*Figure 42*) ;
 - 7.5. Excision de l'ovaire (*Figure 43*) ;
 - 7.6. Répéter la même technique pour l'ovaire droit.
 8. Si la truie est jeune, cet abord permet une ovario-hystérectomie :
 - 8.1. Extérioriser les cornes utérines et individualiser les ovaires ;
 - 8.2. Ligaturer les pédicules ovariens ;
 - 8.3. Rompre le mésovarium jusqu'au col de l'utérus (si les graisses saignent, des ligatures ou l'utilisation d'un bistouri électrique sont possibles) ;
 - 8.4. Poser une ligature au niveau du col (fil résorbable, tressé, de calibre 0).

Remarque : Chez les très jeunes truies, l'utérus est peu développé et les vaisseaux sont de très faible diamètre, certains auteurs réalisent l'ablation de l'utérus et des ovaires par torsion après avoir appliqué des pinces hémostatiques juste en avant de la bifurcation utérine (62).
 9. Première suture pour fermer la cavité abdominale : péritoine, muscles transverse et oblique interne, fermés avec un surjet, à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 0 chez les adultes (*Figure 44*) ;
 10. Deuxième suture : muscle oblique externe, pannicule graisseux et tissu conjonctif sous-cutané fermés avec un surjet, à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 0 (*Figure 45*) ;
 11. Troisième suture : peau avec un fil résorbable ou non, de calibre 0 (*Figure 46*).



Figure 37 : Etapes 1 et 2 - Tonte et nettoyage chirurgical de la région du flanc (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 38 : Etape 4 - Incision de la peau (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 39 : Etape 5 - Incision et dilacération des muscles abdominaux (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 40 : Fin de l'étape 6 - Cavité abdominale ouverte (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 41 : Etape 7.1 – Extériorisation des cornes utérines et visualisation des ovaires chez une truie adulte (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 42 : Etapes 7.3 et 7.4 - Ligature des artères et veines de l'ovaire (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 43 : Etape 7.5 - Excision de l'ovaire (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 44 : Etape 9 - Suture du péritoine, des muscles transverse et oblique interne (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 45 : Etape 10 - Suture du muscle oblique externe, du pannicule graisseux et du tissu conjonctif sous-cutané (Crédit : VetAgro Sup)



Figure 46 : Etape 11 - Suture de la peau, ici un surjet à points passés (Crédit : VetAgro Sup)

2.4.2. Castration

Il est conseillé de castrer un cochon de compagnie entre 2 et 6 mois, afin d'avoir un animal suffisamment gros et manipulable (minimum 7kg), sans pour autant obèse (ce qui augmenterait le risque anesthésique) mais aussi pour que les testicules soient facilement identifiables et la puberté pas encore atteinte, afin de réduire les comportements sexuels et les odeurs (49,62).

Chez le cochon, il existe une variété de techniques chirurgicales pour une castration (voie scrotale ou anté-scrotale, à testicule couvert ou découvert, par bistournage ou avec la pose de ligatures). D'après des études récentes, pour réduire les complications et éviter la douleur, l'abord idéal est la voie anté-scrotale, comme chez le chien (76). C'est donc cette technique qui sera développée dans cette thèse.

Voici les étapes de la chirurgie, une fois l'animal anesthésié (50,62,72,77) :

1. L'animal est positionné sur le dos ou en décubitus sternal, les membres postérieurs attachés séparément ;
2. Si des poils sont présents en avant du scrotum, une tonte est nécessaire ;
3. Nettoyage chirurgical du site d'incision (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
4. Une anesthésie locale peut être réalisée quelques minutes avant le début de la chirurgie, au niveau de la zone d'incision et de chaque cordon testiculaire (se référer au paragraphe concernant les anesthésies locorégionales) ;
5. Incision cutanée unique, d'une longueur suffisante pour laisser passer un testicule, en position crâniale par rapport au scrotum et dans le plan médian (*Figure 47*) ;
6. Dissection sous-cutanée jusqu'à atteindre l'enveloppe vaginale (*Figure 48*) ;
7. Extériorisation des testicules (encore dans leur enveloppe vaginale) (*Figure 49*) ;
8. Castration à testicules couverts (enveloppe vaginale non incisée), pour chaque testicule :
 - 8.1. Pose d'une ligature transfixiante à l'aide d'un fil résorbable et tressé (calibre 2/0 ou 0) sur le cordon spermatique ;
 - 8.2. Section du testicule en aval de la ligature.
9. Castration à testicules découverts, pour chaque testicule :
 - 9.1. Incision de l'enveloppe vaginale ;
 - 9.2. Extériorisation du testicule (*Figure 50*) ;
 - 9.3. Séparation du canal déférent et du plexus pampiniforme (qui correspond au réseau de vaisseaux sanguins irrigants le testicule) ;
 - 9.4. Ligature des vaisseaux avec un fil tressé résorbable (2/0 ou 0) (*Figure 51*) ;
 - 9.5. Section du testicule en aval des ligatures et contrôle de l'hémostase (*Figure 52*) ;
 - 9.6. Fermeture de la vaginale par un point en X avec un fil tressé résorbable 2/0 ;
10. La fermeture (par un ou plusieurs points de sutures simples) des anneaux inguinaux externes est recommandée, car ceux-ci sont larges chez le porc, et le prédisposent ainsi aux hernies inguinales ;
11. Fermeture classique de la plaie chirurgicale (points simples, surjet simple ou intradermique par exemple), à l'aide d'un fil résorbable ou non, tressé, de calibre 2/0 ou 0 (*Figure 53*).



Figure 47 : Etape 5 - Incision crâniale au scrotum (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)



Figure 48 : Etape 6 - Dissection jusqu'à atteindre l'enveloppe vaginale (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)



Figure 49 : Etape 7 - Extériorisation d'un testicule, encore dans son enveloppe vaginale (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)



Figure 50 : Etape 9.2 - Incision de l'enveloppe vaginale et extraction du testicule (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)

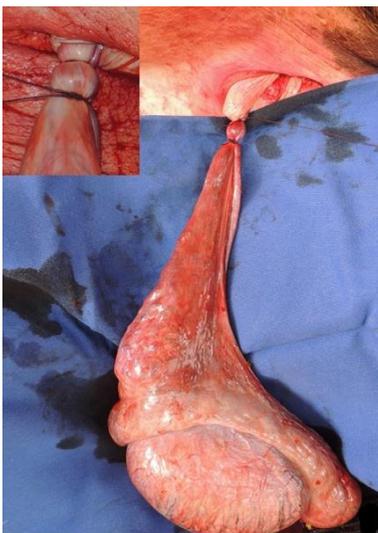


Figure 51 : Etape 9.4 – Pose d'une ou plusieurs ligatures sur les vaisseaux irriguant le testicule (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)



Figure 52 : Etape 9.5 - Contrôle de l'hémostase après section du testicule (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)



Figure 53 : Etape 11 - Suture de la peau, ici avec des points en U (Crédit : Pesquisa Veterinaria Brasileira)

A la suite de la chirurgie, une antibiothérapie peut être mise en place si les conditions d'asepsie n'étaient pas optimales. En première intention, la benzylpénicilline associée à la dihydrostreptomycine sont souvent utilisées car le spectre est large et plusieurs spécialités possèdent une autorisation de mise sur le marché pour les porcins (Shotapen®, Intramicine®, Pen-Hista-Strep®, etc.).

L'administration d'anti-inflammatoires durant les jours suivant la chirurgie est conseillée, par voie orale (kétoprofène, carprofène) ou intra-musculaire (méloxicam, acide tolfénamique, flunixin).

Après la chirurgie, le mâle doit être placé au calme dans un box propre et la plaie surveillée tous les jours jusqu'à cicatrisation complète.

En conclusion, les techniques chirurgicales de castration, d'ovariectomie et d'ovario-hystérectomie chez les porcins présentent des similitudes notables avec les procédures pratiquées chez d'autres espèces. Cependant, elles nécessitent une connaissance approfondie des caractéristiques anatomiques propres à ces animaux, afin de minimiser les risques lors de l'opération. L'engagement du vétérinaire en faveur de pratiques chirurgicales sûres, efficaces et respectueuses du bien-être animal est fondamental, d'autant plus lorsque ces cochons sont considérés comme des animaux de compagnie.

3. LES PETITS CAMELIDES DE COMPAGNIE : LAMAS ET ALPAGAS

Le lama et l'alpaga appartiennent à la famille des camélidés et sont originaires d'Amérique du Sud. Historiquement, les lamas ont été domestiqués pour en faire des animaux de bât et pour utiliser leurs produits (la viande, la laine, les peaux, la graisse pour les bougies et le fumier séché comme combustible), tandis que les alpagas l'ont été pour leur laine. Aujourd'hui, on retrouve ces petits camélidés en France, élevés pour leur laine (statut d'animal de rente) ou détenus comme animal de compagnie (statut d'animal de loisirs).

3.1. L'anesthésie et l'analgésie en vue d'une stérilisation

3.1.1. Les risques anesthésiques

Il est crucial de connaître les caractéristiques anatomiques et physiologiques propres à l'espèce avant de procéder à toute anesthésie, car les risques anesthésiques découlent de ces particularités.

L'anatomie et la physiologie des camélidés se rapprochent de celles des ruminants, à quelques exceptions près. Par exemple, ils sont considérés comme des pseudo-ruminants car ils ruminent mais ne possèdent que 3 poches stomacales (C1, C2 et C3), contrairement aux ruminants qui en possèdent 4 (panse, réticulum, feuillet et caillette). On retrouve ainsi des problématiques communes concernant l'anesthésie (tympanisme « ruminal », salivation excessive pendant l'anesthésie, risque d'acidose lactique). En revanche, d'un point de vue comportemental, les petits camélidés sont différents des autres ruminants domestiques : ils tolèrent mal la contention. Ainsi, le recours à une anesthésie générale est quasi systématique alors que, chez les ruminants domestiques une tranquillisation combinée à une anesthésie locale et une bonne contention peut suffire (1).

Voici ci-dessous les principaux risques à prendre en considération pour anticiper d'éventuels problèmes pendant l'anesthésie.

- **Tympanisme de C1 et météorisation** : l'anesthésie diminue la motilité digestive et, en cas de décubitus latéral, les gaz produits par la fermentation s'accumulent dans le premier estomac C1. Les organes, les poumons et les vaisseaux sont ainsi comprimés, ce qui mène à une détresse cardiorespiratoire. Pour limiter ce phénomène, il est important de mettre à jeun 12 à 24h et de retirer l'eau 6 à 12h avant la chirurgie chez les individus de plus de 4 mois (1,78).
- **Régurgitations et pneumonie par aspiration** : lorsque l'estomac C1 est rempli de liquide et de nourriture, cela favorise les régurgitations lorsque l'animal est en

décubitus et anesthésié (relâchement du sphincter œsophagien, larynx stimulé en cas d'intubation, C1 volumineux). De plus, la forte production de salive (3 à 4L/j), que l'animal ne peut avaler quand il est anesthésié, peut occasionner des fausses déglutitions (1,79). Pour diminuer le risque, il faut placer un coussin sous le cou pour surélever la gorge au-dessus de l'estomac C1 et placer la cavité buccale vers le bas afin que la salive puisse s'écouler (*Figures 54 et 55*) (1). Une intubation endotrachéale réduit également le risque.



Figure 54 : Positionnement de la tête pendant la chirurgie, lors d'un décubitus latéral (Crédit : Large animal clinical procedures for veterinary technicians, 4th edition)

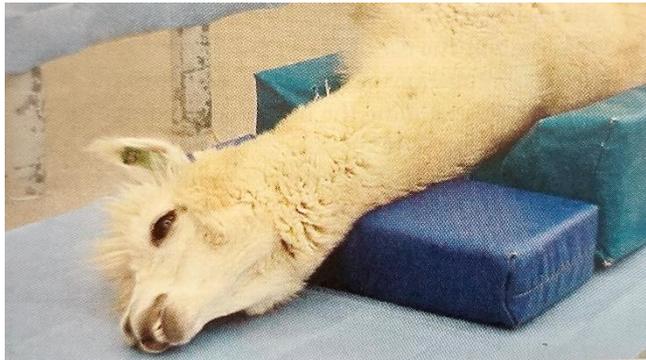


Figure 55 : Positionnement de la tête pendant la chirurgie, lors d'un décubitus dorsal (Crédit : Large animal clinical procedures for veterinary technicians, 4th edition)

- **Hypothermie** : ce risque est présent en particulier sur les petits gabarits (jeunes individus), et lors de l'utilisation de certaines molécules anesthésiques provoquant une vasodilatation périphérique (isoflurane, benzodiazépines, opiacés par exemple). Pour limiter ce risque, la température doit être contrôlée durant l'anesthésie et des mesures de réchauffement doivent être prévues (bouillottes, tapis chauffant, couvertures, administration de solutés isotoniques réchauffés, etc.).
- **Acidose lactique** : l'hypomotilité digestive et le ralentissement de transit induits par l'anesthésie peuvent provoquer un déséquilibre de la flore des pré-estomacs, ce qui entraîne une production et une accumulation excessive d'acide lactique et abaisse le pH de C1. Si l'acidose de C1 persiste, elle peut mener à une acidose métabolique (80). Afin de minimiser ce risque, les mesures de précautions développées ci-dessus sont importantes, en particulier la mise à jeun préalable à l'anesthésie.
- **Hypoxie et œdème nasal** : comme mentionné précédemment, en cas de gonflement des pré-estomacs (tympanisme), le compartiment C1 exerce une

pression sur le diaphragme qui comprime donc les poumons et gêne ainsi la respiration. De plus, l'œdème nasal (une des complications les plus courantes lors d'anesthésie de petits camélidés) met l'animal en stress, même si ces animaux sont capables de respirer par la bouche. Tous ces éléments cumulés rendent non négligeable le risque d'hypoxie. Pour limiter ce problème, la pose d'une sonde endotrachéale et la surveillance des paramètres de la respiration tels que la fréquence respiratoire, la saturation en dioxygène et la concentration en dioxyde de carbone à la fin d'un cycle respiratoire est fortement conseillée (1,78)

- **Hypoglycémie chez le jeune non sevré** : un jeune lama ou alpaga (appelé « cria ») est sensible aux fluctuations de la glycémie en raison de son immaturité métabolique. La suppression de l'aliment lacté ne doit ainsi pas excéder 6 heures, comme chez les petits ruminants non sevrés (78).

En conclusion, les principaux risques lors d'anesthésie sont le tympanisme et la météorisation de C1, l'acidose lactique, les régurgitations et les pneumonies par aspiration. Pour limiter au mieux ces risques, l'animal doit idéalement être mis à jeun, intubé, et positionné de telle sorte que la salive et les régurgitations puissent s'écouler hors de la cavité buccale. Chez les crias, des risques supplémentaires sont à prendre en compte, comme l'hypothermie et l'hypoglycémie. Il faut donc prévoir des mesures de réchauffement et éviter de leur couper le lait plus de six heures.

3.1.2. Les molécules disponibles

Dans la loi française, le lama (*Lama glama*) et l'alpaga (*Vicugna pacos*) sont des espèces ayant un statut flou. Ils sont à la fois classés comme des animaux de rente en raison de l'élevage pour leur laine, et comme des animaux de loisirs du fait qu'ils peuvent être détenus pour le plaisir ou la compagnie et qu'on ne consomme ni leur lait, ni leur viande. La prescription de médicaments est donc compliquée pour le vétérinaire : soit il les considère comme des animaux de rente et choisit des molécules inscrites au tableau 1 des substances autorisées (d'après le règlement CE 37/2010 de la Commission du 22 décembre 2009), soit comme des animaux de compagnie et il ne tient pas compte du tableau 1 des substances autorisées lors de sa prescription (qu'il y ait une limite maximale de résidus définie ou non), sous réserve de respecter la cascade.

La posologie et les voies d'administration pour chaque molécule sont disponibles dans le *Tableau 8* situé à la fin de cette sous-partie. Des exemples de protocoles combinant plusieurs molécules sont disponibles dans le *Tableau 9*, dans la sous-partie suivante.

3.1.2.1. Sédation / prémédication

La sédation permet un état de légère dépression du système nerveux central. L'individu est ainsi vigile mais calme voire somnolent.

- ACEPROMAZINE : elle peut être utilisée en prémédication d'après la littérature. Cependant, ce n'est pas une molécule conseillée, car elle ne produit pas une sédation fiable chez les petits camélidés (1).
- α -2-AGONISTES :
 - XYLAZINE : les camélidés sont moins sensibles que les petits ruminants et bovins à cette molécule. Des doses plus élevées doivent donc être administrées pour obtenir une sédation adéquate. Il existe même des variations au sein des camélidés puisque les alpagas sont moins sensibles que les lamas, et nécessitent donc des doses 10 à 15% plus élevées (1).
 - DETOMIDINE : peu employée chez les petits camélidés, elle sédate l'animal mais il existe de nombreux effets secondaires comme la bradycardie et l'hypotension artérielle suivis d'une tachycardie et d'une hypoxémie (1).
 - MEDETOMIDINE : il s'agit d'une molécule à effet dose-dépendant, procurant tranquillisation, analgésie et myorelaxation. A dose élevée, elle procure une sédation profonde, et peut être couplée à de la kétamine pour allonger la durée de l'anesthésie. Elle provoque une bradycardie notable chez les camélidés (1).
 - ROMIFIDINE : la littérature propose une posologie chez le chameau, mais les lamas et alpagas semblent nécessiter de plus faibles doses pour obtenir une sédation et une analgésie adéquate (1).

Remarque : L'atipamezole peut être utilisé pour induire un réveil plus rapide, éviter les effets secondaires à long terme des α -2-agonistes (bradycardie, tympanisme ruminal...) ou lorsqu'un surdosage a eu lieu.

- BENZODIAZEPINES : le DIAZEPAM et le MIDAZOLAM sont principalement utilisés pour leurs propriétés myorelaxantes et tranquillisantes. Les camélidés répondent bien à ces molécules, en particulier le DIAZEPAM qui peut être administré par voie intraveineuse, intramusculaire ou sous-cutanée. Ces substances entraînent une faible dépression cardiovasculaire, ce qui rend leur utilisation sécuritaire. Elles peuvent donc se substituer aux α -2-agonistes dans les protocoles d'anesthésie (1).
- OPIACES : ils sont principalement utilisés pour leurs propriétés analgésiques, en association avec d'autres molécules. Des effets secondaires sont notables et leur intensité dépend de la molécule employée : dépression respiratoire, diminution de

la motilité gastro-intestinale, euphorie, nausées, tachycardie... L'usage du BUTORPHANOL sur les petits camélidés est couramment décrit dans la littérature. La MORPHINE peut aussi être employée. Cependant, il faut noter que le BUTORPHANOL (antagoniste pour les récepteurs μ) ne doit pas être administré en parallèle de la MORPHINE (agoniste pour les récepteurs μ) car ces deux molécules entreraient en compétition et aucune analgésie ne serait possible. L'utilisation de TRAMADOL, de BUPRENORPHINE et de METHADONE est peu décrite dans la littérature. Les opiacés sont bénéfiques en période post-opératoire, mais la voie orale n'est pas recommandée car la flore et le pH des estomacs limitent leur absorption (2).

3.1.2.2. *Induction et maintien de l'anesthésie*

L'induction de l'anesthésie provoque la perte de conscience de l'animal, tout en assurant un relâchement musculaire complet et une bonne analgésie. A la suite de cette induction, cet état anesthésique est maintenu à l'aide de molécules injectables ou gazeuses.

- KETAMINE : molécule dissociative, elle ne possède pas de propriétés myorelaxantes et doit donc être associée à d'autres molécules (acépromazine, benzodiazépines, xylazine, médétomidine...). Elle peut provoquer des effets secondaires comme une salivation excessive, des apnées (doses dépendantes) et de l'excitation au réveil. Quand elle est combinée à la xylazine, la dose de kétamine nécessaire est comparativement plus élevée que chez les petits ruminants (1).
- PROPOFOL : cette molécule est rapidement métabolisée et permet une anesthésie de courte durée, idéale pour une induction avant intubation et un maintien au gaz anesthésique. Administrée seule, elle ne produit pas une myorelaxation adéquate pour une intubation, donc elle doit être injectée après une prémédication et combinée à une benzodiazépine par exemple (1,51).
- ALFAXALONE : molécule possédant un mécanisme d'action similaire au propofol, elle peut être utilisée comme agent inducteur chez les petits camélidés. Son efficacité est de courte durée, mais suffisante pour une intubation endotrachéale par exemple (81).
- GUAIFENESINE : cette molécule provoque un relâchement des muscles squelettiques et une faible sédation. Elle est utilisée combinée à d'autres substances anesthésiques, comme la kétamine ou la xylazine chez les équidés, et a été démontrée efficace chez les lamas et les alpagas (1,82).

- ISOFLURANE : cet anesthésique volatil comporte peu de risques pour les petits camélidés. Il permet d'ajuster précisément le niveau d'anesthésie et s'avère donc intéressant pour les chirurgies longues, comme pourrait l'être une ovariectomie par exemple. La taille du circuit doit être adaptée à la taille de l'animal et la littérature recommande 1 à 2% d'isoflurane pour un flux de dioxygène de 20 à 40 mL/kg/min (1).

3.1.2.3. Anesthésies locales et régionales

Les anesthésies loco-régionales provoquent une perte temporaire de la sensibilité et de la motricité d'une partie restreinte du corps. Elles peuvent être utilisées en complément d'une anesthésie générale, pour obtenir une meilleure analgésie de la zone opérée. La lidocaïne est la molécule la plus documentée chez les petits camélidés lorsqu'une anesthésie locale est souhaitée. La dose toxique est extrapolée de celle des petits ruminants et il est ainsi déconseillé d'administrer aux camélidés une dose supérieure à 6 mg/kg, voire 4 mg/kg selon les auteurs (83).

Voici les techniques les plus couramment utilisées lors d'une intervention de stérilisation chirurgicale chez les petits camélidés :

- ANESTHESIE EPIDURALE CAUDALE : L'injection périurale caudale de lidocaïne a été évaluée chez les lamas et se montre efficace pour une anesthésie de la région périnéale et scrotale, en vue d'une castration par exemple. La technique est similaire à celle des petits ruminants.
Technique : L'injection se fait dans l'espace sacrococcygien car l'espace périural est peu profond et facilement accessible. Tout d'abord, la zone lombo-sacrée est tondu puis nettoyée chirurgicalement. Une aiguille (de calibre 20 gauges et minimum 2,5 cm de longueur) est insérée à 60° par rapport à la base de la queue. Aucun liquide ne doit sortir de l'aiguille après son introduction et, lorsque la lidocaïne est injectée, il ne doit pas y avoir de résistance. Le délai d'action de la lidocaïne est rapide (quelques minutes), et sa durée d'action longue (au-delà de 60 minutes). Pour un lama, 1 à 5 mL de lidocaïne 2% peuvent être injectés dans l'espace périural (82,83).
- INFILTRATION LOCALE : Une infiltration de lidocaïne est recommandée pour les ovariectomies et les castrations, en traçante sur la zone d'incision, en essayant d'injecter de l'anesthésique superficiellement (en intradermique et en sous-cutané)

et en profondeur dans le muscle. Les doses recommandées de lidocaïne varient entre 2 et 4 mg/kg (84).

- **BLOC EN L-INVERSE** : cette technique est une variante de l'infiltration locale, à la différence que les injections se font crânialement à l'incision, pour former un L-inversé. L'anesthésique local diffuse caudalement vers la zone d'incision, mais cela permet d'éviter un œdème le long de la zone d'incision. En revanche, la diffusion est parfois incomplète dans les plans musculaires profonds de l'abdomen, en particulier chez les animaux obèses. Les molécules et les doses utilisées sont identiques à celles de l'infiltration locale, la technique est similaire à celle des petits ruminants (1).
- **ANESTHESIE INTRATESTICULAIRE** : En complément de l'infiltration locale réalisée au niveau de la zone d'incision, une anesthésie intra-testiculaire est possible avec de la lidocaïne. La dose de lidocaïne 2% injectée en intra-testiculaire et péri-testiculaire varie de 2 à 5 mL par testicule chez les petits camélidés, en veillant à ne pas dépasser la dose toxique présumée de 6 mg/kg (85).

3.1.2.4. *La gestion de la douleur*

La gestion post-opératoire de la douleur est primordiale, sinon l'individu peut refuser de s'alimenter et donc s'affaiblir. Une injection, avant la chirurgie, d'un anti-inflammatoire non stéroïdien permet d'obtenir un soulagement optimal de la douleur (pour la liste des anti-inflammatoires et leur posologie, se référer au *Tableau 8* ci-dessous). La gestion de la douleur devra être poursuivie plusieurs jours après la chirurgie.

Dans le tableau suivant, la posologie de chaque molécule est détaillée chez les lamas et alpagas. Il n'existe pas de spécialité avec AMM (Autorisation de Mise sur le Marché) pour les camélidés en France, donc la couleur des cases du tableau indique si la molécule possède une AMM pour une espèce de production (case jaune) ou aucune AMM pour les animaux de production (case rouge).

AMM pour un autre animal de production, figurent au tableau 1 des substances autorisées chez les animaux de rente	Pas d'AMM pour les animaux de production, ne figurent pas au tableau 1 des substances autorisées chez les animaux de rente
---	--

Tableau 8 : Molécules anesthésiques et analgésiques utilisées chez les petits camélidés

Famille	Molécule	Posologie (mg/kg)	Voie	Commentaire
α-2-agonistes (1,83)	XYLAZINE	0,3 – 0,5 IM, IV ou <u>Alpaga</u> : 0,1 – 0,3 IV <u>Lama</u> : 0,1 – 0,2 IV	IV, IM	Prémédication, Castration debout
	DETOMIDINE	0,03 – 0,06 IM 0,04 IV	IM, IV	Sédation légère à modérée
	ROMIFIDINE	0,04 – 0,12	IV	Durée d'action 20 – 45min
	DEXMEDETOMIDINE	0,005	IM	-
	MEDETOMIDINE	0,01 – 0,03	IM, IV	Décubitus 45– 120min
ACEPROMAZINE (1,24)		0,15	IV, IM, SC	Sédation
GUAIFENESINE (1,82)		100 – 150	IV	-
Benzodiazépines (1,86)	DIAZEPAM	0,1 – 0,5	IV	-
	MIDAZOLAM	0,1 – 0,5	IM, IV	Durée d'action environ 90min
Opiacés (1,78,86)	BUTORPHANOL	0,05 – 0,2 IV, IM OU 5 mg/alpaga IM 10 mg/lama IM	IV, IM	Sédation et analgésie Castration lamas Durée d'action : 2-4h
	MORPHINE	0,1 – 1	IV, IM	Durée d'action : 4-6h
	BUPRENORPHINE	0,01 – 0,02	IV, IM, SC	Durée d'action : 6-8h
	FENTANYL	1 patch 50µg/kg pour 30-50kg de PV 4 patchs 75µg/kg pour 150kg de PV	-	Durée d'action 48-72h
	TRAMADOL	2 – 4	IV, IM	Durée d'action courte (2-3h)
Dissociatifs (1)	KETAMINE	0,5 – 5	IV, IM	Durée d'action : 4-6h
ALFAXALONE (1,81)		2	IV	-
PROPOFOL (1)		Induction : 2 – 3,5 Maintien : 24 mg/kg/h	IV	-
Anesthésique volatile (1)	ISOFLURANE	4-5% induction 1-2 % maintien	-	-
Anesthésique local (1)	LIDOCAÏNE	2 – 4	SC, IM	-

Anti-Inflammatoire Non Stéroïdien (1,78,84,84,87)	ACIDE TOLFENAMIQUE	2	IV, IM, SC	-
	FLUNIXINE	1 – 2	SC, IV	Durée : 12 – 24h
	KETOPROFENE	1 – 3	SC, IV, IM	Durée : 24h
	MELOXICAM	0,5 – 1	SC	Durée : 24h
α -2-antagonistes (1)	Atipamezole	0,1 – 0,5	IV lent	-

*IM : Intramusculaire, IV : Intraveineuse, PO : Per os, SC : Sous-cutanée, PV : Poids Vif
AMM : Autorisation de mise sur le Marché, j : jours, q6h : toutes les 6 heures, min : minutes,
h : heures*

3.1.3. Les étapes de l'anesthésie et les protocoles envisageables

Si la chirurgie est programmée (ce qui est le plus souvent le cas), une mise à jeun est recommandée, pendant 12 à 24h avant la chirurgie pour les individus de plus de 4 mois (78). Une diète hydrique de 8 à 12h est idéale mais non indispensable (1).

Dans un premier temps, au chevet de l'animal, le vétérinaire réalise un examen clinique de l'individu pour évaluer les risques encourus lors de l'anesthésie et la chirurgie, afin d'adapter au mieux le protocole. Durant cette étape il ne faut pas oublier de peser l'animal pour ajuster au mieux les doses d'anesthésiques à administrer.

A la suite de cet examen clinique, le vétérinaire choisit le protocole anesthésique le plus adapté à l'animal et à la chirurgie souhaitée. Voici ci-dessous les exemples de protocoles anesthésiques les plus couramment utilisés d'après la littérature. Les protocoles résumés dans ce tableau peuvent être complétés par une anesthésie locale et/ou régionale (infiltration locale ou péridurale).

Tableau 9 : Exemples de protocoles anesthésiques pour la stérilisation chirurgicale des petits camélidés, une anesthésie locale doit être combinée à ces protocoles

Molécules	Voie	Posologie (mg/kg)	Durée	Commentaires
BUTORPHANOL + DIAZEPAM + XYLAZINE (1)	IM	0,05 0,2 0,1	-	Sédation
DETOMIDINE + BUTORPHANOL (1)	IV	0,01 0,1	-	Sédation
MEDETOMIDINE + KETAMINE (1)	IM	0,03 – 0,05 1,5	-	Sédation profonde chez le lama
DETOMIDINE + KETAMINE (1)	IM	0,02 – 0,04 2 – 4	-	Anesthésie de courte durée
BUTORPHANOL + XYLAZINE + KETAMINE (1)	IM	0,1 0,2 1,5	20 – 45min	Castration
XYLAZINE + BUTORPHANOL + LIDOCAINE 2% (intratesticulaire) (1)	IV	0,2 – 0,4 0,1 – 0,2 2 – 5 mL	20-60 min	Castration couchée
BUTORPHANOL + LIDOCAINE 2% (intratesticulaire) (1)	IM	0,1 2 – 5 mL	-	Castration debout du lama
XYLAZINE+ BUTORPHANOL <i>puis</i> PROPOFOL + DIAZEPAM (1)	IM IV	0,1 – 0,2 0,06 – 0, 12 3,5 0,5	Maintien à l'isoflurane	Césarienne ou stérilisation chirurgicale
XYLAZINE + KETAMINE (1)	IM	0,35 – 0,8 5 – 8	15 – 30 min	Anesthésie courte, prémédication avant intubation
XYLAZINE + KETAMINE (1)	IM	0,6 6	30 – 60 min	<u>Lama</u> : castration
XYLAZINE + KETAMINE (1)	IM	0,7 7	30 – 60 min	<u>Alpaga</u> : castration
DETOMIDINE + KETAMINE + BUTORPHANOL (1)	IV	0,02 2,2 0,4	-	-
DIAZEPAM + KETAMINE (1)	IV	0,05 – 0,3 2 – 8	5 – 20 min	-
DIAZEPAM + KETAMINE (1)	IM	0,2 – 0,3 5 – 8	10 – 20 min	-
KETAMINE + GUAIFENESINE	IV	1,6 80	-	-

En ce qui concerne les zones d'injections des produits nécessaires à l'anesthésie et l'analgésie, plusieurs options sont possibles (*Figure 56*).

- Une injection sous-cutanée est effectuée le plus souvent crânialement à l'épaule ou caudalement au coude (78).
- Une injection intramusculaire peut être réalisée dans la région de l'épaule (muscle triceps), dans la cuisse (muscle semi-membraneux ou semi-tendineux) ou dans les muscles cervicaux caudaux. Les autres muscles du cou sont à éviter chez les petits camélidés (78).
- Concernant la voie intraveineuse, les injections ou la pose d'un cathéter se font le plus couramment dans la région du cou. Cependant, c'est une manœuvre parfois délicate pour des raisons anatomiques. Tout d'abord, il n'y a pas de sillon jugulaire chez les petits camélidés et les processus transverses des vertèbres cervicales recouvrent partiellement le trajet de la veine jugulaire. Aussi, la peau peut être épaisse chez les adultes (jusqu'à 1 cm), ce qui rend difficile la visualisation de la veine jugulaire, malgré une compression adéquate. De plus, plusieurs valves jugulaires empêchent le retour veineux à la tête et donnent une fausse impression que le cathéter n'est pas correctement placé car il n'y a pas de retour de sang. Enfin, la veine jugulaire est très proche de l'artère carotid, qui risque d'être ponctionnée par accident. Les zones d'accès à la jugulaire sont donc restreintes : en position haute, juste sous la mandibule (*Figure 58*) ou en position basse, près de l'entrée thoracique. Si, malgré tout, l'accès jugulaire n'est pas possible, les veines auriculaire (*Figure 57*), céphalique ou saphène peuvent être une alternative (78,82).



Figure 56 : Localisations idéales des injections chez l'alpaga (applicable au lama). En bleu les sites d'injections sous-cutanées, en vert les sites d'injections intramusculaires, en rouge les sites d'injections intraveineuses ou de pose de cathéters.



Figure 57 : Ponction de la veine auriculaire chez un lama (Crédit : *Medicine and surgery of camelids, 3rd edition*)

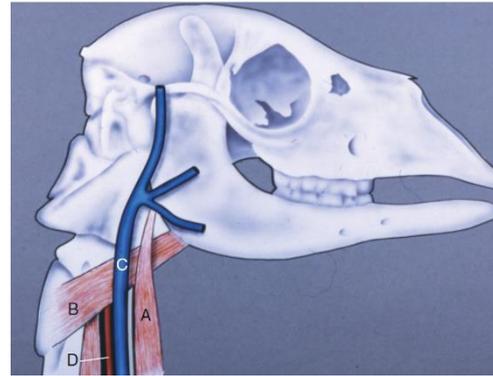


Figure 58 : Disposition de la veine jugulaire dans la région haute du cou des petits camélidés. A : muscle sternomandibulaire; B : muscle homohyoïdien; C : veine jugulaire externe; D : artère carotide commune (Crédit : *Medicine and surgery of camelids, 3rd edition*)

Lorsque l'opération chirurgicale est de longue durée ou bien que les risques liés à l'anesthésie sont élevés, l'intubation endotrachéale est à envisager. Cependant, l'anatomie des voies respiratoires des petits camélidés ne facilite pas leur intubation. La cavité buccale s'ouvre peu, l'entrée du larynx est éloignée de la base de la langue et la présence de replis glottiques gêne la visualisation de l'épiglotte. Pour s'aider, un guide rigide et un long laryngoscope peuvent être utilisés et le cou doit être étendu au maximum.

Une perfusion de solutés isotoniques n'est pas nécessaire sur des animaux en bonne santé et lorsque la chirurgie est de courte durée (comme pour une castration chez un petit camélidé en parfaite santé). Lorsque la chirurgie est longue ou invasive (ovariectomie ou ovario-hystérectomie par exemple), il est conseillé de perfuser l'animal avec un soluté isotonique tel que du NaCl ou du Ringer Lactate, à un débit de 4-8 mL/kg/h si l'individu est en bonne santé. Si l'individu est en hypotension ou débilité, le débit peut être augmenté à 10-25 mL/kg/h (1).

3.1.4. Le monitoring

Pourquoi surveiller ?

Les molécules employées pour l'anesthésie peuvent induire des dépressions des systèmes cardio-vasculaire et respiratoire de l'animal. Il est donc intéressant de suivre ces fonctions vitales. De plus, cela permet d'avoir une anesthésie optimale, c'est-à-dire obtenir un statut de narcose, une myorelaxation et une analgésie efficaces, tout en restant au plus proche de l'état physiologique de l'animal.

Surveiller quoi et comment ?

Les mêmes moniteurs et équipements utilisés pour d'autres espèces domestiques couramment anesthésiées peuvent être utilisés chez les petits camélidés.

- **Système nerveux central** : il est important d'évaluer la profondeur de l'anesthésie.

Les signes et reflexes utilisés lors des anesthésies de carnivores domestiques sont applicables aux petits camélidés. Le réflexe palpébral, les mouvements oculaires, la contraction musculaire sont des indices utiles pour évaluer la profondeur de l'anesthésie (78).

- **Fonction cardio-vasculaire** :

- Fréquence cardiaque : elle peut être surveillée à l'aide d'un stéthoscope classique ou œsophagien, ou bien avec un moniteur réalisant un électrocardiogramme (ECG). Dans ce dernier cas, les électrodes sont placées sur le membre thoracique gauche, le membre thoracique droit et le membre pelvien gauche afin que l'appareil mesure l'activité électrique du cœur et donne la fréquence cardiaque. D'après la littérature, la fréquence cardiaque des lamas et alpagas est située entre 60 et 90 battements par minute (82). Durant l'anesthésie, la fréquence cardiaque ne doit idéalement pas s'éloigner des valeurs de référence.
- Pression artérielle systémique : elle peut être mesurée à l'aide d'un brassard placé au niveau distal du métacarpe ou métatarse, ou bien à la base de la queue. La sonde Doppler doit être placée sur la face médiale du métacarpe ou métatarse, ou la face ventrale de la queue. Un tensiomètre relié à un brassard peut aussi mesurer ce paramètre. La pression artérielle moyenne d'un lama non anesthésié varie entre 130 et 170 mmHg (82).
- Temps de recoloration capillaire et couleur des muqueuses : ils renseignent sur la qualité de la perfusion tissulaire, bien que la méthode soit subjective. Le temps de recoloration capillaire doit être inférieur à 2 secondes et les muqueuses (buccale et génitale) roses et humides.

- **Fonction respiratoire** :

- Fréquence respiratoire : elle est calculée par observation des mouvements thoraciques ou à l'aide d'un moniteur de respiration. La fréquence respiratoire est plus basse durant l'anesthésie mais il ne faut idéalement pas s'éloigner de la valeur physiologique comprise entre 10 et 30 respirations par minute (82).
- Mesure de la saturation en oxygène (SpO₂) : elle est réalisée à l'aide d'un oxymètre (la sonde peut être placée sur la langue par exemple), et en observant la couleur des muqueuses. La SpO₂ doit être supérieure à 95% durant l'anesthésie et la couleur des muqueuses doit être rose.

- Concentration en dioxyde de carbone à la fin d'un cycle respiratoire (EtCO₂) : elle est mesurée à l'aide d'un capnomètre. Idéalement, la EtCO₂ doit se situer entre 35 et 45 mmHg durant l'anesthésie.

- **Température :**

Elle est mesurée à l'aide d'un thermomètre rectal ou œsophagien. La température corporelle au repos des camélidés adultes varie en fonction de l'environnement, et celle des nouveau-nés fluctue dans une plage plus large car les mécanismes de thermorégulation ne sont pas encore aussi sophistiqués que ceux des adultes (leur température est en moyenne 0,5 à 1°C plus élevée que les adultes). Les petits camélidés d'Amérique du Sud sont adaptés aux climats froids et rudes, mais tolèrent ponctuellement de fortes températures, en particulier grâce à leur laine isolante. Il est recommandé de surveiller la température des animaux durant l'anesthésie afin de prévenir tout écart par rapport aux valeurs physiologiques, situées entre 37,5 et 38,9°C.

Le *Tableau 10* résume les paramètres physiologiques des petits camélidés. Pendant l'anesthésie, l'objectif est de maintenir les valeurs de l'animal aussi proches que possible de ces normes.

Tableau 10 : Résumé des principales valeurs physiologiques des petits camélidés

	Fréquence cardiaque	Fréquence respiratoire	Température	TRC et couleur des muqueuses
Lamas	60 – 90 battements par minute	10 – 30 respirations par minute	<u>Environnement</u> <u>tempéré :</u> 37,5 – 38,9°C	< 2 sec Roses et humides
Alpagas			<u>Environnement</u> <u>chaud :</u> jusqu'à 40°C	

3.2. Spécificités anatomiques de l'appareil reproducteur des petits camélidés

3.2.1. Anatomie des petits camélidés mâles

Avant une chirurgie de l'appareil reproducteur, il est important de connaître la position, la forme et la taille des organes concernés (*Figure 64*).

Les deux testicules sont contenus dans un scrotum non pendulaire situé dans la région périnéale haute, en dessous de l'anus (*Figures 59 et 61*). Les testicules sont déjà

descendus dans le scrotum, dès la naissance. A l'âge adulte, un testicule de lama mesure 5 à 7 cm de long, et celui d'un alpage 4 à 5 cm (88,89).



Figure 59 : Localisation et aspect des testicules d'un alpage (Crédit : Université de Liège)

Dans le scrotum, la température légèrement plus basse que dans le reste du corps, permet la spermatogenèse. En cas de fortes chaleurs, on peut observer chez le lama un gonflement physiologique du scrotum, qui favorise la dissipation de chaleur (Figure 60).



Figure 60 : Œdème scrotal dû au stress thermique chez un lama (Crédit : Dr Johnson LARUE)



Figure 61 : Scrotum d'un lama sans stress thermique (Crédit : University of Minnesota)

Les spermatozoïdes produits dans les testicules sont ensuite acheminés vers l'épididyme, puis empruntent le canal déférent. Celui-ci se termine près de la vessie, mais pas dans une ampoule déférente comme chez les petits ruminants. On retrouve des glandes accessoires comme chez les autres mammifères : la prostate est en forme de H et se trouve à la base de la vessie, tandis que les glandes bulbo-urétrales, de

forme ovale, sont situées des deux côtés de l'urètre à la sortie du bassin. Il n'y a pas de vésicules séminales chez les petits camélidés (90).

L'appareil reproducteur des mâles se termine par un pénis de type fibro-élastique et comportant une flexion sigmoïde, comme chez les petits ruminants. A l'extrémité du pénis se trouve un processus urétral cartilagineux en tire-bouchon de 1 cm de long, qui franchit le col de l'utérus pendant la saillie de la femelle (89). Le pénis est adhérent au prépuce jusqu'à l'âge de 18-24 mois, ce qui empêche la saillie (*Figures 62 et 63*). Une fois la maturité sexuelle atteinte, le prépuce est relativement petit et, chez les mâles non excités, il est normalement dirigé vers l'arrière, ce qui fait que l'urine s'écoule entre les jambes (90,91).



Figure 62 : Séparation partielle du prépuce et du pénis (Crédit : *Reproductive Anatomy and Life Cycle of the Male and Female Llama and Alpaca*)



Figure 63 : Séparation complète du pénis et du prépuce (Crédit : *Reproductive Anatomy and Life Cycle of the Male and Female Llama and Alpaca*)

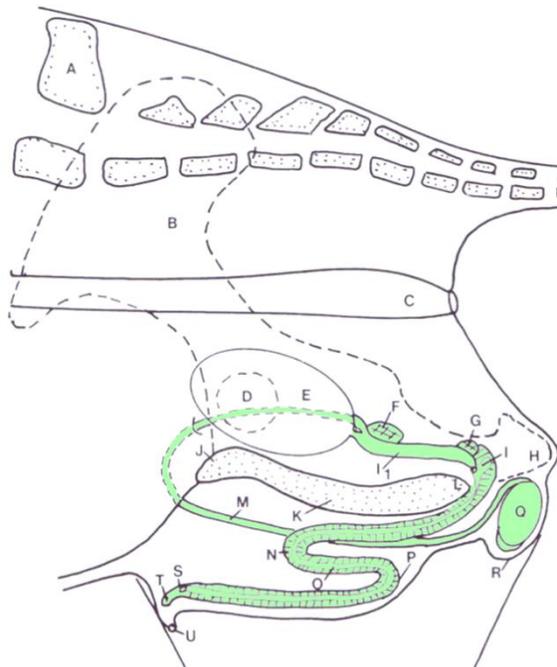


Figure 64 : Localisation des organes reproducteurs du lama (en vert). A : colonne vertébrale, B : ilium, C : rectum, D : acetabulum, E : vessie, F : prostate, G : glande bulbo-urétrale, H : tubérosité ischiatique, I : récessus urétral dorsal, I1 : urètre pelvienne, J : bord du pelvis, K : pubis, L : arc ischiatique, M : canal déférent, N : corps caverneux du pénis, O : urètre, P : courbure sigmoïde du pénis, Q : testicule, R : scrotum, S : orifice de l'urètre, T : pointe cartilagineuse du pénis, U : orifice du prépuce (Crédit : *Medicine and surgery of camelids, 3rd edition*)

3.2.2. Anatomie des petits camélidés femelles

Avant une chirurgie de l'appareil reproducteur, il est important de connaître la position, la forme et la taille des organes concernés (*Figures 65 et 66*).

Les ovaires, de forme ovale, possèdent de nombreux follicules à leur surface, donnant un aspect muriforme, comme chez la truie (90). Ils sont enveloppés dans la bourse ovarique et mesurent environ 1,6 cm de long (89). Ils sont reliés à l'utérus par les oviductes qui mesurent 10 à 20 cm. La morphologie de l'utérus est similaire à celle d'une jument, avec deux cornes utérines relativement courtes (8 cm chez l'alpaga et jusqu'à 15 cm chez le lama), recourbées vers l'arrière et attachées à la paroi abdominale et pelvienne par les ligaments larges (91). Le corps utérin est également court (environ 3 cm de longueur) et communique avec le col de l'utérus, qui peut être palpé par voie transrectale chez les grandes femelles et présente deux à trois anneaux cartilagineux (92). L'appareil reproducteur se termine par le vagin, d'une longueur comprise entre 14 et 20 cm, qui s'ouvre sur la vulve. L'urètre débouche sur le plancher du vagin et un diverticule sous-urétral est présent, comme chez les ruminants (88).

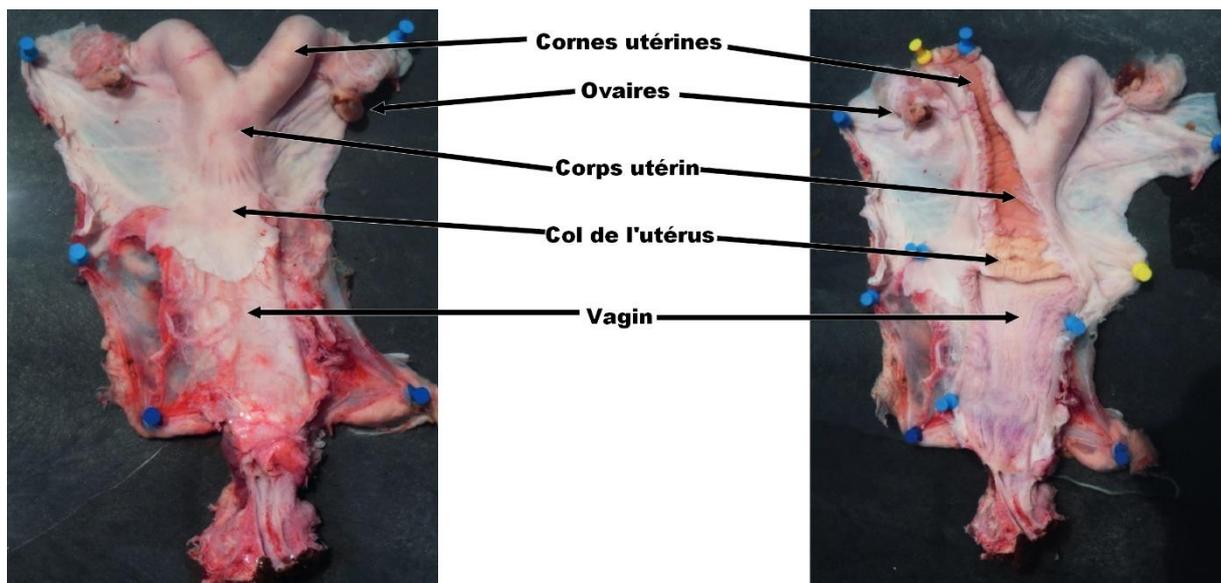


Figure 65 : Appareil reproducteur d'une femelle alpaga (Crédit : J. Rodriguez)

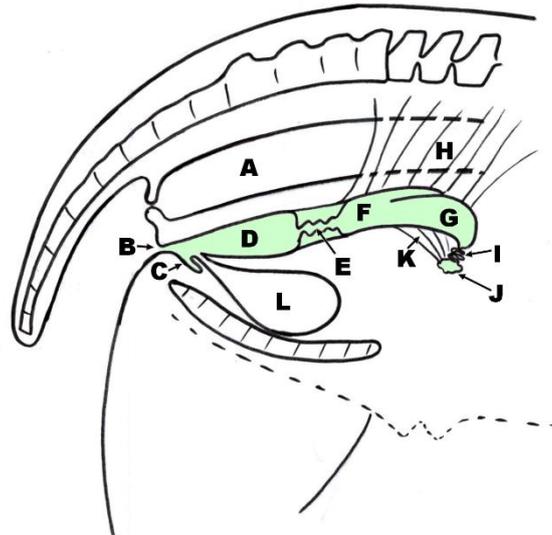


Figure 66 : Disposition des organes reproducteurs (en vert) chez la femelle lama et alpaga. A : rectum ; B : entrée du vagin ; C : diverticule sous-urétral ; D : vagin ; E : col de l'utérus ; F : corps utérin ; G : cornes utérines ; H : ligament large ; I : trompe de Fallope ; J : ovaire ; K : ligament suspenseur de l'ovaire ; L : vessie (Crédit : Manon Renaud)

3.3. Physiologie de la reproduction chez les petits camélidés

3.3.1. Puberté et reproduction

Chez le mâle, la puberté débute entre 8 et 14 mois (période coïncidant avec la production d'hormones androgènes) mais il n'est réellement apte à la reproduction qu'après la séparation du prépuce, entre 18 et 24 mois d'âge. La femelle atteint sa puberté entre 10 et 12 mois, ce qui correspond au début de l'activité ovarienne. L'alimentation et le poids influencent l'âge de la puberté (qui sera plus précoce chez un petit camélidé avec un bon score corporel) (90).

3.3.2. Physiologie de la reproduction chez la femelle lama ou alpaga

Le cycle reproducteur des femelles est saisonnier dans leur habitat naturel (accouplement durant la saison des pluies), mais les petits camélidés vivant en Europe peuvent se reproduire toute l'année. Contrairement à la plupart des espèces domestiques, les camélidés femelles ne sont pas polyœstrales, c'est-à-dire qu'elles n'ont pas de périodes distinctes de chaleur ou de réceptivité sexuelle après lesquelles l'ovulation se produit spontanément. Les femelles lamas et alpagas sont des espèces à ovulation induite : quand elles ne sont pas gestantes, des vagues folliculaires se succèdent et l'ovulation n'a lieu qu'en cas d'accouplement et de pénétration du pénis jusque dans le col de l'utérus (93). Il a ainsi été démontré que la femelle est en état d'œstrus permanent durant 2 à 36 jours (sans que des signes extérieurs ne soient visibles), interrompu par des périodes d'anœstrus courts de moins de 48 heures (89).

3.4. Indications à la stérilisation chirurgicale des petits camélidés

La stérilisation peut être envisagée pour éviter la reproduction intraspécifique ou interspécifiques, lorsque plusieurs individus sont détenus ensemble. En effet, les hybridations sont possibles entre lamas et alpagas. Elle peut aussi être pratiquée pour réduire l'agressivité des mâles entre eux et envers l'humain, ou en cas d'affections du tractus reproducteur.

3.4.1. Chez la femelle

L'ovariectomie ou l'ovario-hystérectomie peuvent être pratiquées par convenance, pour éviter la reproduction, mais aussi lors d'affections avérées de l'appareil génital. Parmi les affections décrites chez les petits camélidés femelles, on retrouve le pyomètre, les néoplasies utérines et ovariennes (léiomyomes utérins, tératomes et tumeurs de la granulosa), les ruptures utérines suite à un traumatisme, les métrites chroniques ne répondant pas un traitement médical ou encore l'aplasie segmentaire du tractus reproducteur (*Figure 67*) (82,94,95). Cette dernière est une anomalie congénitale fréquente de l'appareil reproducteur des lamas et alpagas, et se manifeste par un rétrécissement des voies génitales (au niveau de l'utérus, du col ou du vagin) qui empêche l'écoulement des sécrétions utérines normales. Ces fluides s'accumulent donc, entraînant un agrandissement de la ou les corne(s) utérine(s) et simulant un pyomètre.

Il est recommandé d'effectuer la stérilisation après la maturité sexuelle (environ 12 mois), afin de ne pas retarder la fermeture des cartilages de croissance des os longs (stimulés par la production d'œstrogènes) (82).

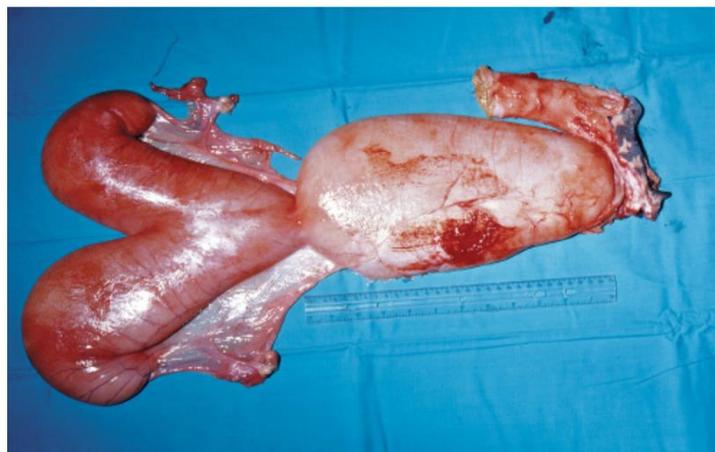


Figure 67 : Appareil reproducteur d'un camélidé souffrant d'aplasie segmentaire au niveau du vagin (Crédit : Medicine and surgery of camelids, 3rd edition)

3.4.2. Chez le mâle

La castration est conseillée en préventif, pour éviter la reproduction et l'agressivité envers des congénères ou envers l'humain. Lorsque deux mâles sont détenus ensemble, des combats aboutissants à des blessures, en particulier dans la région scrotale, sont fréquents. En effet, les lamas et les alpagas possèdent des « crocs », aussi appelés « dents de combat » (*Figures 68 et 69*), qui apparaissent entre deux ans et demi et trois ans (une paire sur la mâchoire inférieure et deux paires sur la mâchoire supérieure), et qui peuvent infliger des blessures profondes.

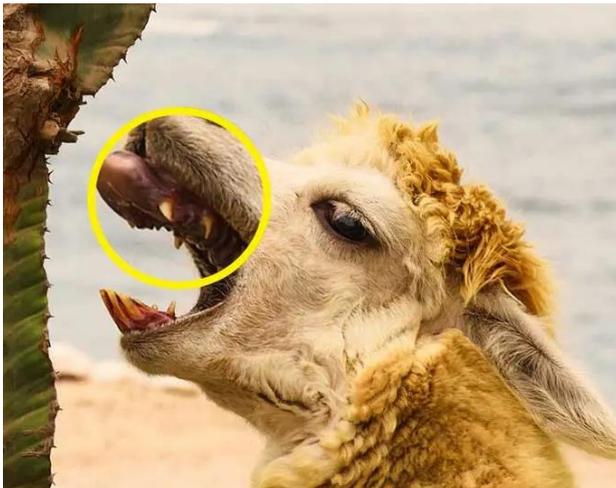


Figure 68 : Localisation des "dents de combat" chez un lama (les 2 paires de la mâchoire supérieure sont entourées en jaune) (Crédit : <https://thedailywildlife.com/do-llamas-bite/>)



Figure 69 : Localisation des "dents de combat" chez un alpaga (Crédit : Alpagas de la cour Farroux)

Un autre problème comportemental, rencontré principalement chez des individus qui ont été biberonnés par l'homme ou manipulés quotidiennement dès leur naissance, est le syndrome du mâle enragé (« berserk male syndrome » en anglais). Ces animaux, une fois la maturité sexuelle atteinte, voient en l'homme un rival et peuvent avoir des comportements agressifs et dangereux, justifiant parfois une euthanasie. Pour limiter ce risque, des animaux biberonnés ou proches de l'humain dès la naissance devraient être castrés précocement (dès l'âge de deux semaines, idéalement à 2 mois, et à défaut avant la maturité sexuelle), car ce comportement a moins de chance de se développer chez un individu castré précocement (82,96).

La castration est aussi préconisée dans le cas d'affections testiculaires ou scrotales telles qu'une orchite, la cryptorchidie, une hydrocèle (collection liquidienne entre les couches viscérales et pariétales de l'enveloppe vaginale) ou plus rarement des tumeurs ou kystes testiculaires (95).

Cependant, il existe des inconvénients à la castration des petits camélidés, et il est important d'en tenir les propriétaires informés. La castration précoce (avant 12 mois chez les alpagas, et avant 18-24 mois chez les lamas), retarde la fermeture des

cartilages de croissance des os longs, ce qui induit une croissance plus longue, aboutissant à des membres disproportionnés et/ou augmentant les risques de problèmes articulaires, musculaires et ligamentaires (notamment la subluxation de la rotule). La qualité de la laine peut aussi changer si la castration a lieu avant la fin de la maturité sexuelle. De plus, la castration peut mener à une prise de poids et à l'obésité, accentuant le risque de problèmes articulaires et ligamentaires, et pouvant mener à un affaissement des paturons et donc des boiteries (97).

En conclusion, la chirurgie doit avoir lieu avant le début de la puberté (8 mois) chez les mâles ayant des comportements aberrants et à risque de développer un syndrome du mâle enragé. A l'inverse, chez les individus ayant un comportement normal durant leur croissance, et si les infrastructures du propriétaire le permettent, la castration devrait être retardée jusqu'à la maturité sexuelle définitive (entre 2 et 3 ans).

3.5. Les gestes techniques de stérilisation chirurgicale

3.5.1. Ovariectomie et ovario-hystérectomie

Pour ces chirurgies, une anesthésie générale couplée à une anesthésie régionale (infiltration de lidocaïne sur la ligne d'incision par exemple) est recommandée. De plus, il est conseillé d'injecter avant la chirurgie un anti-inflammatoire non stéroïdien pour obtenir un soulagement optimal de la douleur dès le réveil de l'animal (pour la liste des anti-inflammatoires et leur posologie, se référer au *Tableau 8*). La gestion de la douleur devra être poursuivie plusieurs jours après la chirurgie.

L'usage des antibiotiques doit être réfléchi et, si les conditions de chirurgie sont optimales (bloc de chirurgie, matériel parfaitement stérile, temps de chirurgie court...), ils ne sont pas indispensables. En revanche, si le vétérinaire le juge nécessaire, ils peuvent être administrés avant la chirurgie ou juste après. En première intention, la benzylpénicilline associée à la dihydrostreptomycine sont souvent utilisées car le spectre est large et leur utilisation est fréquente pour des indications similaires chez les ruminants (Intramicine®, Pen-Hista-Strep®, etc.). L'administration d'un sérum antitétanique est conseillée si l'animal n'est pas vacciné, même si certains auteurs remettent en cause son utilité (82,97).

Chez les petits camélidés, plusieurs voies d'abord sont possibles pour une chirurgie de l'appareil reproducteur : les approches para-inguinale, médio-ventrale et latérale (par le flanc). Seules les deux dernières approches seront détaillées dans cette thèse car elles sont les plus communes d'après la littérature.

3.5.1.1. Ovariectomie ou ovario-hystérectomie médio-ventrale

L'abord ventral par la ligne blanche permet une ovariectomie ou une ovario-hystérectomie chez les petits camélidés femelles.

Voici les étapes de la chirurgie, une fois la femelle anesthésiée (82,98):

1. La femelle est positionnée en décubitus dorsal ;
2. Tonte large de la région abdominale ventrale, en partie caudale ;
3. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
4. Incision cutanée d'environ 8 cm sur la ligne médiane, débutant juste en avant de la mamelle, et s'étendant vers l'avant ;
5. Dilacération du tissu sous-cutané et du muscle cutané du tronc pour atteindre la ligne blanche (qui n'est pas toujours visible) ;
6. Incision de la ligne blanche puis du péritoine ;
7. Identification des cornes utérines à l'aide des doigts, en se repérant par rapport à la vessie et la bifurcation utérine ;
8. Traction douce des cornes utérines et des ovaires pour les sortir de la cavité abdominale ;
9. En cas d'ovariectomie :
 - 9.1. Isolement du pédicule vasculaire de l'ovaire en passant des pinces clamps à travers le mésovarium, en veillant à incorporer l'artère et la veine ovarienne dans le clamp ;
 - 9.2. Ligature en masse ou transfixiante du pédicule ovarien à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 0 ;
 - 9.3. Excision de l'ovaire et contrôle de l'hémostase.
10. En cas d'ovario-hystérectomie :
 - 10.1. Ligature des vaisseaux ovariens (artère et veine ovarique) à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 0 ;
 - 10.2. Section des vaisseaux en aval des ligatures ;
 - 10.3. Dilacération du mésovarium (en veillant à ligaturer les vaisseaux qui saignent) ;
 - 10.4. Placement de pinces clamps au niveau du col de l'utérus ;
 - 10.5. Ligature en masse au niveau du col de l'utérus, en veillant à inclure les vaisseaux utérins situés de chaque côté du col, à l'aide d'un fil résorbable, tressé, de calibre 0 ;
 - 10.6. Retrait de l'utérus.

Remarque : si la portion restante du corps utérin est importante, le moignon peut être suturé (surjet enfouissant par exemple)
11. Fermeture du péritoine et des muscles abdominaux, à l'aide d'un surjet simple et d'un fil tressé résorbable de calibre 0 ;

12. Sutures sous-cutanée et cutanée à l'aide d'un fil résorbable (ce qui évite de manipuler à nouveau l'animal pour retirer les fils), tressé, de calibre 0.

A la suite de la chirurgie, la femelle doit être placée au calme dans un box propre et la plaie surveillée tous les jours jusqu'à cicatrisation complète.

3.5.1.2. Ovariectomie par le flanc

Cet abord permet de réaliser une ovariectomie. En effet, le col de l'utérus est difficilement accessible lors d'un abord chirurgical par le flanc, donc l'ovario-hystérectomie est déconseillée.

Voici les étapes de la chirurgie, une fois la femelle anesthésiée (82) :

1. La femelle est positionnée en décubitus latéral droit ;
2. Tonte large de la région du flanc gauche ;
3. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
4. Incision cutanée en diagonale, en direction cranio-ventrale par rapport au *tuber coxae*, sur 6 à 10 cm (cette incision oblique permet une plaie ouverte dans le sens des fibres musculaires des muscles abdominaux) ;
5. Incision des muscles sous-jacents : muscle oblique abdominal externe (dont les fibres sont quasiment absentes à cet endroit), muscle oblique abdominal interne, aponévrose du muscle abdominal transverse ;
6. Incision du péritoine ;
7. Identification des cornes utérines à l'aide des doigts, en se repérant par rapport à la vessie et à la bifurcation utérine ;
8. Traction douce des cornes utérines et des ovaires pour les sortir de la cavité abdominale ;
9. Isolement du pédicule vasculaire de chaque ovaire en passant des pinces clamps à travers le mésovarium, en veillant à incorporer l'artère et la veine ovarienne dans le clamp ;
10. Ligature en masse ou transfixiante des pédicules ovariens à l'aide d'un fil tressé résorbable de calibre 0 (*Figure 70*) ;
11. Excision des ovaires et contrôle de l'hémostase ;
12. Fermeture du péritoine et des muscles abdominaux à l'aide d'un surjet simple et d'un fil tressé résorbable de calibre 0 ;
13. Sutures sous-cutanée et cutanée à l'aide d'un fil résorbable (ce qui évite de manipuler à nouveau l'animal pour retirer les fils), tressé, et de calibre 0 (*Figure 71*).



Figure 70 : Etape 10 - Ligature du pédicule ovarien approché au plus près de la plaie (Crédit : Tibary A., Campbell A.J. and Rodriguez J.S.)



Figure 71 : Localisation de l'incision pour une ovariectomie chez une femelle alpaga (Crédit : Tibary A., Campbell A.J. and Rodriguez J.S.)

3.5.2. Castration

Deux voies d'abord sont couramment utilisées pour castrer les lamas et les alpagas et seront développées dans cette thèse : la voie anté-scrotale et la voie scrotale (82,97). La gestion de la douleur doit être prise en compte en amont de la chirurgie. Ainsi, l'administration d'un anti-inflammatoire non stéroïdien vingt minutes avant la chirurgie (liste et posologie dans le *Tableau 8*) est recommandée.

L'usage des antibiotiques doit être réfléchi, et si les conditions de chirurgie sont optimales (bloc de chirurgie, matériel parfaitement stérile, temps de chirurgie court...), ils ne sont pas indispensables.

L'administration d'un sérum antitétanique est conseillée si l'animal n'est pas vacciné, même si certains auteurs remettent en cause son utilité (82,97).

3.5.2.1. *Castration par abord anté-scrotal*

La chirurgie se fait sur un animal en décubitus dorsal ou latéral avec un membre relevé. Cette technique chirurgicale est plus longue à réaliser mais nécessite moins de soins post-opératoires et elle est moins douloureuse pour l'animal que la voie scrotale dans les jours qui suivent l'opération (99).

Voici les étapes de la chirurgie une fois l'animal anesthésié (97,98) :

1. Tonte large crânialement au scrotum ;
2. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) (*Figure 72*) ;
3. Si choix d'une anesthésie locale : infiltration de lidocaïne crânialement au scrotum, le long de la ligne médiane (*Figure 73*) ;
4. Incision crâniale au scrotum, sur la ligne médiane ventrale, d'une longueur

- d'environ 2 centimètres OU deux incisions crâniales au scrotum, après avoir repoussé les testicules crânialement (*Figure 74*) ;
5. Dissection des tissus sous-cutanés aux ciseaux (*Figure 75*) ;
 6. Extraction du testicule par traction douce, en détachant les graisses et le *fascia* spermatique (*Figures 76 et 77*) ;
 7. Si castration à testicules couverts, pour chaque testicule :
 - 7.1. Pose d'une pince clamp sur le cordon spermatique et ligature transfixiante ou en masse de celui-ci, à l'aide d'un fil tressé résorbable de calibre 2/0 (*Figure 78*) ;
 - 7.2. Excision du testicule ;
 - 7.3. Contrôle de l'hémostase (*Figure 79*).
 8. Si castration à testicules découverts, pour chaque testicule :
 - 8.1. Incision de l'enveloppe vaginale pour en sortir le testicule ;
 - 8.2. Ligature en masse des vaisseaux et du canal déférent, à l'aide d'un fil tressé résorbable de calibre 2/0 ;
 - 8.3. Excision du testicule ;
 - 8.4. Contrôle de l'hémostase ;
 - 8.5. Fermeture de l'enveloppe vaginale par un point en X à l'aide d'un fil tressé résorbable de calibre 2/0.
 9. Fermeture de la plaie par un surjet simple, à l'aide d'un fil résorbable tressé de calibre 2/0 (*Figure 80*).

Le mâle doit ensuite être placé dans un box propre et la plaie surveillée tous les jours jusqu'à une cicatrisation complète.



Figure 72 : Etape 2 - Nettoyage chirurgical de la région scrotale (Crédit : Ohio State University)



Figure 73 : Etape 3 - Infiltration de lidocaïne dans la région anté-scrotale (Crédit : Ohio State University)



Figure 74 : Etape 4 – Testicule repoussé crânialement et incision anté-scrotale parallèle à la ligne médiane (Crédit : Ohio State University)



Figure 75 : Etape 5 - Incision des tissus jusqu'à l'enveloppe vaginale (Crédit : Ohio State University)



Figure 76 : Etape 6 - Extraction du testicule (Crédit : Ohio State University)



Figure 77 : Etape 6 - Le fascia testiculaire et les graisses sont détachés du cordon spermatique à l'aide d'une compresse (Crédit : Ohio State University)



Figure 78 : Etape 7.1 - Pose d'une pince clamp au plus proche de l'anneau inguinal (Crédit : Ohio State University)



Figure 79 : Etape 7.3 - Contrôle de l'hémostase après excision du testicule (Crédit : Ohio State University)



Figure 80 : Etape 9 - Fermeture de la plaie chirurgicale par un surjet simple (Crédit : Ohio State University)

3.5.2.2. Castration par abord scrotal

La castration scrotale est plus rapide et peut être réalisée avec l'animal debout ou en décubitus. Pour une castration debout, des exemples de protocoles anesthésiques sont disponibles dans le *Tableau 9*. Ils mêlent souvent la xylazine, le butorphanol et une épidurale de lidocaïne. Pour les castrations couchées, des protocoles anesthésiques sont aussi disponibles dans le *Tableau 9*.

Voici les étapes de la chirurgie une fois l'animal anesthésié (97,98):

1. Tonte du scrotum et de la périphérie ;
2. Asepsie de la zone en réalisant un nettoyage chirurgical (solution iodée ou à base de chlorhexidine) ;
3. Si choix d'une anesthésie locale : infiltration de lidocaïne le long du raphé médian du scrotum (zone d'incision) (*Figure 81*) ;
4. Une seule incision peut être réalisée le long du raphé médian, ou deux incisions de 2 cm de long peuvent être effectuées de chaque côté et parallèlement au raphé médian (*Figure 82*) ;
5. Extériorisation des testicules par traction douce, en détachant la graisse et le *fascia spermatique* (*Figure 83*) ;
6. Si castration à testicules couverts, pour chaque testicule :
 - 6.1. Ligature transfixiante ou en masse du cordon spermatique, à l'aide d'un fil tressé résorbable de calibre 2/0 ;
 - 6.2. Excision du testicule ;
 - 6.3. Contrôle de l'hémostase.
7. Si castration à testicules découverts, pour chaque testicule :
 - 7.1. Incision de l'enveloppe vaginale pour en sortir le testicule (*Figure 84*) ;
 - 7.2. Ligature en masse des vaisseaux et du canal déférent, à l'aide d'un fil tressé résorbable de calibre 2/0 (*Figures 85 et 86*) ;
 - 7.3. Excision du testicule ;
 - 7.4. Contrôle de l'hémostase ;
 - 7.5. Fermeture de l'enveloppe vaginale par un point en X à l'aide d'un fil tressé résorbable de calibre 2/0 ;
8. Des points cutanés ou un surjet simple peuvent être réalisés pour faciliter la cicatrisation du scrotum, à l'aide d'un fil résorbable tressé de calibre 2/0.

Le mâle doit ensuite être placé dans un box propre et la plaie surveillée tous les jours jusqu'à une cicatrisation complète.



Figure 81 : Etape 3 - Injection de lidocaïne intra-testiculaire sur un lama debout (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama)



Figure 82 : Etape 4 - Deux incisions sont réalisées de part et d'autre du raphé médian du scrotum (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama)



Figure 83 : Etape 5 - La graisse et le fascia testiculaire sont détachés du cordon spermatique (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama)



Figure 84 : Etape 7.1 - Incision de l'enveloppe vaginale lors d'une castration à testicules découverts (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama)



Figure 85 : Etape 7.2. - Pose d'une pince clamp sur les vaisseaux et le canal déférent (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama)



Figure 86 : Etape 7.2. - Ligature en masse des vaisseaux et du canal déférent (Crédit : Shagbark Ridge Llamas & Hamilton Co. Llama)

En résumé, la présentation détaillée des techniques chirurgicales de castration, d'ovariectomie et d'ovario-hystérectomie chez les petits camélidés met en évidence des similitudes significatives avec les procédures pratiquées chez d'autres espèces. Cependant, il est nécessaire pour le vétérinaire de connaître les particularités anatomiques et physiologiques du lama et de l'alpaga, qui ne sont pas des espèces couramment rencontrées en médecine vétérinaire en France. Ainsi, le praticien doit s'engager envers des pratiques chirurgicales sécuritaires, efficaces et respectueuses du bien-être animal, pour ces individus considérés comme des animaux de compagnie.

CONCLUSION

Cette thèse a examiné en détail les protocoles d'anesthésie et les techniques chirurgicales utilisés pour la stérilisation des mâles et des femelles chez cinq espèces dont le statut initial a évolué ces dernières années, passant d'animal de rente à animal de loisirs. Avec cette évolution, de nouvelles problématiques ont émergé : la volonté de contrôler ou d'éviter la reproduction, la prévention des comportements indésirables et la préservation de la santé de ces animaux de loisirs qui sont amenés à vieillir.

À travers une analyse de la littérature existante sur le sujet, les molécules anesthésiques et analgésiques couramment employées chez chacune de ces espèces ont été répertoriées et des protocoles anesthésiques proposés. Les similitudes anatomiques et physiologiques des caprins et ovins domestiques ont conduit à un regroupement dans la catégorie des petits ruminants, tandis que le lama et l'alpaga ont été regroupés sous le nom de petits camélidés, tout en sachant que ces deux groupes possèdent des caractéristiques communes liées à leur statut respectif de ruminant ou pseudo-ruminant. Enfin, cette étude a permis d'identifier les avantages et les inconvénients de la stérilisation chirurgicale chez ces espèces et de détailler les techniques chirurgicales les plus appropriées pour respecter le bien-être animal, minimiser les risques per-opératoires et post-opératoires, et faciliter la mise en œuvre pour le vétérinaire.

Au cours de cette thèse, il a été noté que les protocoles de stérilisation chirurgicale variaient selon les espèces, mais que certains principes fondamentaux pouvaient être appliqués de manière universelle pour garantir la sécurité et le bien-être des animaux. On retrouve notamment l'identification des risques anesthésiques et les mesures pour les minimiser (intubation endotrachéale, mise à jeun, surveillance des paramètres physiologiques pendant la chirurgie, mesures de réchauffement ou de refroidissement, etc.). De plus, il a été mis en évidence que, quelle que soit l'espèce, la gestion adéquate de la douleur et du stress péri-opératoire est cruciale pour minimiser les complications et favoriser une récupération rapide.

En fin de compte, cette thèse vise à fournir aux professionnels de la médecine vétérinaire un travail précieux pour planifier et mettre en œuvre des protocoles d'anesthésie et de chirurgie de l'appareil reproducteur, de façon efficace et sécuritaire. Elle souligne également l'importance de la formation continue et de l'adaptation des pratiques vétérinaires aux évolutions sociétales, afin d'améliorer constamment le bien-être des animaux et de répondre aux attentes de leurs propriétaires.

BIBLIOGRAPHIE

1. LIN H, WALZ P. Farm Animal Anesthesia - Cattle, Small ruminants, Camelids, and Pigs. 1st edition. Wiley Blackwell; 2014.
2. SEDDIGHI R, DOHERTY TJ. Field Sedation and Anesthesia of Ruminants. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. nov 2016;Vol. 32(n°3):553-70.
3. GALATOS AD. Anesthesia and Analgesia in Sheep and Goats. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. mars 2011;Vol. 27(n°1):47-59.
4. CASSARD H. Anesthésie générale des bovins et des petits ruminants. *Bulletin des GTV*. juill 2020;(n°98):23-7.
5. Règlement (UE) n°37/2010 de la Commission du 22 décembre 2009 relatif aux substances pharmacologiquement actives et à leur classification en ce qui concerne les limites maximales de résidus dans les aliments d'origine animale (Texte présentant de l'intérêt pour l'EEE) [Internet]. OJ L déc, 2009. Disponible sur: [http://data.europa.eu/eli/reg/2010/37\(1\)/oj/fra](http://data.europa.eu/eli/reg/2010/37(1)/oj/fra)
6. Règlement (UE) 2019/6 du Parlement européen et du Conseil du 11 décembre 2018 relatif aux médicaments vétérinaires et abrogeant la directive 2001/82/CE [Internet]. déc, 2018. Disponible sur: <https://eur-lex.europa.eu/legal-content/FR/TXT/PDF/?uri=CELEX:32019R0006&from=EN>
7. HUGHES RN, SYME LA, SYME GJ. Open-field behaviour in sheep following treatment with the neuroleptics azaperone and acetylpromazine. *Psychopharmacology (Berl)*. mars 1977;Vol. 52(n°1):107-9.
8. OAKLEAF MH, MAMA KR, MANGIN LM, LEBSOCK KJ, BISAZZA KT, HESS AM, et al. Comparison of intravenous anesthetic induction doses and physiologic effects of ketamine or alfaxalone in goats undergoing surgery with isoflurane anesthesia. *Am J Vet Res*. sept 2019;Vol. 80(n°9):819-24.
9. ABOUELFETOUH MM, LIU L, SALAH E, SUN R, NAN S, DING M, et al. The Effect of Xylazine Premedication on the Dose and Quality of Anesthesia Induction with Alfaxalone in Goats. *Animals*. mars 2021;Vol. 11(n°3).
10. ROBERTS V, SCOTT-PARK F, éditeurs. BSAVA manual of farm pets. Quedgeley: British Small Animal Veterinary Association; 2008. 309 p.
11. ELANE GL, PABLO L, FACKLER B, BIEDRZYCKI AH. Lumbosacral intrathecal lidocaine provides adequate analgesia for cesarean sections in goats: 7 cases (2020–2021). *Journal of the American Veterinary Medical Association*. déc 2022;Vol. 260(n°15):1967-70.
12. HAERDI-LANDERER C, SCHLEGEL U, NEIGER-AESCHBACHER G. The analgesic effects of intrathecal xylazine and detomidine in sheep and their antagonism with systemic atipamezole. *Vet Anaesth Analg*. sept 2005;Vol. 32(n°5):297-307.
13. DARADKA M, ISMAIL ZB. Evaluation of the clinical and analgesic effects of subarachnoid ketamine-lidocaine administration in goats undergoing mastectomy. *Vet Med (Auckl)*. mai 2014;Vol. 5:35-9.

14. MILON J, TOUZOT-JOURDE G. Comment réaliser une rachianesthésie lombosacrée chez le veau ? Le Point Vétérinaire. mai 2016;(n°365).
15. GUATTEO R, POIRIER E, RELUN A, TOUZOT-JOURDE G. Lidocaïne ou procaïne pour l'anesthésie locale ou locorégionale des bovins. Bulletin des GTV. nov 2022;(n°108):22.
16. TOUZOT-JOURDE G. Le contenu de la seringue d'anesthésie péridurale est à raisonner. Le Point Vétérinaire. oct 2014;(n°349).
17. DART C. Suggestions for Anaesthesia & Analgesia in Sheep [Internet]. University of Sydney, Camden; 2005. Disponible sur: <https://www.nslhd.health.nsw.gov.au>
18. SMALL A, FISHER AD, LEE C, COLDITZ I. Analgesia for Sheep in Commercial Production : Where to Next? Animals. avr 2021;Vol. 11(n°4).
19. GOPLEN A. Anesthesia and pain management in small ruminants. NAVC Conference - The North American Veterinary Community; 2016.
20. ABUBAKAR AA, ANDESHI RA, YAKUBU AS, LAWAL FM, ADAMU U. Comparative Evaluation of Midventral and Flank Laparotomy Approaches in Goat. Journal of Veterinary Medicine. aout 2014;Vol. 2014:1-6.
21. VADROT S. Anesthésie et analgésie lors de pratiques douloureuses chez le veau : étude de la castration et de l'écornage. Ecole nationale vétérinaire d'Alfort; 2014.
22. HALOWELL G, POTTER T. Application techniques of local block anaesthesia. Vet Times. mars 2008;
23. IVANY J, MUIR W. Farm Animal Anesthesia. In: Farm Animal Surgery. Elsevier. 2004. p. 97-112.
24. KAISER-KLINGLER S. Small ruminants anesthesia. Premier Equine Veterinary Services, Whitesboro, Texas; 2009.
25. PRIEUR H. La chèvre, nouvel animal de compagnie : de la consultation de médecine préventive à la consultation gériatrique. VetAgro Sup; 2021.
26. FOX JG, ANDERSON LC, OTTO G, PRITCHETT-CORNING KR, WHARY MT. Laboratory Animal Medicine. 3rd edition. American College of Laboratory Medicine; 2015. 1746 p.
27. MALBRUE RA, ARSUAGA ZORILLA CB. Scrotal ablation and orchiectomy in the domestic laboratory goat (*Capra hircus*). Veterinary and Animal Science. févr 2018;Vol. 5:26-30.
28. DANIEL AJ, EASLEY JT, HOLT TN, GRIFFENHAGEN GM, HACKETT ES. Laparoscopic ovariectomy in goats. Journal of the American Veterinary Medical Association. janv 2019;Vol. 254(n°2):275-81.
29. KAHN C, LINE S, éditeurs. Le manuel vétérinaire Merck. 3ème édition française. Merck & Co., Inc.; 2008. 2700 p. (Merial).
30. CHARTIER C. Pathologie caprine, du diagnostic à la prévention. Les éditions du Point vétérinaire; 2009. 326 p. (Sine qua non).
31. RADOSTITS OM, BLOOD DC, GAY CC. Veterinary medicine, A textbook of the diseases

- of cattle, sheep, pigs, goats and horses. 8th edition. Baillière Tindall; 1994. 1763 p.
32. REECE W, ERICKSON H, GOFF J, UEMURA E. Dukes' physiology of domestic animals. 13th edition. Wiley Blackwell;
 33. ROMAGNOLI A. Indirect Blood Pressure Measurement in Sheep and Goats Employing the Electronic Plethysmograph : Validation against the Capacitance Manometer. British Veterinary Journal. juin 1956;Vol. 112(n°6):247-52.
 34. HEMINGWAY A, HEMINGWAY C. Respiration of sheep at thermoneutral temperature. Respiration Physiology. 1966;30-7.
 35. WOJTAS K, CWYNAR P, KOLACZ R. Effect of thermal stress on physiological and blood parameters in merino sheep. Bulletin of the Veterinary Institute in Pulawy. juin 2014;Vol. 58(n°2):283-8.
 36. ABEBE G. Reproduction in Sheep and Goats. In: Sheep and Goat Production Handbook for Ethiopia. Ethiopia Sheep and Goat Productivity Improvement Program. Alemu Yami and R.C. Merkel; 2008. p. 59-79.
 37. NSW Department of Primary Industries. Anatomy and physiology of the goat. sept 2017;
 38. FERNANDEZ D. Introduction to Goat Reproduction. University of Arkansas at Pine Bluff, United States Department of Agriculture, and County Governments Cooperating. 2004;
 39. PAQUAY R. Le comportement reproducteur du mouton. Filière ovine et caprine. déc 2003;(n°7).
 40. BOCQUIER F, GAUBERT JL, BLANC F, VIUDES G, MATON C, DEBUS N, et al. Utilisation de l'identification électronique pour la détection automatisée du comportement sexuel chez les ovins : perspectives pour la détection des chaleurs chez la brebis. In Rencontres Recherche Ruminants; 2006.
 41. FUBINI S, DUCHARME N. Farm Animal Surgery. 1st edition. Saunders; 2004. 607 p.
 42. DESSAUGE F, FINOT L, WIART S, AUBRY JM, ELLIS SE. Effects of ovariectomy in prepubertal goats. Journal of Physiology and Pharmacology. oct 2009;Vol. 60:127-33.
 43. ELMORSY E, ABOUELNASR K, MOSBAH E, ZAGHLOUL A. Evaluation of Multimodal Anesthetic Drugs Combination in Goats undergoing laparo-ovariectomy. Mansoura Veterinary Medical Journal. déc 2019;20(4).
 44. RAZVI R, SURI S, SARMA K, SHARMA R. Histomorphological and histochemical studies on the different layers of skin of Bakerwali goat. Journal of Applied Animal Research. avr 2015;Vol. 43(n°2):208-13.
 45. ALZHAXINA N, BEGEMBEKOV K, KULMANOVA G. Thickness of the skin and its layers at degress sheep of various stripes. Research for rural development. 2014;Vol. 1:118-23.
 46. ISLAM R, KHATON R, ULLAH M, NISHI S, PAUL B, SARDER J, et al. Biometry of ovary in different ruminant animals. Bangladesh Livestock Journal. janv 2018;(n°1):44-8.
 47. FONTAINE C. La goutte d'eau qui fait déborder la clochette : hydromètre et ovariohystérectomie chez une chèvre naine de 9 ans. Vetofocus. févr 2021;

48. STEWART JL, SHIPLEY CF. Management of Reproductive Diseases in Male Small Ruminants. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. mars 2021;(n°37):105-23.
49. GUATTEO R. Gestion de la douleur chez les animaux d'élevage : la règle des 3S. *Le point vétérinaire*. mars 2013;(n°333).
50. VEDRINE B, BLANCHARD L, CHAOUCH B. La stérilisation chirurgicale du porc miniature. *Pratique Vet*. oct 2020;(n°186):29.
51. HODGKINSON O. Practical sedation and anaesthesia in pigs. *In Practice*. janv 2007;(n°29):34-9.
52. FENART M. Elaboration d'un guide pratique et pédagogique en anesthésie des animaux de rente. *VetAgro Sup*; 2021.
53. MOON PF, SMITH LJ. General Anesthetic Techniques in Swine. *Veterinary Clinics of North America: Food Animal Practice*. nov 1996;Vol. 12(n°3):663-91.
54. RE M, CANFRAN S, LARGO C, DE SEGURA IAG. Effect of Lidocaine–Ketamine Infusions Combined with Morphine or Fentanyl in Sevoflurane Anesthetized Pigs. *Journal of the American Association for Laboratory Animal Science: JAALAS*. mai 2016;Vol. 55(n°3):317-20.
55. EKSTRAND C, STERNING M, BOHMAN L, EDNER A. Lumbo-sacral epidural anaesthesia as a complement to dissociative anaesthesia during scrotal herniorrhaphy of livestock pigs in the field. *Acta Veterinaria Scandinavica*. juin 2015;(n°57):33.
56. CLARKE KW, TRIM CM, HALL LW, éditeurs. Anaesthesia of the pig, Chapter 14. In: *Veterinary Anaesthesia (Eleventh Edition)*. 11th edition. W.B. Saunders; 2014. p. 385-403.
57. HALFON T. Gérer la douleur de la castration des porcelets : le point sur la recherche en cours. *Le Point Vétérinaire* [Internet]. aout 2021 [cité 23 juin 2023]; Disponible sur: <https://www.lepointveterinaire.fr/actualites/actualites-professionnelles/gerer-la-douleur-de-la-castration-des-porcelets-le-point-sur-la-recherche-en-cours.html>
58. IFIP - Institut du Porc [Internet]. [cité 26 août 2023]. Analgésie avec anti-inflammatoire et anesthésie locale par Tri-Solfen. Disponible sur: <https://ifip.asso.fr/centre-de-ressources-castrabea/>
59. CAP VH. Evaluation of different dose rate combinations of ketamine, romifidine and azaperone for castration of 3-4 and 5-6 weeks old piglets. *Vetsuisse-Fakultät Universität Zürich*; 2017.
60. LEHMANN HS, BLACHE D, DRYNAN E, TSHEWANG P, BLIGNAUT DJC, MUSK GC. Optimum Drug Combinations for the Sedation of Growing Boars Prior to Castration. *Animals*. aout 2017;Vol. 7(n°8):61.
61. VEILLEUX-LEMIEUX D. Analgésie et anesthésie des porcs. *Direction des services vétérinaires*; 2018.
62. FRIKHA R, LATRACH R. Castration de la truie en milieu rural. *Bulletin des GTV*. nov 2012;(n°66):61.
63. HEINONEN ML, RAEKALLIO MR, OLIVIERO C, AHOKAS S, PELTONIEMI OAT.

- Comparison of azaperone-detomidine-butorphanol-ketamine and azaperone-tiletamine-zolazepam for anaesthesia in piglets. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. mars 2009;Vol. 36(n°2):151-7.
64. CHANG LJ, KO JC, WEIL AB, WENG HY. Comparison of anesthetic and cardiorespiratory effects of tiletamine-zolazepam-detomidine-butorphanol, tiletamine-zolazepam-xylazine-butorphanol, and ketamine-detomidine-butorphanol in pigs. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. avr 2021;Vol. 258(n°8):883-91.
 65. NISHIMURA R, SAKAGUCHI M, SASAKI N, TAMURA H, TAKEUCHI A. Medetomidine-Ketamine and Medetomidine-Butorphanol-Ketamine Anaesthesia in pigs. *Journal of Veterinary Anaesthesia*. aout 1991;Vol. 18:177-9.
 66. AJADI AR, OLUSA TA, SMITH OF, AJIBOLA ES, ADELEYE OE, ADENUBI OT, et al. Tramadol improved the efficacy of ketamine-xylazine anaesthesia in young pigs. *Veterinary Anaesthesia and Analgesia*. nov 2009;Vol. 36(n°6):562-6.
 67. Veterian Key [Internet]. 2016 [cité 9 févr 2023]. Porcine Clinical Procedures. Disponible sur: <https://veteriankey.com/porcine-clinical-procedures/>
 68. VIRGINIA TECH. Swine Intravenous Catheterization. Virginia Polytechnic Institute and State University; 2012.
 69. LORD LK, WITTUM TE, ANDERSON DE, RIFFLE D, LATHROP SL, LAUDERDALE MA. Resting rectal temperature of Vietnamese potbellied pigs. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. aout 1999;Vol. 215(n°3):342-4.
 70. KUSTER C, ALTHOUSE G. Reproductive Physiology and Endocrinology of Boars. In: *Current Therapy in Large Animal Theriogenology*. 2nd edition. 2004. p. 717-21.
 71. LEA R, ENGLAND G. Puberty and Seasonality. In: *Veterinary Reproduction and Obstetrics*. 10th edition. W.B. Saunders; 2019. p. 54-62.
 72. MAILLARD E. Le cochon de compagnie : enquête auprès des propriétaires et des vétérinaires et réalisation d'un guide pratique à destination des vétérinaires. ONIRIS; 2023.
 73. CALLAN R, HACKETT R, FUBINI S. Surgery of the Swine Reproductive System and Urinary Tract. In: *Farm Animal Surgery*. 2nd edition. W.B. Saunders; 2017. p. 617-32.
 74. LATRACH R, FRIKHA R, ALOGNINOUBA T. L'ovariectomie par le flanc droit chez la truie. *Revue Médicale Vétérinaire*. mai 2007;(n°158):219.
 75. MING-JEN L, TING-YUNG K, LIH-REN C, LYNN H. Dermal thickening with enhanced collagen contents and epidermal thinning during maturation of dorsal-lateral pig skin. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*. 2016;4.
 76. CAMARA ACL, CAMPEBELL RC, NOGUEIRA K, JUNQUEIRA JVS, ANDRADE TS, TEIXEIRA-NETO AR. Pre-scrotal castration procedure in boars. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. avr 2023;
 77. CAMARA ACL, NOGUEIRA K, CAMPEBELL RC, JUNQUEIRA JVS, ANDRADE TS, TEIXEIRA-NETO AR. Feasibility of pre-scrotal castration approach in boars 30 cases. *Pesquisa Veterinária Brasileira*. aout 2023.

78. HOLTGREW-BOHLING K. Large Animal Clinical Procedures for Veterinary Technicians. 4th edition. Elsevier; 2019. 711 p.
79. ORTIZ C, CAVERO J, SILLAU H, CUEVA S. The Parotid Saliva of the Alpaca (Lama pacos). Research in Veterinary Science. janv 1974;Vol. 16:54-6.
80. CEBRA CK, CEBRA ML, GARRY FB, BELKNAP EB. Forestomach acidosis in six New World camelids. Journal of the American Veterinary Medical Association. mars 1996;Vol. 208(n°6):901-4.
81. DEL ALAMO AM, MANDSAGER RE, RIEBOLD TW, PAYTON ME. Evaluation of intravenous administration of alfaxalone, propofol, and ketamine-diazepam for anesthesia in alpacas. Veterinary Anaesthesia and Analgesia. janv 2015;Vol. 42(n°1):72-82.
82. FOWLER ME. Medicine and Surgery of Camelids. 3rd edition. Wiley Blackwell; 2010.
83. ANDERSON DE. Field Anesthetic Techniques for Camelids. The American Association of Bovine Practitioners. sept 2009;42:103-4.
84. SMITH JS, SCHLEINING J, PLUMMER P. Pain Management in Small Ruminants and Camelids : Applications and Strategies. Veterinary Clinics of North America : Food Animal Practice. mars 2021;Vol. 37:17-31.
85. BARRINGTON G, MEYER TF, PARISH S. Standing castration of the llama using butorphanol tartrate and local anesthesia. Equine Practice. mai 1993;Vol. 15(n°5):35-9.
86. LYNCH N, ADAMS J, PERRIER M. Laparoscopic cryptorchidectomy in a mature llama. The Canadian Veterinary Journal. mai 2020;Vol. 61(n°5):521-4.
87. WASFI IA, EL GHAZALI M, HADI AA, ZOROB O, BONI NS, ALKATHEERI NA, et al. Pharmacokinetics of tolfenamic acid and its detection time in urine after intravenous administration of the drug in camels (Camelus dromedarius). American Journal of Veterinary Research. nov 1998;Vol. 59(n°11):1451-8.
88. WIEDNER E. MSD Veterinary Manual. 2022 [cité 20 sept 2023]. Reproduction of Llamas and Alpacas - Exotic and Laboratory Animals. Disponible sur: <https://www.msdsvetmanual.com/exotic-and-laboratory-animals/llamas-and-alpacas/reproduction-of-llamas-and-alpacas>
89. MEYER C. La reproduction des grands et petits camélidés domestiques. CIRAD Montpellier; 2009.
90. BROWN BW. A review on reproduction in South American camelids. Animal Reproduction Science. mars 2000;Vol. 58:169-95.
91. SUMAR J, ADAMS GP. Reproductive Anatomy and Life Cycle of the Male and Female Llama and Alpaca. In: Current Therapy in Large Animal Theriogenology. 2nd edition. Elsevier; 2007. p. 855-65.
92. RODRIGUEZ JS, MORESCO A. Evaluación clínica de la función reproductiva de los camélidos del nuevo mundo. Zoologica Neotropical. 2019;Vol. 4(n°1).
93. GALLELLI MF, BIANCHI C, TRASORRAS V, ZAMPINI E, ABA M, MIRAGAYA M. Synchronization of time of development of ovarian follicular waves in South American

Camelids. *Animal Reproduction Science*. sept 2019;Vol. 208:105-6.

94. HARDEFELDT LY, POULSEN KP, MC GUIRK SM, LIVESEY MA, KOCH C, PERRIER MP, et al. Urogenital leiomyosarcoma in an alpaca. *The Canadian Veterinary Journal*. déc 2010;Vol. 51(n°12):1387-90.
95. GAY P. La reproduction chez les lamas et les alpagas : étude bibliographique et développement d'une enquête auprès des éleveurs. *VetAgro Sup*; 2011.
96. BALL SR, WAY K, SCHLEINING J, MILLMAN ST. Survey-Based Examination of Demographics, Potential Causes and Treatments of Aberrant Behavior Syndrome (Berserk Male Syndrome) in Camelids. *Iowa State University Animal Industry Report*. 2015;Vol. 12(1).
97. ANDERSON DE. Castration of Camelids : When, Where, Why. *New Zealand Alpaca*. aout 2003;42-3.
98. TIBARY A, CAMPBELL AJ, RODRIGUEZ JS. Urogenital surgery in camelids. *Clinical Theriogenology Journal*. sept 2020;Vol. 12(n°3).
99. BAIRD AN, PUGH DG, WENZEL JG, LIN HC. Comparison of two techniques for castration of llamas. *Journal of the American Veterinary Medical Association*. janv 1996;Vol. 208(2):261-2.

PROTOCOLES DE STÉRILISATION CHIRURGICALE CHEZ 5 ESPECES DE NOUVEAUX ANIMAUX DE LOISIRS : LA CHEVRE, LE MOUTON, LE COCHON, LE LAMA ET L'ALPAGA

Auteur

RENAUD Manon

Résumé

Cette thèse s'intéresse aux procédures de stérilisation chirurgicale (castration, ovariectomie, et ovario-hystérectomie) chez les moutons, les chèvres, les cochons, les lamas et les alpagas. Bien que ces espèces soient encore majoritairement considérées comme des animaux de production en France, certains individus bénéficient désormais d'un statut d'animal de compagnie aux yeux de leurs propriétaires. Par conséquent, il est essentiel pour les vétérinaires d'adapter leur prise en charge. Ce travail met en évidence les défis liés à la gestion de la reproduction, à la prévention des comportements indésirables, et à la préservation de la santé à long terme de ces animaux de loisirs. La thèse se structure en trois grandes parties : les petits ruminants, les porcins et les petits camélidés. Au sein de chaque partie, l'accent est mis sur les protocoles d'anesthésie et les techniques chirurgicales, en tenant compte des spécificités anatomiques et physiologiques de chaque espèce, sans négliger la réglementation concernant l'usage des médicaments vétérinaires sur les animaux de rente. Ainsi, ce travail se présente comme un guide pratique destiné aux vétérinaires, afin de les aider à mettre en œuvre un protocole de stérilisation efficace et sécuritaire, tout en respectant les attentes des propriétaires et le bien-être animal.

Mots-clés

Anesthésie, Stérilisation, NAC, Chirurgie, Animaux familiers

Jury

Président du jury : Pr. **GAUCHERAND Pascal**

Directeur de thèse : Dr. **BRUYERE Pierre**

2ème assesseur : Pr. **BECKER Claire**