



HAL
open science

Création d'un mannequin de simulation pour l'apprentissage de la césarienne chez la brebis

Marie-Nour Viriot

► **To cite this version:**

Marie-Nour Viriot. Création d'un mannequin de simulation pour l'apprentissage de la césarienne chez la brebis. Médecine vétérinaire et santé animale. 2020. dumas-04832803

HAL Id: dumas-04832803

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04832803v1>

Submitted on 12 Dec 2024

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

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

Copyright

Année 2020

**CRÉATION D'UN MANNEQUIN DE SIMULATION POUR
L'APPRENTISSAGE DE LA CÉSARIENNE CHEZ LA BREBIS**

THÈSE

pour obtenir le diplôme d'État de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE
présentée et soutenue publiquement devant
la Faculté de Médecine de Créteil (UPEC)
le 17 décembre 2020

par

Marie-Nour VIRIOT

sous la direction de
Fabienne CONSTANT

Président du jury :	M. Jean-Claude PAIRON	Professeur à la Faculté de Médecine de CRÉTEIL
1^{er} Assesseur :	Mme Fabienne CONSTANT	Maître de Conférences à l'EnvA
2nd Assesseur :	M. Henry CHATEAU	Professeur à l'EnvA

Liste des membres du corps enseignant



Directeur : Pr Christophe Degueurce
Directeur des formations : Pr Henry Chateau
Directrice de la scolarité et de la vie étudiante : Dr Catherine Colmin
Directeurs honoraires : MM. les Professeurs C. Pilet, B. Toma, A.-L. Parodi, R. Morailon, J.-P. Cotard, J.-P. Mialot & M. Gogny

Département d'Élevage et de Pathologie des Équidés et des Carnivores (DEPEC)

Chef du département : Pr Grandjean Dominique - **Adjoint :** Pr Blot Stéphane

<p>Unité pédagogique d'anesthésie, réanimation, urgences, soins intensifs</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Fernandez Parra Rocio, Maître de conférences associée - Pr Verwaerde Patrick* <p>Unité pédagogique de clinique équine</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Audigé Fabrice - Dr Bertoni Lélia, Maître de conférences - Dr Bourzac Céline, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Coudry Virginie, Praticien hospitalier - Pr Denoix Jean-Marie - Dr Giraudet Aude, Praticien hospitalier - Dr Jacquet Sandrine, Praticien hospitalier - Dr Mespoulhès-Rivière Céline, Praticien hospitalier* - Dr Moiroud Claire, Praticien hospitalier - Dr Tanqueret Ludovic, Chargé d'enseignement contractuel <p>Unité pédagogique de médecine et imagerie médicale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Benckroun Ghita, Maître de conférences - Pr Blot Stéphane* - Dr Canonne-Guibert Morgane, Maître de conférences - Dr Freiche-Legros Valérie, Praticien hospitalier - Dr Maurey-Guéneac Christelle, Maître de conférences 	<p>Unité pédagogique de médecine de l'élevage et du sport</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Cabrera Gonzales Joaquin, Chargé d'enseignement contractuel - Dr Fontbonne Alain, Maître de conférences - Pr Grandjean Dominique* - Dr Hoummady Sara, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Maenhoudt Cindy, Praticien hospitalier - Dr Nudelmann Nicolas, Maître de conférences - Dr Ribeiro dos Santos Natalia, Praticien hospitalier <p>Unité pédagogique de pathologie chirurgicale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Decambon Adeline, Maître de conférences - Pr Fayolle Pascal - Dr Manassero Mathieu, Maître de conférences - Pr Viateau-Duval Véronique* <p>Discipline : cardiologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Chetboul Valérie - Dr Saponaro Vittorio, Praticien hospitalier <p>Discipline : ophtalmologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Chahory Sabine, Maître de conférences <p>Discipline : nouveaux animaux de compagnie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Pignon Charly, Praticien hospitalier - Dr Volait Laetitia, Praticien hospitalier
--	--

Département des Productions Animales et de Santé Publique (DPASP)

Chef du département : Pr Millemann Yves - **Adjoint :** Pr Dufour Barbara

<p>Unité pédagogique d'hygiène, qualité et sécurité des aliments</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Bolnot François, Maître de conférences - Pr Cartier Vincent - Dr Gauthier Michel, Maître de conférences associé - Dr Mîmet Narjes, Chargée d'enseignement contractuelle <p>Unité pédagogique de maladies réglementées, zoonoses et épidémiologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Crozet Guillaume, Chargé d'enseignement contractuel - Pr Dufour Barbara* - Pr Haddad/Hoang-Xuan Nadia - Dr Rivière Julie, Maître de conférences <p>Unité pédagogique de pathologie des animaux de production</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Adjou Karim - Dr Belbis Guillaume, Maître de conférences* - Dr Delsart Maxime, Maître de conférences associé - Pr Millemann Yves - Dr Plassard Vincent, Praticien hospitalier - Dr Ravary-Plumioën Bérangère, Maître de conférences 	<p>Unité pédagogique de reproduction animale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Constant Fabienne, Maître de conférences* - Dr Denis Marine, Chargée d'enseignement contractuelle - Dr Desbois Christophe, Maître de conférences (rattaché au DEPEC) - Dr Mauffré Vincent, Maître de conférences <p>Unité pédagogique de zootechnie, économie rurale</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Arné Pascal, Maître de conférences - Dr Barassin Isabelle, Maître de conférences - Pr Bossé Philippe* - Dr De Paula Reis Alline, Maître de conférences - Pr Grimard-Ballif Bénédicte - Pr Ponter Andrew <p>Rattachée DPASP</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Wolgust Valérie, Praticien hospitalier
---	---

Département des Sciences Biologiques et Pharmaceutiques (DSBP)

Chef du département : Pr Desquilbet Loïc - **Adjoint :** Pr Pilot-Storck Fanny

<p>Unité pédagogique d'anatomie des animaux domestiques</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Boissady Emilie, Chargée d'enseignement contractuelle - Pr Chateau Henry - Pr Crevier-Denoix Nathalie - Pr Robert Céline* <p>Unité pédagogique de bactériologie, immunologie, virologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Boulouis Henri-Jean - Pr Elott Marc - Dr Lagrée Anne-Claire, Maître de conférences - Pr Le Poder Sophie - Dr Le Roux Delphine, Maître de conférences* <p>Unité pédagogique de biochimie, biologie clinique</p> <ul style="list-style-type: none"> - Pr Bellier Sylvain* - Dr Deshuillers Pierre, Maître de conférences - Dr Lagrange Isabelle, Praticien hospitalier <p>Unité pédagogique d'histologie, anatomie pathologique</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Cordonnier-Lefort Nathalie, Maître de conférences - Pr Fontaine Jean-Jacques - Dr Laloy Eve, Maître de conférences - Dr Reyes-Gomez Edouard, Maître de conférences* <p>Unité pédagogique de management, communication, outils scientifiques</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mme Conan Muriel, Professeur certifié (Anglais) - Pr Desquilbet Loïc, (Biostatistique, Epidémiologie) - Dr Legrand Chantal, Maître de conférences associée - Dr Marignac Geneviève, Maître de conférences* - Dr Rose Hélène, Maître de conférences associée 	<p>Unité de parasitologie, maladies parasitaires, dermatologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Blaga Radu, Maître de conférences (rattaché au DPASP) - Dr Briand Amaury, Assistant d'Enseignement et de Recherche Contractuel (rattaché au DEPEC) - Dr Cochet-Faivre Noëlle, Praticien hospitalier (rattachée au DEPEC) - Pr Guillot Jacques* - Dr Polack Bruno, Maître de conférences - Dr Risco-Castillo Veronica, Maître de conférences <p>Unité pédagogique de pharmacie et toxicologie</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Kohlhauer Matthias, Maître de conférences - Dr Perrot Sébastien, Maître de conférences* - Pr Tissier Renaud <p>Unité pédagogique de physiologie, éthologie, génétique</p> <ul style="list-style-type: none"> - Dr Chevallier Lucie, Maître de conférences (Génétique) - Dr Crépeaux Guillemette, Maître de conférences (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Gilbert Caroline (Ethologie) - Pr Pilot-Storck Fanny (Physiologie, Pharmacologie) - Pr Tiret Laurent (Physiologie, Pharmacologie)* - Dr Titeux Emmanuelle (Ethologie), Praticien hospitalier <p>Discipline : éducation physique et sportive</p> <ul style="list-style-type: none"> - M. Philips Pascal, Professeur certifié
--	--

* responsable d'unité pédagogique

Professeurs émérites : Pr Combrisson Hélène, Pr Enriquez Brigitte, Pr Panthier Jean-Jacques, Pr Paragon Bernard.

Remerciements

Au Pr Jean-Claude PAIRON, Professeur à la Faculté de Médecine de Créteil,

Qui nous a fait l'honneur d'accepter la présidence de ce jury de thèse.

Respectueux hommage.

Au Dr Fabienne CONSTANT, Maître de conférences à l'EnvA,

Pour m'avoir proposé ce sujet passionnant et m'avoir encadrée tout au long de sa réalisation.

Sincères remerciements et toute ma reconnaissance.

Au Pr Henry CHATEAU, Professeur d'anatomie à l'EnvA,

Pour avoir accepté l'assessorat de ma thèse et avoir accordé du temps à la relecture et à la correction de ce manuscrit.

Sincères remerciements.

À M. Louis BALLEZ, Ingénieur pédagogique de la salle VetSims,

Pour sa disponibilité, sa bienveillance, son accompagnement et ses conseils.

Sincère reconnaissance.

À ma si précieuse famille qui m'a apporté son soutien inconditionnel et bien plus encore. À mes amis d'Alfort et d'ailleurs qui sont tout simplement extraordinaires. Aux footballeurs et nos entraînements mémorables entre les nids-de-poule et dans le sable. À tous ceux qui m'ont fait aimer mes études. Enfin, à toutes les personnes incroyables qui m'ont accompagnée sur le chemin jusqu'aujourd'hui. Un immense merci.

Table des matières

Liste des figures.....	3
Liste des abréviations.....	7
Introduction.....	9
I. Intérêts de l'utilisation des outils de simulation dans l'enseignement vétérinaire et rappels concernant la technique de césarienne.....	11
A. Les intérêts de la simulation en école vétérinaire.....	11
1. Intérêt en termes de bien-être animal.....	11
2. Intérêt en termes de disponibilité d'animaux.....	11
3. Intérêt en termes de réussite des gestes techniques et des chirurgies.....	12
4. Intérêt en termes de confiance du jeune vétérinaire.....	14
B. La césarienne de brebis, définition et techniques.....	15
1. Définition et indications.....	15
2. Techniques employées.....	16
3. Étapes chirurgicales.....	17
a) Sédation de la brebis.....	17
b) Contention de la brebis.....	17
c) Préparation du site opératoire.....	17
d) Anesthésie de la zone opératoire.....	17
e) Réalisation de la laparotomie.....	17
f) Recherche de l'utérus.....	18
g) Extraction de l'utérus.....	18
h) Incision de l'utérus.....	18
i) Extraction du fœtus.....	18
j) Soins au nouveau-né.....	18
k) Sutures.....	19
l) Soins post-chirurgicaux.....	19
4. Complications possibles.....	19
5. Apprentissage de la césarienne chez les ruminants dans les ENV françaises.....	20
II. Modalités pratiques de la création du mannequin.....	21
A. Matériel et méthodes.....	21
1. Attentes concernant un mannequin de simulation de césarienne de brebis.....	21
2. Rappels anatomiques.....	21
a) Rapports anatomiques dans l'abdomen d'une brebis non gestante.....	22
b) Rapports anatomiques dans l'abdomen d'une brebis gestante.....	27
3. Construction du mannequin.....	29
a) La fabrication des rumen, réseau, feuillet, caillette et utérus.....	29
b) La fabrication du fœtus.....	33
c) La fabrication de l'utérus.....	34
d) La fabrication des intestins et du mésentère.....	36
e) La fabrication du grand omentum.....	40
f) La fabrication du squelette.....	43
g) Moyens de fixation des organes dans le squelette.....	45
h) La fabrication du péritoine.....	48
i) La fabrication des muscles de la paroi abdominale – les différents plans.....	50
B. Résultats : fiches et ateliers VetSims.....	57
C. Discussion.....	58
1. Concernant le mannequin en lui-même.....	58
2. Concernant l'efficacité du mannequin.....	58
3. Concernant les ateliers.....	59
4. Concernant la simulation en général.....	59
Conclusion.....	61

Liste des références bibliographiques	63
Annexe 1 : Fiche de l'atelier VetSims n°At-205 "Reconnaissance anatomique visuelle des différentes structures abdominales chez une brebis gestante"	67
Annexe 2 : Fiche de l'atelier VetSims At-206 "Réalisation d'une césarienne chez la brebis"72	72
Annexe 3 : Fiche de l'atelier VetSims At-207 "Réanimation d'un agneau nouveau-né".....	80
Annexe 4 : Fiche de l'atelier VetSims At-049 "Réaliser les sutures du flanc lors d'une césarienne de vache"	82

Liste des figures

Figure 1 : Viscères abdominaux visibles en vue latérale gauche (d'après Growel Agrovvet Private Limited, 2012).....	22
Figure 2 : Coupe frontale de vache montrant la disposition crânio-caudale et latéro-latérale des organes abdominaux (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	23
Figure 3 : Vue latérale gauche des pré-estomacs et organes de reproduction d'une brebis non gestante (d'après Growel Agrovvet Private Limited, 2012).....	23
Figure 4 : Organes abdominaux situés entre la septième et la onzième côte et visibles après exérèse du foie (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	24
Figure 5 : Vue ventrale des organes abdominaux sur une femelle non gestante (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	24
Figure 6 : Organes abdominaux visibles du côté droit avant fenestration du récessus supra-omental (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	25
Figure 7 : Organes abdominaux visibles du côté droit après fenestration du récessus supra-omental (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	25
Figure 8 : Organes abdominaux visibles du côté droit (d'après Growel Agrovvet Private Limited, 2012).....	26
Figure 9 : Photo montrant les organes abdominaux visibles du côté droit une fois le récessus supra-omental fenêtré (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	26
Figure 10 : Variations topographiques dues à la gestation (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	27
Figure 11 : Coupe transversale de brebis au niveau de la dixième vertèbre thoracique au cours de la dernière semaine de gestation (d'après Popesko et Hennau, 1980).....	28
Figure 12 : Organisation de la paroi abdominale (d'après Remy <i>et al.</i> , 2002).....	28
Figure 13 : Estomac de ruminant insufflé vu du côté gauche (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	29
Figure 14 : Vue droite de l'estomac recouvert des omentums. La flèche indique la partie pylorique de la caillette (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	29
Figure 15 : L'utérus et une partie des estomacs sont coulés dans du plâtre jusqu'à mi-hauteur pour constituer la première moitié du moule.....	30
Figure 16 : Moulage du rumen. Du film plastique est déposé une fois la première moitié séchée pour pouvoir facilement démouler la deuxième moitié par la suite.....	31
Figure 17 : Les deux parties du moule de l'utérus et des estomacs une fois les organes démoulés.....	31
Figure 18 : Les deux parties du moule du rumen une fois celui-ci démoulé.....	31
Figure 19 : Rumen en silicone obtenu après assemblage des deux moitiés.....	32

Figure 20 : Moulage en silicone des réseau, feuillet et caillette après assemblage des deux moitiés	32
Figure 21 : Vue gauche du rumen en silicone une fois la gaze surnuméraire découpée.....	32
Figure 22 : Le rumen en silicone est déposé sur un support pour réaliser l'enduit sur les coutures	32
Figure 23 : Un surplus de gaze est conservé pour coudre le rumen au reste de l'estomac.....	32
Figure 24 : Première moitié du moule en plâtre confectionné à partir d'un cadavre d'agneau nouveau-né	33
Figure 25 : Une première couche de silicone est déposée au fond du moule en plâtre servant à fabriquer le fœtus.....	33
Figure 26 : Moulage du fœtus une fois les deux moitiés assemblées	34
Figure 27 : Le fœtus est enveloppé dans du papier cellophane pour le rendre glissant	34
Figure 28 : Moulages en silicone de l'utérus et de la vessie une fois les deux moitiés cousues entre elles.....	35
Figure 29 : La taille de la corne gestante de l'utérus a été définie en enveloppant le fœtus en silicone réalisé précédemment.....	35
Figure 30 : Une bande de tissu imperméable cousue entre les deux ovales donne la profondeur à la corne gestante.....	35
Figure 31 : Une fermeture éclair a été placée au niveau de la grande courbure pour extraire le fœtus	36
Figure 32 : La corne gestante est ensuite cousue au moulage en silicone de l'utérus	36
Figure 33 : L'intestin grêle a été modélisé à l'aide de bas en jersey	36
Figure 34 : Les bas en jersey ont été cousus dans leur longueur puis découpés pour obtenir des tuyaux flexibles.....	37
Figure 35 : Les bas de contention ont été rétrécis dans leur largeur à l'aide d'ourlets	37
Figure 36 : Les tubes flexibles obtenus ont été remplis avec du son de blé pour figurer le contenu intestinal en fin de transit.....	38
Figure 37 : Vue par la face droite d'un intestin de ruminant après étalement (d'après Barone, 1996)	38
Figure 38 : Mise en place des intestins avant de dessiner le mésentère (une erreur a été faite au niveau de la mise en place du duodénum, qui sera corrigée par la suite).....	39
Figure 39 : Le patron du mésentère a été découpé d'après les courbes de l'intestin déplié.....	39
Figure 40 : Le mésentère a ensuite été cousu aux intestins	39

Figure 41 : Lignes d'insertion du grand omentum sur la face gauche de l'estomac de la vache (d'après Barone, 1996).....	40
Figure 42 : Lignes d'insertion du grand omentum sur la face droite de l'estomac de la vache (d'après Barone, 1996).....	41
Figure 43 : Coupe transversale de ruminant non gestant au niveau de la deuxième vertèbre lombaire, montrant l'organisation du grand omentum (d'après Barone, 1996).....	41
Figure 44 : Organes abdominaux visibles du côté droit après fenestration du récessus supra-omental (d'après Robert <i>et al.</i> , 2020b).....	42
Figure 45 : Insertion du grand omentum sur le côté gauche du rumen. Les feuillets ont été fixés à l'aide d'épingles.....	42
Figure 46 : Le récessus supra-omental possède une insertion sur le duodénum.....	43
Figure 47 : Vue de dessus du récessus supra-omental une fois tous les éléments en place	43
Figure 48 : Cotes du squelette de la brebis	44
Figure 49 : Deux tasseaux vissés à un panneau de contreplaqué forment la colonne vertébrale...45	45
Figure 50 : Le sternum est modélisé par une plaque d'immatriculation.....	45
Figure 51 : Une plaque en acier inoxydable cintré forme le thorax.....	45
Figure 52 : Les découpes formant la tête sont fixées par des vis au tasseau servant de cou	45
Figure 53 : Deux bandes élastiques et une sangle soutiennent les organes digestifs.....	46
Figure 54 : Une bande élastique enroulée autour d'un tasseau permet de soutenir crânialement les estomacs.....	46
Figure 55 : Un élastique cousu à une fermeture par clip permet de soutenir les organes digestifs crânialement.....	46
Figure 56 : Crochets permettant la suspension de l'utérus à la structure en bois.....	47
Figure 57 : Une sangle, en plus des crochets, permet également de maintenir l'utérus suspendu.47	47
Figure 58 : Le péritoine est formé d'un rectangle de tissu imperméable ainsi que de deux cercles lui donnant sa profondeur	48
Figure 59 : Une bande auto-agrippante située sur les bords latéraux et sur la face ventrale de la planche de contreplaqué permet de fixer le péritoine au squelette	49
Figure 60 : Vue gauche du mannequin une fois le péritoine fixé.....	49
Figure 61 : Deux fermetures-éclair latérales permettent d'ouvrir le péritoine de part et d'autre.....	50
Figure 62 : Les carrés de tissu des muscles obliques externes droit et gauche ont été découpés dans une housse de fauteuil de voiture	50

Figure 63 : Une incision a été réalisée de manière à respecter l'orientation de fibres du muscle oblique externe.....	51
Figure 64 : Des glissières de paquets de croquettes pour chien ont été utilisées pour simuler les lignes d'incision des muscles.....	51
Figure 65 : Une glissière a ensuite été cousue sur la ligne d'incision.....	51
Figure 66 : Une glissière a également été cousue dans le muscle oblique interne (à droite sur la photo).....	52
Figure 67 : Muscles oblique externe et oblique interne une fois peints	52
Figure 68 : Muscle transverse cousu sur le péritoine	52
Figure 69 : Le muscle transverse de l'abdomen est composé de trois épaisseurs d'un revêtement de matelas.....	53
Figure 70 : Les muscles sont cousus au péritoine de manière à ce que chaque couche soit visible	53
Figure 71 : La peau a été réalisée en quatre parties : une pour la colonne vertébrale, une pour le tronc et une pour chaque paire de membres	54
Figure 72 : La peau du tronc peut se détacher grâce à la bande auto-agrippante située sur le bord de la colonne vertébrale	55
Figure 73 : Vue de face du mannequin une fois terminé.....	55
Figure 74 : Vue de dos du mannequin recouvert de sa peau.....	55
Figure 75 : Une fermeture éclair sur le côté gauche figure l'incision de la peau.....	56
Figure 76 : Aspect final du mannequin recouvert de sa peau et monté sur roulettes	56

Liste des abréviations

ENV : École(s) Nationale(s) Vétérinaire(s)

EnvA : École nationale vétérinaire d'Alfort

EnvT : École nationale vétérinaire de Toulouse

SBME : Simulation Based Medical Education

TP : Travaux Pratiques

TD : Travaux Dirigés

Introduction

La profession vétérinaire doit constamment relever de nouveaux défis, qu'ils soient sociétaux, médicaux ou environnementaux.

Ainsi, dans un contexte de prise en compte de plus en plus importante du bien-être animal et d'une réflexion éthique par la société, l'utilisation d'animaux vivants pour l'entraînement des étudiants à la réalisation de soins invasifs est de plus en plus questionnable.

D'autre part, la réussite des interventions chirurgicales est directement liée à l'expérience du chirurgien, celle-ci se forgeant entre autres par la répétition de gestes techniques au cours des différentes interventions réalisées. Or un jeune vétérinaire sortant de l'école n'a finalement réalisé que très peu d'interventions chirurgicales et entre dans la vie active sans avoir eu l'occasion de répéter ces gestes.

Pour répondre à ces différentes problématiques, certaines universités vétérinaires ont mis au point des salles d'entraînement par simulation afin que les élèves acquièrent la maîtrise de différents gestes techniques avant de les réaliser sur l'animal vivant. C'est notamment le cas pour les quatre écoles vétérinaires françaises et d'autres universités européennes (Broquin-Lacombe, 2017). C'est ainsi qu'un mannequin de simulation de césarienne de brebis a été développé avec les enseignants de pathologie de la reproduction de l'EnvA. En effet, cette chirurgie est réalisée par les étudiants de quatrième année de l'EnvA sur brebis vivante. Un entraînement préalable sur mannequin permettra à chaque étudiant de visualiser et réaliser l'ensemble des étapes de la césarienne de brebis avant de l'aborder sur l'animal vivant.

Après avoir développé l'intérêt pédagogique de la réalisation d'un tel mannequin, nous nous pencherons sur les indications de la césarienne de brebis et son protocole chirurgical avant d'expliquer les différentes étapes de l'élaboration du mannequin et des ateliers qui en découlent. Enfin, nous discuterons des possibles améliorations futures de l'atelier.

I. Intérêts de l'utilisation des outils de simulation dans l'enseignement vétérinaire et rappels concernant la technique de césarienne

A. Les intérêts de la simulation en école vétérinaire

1. Intérêt en termes de bien-être animal

L'importance croissante attribuée par la société au bien-être animal n'est pas sans conséquence sur l'enseignement de la médecine vétérinaire. Dans une époque où les conditions de vie et de détention des animaux sont surveillées de près et mises en lumière, notamment par les associations de protection animale, la profession vétérinaire considérée comme garante du bien-être animal, n'a pas le droit à l'erreur. L'utilisation d'animaux vivants comme ressource éducative est montrée du doigt par le grand public (Hart *et al.*, 2005 ; MacArthur *et al.*, 2020). Or les possibilités de s'entraîner sur animal anesthésié ou sur cadavre sont peu nombreuses en raison du manque d'animaux disponibles pour chacune des deux options. Les premiers essais de gestes techniques se font fatalement très souvent sur animal vivant et, la plupart du temps, vigile. Pour peu que le geste technique soit invasif - et c'est le cas pour une simple prise de sang – le geste réalisé occasionne de la douleur chez l'animal. Moins l'opérateur est expérimenté, plus il est susceptible de s'y reprendre à plusieurs reprises et plus la douleur occasionnée sera importante. De plus, la douleur ressentie par l'animal va entraîner une réaction de celui-ci (mouvement, morsure, etc.), ce qui aura pour conséquence une difficulté de réalisation du geste, donc une nouvelle source de douleur. Il est donc judicieux de former l'étudiant avant sa première fois sur animal vivant afin d'éviter l'instauration de ce cercle vicieux.

De ces considérations, découle la nécessité de trouver des alternatives aux animaux vivants pour l'apprentissage des gestes techniques (Hart *et al.*, 2005).

2. Intérêt en termes de disponibilité d'animaux

En plus d'être sujette à des préoccupations éthiques, l'utilisation d'animaux vivants à des fins d'entraînement pour les étudiants montre une autre limite : la disponibilité des animaux éligibles aux travaux pratiques programmés. L'enseignement vétérinaire est confronté à une limitation de ressources en animaux vivants tout en faisant face à un besoin important de formation pratique de la part des universités. Celles-ci accueillent en effet un nombre croissant d'étudiants vétérinaires. En France par exemple, le nombre d'étudiants dans les ENV a augmenté de 35% depuis 2012. Le nombre d'élèves sera porté à 160 dans les promotions entrantes à partir de 2021 (contre 140

actuellement). Cette évolution réduit le temps alloué aux travaux pratiques pour chacun d'eux. Ainsi, dans les écoles vétérinaires françaises offrant la possibilité à leurs étudiants de réaliser une césarienne de brebis (EnvA et EnvT), quatre à six étudiants en moyenne se partagent une même chirurgie. Ce nombre peut augmenter si, par exemple, des brebis considérées comme gestantes ne le sont finalement pas, obligeant les étudiants à se répartir sur un nombre encore plus réduit de brebis.

De plus, les hôpitaux universitaires vétérinaires sont de plus en plus utilisés pour accueillir des cas référés dans des services spécialisés, au détriment des cas de première intention, diminuant encore la possibilité pour les étudiants de s'exercer sur des cas courants (Badman *et al.*, 2016).

Pour certaines disciplines comme l'anesthésie, le nœud du problème réside dans la grande variabilité de situations cliniques auxquelles l'apprenant doit être confronté pour acquérir les compétences demandées. Or, d'un point de vue logistique, il est impossible que chaque étudiant puisse couvrir toute cette étendue de situations sur son temps de pratique au service d'anesthésie de l'hôpital. Pourtant, un manque d'entraînement dans ce domaine est d'autant plus dangereux que les conséquences d'une erreur de thérapeutique mettent en jeu à court terme la vie du patient (Jones *et al.*, 2018a).

L'utilisation d'animaux d'expérimentation pour pallier ce déficit d'animaux disponibles est une fausse solution car, en plus des raisons éthiques déjà évoquées, l'élevage, l'entretien et la gestion globale de tels animaux est très lourde administrativement et financièrement parlant (Badman *et al.*, 2016).

Parallèlement, les cadavres utilisés dans le cadre de l'enseignement vétérinaire posent eux aussi des problèmes de disponibilité, mais également de stockage et de décomposition, pouvant rendre les travaux pratiques irréalisables (Smeak, 2007 ; Bradley *et al.*, 2015). Dans un tel contexte, les outils de simulation pour s'entraîner aux gestes techniques de manière illimitée ont toute leur place pour diminuer la part de l'animal vivant en tant que ressource pédagogique. Le choix de la simulation s'inscrit ainsi dans la démarche des 3 R (pour « Réduire, Remplacer, Raffiner ») visant à réguler l'usage des animaux dans la recherche (Musk *et al.*, 2017).

3. Intérêt en termes de réussite des gestes techniques et des chirurgies

Une dizaine d'années d'expérience appuyées par de fréquents retours pédagogiques avec des enseignants sont nécessaires avant de devenir expert dans un domaine (Guest *et al.*, 2001 ; Ericsson, 2004). Que dire alors du degré de compétence du vétérinaire fraîchement diplômé qui n'a rencontré finalement que très peu d'animaux au cours de sa formation ? Pour pallier ce manque d'expérience, le jeune vétérinaire devrait donc, *a minima*, connaître les gestes techniques à réaliser et avoir une très bonne connaissance visuelle voire tactile des organes et des processus physiologiques auxquels il aura affaire.

Dans ce contexte, la création d'outils de simulation type mannequin (sur lesquels des gestes pourront être répétés à l'envie) ou logiciels (qui permettent de constater sans danger l'effet de telle ou telle molécule sur l'organisme) prend tout son sens.

En effet, la répétition de gestes ou procédures permet d'acquérir des automatismes qui, une fois mis en place, laissent plus de place à l'anticipation. L'apprenant, plus à l'aise, fera moins d'erreurs au moment d'effectuer le geste technique sur animal vivant et sera plus rapide (Annandale *et al.*, 2019).

Ce fait peut être illustré par les résultats, entre autres, d'une étude publiée en 2018 sur l'impact de l'utilisation d'un simulateur d'anesthésie en milieu universitaire : deux groupes d'étudiants ont été amenés à réaliser l'anesthésie de chirurgies courantes : ovariectomie ou castration du mâle. Les étudiants du premier groupe s'étaient auparavant entraînés sur le simulateur, l'autre non. L'expérience a montré qu'il y a eu moins de moments critiques au cours d'une anesthésie réalisée par un élève du premier groupe qu'au cours d'une anesthésie réalisée par un élève du second groupe (Jones *et al.*, 2018).

Par ailleurs, au cours des deux dernières décennies, de nombreuses études réalisées sur l'élaboration et l'impact d'outils de simulation dans l'enseignement vétérinaire ont montré l'intérêt que présentait l'utilisation de tels outils. On peut citer notamment leur coût abordable lorsqu'ils sont fabriqués de manière artisanale, leur praticité de manipulation et de conservation par rapport aux cadavres et l'augmentation de la confiance en soi de l'apprenant qui se sent mieux préparé au geste technique (Giusto *et al.*, 2015 ; Badman *et al.*, 2016 ; Jones *et al.*, 2018a). Une méta-analyse publiée en 2011 a conclu à une amélioration des compétences cliniques procédurales lors d'un enseignement basé sur la simulation (Simulation-Based Medical Education ou SBME) avec entraînement volontaire par rapport à un enseignement traditionnel (McGaghie *et al.*, 2011).

Nombreuses sont les universités vétérinaires à avoir pris conscience de l'intérêt des simulateurs dans la formation vétérinaire et à avoir réalisé leurs propres outils de simulation. Les modèles pour l'espèce canine sont les plus représentés. On peut citer par exemple un modèle dédié à l'entraînement aux sutures de la paroi abdominale lors d'abord par la ligne blanche (Bradley *et al.*, 2015), un simulateur d'hémostase (Giusto *et al.*, 2015), un modèle d'intubation canine, un autre dédié au sondage urinaire (Aulmann *et al.*, 2015), un simulateur de thoracocentèse (Williamson, 2014) ou encore un simulateur de prélèvement de liquide cérébro-spinal (Langebæk *et al.*, 2020). Cependant, on assiste également à l'émergence de simulateurs pour d'autres espèces, notamment dans le domaine équin, à l'exemple d'un modèle permettant l'exploration endoscopique des voies respiratoires hautes chez le cheval (Martin, 2018) ou d'un autre pour s'entraîner aux injections intra-articulaires (Fox *et al.*, 2013). Les ruminants ne sont pas de reste avec des simulateurs souvent liés à la reproduction et l'obstétrique. Ainsi, on peut trouver parmi leurs représentants un simulateur haptique de diagnostic de gestation par palpation transrectale (Baillie *et al.*, 2005) ou des simulateurs de vêlage déjà présents dans plusieurs écoles françaises (EnvA, EnvT, Oniris Nantes).

L'usage de la simulation en chirurgie est particulièrement justifié. Une chirurgie est formée d'une succession de gestes techniques sur un corps vivant possédant une anatomie propre. La maîtrise de ceux-ci permet de diminuer le temps passé sur une chirurgie et donc la probabilité de complications per et post-opératoires. Si cette maîtrise s'acquiert avec l'expérience et le nombre de chirurgies réalisées, les outils de simulation peuvent en accélérer le processus chez l'étudiant vétérinaire. Ils permettent en effet de se familiariser avec l'anatomie de l'animal et de répéter les gestes techniques en amont de la chirurgie. Ainsi, une étude réalisée sur l'impact d'un simulateur d'ovariectomie canine a montré une meilleure perception de l'anatomie par l'étudiant lors d'une chirurgie sur animal vivant par rapport à un groupe témoin ne s'étant pas entraîné au préalable avec le simulateur (MacArthur *et al.*, 2020).

Une autre étude s'est attachée à évaluer selon des critères très précis la chirurgie d'ovariectomie de trois groupes d'étudiants : le premier groupe n'avait accès avant la chirurgie qu'à des supports visuels (manuel et vidéos), le deuxième groupe avait accès aux supports visuels et à un simulateur d'ovariectomie de basse fidélité et le troisième groupe avait accès aux supports visuels et à un simulateur d'ovariectomie d'haute-fidélité. Les étudiants ont été évalués sur 46 critères relevant de trois phases de la chirurgie : la laparotomie par la ligne blanche, l'ovariectomie proprement dite et la suture des trois couches de la paroi abdominale. Les analyses de l'odds ratio ont indiqué que les étudiants s'étant entraînés sur l'un ou l'autre des simulateurs étaient 2,6 fois plus susceptibles d'obtenir une note bonne ou excellente sur l'ensemble de la chirurgie. Le retour sur investissement d'un mannequin d'haute-fidélité par rapport à un mannequin basse-fidélité n'était par contre pas convaincant (Read *et al.*, 2016).

Ce sont d'ailleurs les modèles d'entraînement aux chirurgies de convenance (ovariectomie voire ovario-hystérectomie canine et féline) qui sont le plus plébiscités. La salle de simulation vétérinaire VetSims de l'EnvA en accueille l'un d'entre eux, dont la création a fait l'objet d'une thèse vétérinaire en 2017 (Birnbau, 2017). Ils arrivent en tête des simulateurs présents dans la littérature scientifique (Gopinath *et al.*, 2012 ; Langebæk *et al.*, 2015 ; Badman *et al.*, 2016 ; Read *et al.*, 2016 ; Birnbau, 2017 ; Chaumeil, 2018). Ceci s'explique par le fait que l'ovariectomie est une des chirurgies les plus courantes dans l'exercice du praticien vétérinaire et que celui-ci est tenu, sinon à une obligation de résultat, du moins à une obligation de moyens renforcés. La maîtrise de cette chirurgie en sortie d'école vétérinaire est donc fortement conseillée (Read *et al.*, 2016).

D'autres simulateurs chirurgicaux existent cependant dont un simulateur de laparoscopie canine dont l'utilité a été montrée lors d'une étude publiée en 2015. Deux groupes de vétérinaires novices en laparoscopie ont été évalués sur des exercices donnés (coordination, transfert d'objet, section de vaisseau et suture) selon une liste de critères bien précis. Une vidéo explicative a été montrée à l'ensemble des vétérinaires. Les deux groupes ont présenté des résultats semblables lors d'une première évaluation. L'un des groupes a ensuite bénéficié de deux sessions d'entraînement avec le simulateur. Quinze jours plus tard, une nouvelle évaluation des deux groupes a eu lieu précédée d'une nouvelle diffusion de la vidéo explicative. Les résultats montrent que les vétérinaires s'étant entraînés sur le simulateur ont réduit significativement le temps nécessaire à accomplir chaque exercice par rapport à la première évaluation. Ils ont également de meilleurs résultats dans la notation des exercices que les vétérinaires n'ayant pas suivi les sessions d'entraînement et un temps d'exécution plus court pour trois exercices sur quatre (Tapia-Araya *et al.*, 2015).

4. Intérêt en termes de confiance du jeune vétérinaire

Il y a actuellement un manque de confiance évident des jeunes diplômés quant à leur degré de compétence en gestes cliniques. Une étude menée à l'université de médecine de Sheffield au Royaume-Uni a montré que moins de la moitié des étudiants de dernière année se souvenait d'avoir eu un entraînement sur des gestes techniques considérés comme essentiels dont la pose d'un cathéter veineux, la prise de sang et les sutures. Les jeunes diplômés qui commençaient leur activité de praticiens étaient donc rapidement confrontés à la réalisation de gestes techniques pour lesquels ils ne s'étaient que peu voire pas entraînés et cela sur de réels patients et sans vérification possible par un supérieur (Goodfellow et Claydon, 2001). Une autre étude, menée avec des étudiants vétérinaires, a montré que 63% d'entre eux éprouvaient une ou plusieurs émotions négatives au

cours de leur première chirurgie. La nature de ces émotions a été identifiée par la suite à l'aide d'un questionnaire. Le manque de confiance en soi a obtenu le plus grand score avec une occurrence de 100% des cas (Langebæk *et al.*, 2012).

Pour ce paramètre également, plusieurs études présentent l'intérêt d'outils de simulation pour augmenter la confiance du jeune vétérinaire, avoir une meilleure perception de son niveau de compétence et diminuer le stress dû à la première chirurgie sur animal vivant (Barnes *et al.*, 2016 ; Annandale *et al.*, 2019 ; MacArthur *et al.*, 2020).

L'une d'entre elles souligne également une meilleure participation de l'apprenant en salle d'opération et considère la simulation comme un moyen de nourrir l'intérêt des étudiants pour une carrière en chirurgie (Berman *et al.*, 2008).

Les enseignants de l'EnvA, concernés comme le reste de la profession vétérinaire par ces enjeux éthiques, pratiques et professionnels ont choisi la voie de la simulation pour créer un mannequin de brebis sur lequel les étudiants pourraient s'exercer à la césarienne.

B. La césarienne de brebis, définition et techniques

1. Définition et indications

La césarienne est définie comme une extraction, d'un ou plusieurs fœtus à terme ou proche(s) du terme, par laparo-hystérotomie quand la voie naturelle est impossible (Adjou, 2013).

La césarienne chez la brebis n'est pas un acte rare. En effet, le col utérin de la brebis est fragile, ce qui limite les manœuvres obstétricales forcées lors d'agnelage dystocique qui peuvent provoquer des déchirures avec perforation et risque de péritonite (Delaunay *et al.*, 2006 ; Guerbouz, 2016).

Les principales indications de la césarienne chez la brebis sont la non-dilatation du col utérin, la torsion utérine, un prolapsus vaginal récidivant avant le part et plus rarement, les malformations fœtales (type monstruosité) et les disproportions foeto-maternelles, ces dernières étant le plus fréquemment rencontrées chez les agnelles à agneau unique. La toxémie de gestation (affection métabolique) peut également être un motif de césarienne lors d'échec du traitement médical (Adjou, 2013).

Dans le cas d'agneaux emphysémateux, une hystérectomie peut être indiquée pour sauver la brebis (Adjou, 2013).

2. Techniques employées

Plusieurs abords sont possibles lors de césarienne de brebis :

- l'abord par le flanc droit ;
- l'abord par le flanc gauche ;
- l'abord par la voie médiane (ligne blanche) ou paramédiane.

L'abord par le flanc est préféré à l'abord par la ligne blanche car il limite le risque d'éventration lié au poids des organes.

L'abord par le flanc gauche est le plus utilisé car la masse intestinale présente à droite peut gêner les gestes lors de la chirurgie par le flanc droit. De plus, le rumen présent du côté gauche permet de retenir les intestins à l'intérieur de la cavité abdominale lors d'efforts expulsifs (Hanzen *et al.*, 1999 ; Schmitt, 2005). Nous développerons donc l'abord par le flanc gauche.

Le matériel nécessaire pour l'intervention se compose (Hanzen *et al.*, 1999 ; Adjou, 2013) :

- du matériel de rasage ;
- d'une solution savonneuse et une solution désinfectante (type Vétédine savon et Vétédine solution) ;
- d'un bistouri et de deux lames taille 22 ou 23 et d'un porte-bistouri ;
- d'une paire de ciseaux ;
- d'un ouvre-lettres (bistouri à lame cachée) ;
- d'une aiguille courbe à section ronde pour suturer l'utérus ;
- d'une aiguille courbe à section triangulaire pour les sutures musculaires ;
- d'une aiguille en S à section triangulaire pour la suture cutanée ;
- d'un porte-aiguille ;
- du fil résorbable décimale 4 ou 5 pour les sutures utérines et musculaires (type Vicryl) ;
- du fil irrésorbable décimale 4 ou 5 pour les sutures cutanées (nylon tressé ou soie) ;
- d'une pince à dent de souris pour la préhension du péritoine ;
- de pinces atraumatiques à mors en caoutchouc pour la préhension de l'utérus ;
- de quelques pinces hémostatiques droites ;
- de compresses ;
- de seringues et d'aiguilles à usage unique pour les produits anesthésiques ;
- de gants chirurgicaux ;
- de gants de palpation transrectale en plastique ;
- d'un champ stérile ainsi que de pinces à champs ;
- du matériel de contention de l'animal (4-5 lacs).

3. Étapes chirurgicales

a) *Sédation de la brebis*

La brebis peut être sédaturée voire anesthésiée avant l'intervention, si nécessaire. On peut ainsi utiliser la xylazine hors AMM, à la dose de 0,5 à 0,7 mL par voie intraveineuse (Adjou, 2013).

b) *Contention de la brebis*

La brebis est maintenue en décubitus latéral, avec les membres maintenus écartés par des lacs attachés au niveau des canons pour les membres antérieurs et des jarrets pour les membres postérieurs, et attachés à la table d'opération (Adjou, 2013). Plus rarement, elle peut rester debout, maintenue à la tête par une personne.

c) *Préparation du site opératoire*

La peau est largement tondue autour de la zone d'incision, depuis 3 cm derrière la dernière côte jusqu'à la pointe de la hanche. Ensuite, elle est soigneusement lavée à l'aide de povidone iodée savon (Vétédine savon par exemple). Enfin, elle est désinfectée à l'aide d'une solution de povidone iodée 1 % (Vétédine solution par exemple).

d) *Anesthésie de la zone opératoire*

Une anesthésie traçante sous-cutanée de procaine à raison de 3 à 5 mL par point d'injection (4-5 points au total) est réalisée sur la zone d'incision.

e) *Réalisation de la laparotomie*

Une incision de 15 à 20 cm est réalisée au milieu du flanc (à mi-distance de la dernière côte et de la hanche) et à trois travers de doigts sous les processus transverses des vertèbres lombaires.

Les différents plans incisés avec le bistouri sont la peau, le muscle oblique externe et le muscle oblique interne. Le muscle transverse de l'abdomen et le péritoine étant collés ensemble, il faut être vigilant pendant cette opération pour ne pas inciser le rumen situé juste derrière le péritoine. Pour cela, il faut tirer à soi le muscle transverse avec une pince pour réaliser une boutonnière puis finir l'incision aux ciseaux ou au bistouri à lame cachée.

f) Recherche de l'utérus

La main gauche (lors d'abord par le flanc gauche) est passée dans l'incision pour chercher l'utérus. Il est en général situé derrière le rumen (situé crânialement à l'incision) et peut être également caché par les intestins logés dans le récessus supra-omental. Il s'agit donc de passer sa main derrière le rumen ventralement (le dos de la main étant plaqué contre la face interne de la paroi abdominale) et de soulever les intestins éventuellement présents pour atteindre l'utérus. Celui-ci est finalement situé caudo-ventralement par rapport à l'incision. On peut reconnaître le fœtus en manipulant la paroi utérine (Arour et Bakour, 2016).

g) Extraction de l'utérus

L'extraction de l'utérus est possible après avoir repéré, au toucher, l'un des canons du fœtus à travers la paroi utérine. Cela fait, il faut saisir ce membre à travers la paroi et tirer délicatement l'utérus vers l'extérieur.

h) Incision de l'utérus

L'incision de l'utérus se fait au bistouri à lame cachée, le long de la grande courbure, où l'utérus est le moins vascularisé. La taille de l'incision est de 15 cm environ.

i) Extraction du fœtus

L'agneau est extrait de l'utérus par les membres antérieurs ou postérieurs. S'il s'agit des antérieurs, il convient de bien s'assurer que la tête est dans l'axe du corps avant de tirer. Le cordon ombilical doit se déchirer par éloignement de l'agneau de sa mère. On vérifie ensuite si d'autres agneaux sont présents dans l'utérus, en le palpant par l'extérieur et non en introduisant la main dans la plaie utérine. La brebis n'est pas délivrée au cours de la césarienne.

j) Soins au nouveau-né

Une fois le cordon ombilical déchiré, il faut s'assurer que l'agneau respire normalement. Si ce n'est pas le cas, les voies respiratoires doivent être dégagées en passant les doigts au-dessus des naseaux et dans la bouche. L'agneau doit ensuite être saisi par les membres postérieurs et balancé d'avant en arrière de manière à décrire un arc-de-cercle de 45 ° vers l'avant à 45 ° vers l'arrière. Cette manœuvre doit être répétée deux à trois fois. Elle favorise l'évacuation du liquide hors des

voies respiratoires supérieures et stimule la respiration du nouveau-né. Enfin, les naseaux et la bouche doivent une nouvelle fois être essuyés et l'agneau positionné en décubitus sternal pour réduire les efforts respiratoires.

k) Sutures

L'utérus est suturé à l'aide de deux surjets : le premier est un surjet simple, perforant et le second un surjet enfouissant (type surjet de Cushing). Ces surjets sont réalisés avec un fil résorbable, monobrin de préférence, de décimale 4 ou 5 et une aiguille à section ronde pour ne pas déchirer la paroi utérine.

Ensuite, les muscles sont suturés en deux plans (péritoine, muscle transverse et muscle oblique interne pour le premier et muscle oblique externe pour le second) avec un fil résorbable tressé (décimale 4 ou 5) et une aiguille à section triangulaire, grâce à deux surjets simples.

La peau, quant à elle, est suturée à l'aide d'un fil irrésorbable en nylon ou soie et une aiguille en S à section triangulaire, avec un surjet simple ou à points passés.

l) Soins post-chirurgicaux

La plaie est soigneusement nettoyée et un spray antiseptique d'alumine est appliqué sur la suture cutanée. Un antibactérien spectre large type pénicilline est également administré à la brebis dans les jours qui suivent la chirurgie (Adjou, 2013). Pour une couverture antibactérienne optimale, une première administration est recommandée avant même le début de la chirurgie.

4. Complications possibles

Les complications de la césarienne sont nombreuses :

- les complications à court terme sont l'incision du rumen ou d'une anse intestinale, l'extériorisation du rumen ou de la masse intestinale, l'impossibilité de récliner le grand omentum, une météorisation, une hémorragie utérine ou encore une hémorragie consécutive à la déchirure du grand omentum (Remy *et al.*, 2002 ; Adjou, 2013) ;
- les complications à moyen terme sont le choc opératoire, une hémorragie intra-utérine post opératoire, l'arrêt du transit intestinal, un emphysème péritonéal, la non délivrance, la métrite puerpérale aiguë, la péritonite aiguë, le prolapsus utérin, un emphysème sous-cutané, une éventration et un œdème et une infection cutanés (Remy *et al.*, 2002 ; Adjou, 2013) ;
- les complications à long terme sont l'infertilité (Adjou, 2013).

5. Apprentissage de la césarienne chez les ruminants dans les ENV françaises

Actuellement, les différentes ENV françaises ne sont pas égales en ce qui concerne l'enseignement de la césarienne chez les ruminants, tant sur le plan théorique que sur le plan pratique

Les écoles proposant des chirurgies de césarienne choisissent la brebis pour leurs TP par facilité de gestion de l'animal. Cependant, l'objectif est d'apprendre la technique globale de la césarienne chez les petits ruminants qui est ensuite aisément transférable aux bovins.

À l'EnvA, l'obstétrique est abordée dès la deuxième année, avec deux heures de cours magistral. En troisième année, les étudiants peuvent s'entraîner en autonomie à l'atelier de sutures de césarienne de vache présent en salle Vet-Sims. En quatrième année, les étudiants réalisent un atelier de sutures de césarienne de brebis en présence d'un enseignant, des sutures sur utérus de vache et enfin une césarienne de brebis. Pour cette dernière, quatre à six élèves par brebis se partagent les étapes de la chirurgie.

À l'EnvT, l'obstétrique est abordée pour la première fois en troisième année avec, comme pour l'EnvA, deux heures de cours magistral. En quatrième année, une semaine d'obstétrique est organisée comprenant une séance de suture sur peau artificielle, un atelier « anesthésie de la césarienne », un atelier « tonte et échographie » et enfin la césarienne de brebis par groupe de trois à quatre. Les étudiants sont également en charge du suivi post-opératoire pendant un mois. Les étudiants qui considèrent le TP comme non-éthique peuvent refuser d'y participer.

Dans les deux écoles, le nombre d'étudiants par brebis peut augmenter, notamment si toutes les brebis réquisitionnées pour le TP ne s'avèrent pas gestantes ou mettent bas trop tôt.

À VetAgroSup de Lyon, l'obstétrique -dont la césarienne- en bovine n'est abordée qu'en deuxième année du cursus. Elle est représentée par cinq heures de cours magistral et deux heures de TD.

À Oniris Nantes, l'obstétrique occupe 11 heures de cours magistral en troisième année au cours desquels la césarienne est brièvement abordée. Il n'y a ni TD ni TP d'organisé sur le sujet.

Dans ce contexte, la création d'un mannequin de césarienne de brebis permettrait un premier abord de la chirurgie avant de pratiquer sur l'animal vivant. La technique de césarienne étant directement applicable sur la vache, les étudiants auraient en plus le bénéfice de l'apprentissage d'une chirurgie courante dans l'exercice du vétérinaire rural. Cet entraînement aurait pour but une meilleure estimation de la topographie abdominale lors de la laparotomie exploratrice, moins d'hésitation sur le protocole chirurgical donc un temps de chirurgie moins élevé et par conséquent moins de complications per et post-opératoires.

II. Modalités pratiques de la création du mannequin

A. Matériel et méthodes

1. Attentes concernant un mannequin de simulation de césarienne de brebis

Suite à ces considérations, un mannequin de simulation de césarienne de brebis a été développé avec les enseignants de reproduction des grands animaux de l'ENVA. Les objectifs pédagogiques attendus par les enseignants de la part des étudiants après entraînement sur un tel outil ont été définis comme tels :

- **citer les différentes tuniques traversées lors d'une laparotomie du flanc gauche en les identifiant sur le modèle ;**
- **décrire la topographie des organes abdominaux des ruminants lors d'une gestation en les identifiant sur le modèle ;**
- **citer les repères anatomiques déterminant le lieu d'incision de la laparotomie ;**
- **réaliser l'incision des différents plans jusqu'à la cavité abdominale ;**
- **reconnaître les organes par le toucher lors d'une laparotomie ;**
- **réaliser la manipulation permettant d'extraire l'utérus de la masse des organes pour le rapprocher de la plaie de laparotomie. Cela implique de repérer et saisir les jarrets du fœtus pour extraire l'utérus ;**
- **reconnaître le lieu d'incision de l'utérus pour en extraire le fœtus ;**
- **suturer les plans utérin, musculaires et cutanés (participation de l'atelier suture de flanc de la vache) ;**
- **effectuer correctement les gestes de réanimation sur l'agneau nouveau-né.**

La conception du mannequin devait obéir à un compromis entre réalisme et faisabilité. Il fallait donc qu'il soit anatomiquement correct tout en étant réalisable avec des matériaux disponibles pour le grand public.

2. Rappels anatomiques

Au vu des objectifs pédagogiques attendus, la conformité anatomique du mannequin était l'une des principales préoccupations lors de la conception de celui-ci. Si la topographie de certains organes n'est pas affectée lors de la gestation, d'autres peuvent voir leur position et leurs rapports modifiés.

Il est donc utile de rappeler la topographie des organes abdominaux avant la gestation puis les changements qui ont lieu pendant celle-ci.

a) Rapports anatomiques dans l'abdomen d'une brebis non gestante

Le rumen s'étend crânialement jusqu'à la 7^{ème} côte. Le sac dorsal du rumen occupe la totalité du flanc gauche tandis que le sac ventral occupe toute la région du ventre (Robert *et al.*, 2020a). On peut avoir une présence de masse intestinale à gauche également (Figure 1 et Figure 2).

Le réticulum (réseau) occupe l'extrémité ventro-crâniale du diaphragme, avec une projection étroite en regard des 6^{ème} et 7^{ème} côtes (Figure 3).

L'omasum (feuillet) est situé assez profondément sous l'hypochondre droit, en regard des côtes 7 à 11 (Figure 4).

L'abomasum (caillette) possède sa partie proximale (fundus) ventralement à l'atrium du rumen, à gauche de l'axe médian. Son corps et sa partie pylorique sont situés ventralement dans la région de l'hypochondre droit. Le pylore se situe en regard de la partie ventrale des côtes 9, 10 et 11 (Figure 5, Figure 6 et Figure 7).

Figure 1 : Viscères abdominaux visibles en vue latérale gauche (d'après Growel Agrovvet Private Limited, 2012)

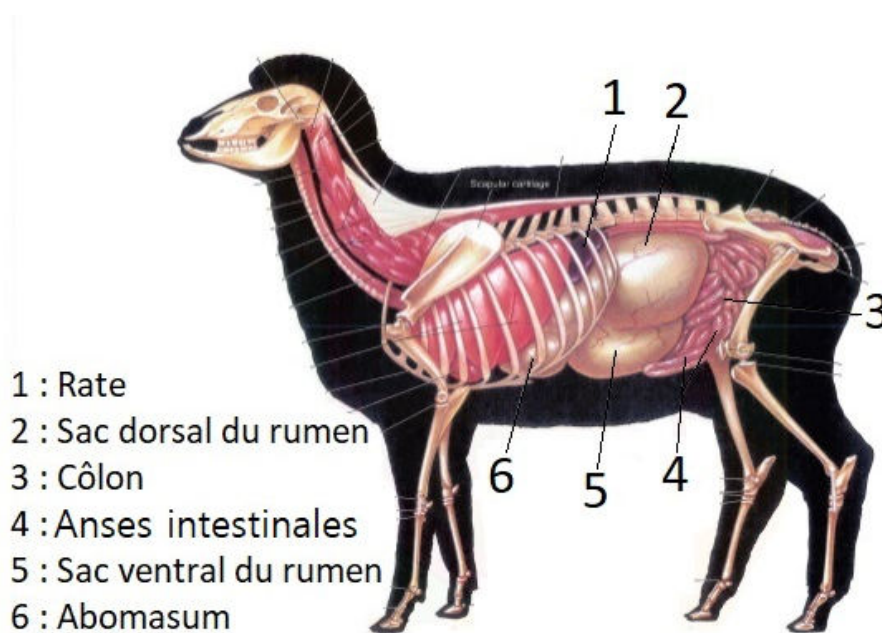
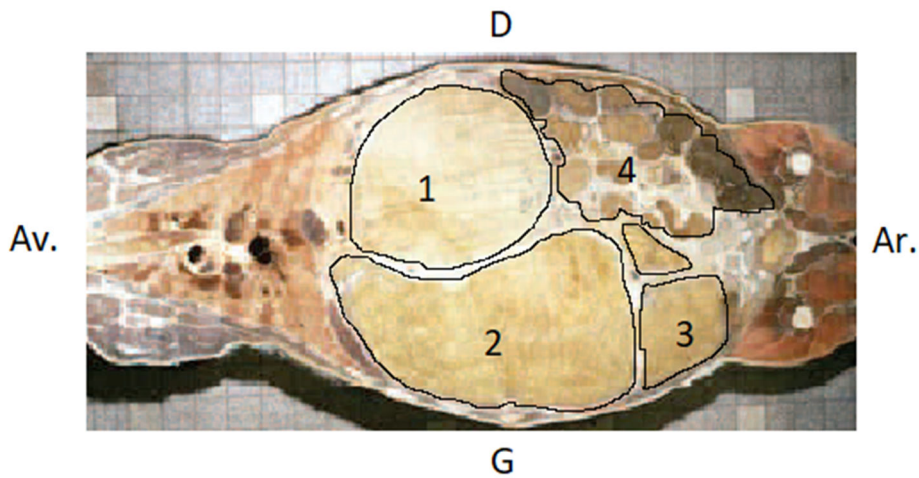
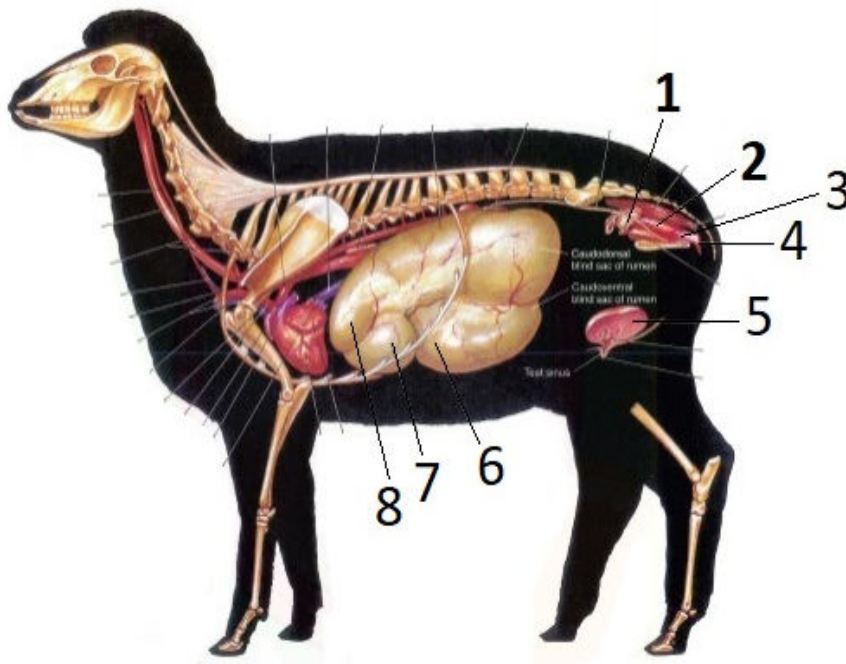


Figure 2 : Coupe frontale de vache montrant la disposition crânio-caudale et latéro-latérale des organes abdominaux (d'après Robert *et al.*, 2020b)



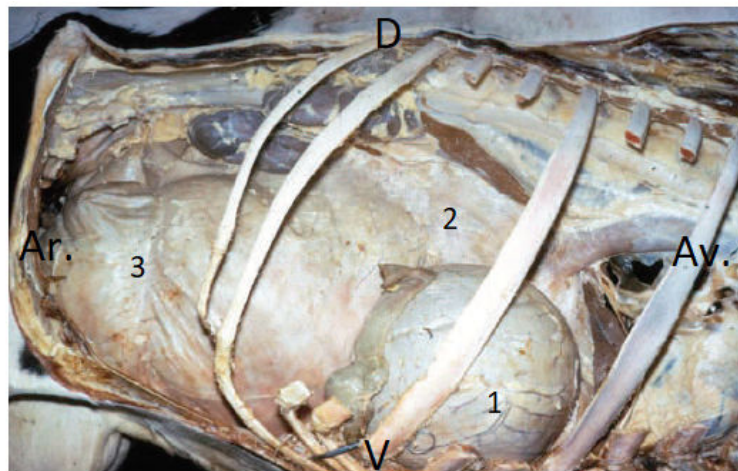
- 1 : Feuillet
- 2 : Sac dorsal du rumen
- 3 : Cul-de-sac dorsal du rumen
- 4 : Masse intestinale

Figure 3 : Vue latérale gauche des pré-estomacs et organes de reproduction d'une brebis non gestante (d'après Growel Agrovvet Private Limited, 2012)



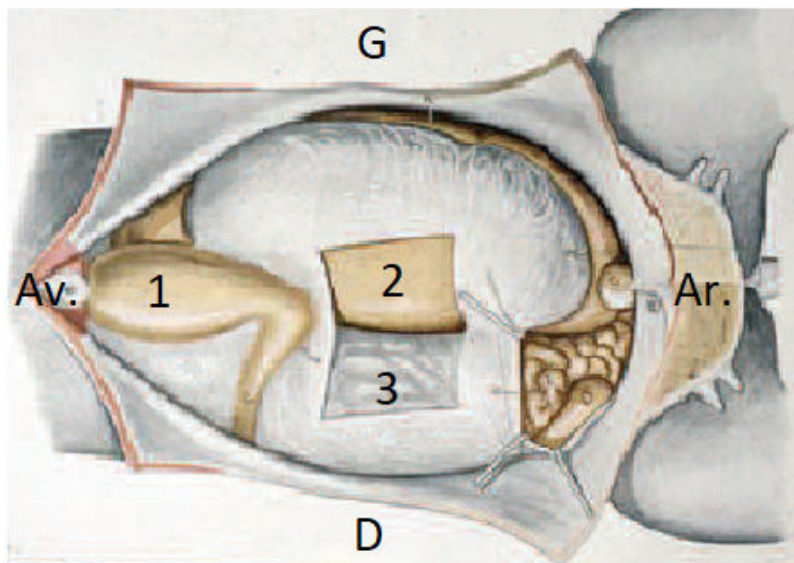
- 1 : Ovaire gauche
- 2 : Corne gauche de l'utérus
- 3 : Vagin
- 4 : Vulve
- 5 : Glande mammaire
- 6 : Sac ventral du rumen
- 7 : Feuillet
- 8 : Reticulum

Figure 4 : Organes abdominaux situés entre la septième et la onzième côte et visibles après exérèse du foie (d'après Robert *et al.*, 2020b)



- 1 : Feuillet
- 2 : Rumen
- 3 : Masse intestinale protégée par le grand omentum

Figure 5 : Vue ventrale des organes abdominaux sur une femelle non gestante (d'après Robert *et al.*, 2020b)



- 1 : Caillette
- 2 : Sac ventral du rumen
- 3 : Masse intestinale

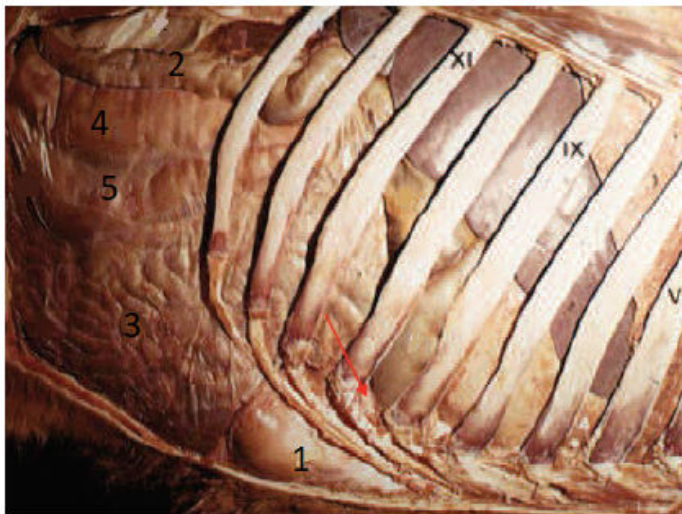
Le foie, situé à droite du plan médian, ne dépasse pas la dernière côte caudalement, ainsi que la vésicule biliaire et le rein droit (Figure 8).

Le reste du flanc droit est formé par les intestins, dont la quasi-totalité est logée dans le récessus supra-omentum (Figure 7 et Figure 9).

La partie caudale du jéjuno-iléon et l'apex du cæcum peuvent glisser librement jusque dans la cavité pelvienne.

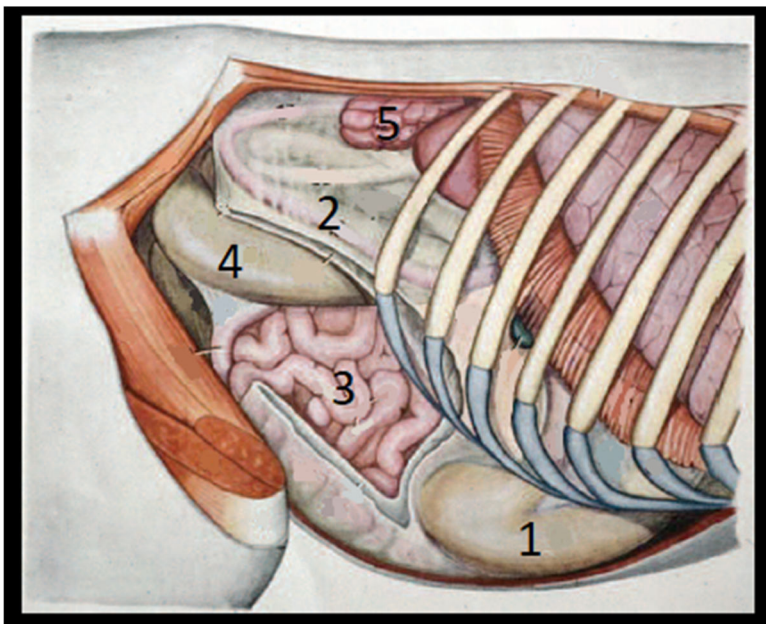
L'utérus est situé médialement, caudalement et dorsalement aux intestins et au rumen (Figure 3).

Figure 6 : Organes abdominaux visibles du côté droit avant fenestration du récessus supra-omental (d'après Robert *et al.*, 2020b)



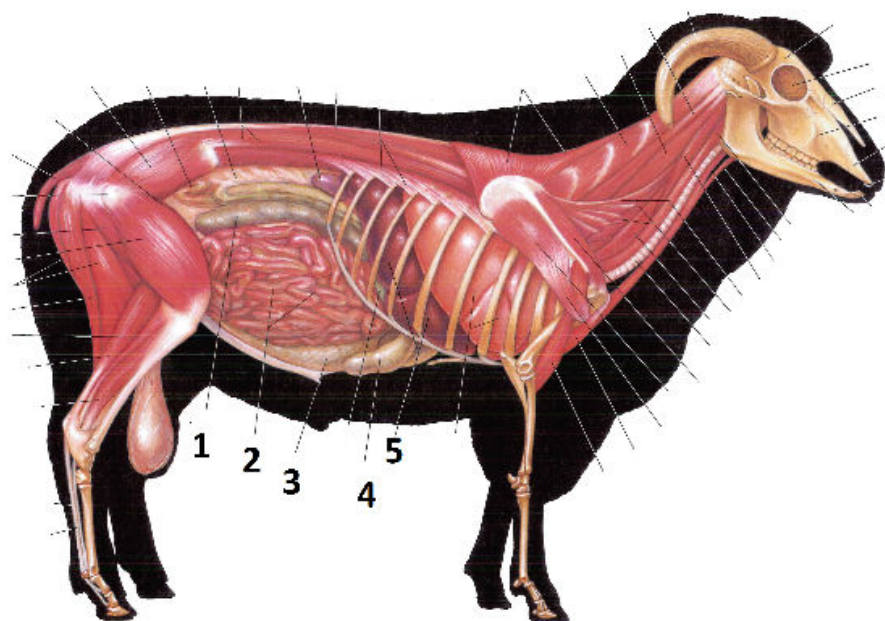
- 1 : Caillette
- 2 : Duodénum descendant
- 3 : Jéjunum
- 4 : Caecum
- 5 : Omentum

Figure 7 : Organes abdominaux visibles du côté droit après fenestration du récessus supra-omental (d'après Robert *et al.*, 2020b)



- 1 : Caillette
- 2 : Duodénum descendant
- 3 : Jéjunum
- 4 : Caecum
- 5 : Rein droit

Figure 8 : Organes abdominaux visibles du côté droit (d'après Growel Agrovvet Private Limited, 2012)

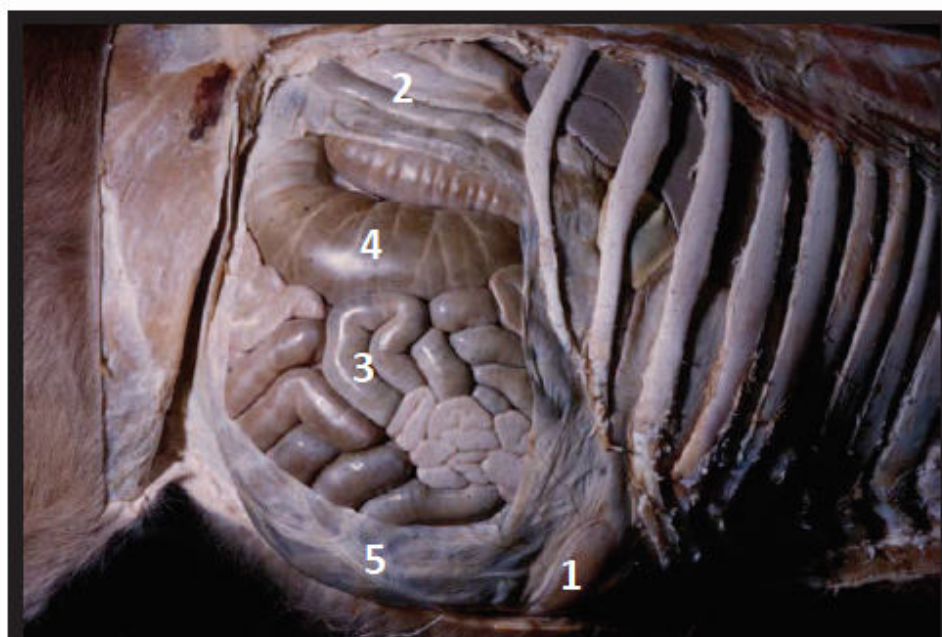


- 1 : caecum
- 2 : jéjunum
- 3 : Sac ventral du rumen
- 4 : Abomasum
- 5 : foie



PLATE 3.7 Deep cervical muscles and intra-viscera of the ram. Orientation removed
Right lateral view. m = muscle, h = bone

Figure 9 : Photo montrant les organes abdominaux visibles du côté droit une fois le récessus supra-omental fenêtré (d'après Robert *et al.*, 2020b)



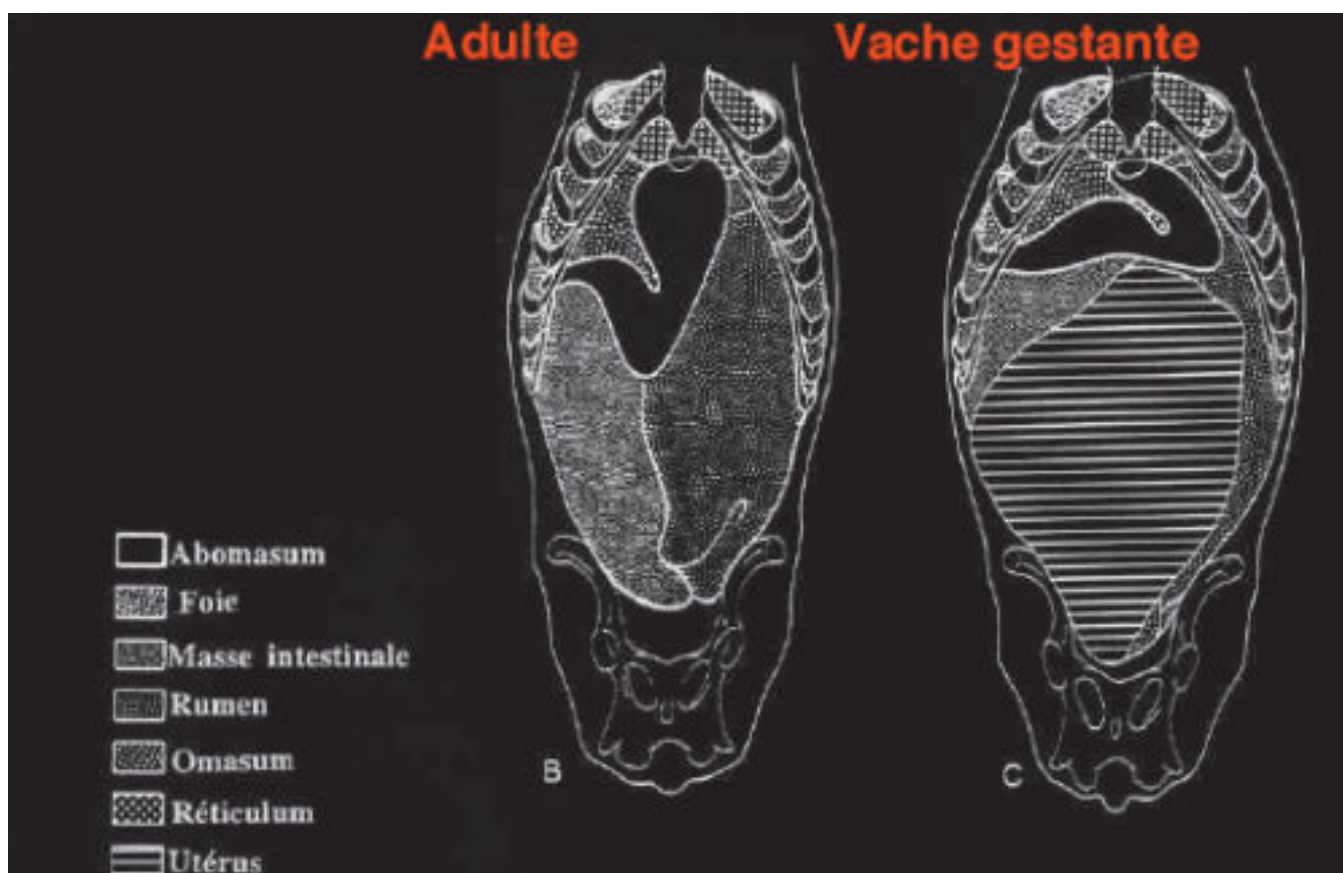
- 1 : Caillette
- 2 : Duodenum descendant
- 3 : Jéjunum
- 4 : Caecum
- 5 : Omentum

b) *Rapports anatomiques dans l'abdomen d'une brebis gestante*

Pendant la gestation, la topographie abdominale classique de la brebis est modifiée par la place croissante occupée par l'utérus. Celui-ci forme, en fin de gestation, un vaste sac qui va jusqu'à s'engager dans la bourse omentale qui joue alors un rôle de soutien.

L'accroissement de la taille de l'utérus peut aller jusqu'à modifier la topographie de la caillette (Figure 10).

Figure 10 : Variations topographiques dues à la gestation (d'après Robert *et al.*, 2020b)



Les rapports anatomiques de la corne gestante sont alors la paroi abdominale ventralement, le rumen latéralement à gauche et la masse intestinale dorsalement et à droite (Figure 11).

En fin de gestation, l'extrémité crâniale de la corne gestante avoisine le feuillet et la caillette (Schmitt, 2005).

Figure 11 : Coupe transversale de brebis au niveau de la dixième vertèbre thoracique au cours de la dernière semaine de gestation (d'après Popesko et Hennau, 1980)

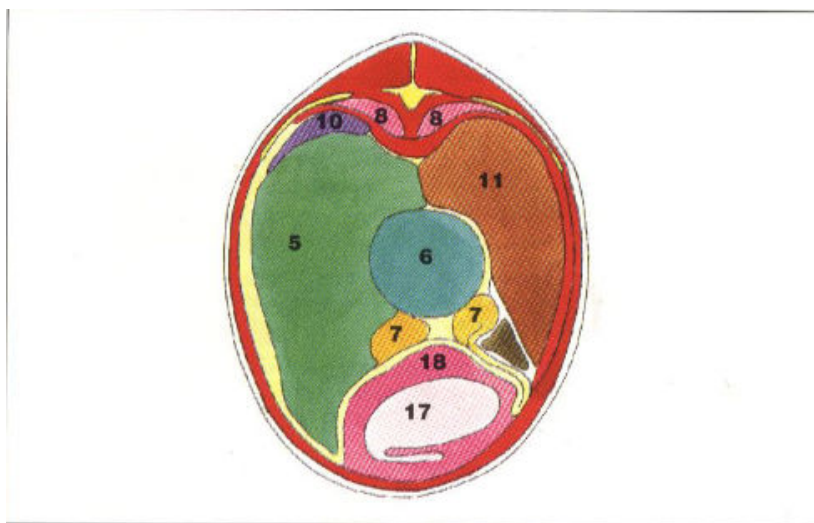
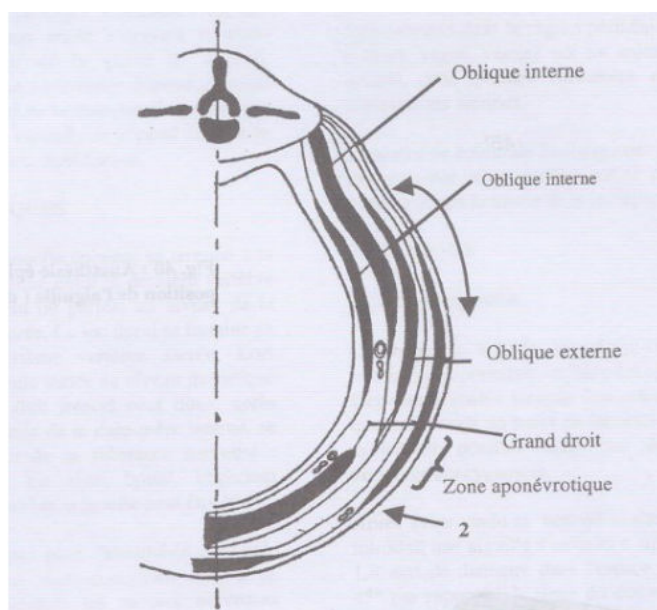


Figure 9. Brebis gestante. Section transversale de la cavité abdominale à la dernière semaine de gestation. Vue de la face caudale d'une section au niveau de la 10^e vertèbre thoracique (modifié d'après POPEŠKO, 1980).

- 1 : Œsophage, 2 : Trachée, 3 : Cœur, 4 : Diaphragme, 5 : Rumen (panse), 6 : Feuillet, 7 : Caillette, 8 : Poumon, 9 : Pancréas, 10 : Rate, 11 : Foie, 12 : Vésicule biliaire, 13 : Rein, 14 : Épiploon, 15 : Intestin grêle, 16 : Gros intestin, 17 : Fœtus, 18 : Utérus

L'organisation de la paroi abdominale, elle, ne change pas au cours de la gestation. Les organes abdominaux sont donc protégés au niveau du flanc gauche, de l'extérieur vers l'intérieur par la peau, le muscle oblique externe, le muscle oblique interne, le muscle transverse de l'abdomen et enfin le péritoine (Figure 12).

Figure 12 : Organisation de la paroi abdominale (d'après Remy *et al.*, 2002)



La mise au point du mannequin a été commencée après avoir établi ces repères anatomiques.

3. Construction du mannequin

Le premier critère pris en compte dans l'élaboration du mannequin a été le réalisme : il fallait que celui-ci soit suffisant pour que l'entraînement réalisé sur le mannequin soit transférable à une chirurgie réalisée sur animal vivant (Batchelder *et al.*, 2009). A cet effet, une attention toute particulière a été portée au respect de la topographie anatomique des organes abdominaux et au choix des matériaux pour modéliser ces organes.

Le deuxième critère a été la reproductibilité du mannequin. Il fallait que celui-ci puisse être facilement réparé, voire répliqué, par des enseignants vétérinaires. Cela impliquait d'utiliser des matériaux et des méthodes de fabrication simples et peu coûteux. Par ailleurs, une étude a démontré qu'un entraînement avec un modèle de haute-fidélité (disponible dans les commerces spécialisés) ne donnait pas un résultat significativement meilleur qu'avec un modèle de basse-fidélité (fait maison) lorsque ces derniers étaient accompagnés d'instructions des enseignants (Aulmann *et al.*, 2015). Il n'était donc pas aberrant pédagogiquement parlant de choisir de tels matériaux, d'autant plus que les enseignes spécialisées proposent souvent des pièces basiques telles que le squelette qui coûte à lui seul plusieurs milliers d'euros.

Pour assurer la reproductibilité du mannequin, nous détaillerons pour chacun des organes fabriqués le matériau utilisé ainsi que les techniques de fabrication.

a) *La fabrication des rumen, réseau, feuillet, caillette et utérus*

Les pré-estomacs et la caillette ont été fabriqués en premier. Ils devaient conserver l'aspect « rempli » tel qu'on le trouve sur l'animal vivant (Figure 13 et Figure 14).

Figure 13 : Estomac de ruminant insufflé vu du côté gauche (d'après Robert *et al.*, 2020b)



Figure 14 : Vue droite de l'estomac recouvert des omentums. La flèche indique la partie pylorique de la caillette (d'après Robert *et al.*, 2020b)



Nous avons choisi la méthode du moulage en silicone pour modéliser ces organes. En effet, cette méthode permet une reproduction à l'identique de l'objet choisi. De plus, le toucher du silicone est proche du toucher lisse de l'estomac des ruminants. Enfin, la densité du silicone associée à un rembourrage des organes permet de leur donner du poids et ainsi de mimer l'estomac plein des ruminants.

Le silicone, commandé sur une boutique en ligne, a été le matériau le plus coûteux lors de la réalisation du mannequin (22 euros/L pour une vente aux particuliers). Neuf litres au total ont été utilisés.

Les organes servant d'empreinte au moulage ont été récupérés à l'abattoir de Louvie-Soubiron, sur une brebis non gestante. Ils ont été moulés l'après-midi même. Pour ce faire, les organes ont été lavés à grande eau puis au savon. Le rumen a été séparé des autres estomacs car l'ensemble était trop volumineux pour être moulé en une seule fois. Deux bassines ont donc été nécessaires, une pour le rumen et l'autre pour le reste des organes. Les organes ont été moulés pleins pour conserver leur volume.

Environ 35 kg de plâtre ont été utilisés. Tout d'abord, un fond de plâtre a été déposé dans chacune des deux bassines pour que les organes ne touchent pas le fond de celle-ci et donc qu'ils soient bien moulés dans leur totalité. Les organes ont ensuite été savonnés abondamment avec du produit vaisselle pour qu'ils se démoulent facilement puis déposés dans les bassines. Nous avons ensuite ajouté du plâtre liquide jusqu'à atteindre la moitié de la hauteur des organes (Figure 15). Puis nous avons laissé sécher quelques heures ce qui constitue la première moitié du moule. Une fois le plâtre sec, nous avons découpé un film plastique de manière à recouvrir la partie plâtrée tout en laissant les organes découverts (Figure 16). Après avoir à nouveau savonné ceux-ci, nous avons coulé une deuxième couche de plâtre recouvrant totalement les organes.

Figure 15 : L'utérus et une partie des estomacs sont coulés dans du plâtre jusqu'à mi-hauteur pour constituer la première moitié du moule



Figure 16 : Moulage du rumen. Du film plastique est déposé une fois la première moitié séchée pour pouvoir facilement démouler la deuxième moitié par la suite.



Nous avons ainsi obtenu les deux parties des moules. Nous avons démoulé les organes après 36 heures de séchage environ (Figure 17 et Figure 18). Les organes ont été ramassés par l'équarrissage et les moules obtenus lavés au savon et désinfectés à l'eau de Javel.

Figure 17 : Les deux parties du moule de l'utérus et des estomacs une fois les organes démoulés



Figure 18 : Les deux parties du moule du rumen une fois celui-ci démoulé



Du silicone a ensuite été coulé dans chacune des moitiés de moule. Le silicone a tout d'abord été rendu utilisable grâce à un catalyseur (fourni avec) introduit dans une proportion de 5 %. Ensuite, pour épaissir le silicone, du thixotrope a été ajouté dans des proportions variant de 2 à 3 % (en fonction de la fermeté désirée).

Une première épaisseur de silicone d'environ 2 mm a été déposée au fond des moules. Après environ 24 heures de séchage, une couche de gaze dépassant légèrement du moule a été déposée sur la première couche. Une deuxième couche de silicone a alors été rajoutée, emprisonnant la gaze. Avant l'assemblage des deux moitiés d'organe, celles-ci ont été rembourrées de coton pour simuler un contenu digestif. La gaze dépassant a ensuite servi à coudre les deux parties des organes entre elles (Figure 19 et Figure 20).

Figure 19 : Rumen en silicone obtenu après assemblage des deux moitiés



Figure 20 : Moulage en silicone des réseau, feuillet et caillette après assemblage des deux moitiés



Une bande de gaze d'environ 3 cm de large dépassait une fois les deux moitiés cousues. Celle-ci a été coupée à ras (Figure 21) puis la zone de couture a été masquée à l'aide de rajouts de silicone pour un rendu plus lisse (Figure 22). Un surplus de gaze a cependant été conservé au niveau du rumen pour le coudre au reste des pré-estomacs (Figure 23).

Figure 21 : Vue gauche du rumen en silicone une fois la gaze surnuméraire découpée



Figure 22 : Le rumen en silicone est déposé sur un support pour réaliser l'enduit sur les coutures



Figure 23 : Un surplus de gaze est conservé pour coudre le rumen au reste de l'estomac



La vessie de la brebis a été moulée en même temps que l'estomac. Cependant, étant vide lors de la mort de l'animal et peu utile pour l'atelier, elle a ensuite été écartée du mannequin, ainsi que tout autre élément de l'appareil urinaire et le foie.

b) La fabrication du fœtus

Le fœtus a été réalisé en silicone à partir d'un agneau mort de cause non infectieuse et gracieusement donné par un éleveur ovin des Pyrénées-Atlantiques. Le principe de fabrication a été exactement le même que pour l'estomac. Ainsi, un moulage au plâtre en deux parties a été réalisé (Figure 24) puis une première couche de silicone a été déposée (Figure 25).

Figure 24 : Première moitié du moule en plâtre confectionné à partir d'un cadavre d'agneau nouveau-né



Figure 25 : Une première couche de silicone est déposée au fond du moule en plâtre servant à fabriquer le fœtus



Une couche de gaze a ensuite été ajoutée avant le dépôt d'une deuxième couche de silicone.

Lors du dépôt de la deuxième couche de silicone, la jambe de l'agneau étant légèrement plus haute que le reste du corps, un morceau de carton a été intercalé de manière à retenir le silicone au niveau de la jambe. Une fois le silicone de la jambe pris, le carton a pu être enlevé et le reste du silicone déposé.

Après un rembourrage au coton, les deux parties ont été cousues ensemble à l'aide de la gaze et la zone de couture masquée au silicone (Figure 26). Le fœtus ainsi réalisé a été entièrement enveloppé de cellophane pour lui donner un toucher très glissant (Figure 27).

Figure 26 : Moulage du fœtus une fois les deux moitiés assemblées



Figure 27 : Le fœtus est enveloppé dans du papier cellophane pour le rendre glissant



c) *La fabrication de l'utérus*

L'utérus de la brebis, non gravide, a été moulé en même temps que l'estomac (Figure 28). Le corps et le col de l'utérus, ainsi qu'une corne non gravide, ont été conservés pour servir de support à la fabrication de la corne gravide.

Figure 28 : Moulages en silicone de l'utérus et de la vessie une fois les deux moitiés cousues entre elles



La taille de la corne utérine a été définie en fonction de la taille du fœtus précédemment réalisé. En effet, en raison du manque d'indications de dimensions d'un utérus gravide dans la littérature, le patron a été dessiné de manière à envelopper le fœtus en position recroquevillée (Figure 29).

Deux pièces de forme ovale et de même périmètre ont été découpées dans un revêtement de matelas imperméable pour conserver le toucher lisse de la paroi utérine). Une bande de ce même tissu de la longueur du périmètre des pièces ovales a été découpée pour donner du volume à l'utérus (Figure 30). Les différents constituants du patron ont ensuite été cousus à la machine

Figure 29 : La taille de la corne gestante de l'utérus a été définie en enveloppant le fœtus en silicone réalisé précédemment



Figure 30 : Une bande de tissu imperméable cousue entre les deux ovales donne la profondeur à la corne gestante



Deux fermetures éclairs ont été intégrées à la corne : l'une, de la taille d'une incision de césarienne et située sur la grande courbure, servant à extraire le fœtus hors de l'utérus (Figure 31) ; l'autre, plus grande et située en partie dorsale de l'utérus, servant à replacer le fœtus dans l'utérus, dans la position choisie. Enfin, la corne gestante ainsi créée a été cousue au moulage en silicone de l'utérus précédemment réalisé (Figure 32).

Figure 31 : Une fermeture éclair a été placée au niveau de la grande courbure pour extraire le fœtus



Figure 32 : La corne gestante est ensuite cousue au moulage en silicone de l'utérus



d) La fabrication des intestins et du mésentère

Les intestins se devaient de répondre aux critères suivants : facilement mobilisables, extensibles et au contenu fluctuant sous les doigts.

Plusieurs essais avec du silicone et des ballons de baudruche ont été finalement abandonnés au profit de bas en jersey. Ainsi, pour modéliser l'intestin grêle, les bas ont été cousus à la main dans leur longueur de manière à former de fines bandes (Figure 33 et Figure 34) qui ont ensuite été découpées aux ciseaux. Les tubes ainsi formés ont été cousus bout à bout, toujours à la main, par un double surjet. Ils ont ensuite été partiellement remplis à l'aide d'un entonnoir de billes de polystyrène dépressibles servant habituellement au rembourrage de traversins.

Figure 33 : L'intestin grêle a été modélisé à l'aide de bas en jersey



Figure 34 : Les bas en jersey ont été cousus dans leur longueur puis découpés pour obtenir des tuyaux flexibles



Pour modéliser le gros intestin, six bas de contention ont été utilisés. Ils ont été légèrement rétrécis dans leur largeur par un ourlet (Figure 35), ont été débarrassés de leurs extrémités puis cousus bout à bout. Le large tube obtenu a été rempli par du son de blé pour simuler un contenu plus dense que celui de l'intestin grêle (Figure 36).

Figure 35 : Les bas de contention ont été rétrécis dans leur largeur à l'aide d'ourlets



Figure 36 : Les tubes flexibles obtenus ont été remplis avec du son de blé pour figurer le contenu intestinal en fin de transit



Les deux parties de l'intestin ont ensuite été cousues bout à bout. L'intestin complet ainsi formé a ensuite été placé conformément à son anatomie, en formant des plis et en respectant les différents points d'inflexion (Figure 37 et Figure 38). La position obtenue a servi de base pour fabriquer le mésentère reliant les intestins entre eux.

Figure 37 : Vue par la face droite d'un intestin de ruminant après étalement (d'après Barone, 1996)

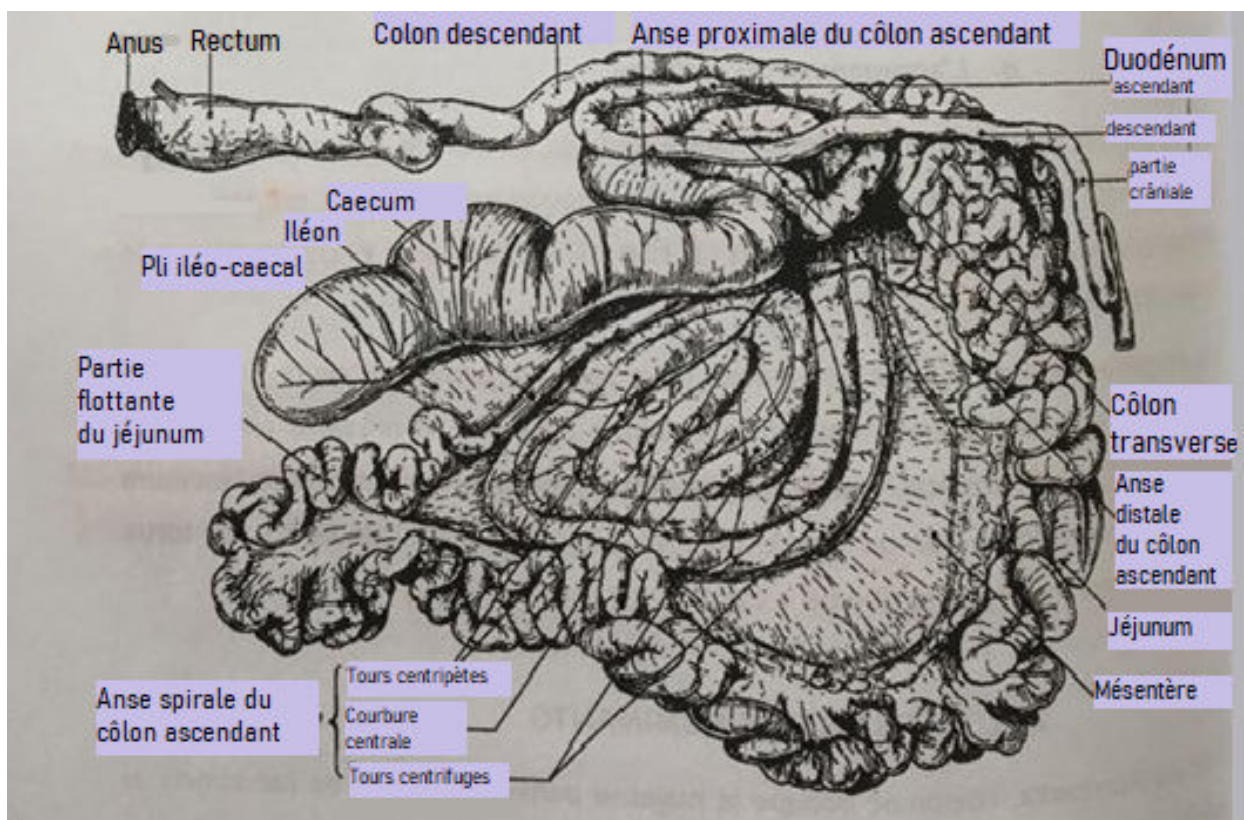


Figure 38 : Mise en place des intestins avant de dessiner le mésentère (une erreur a été faite au niveau de la mise en place du duodénum, qui sera corrigée par la suite).



Le mésentère, riche en tissu adipeux, a été simulé en découpant la forme voulue dans une bande de revêtement imperméable de matelas blanc cassé pour lui donner un toucher glissant et proche de la couleur d'origine. Ce revêtement a été découpé en plusieurs pièces (la bande disponible était trop étroite pour couper une seule grande pièce) à l'aide d'un patron représentant la courbe intestinale (Figure 39).

Le mésentère et l'intestin ont ensuite été cousus entre eux à la main (Figure 40). Les plis ont été maintenus entre eux à l'aide de points de couture, à raison d'un point pour trois à quatre plis, du côté anté-mésentérique.

Le duodénum, quant à lui, a été fixé au pylore à l'aide d'un simple élastique.

Figure 39 : Le patron du mésentère a été découpé d'après les courbes de l'intestin déplié



Figure 40 : Le mésentère a ensuite été cousu aux intestins



e) *La fabrication du grand omentum*

Une importance toute particulière a été apportée au respect de la conformation anatomique du grand omentum, pour simuler au mieux le récessus supra-omental palpable lors d'une césarienne de brebis. L'insertion du feuillet superficiel du grand omentum se fait latéralement au niveau du sillon longitudinal gauche du rumen. Le feuillet superficiel profond, quant à lui, s'insère au niveau du sillon longitudinal droit (Figure 41 et Figure 42).

Les deux feuillets se rejoignent ensuite en une lame qui s'insère au niveau du duodénum. L'espace ainsi créé se nomme le récessus supra-omental et accueille une grande partie des intestins (Figure 43 et Figure 44).

Figure 41 : Lignes d'insertion du grand omentum sur la face gauche de l'estomac de la vache (d'après Barone, 1996)

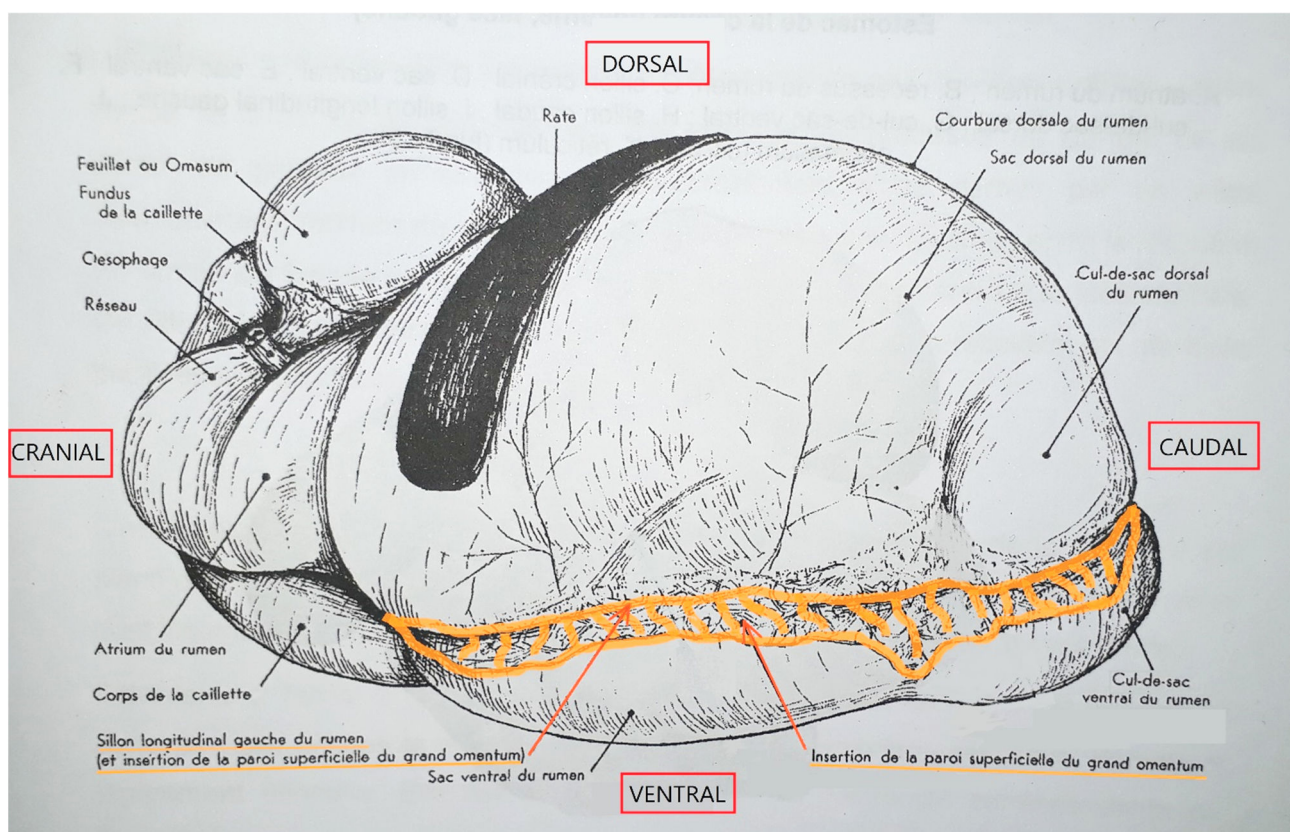


Figure 42 : Lignes d'insertion du grand omentum sur la face droite de l'estomac de la vache (d'après Barone, 1996)

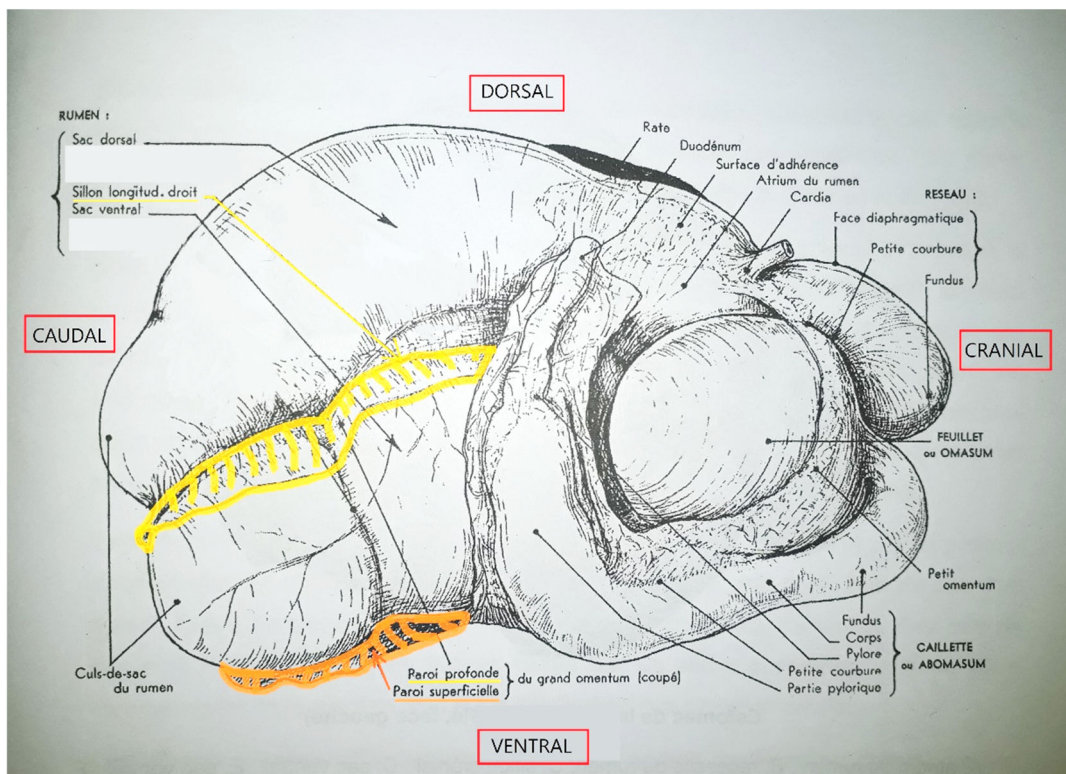


Figure 43 : Coupe transversale de ruminant non gestant au niveau de la deuxième vertèbre lombaire, montrant l'organisation du grand omentum (d'après Barone, 1996)

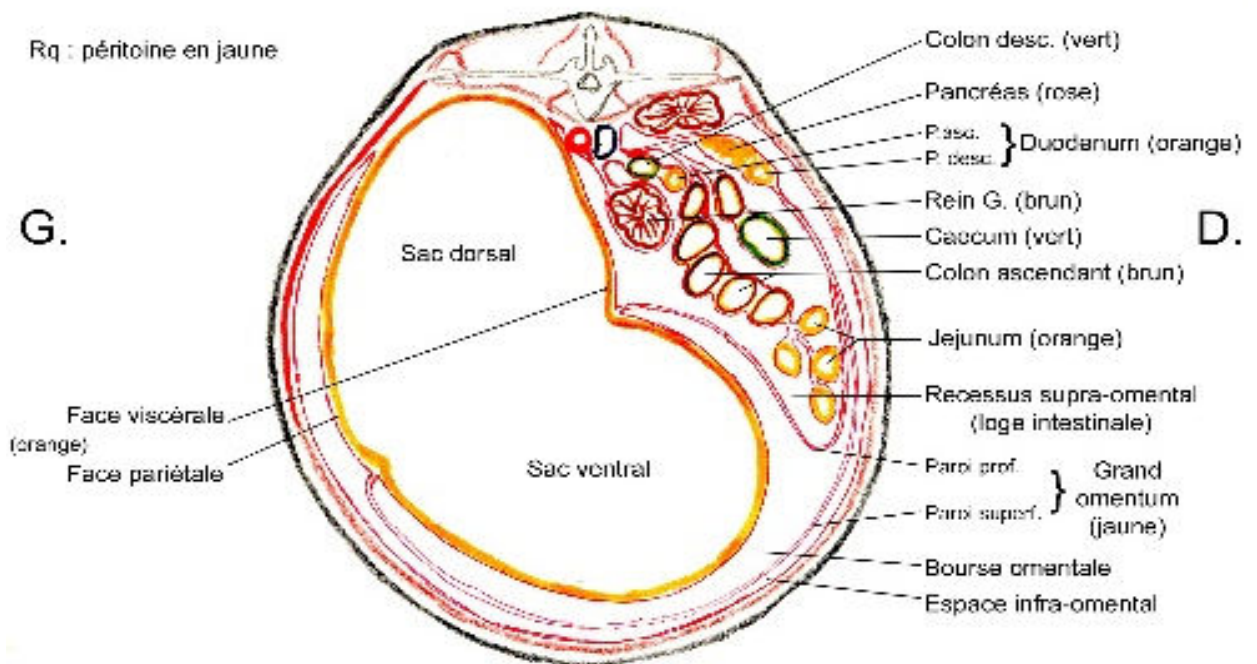


Figure 44 : Organes abdominaux visibles du côté droit après fenestration du récessus supra-omental (d'après Robert *et al.*, 2020b)



L'omentum a été fabriqué dans un tissu crépon très fin. Les différents feuillets ont été fixés au rumen par des épingles (Figure 45) puis leur jonction a été cousue à la partie proximale du duodénum sur une longueur de 15 cm environ (Figure 46).

Le récessus supra-omental ainsi formé a permis d'accueillir les intestins précédemment réalisés (Figure 47).

Figure 45 : Insertion du grand omentum sur le côté gauche du rumen. Les feuillets ont été fixés à l'aide d'épingles.



Figure 46 : Le récessus supra-omental possède une insertion sur le duodénum



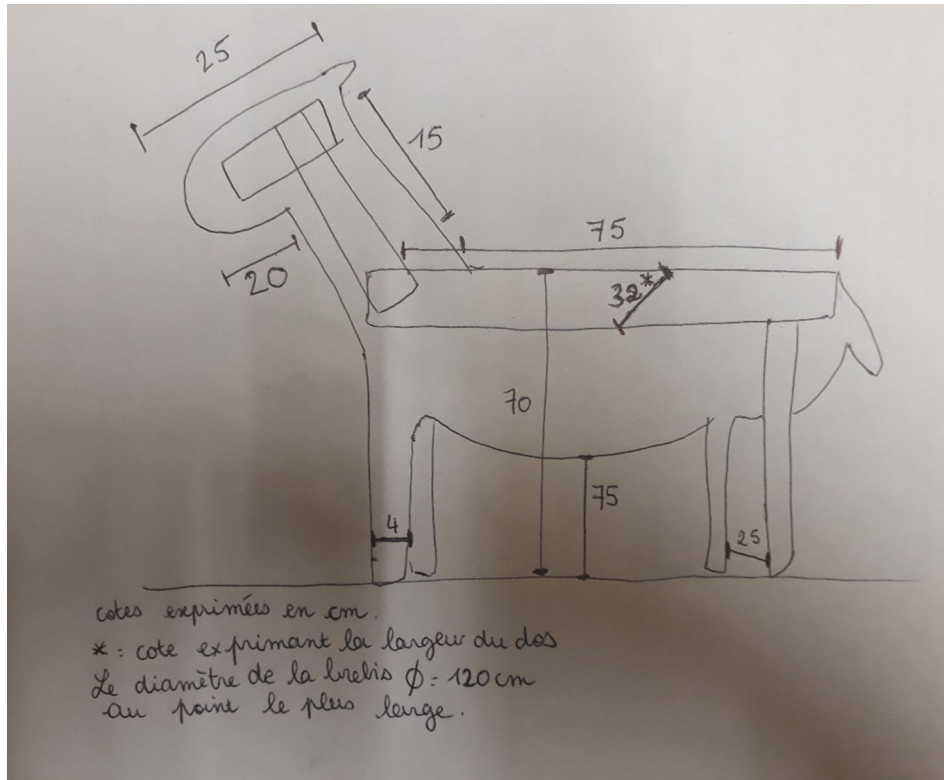
Figure 47 : Vue de dessus du récessus supra-omental une fois tous les éléments en place



f) *La fabrication du squelette*

Le squelette a été réalisé en bois et métal, matériaux durs au toucher, solides et à l'épreuve du temps. Les mensurations du mannequin ont été choisies en fonction de mesures réalisées sur une brebis gestante de race Berrichon du Cher du voisinage (Figure 48).

Figure 48 : Cotes du squelette de la brebis



Deux tasseaux 36*60 mm en résineux ont été assemblés à un panneau de contreplaqué à l'aide de vis, pour construire le squelette (Figure 49). Le thorax a été réalisé à l'aide d'une plaque en acier inoxydable cintrée et rivetée à une plaque d'immatriculation ventrale, cintrée elle aussi et faisant office de sternum (Figure 50 et Figure 51).

La tête a été découpée dans deux planches de contreplaqué fixées au cou par une vis en acier (Figure 52). Le cou a été réalisé avec un tasseau 36*60 poncé et chanfreiné. Il a été fixé au reste du corps par un boulon.

Les membres ont été chantournés dans un tasseau 36*60 raboté et fixées au squelette par des vis et maintenus écartés par deux panneaux OSB (type bois reconstitué) découpés à la scie sauteuse.

Figure 49 : Deux tasseaux vissés à un panneau de contreplaqué forment la colonne



Figure 50 : Le sternum est modélisé par une plaque d'immatriculation

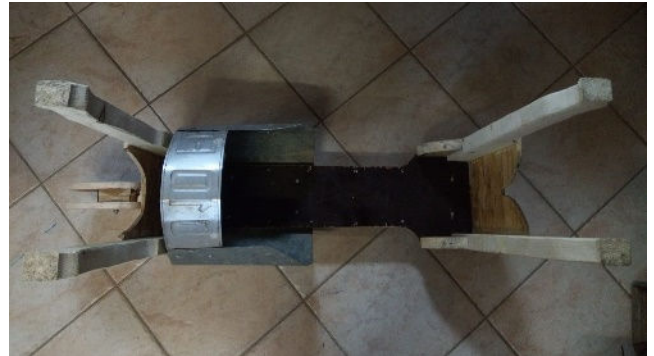


Figure 51 : Une plaque en acier inoxydable cintrée forme le thorax



Figure 52 : Les découpes formant la tête sont fixées par des vis au tasseau servant de cou



g) Moyens de fixation des organes dans le squelette

Une fois tous les organes fabriqués, ils ont été fixés dans le squelette par différents moyens. Les organes digestifs en silicone, lourds, ont été suspendus par deux bandes élastiques crânialement et une sangle plus caudalement (Figure 53). La bande élastique la plus crâniale a été enroulée autour d'un fin tasseau lui-même supporté par des crochets vissés dans la planche de contreplaqué (Figure 54).

La deuxième bande élastique, quant à elle, a pris appui entre les tasseaux figurant la colonne vertébrale et la planche de contreplaqué. Elle a été ajustée à la bonne taille puis cousue sur une fermeture à clip (Figure 55).

Figure 53 : Deux bandes élastiques et une sangle soutiennent les organes digestifs



Figure 54 : Une bande élastique enroulée autour d'un tasseau permet de soutenir crânialement les estomacs



Figure 55 : Un élastique cousu à une fermeture par clip permet de soutenir les organes digestifs crânialement



Enfin, l'utérus devant supporter le poids du fœtus et être extrait facilement au cours de la manipulation, celui-ci a été muni de boucles en métal fixé à la paroi de l'utérus. Ces boucles ont été accrochées à des crochets vissés sous la planche de contreplaqué (Figure 56). Il suffit de décrocher ces boucles pour extraire facilement l'utérus gravide.

Figure 56 : Crochets permettant la suspension de l'utérus à la structure en bois



Les organes plus caudaux, notamment les intestins et l'utérus, ont été suspendus par une troisième sangle (Figure 57). Celle-ci peut être ôtée car moins utile. De plus, l'extrémité du rectum a été pourvu d'une tétine permettant de l'emboîter parfaitement dans un orifice circulaire situé au niveau l'anus présumé de la brebis, ce qui constitue un moyen de fixation supplémentaire.

Figure 57 : Une sangle, en plus des crochets, permet également de maintenir l'utérus suspendu



h) La fabrication du péritoine

Le péritoine a également été découpé dans un revêtement de matelas imperméable, de couleur jaune pâle. Ses dimensions ont été définies de la même manière que pour l'utérus, directement sur le mannequin, en enveloppant les organes digestifs avec la toile. La taille du rectangle de tissu ainsi déterminée, deux cercles de diamètre correspondant ont été découpés pour créer le volume de la cavité abdominale. Le cercle le plus crânial fait ainsi office de diaphragme tandis que le cercle le plus caudal ferme la cavité abdominale à l'arrière. Le rectangle de tissu a été muni sur ses deux longueurs de bandes auto-agrippantes servant à fixer le péritoine sur le squelette. Les cercles ont été cousus au rectangle en laissant une partie libre au niveau des bandes auto-agrippantes (Figure 58).

Les bandes auto-agrippantes correspondantes ont été fixées avec des agrafes sur le squelette, sur les bords latéraux et la face ventrale de la plaque de contreplaqué (Figure 59 et Figure 60).

Figure 58 : Le péritoine est formé d'un rectangle de tissu imperméable ainsi que de deux cercles lui donnant sa profondeur



Figure 59 : Une bande auto-agrippante située sur les bords latéraux et sur la face ventrale de la planche de contreplaqué permet de fixer le péritoine au squelette



Figure 60 : Vue gauche du mannequin une fois le péritoine fixé



Plusieurs fermetures-éclair ont ensuite été rajoutées au péritoine : deux fermetures éclair latérales sur toute la largeur du péritoine permettent un accès large aux viscères présents dans le champ opératoire (Figure 61). Elles ont été recouvertes chacune par une bande doublée du même tissu cousue dans la même couture que la fermeture.

Figure 61 : Deux fermetures-éclair latérales permettent d'ouvrir le péritoine de part et d'autre



i) La fabrication des muscles de la paroi abdominale – les différents plans

Trois couches de muscles séparent le péritoine de la peau. Du plus superficiel au plus profond, on trouve le muscle oblique externe, épais de 8 mm environ, le muscle oblique interne, épais de 5 mm et le muscle transverse de l'abdomen, épais de 2 à 3 mm.

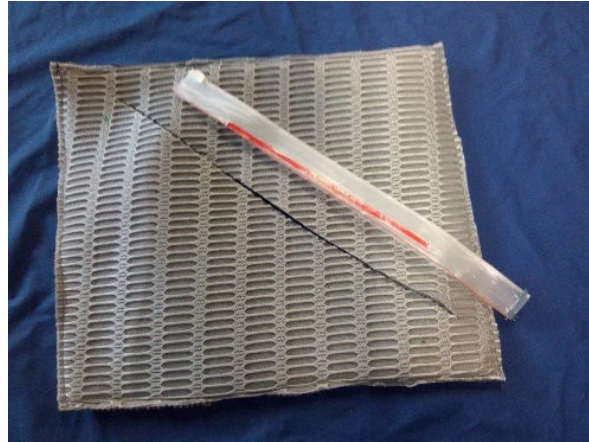
Le muscle oblique externe a été confectionné à partir d'une housse de siège de voiture qui présentait la bonne épaisseur, ainsi que des rayures en relief mimant avantageusement l'orientation des fibres musculaires (Figure 62).

Figure 62 : Les carrés de tissu des muscles obliques externes droit et gauche ont été découpés dans une housse de fauteuil de voiture



Une incision a été réalisée de manière à respecter le sens des fibres musculaires (Figure 63).

Figure 63 : Une incision a été réalisée de manière à respecter l'orientation de fibres du muscle oblique externe



Une fermeture par glissière, récupérée sur un paquet de croquettes de chien, a ensuite été cousue sur la ligne d'incision (Figure 64 et Figure 65).

Figure 64 : Des glissières de paquets de croquettes pour chien ont été utilisées pour simuler les lignes d'incision des muscles



Figure 65 : Une glissière a ensuite été cousue sur la ligne d'incision



Le muscle a été ensuite peint en rouge et blanc, couleurs plus réalistes que celles de la housse.

Le muscle oblique interne a été découpé dans un tapis de yoga en mousse présentant l'épaisseur adéquate (Une ligne d'incision y a été tracé et une glissière cousue (Figure 66). Il a ensuite été peint dans les mêmes couleurs que le muscle oblique externe, mais avec l'orientation des fibres en sens inverse (Figure 67).

Figure 66 : Une glissière a également été cousue dans le muscle oblique interne (à droite sur la photo)



Figure 67 : Muscles oblique externe et oblique interne une fois peints



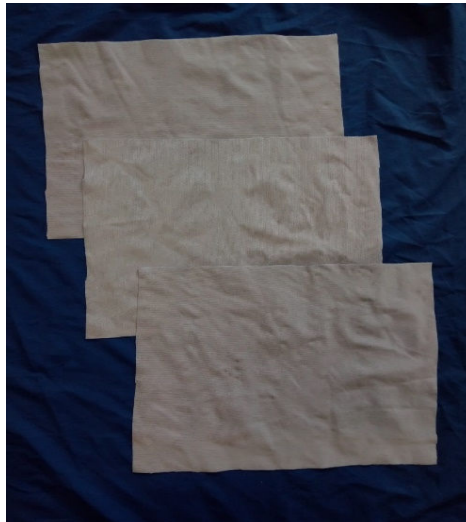
Le muscle transverse de l'abdomen a été confectionné à l'aide d'un revêtement de matelas. Trois couches de tissu ont été nécessaires pour arriver à l'épaisseur voulue (Figure 69). Ces trois couches ont été cousues ensemble sur leur contour, puis elles ont été cousues au péritoine (Figure 68). Une incision traversant le muscle et le péritoine a été réalisée au niveau du site de laparotomie.

Figure 68 : Muscle transverse cousu sur le péritoine



L'ensemble a ensuite été consolidé par une couture autour de l'incision.

Figure 69 : Le muscle transverse de l'abdomen est composé de trois épaisseurs d'un revêtement de matelas



Les muscles oblique externe et oblique interne ont été d'abord cousus ensemble avant d'être fixés à la paroi abdominale, avec un léger décalage d'orientation des carrés de tissu pour que les deux couches soient visibles en même temps (Figure 70).

Figure 70 : Les muscles sont cousus au péritoine de manière à ce que chaque couche soit visible



La peau a été confectionnée avec une housse de matelas d'hiver imitant la laine de mouton. Elle a été réalisée en quatre parties dont les patrons ont été dessinés directement sur le mannequin (Figure 71) :

- un rectangle de tissu fixé avec des agrafes recouvre les deux tasseaux de la colonne vertébrale ;
- un second rectangle recouvre le tronc de la brebis. Il est fixé au mannequin à la base de la colonne vertébrale grâce à des bandes auto-agrippantes (Figure 72) ;
- deux rectangles ont servi à l'empiècement des épaules à l'avant et des hanches à l'arrière (Figure 73 et Figure 74).

Les oreilles et la queue ont été dessinées sur un patron reproduit sur le même revêtement de matelas.

Une fermeture éclair a ensuite été cousue sur le site de laparotomie pour modéliser la ligne d'incision (Figure 75).

Enfin, des roulettes ont été vissées sur chacune des quatre jambes pour déplacer facilement la brebis (Figure 76).

Figure 71 : La peau a été réalisée en quatre parties : une pour la colonne vertébrale, une pour le tronc et une pour chaque paire de membres



Figure 72 : La peau du tronc peut se détacher grâce à la bande auto-agrippante située sur le bord de la colonne vertébrale



Figure 73 : Vue de face du mannequin une fois terminé



Figure 74 : Vue de dos du mannequin recouvert de sa peau



Figure 75 : Une fermeture éclair sur le côté gauche figure l'incision de la peau



Figure 76 : Aspect final du mannequin recouvert de sa peau et monté sur roulettes



B. Résultats : fiches et ateliers VetSims

Le mannequin sera utilisé en autonomie par les étudiants dans la salle de simulation de l'EnvA (VetSims) pour maîtriser la topographie abdominale d'une brebis gestante, les différentes étapes (pas à pas) de la césarienne de brebis et les gestes de réanimation de l'agneau nouveau-né. Pour pouvoir être travaillé en autonomie par les étudiants, comme pour tous les ateliers de la salle, le mannequin est accompagné d'une série de fiches.

Ces fiches explicatives ont été rédigées afin de permettre la bonne utilisation du mannequin. Elles décrivent trois ateliers distincts. Le premier aborde des rappels anatomiques, le deuxième détaille le protocole chirurgical de la césarienne et le dernier rappelle les gestes de réanimation de l'agneau nouveau-né. Les fiches accompagnant le mannequin sont présentes en annexes 1, 2 et 3.

Elles suivent la charte graphique commune aux documents de la salle VetSims et leur modèle de rédaction est bien précis.

Tout d'abord, un paragraphe est consacré à la justification du poste de travail dans le cursus d'apprentissage de l'étudiant, expliquant l'importance des notions abordées dans l'exercice du vétérinaire praticien.

En second lieu, les objectifs d'apprentissage, décrivant les compétences attendues de la part des étudiants par les enseignants y sont clairement détaillés avant d'aborder l'atelier proprement dit. Le matériel nécessaire (un stylo par exemple) à la réalisation de l'atelier ainsi que les éventuelles précautions à prendre avec le mannequin sont également mentionnés en début de fiche.

Ensuite commence la réalisation pratique de l'atelier : chaque étape d'apprentissage est expliquée par un texte et illustrée par une ou plusieurs photos pour une compréhension optimale des structures anatomiques (cas de la première fiche) ou des gestes à effectuer par l'étudiant (cas des deuxième et troisième fiches). Un texte en police italique situé au-dessus du texte en police romaine replace chaque étape dans son contexte réel et explique les manipulations qui ne sont pas réalisables sur le mannequin,

Suivent enfin les consignes de fin d'atelier, telles que les indications nécessaires pour remettre le mannequin en état d'utilisation pour l'étudiant suivant. Dans le cadre de la continuité entre les ateliers créés avec ce mannequin, un renvoi vers la fiche de l'atelier suivant est également présent en fin de fiche.

L'étudiant peut ainsi effectuer autant d'allers-retours que nécessaire entre la théorie et la pratique, jusqu'au moment où il pourra se passer entièrement de toute indication écrite.

Les trois ateliers seront à compléter avec l'atelier Sutures déjà présent en salle VetSims et qui permet de s'entraîner aux sutures de la césarienne chez la vache, comparables à celles de la brebis. La fiche correspondant à cet atelier déjà existant est présente en annexe 4.

C. Discussion

1. Concernant le mannequin en lui-même

La topographie des organes abdominaux de la brebis, telle que le chirurgien peut la trouver le plus fréquemment lors de la césarienne, a été respectée. Cependant, le mannequin ne peut s'adapter à la variation individuelle que présente chaque animal. Ainsi, pour une gestation de brebis, l'emplacement de l'utérus peut varier du fait de la taille et du nombre de fœtus, de la position de la brebis, etc.

De même, chaque organe et tissu a fait l'objet d'une réflexion toute particulière concernant les matériaux utilisés lors de sa conception pour avoir un toucher le plus proche possible de la réalité. Cependant, certaines caractéristiques des tissus vivants n'ont pas pu être conservées sur le mannequin. L'élasticité de la paroi abdominale par exemple, ainsi que l'intensité d'appui de la lame du bistouri lors de l'incision des différents plans n'ont pu être reproduites, ôtant au mannequin une partie de sa fonction.

Le silicone, matériau qui nous a semblé le plus adapté pour les organes digestifs, a néanmoins été à l'origine de quelques problèmes d'agencement des organes. En effet, les moulages créés se sont révélés quelquefois trop rigides pour permettre une conformation optimale : ainsi, les pré-estomacs et la caillette, qui ont été moulés alors qu'ils étaient dépliés, ont ensuite nécessité du fil de pêche pour les maintenir entre eux dans leur position anatomique réelle. Un moulage d'organes directement dans leur position réelle aurait pu être envisagé mais cela aurait nécessité une quantité de plâtre trois fois supérieure environ à celle utilisée. Il en a été de même pour le moulage du fœtus, qui, une fois réalisé, a été difficile à plier en position recroquevillée telle qu'il en prend la forme dans l'utérus. Il a d'ailleurs été ensuite remplacé par une peluche et utilisé seulement pour l'atelier « Réanimation du nouveau-né ».

Enfin, la base de l'utérus, en silicone et peu massive, a mal résisté au pli imposé au moment du montage de la brebis. Une déchirure a eu lieu dans le silicone au niveau de la jonction avec le tissu de la corne gestante, réparée avec du fil de pêche.

2. Concernant l'efficacité du mannequin

Pour valider cet outil de simulation, il faudrait réaliser une étude cas/témoin en comparant la chirurgie de césarienne sur brebis vivante d'un groupe d'élèves ayant pu s'entraîner sur le mannequin au préalable avec la chirurgie d'un groupe d'élèves n'ayant pas pu s'entraîner sur le mannequin.

Pour ce faire, des paramètres bien précis déterminés à l'avance, tels que la durée de la chirurgie, la quantité de gestes nécessaires, etc. ainsi que d'autres paramètres plus subjectifs tels que le niveau d'anxiété ou la confiance en soi pourraient être utilisés pour valider ou non l'utilité du mannequin comme outil d'entraînement.

Une méthode appelée OSATS (Objective Structured Assessment of Technical Skills) où un évaluateur externe évalue les gestes techniques effectués par l'apprenant lors de la chirurgie a été considérée comme efficace et facile à mettre en œuvre au cours d'une étude menée à l'hôpital d'Hiroshima au Japon (Niitsu *et al.*, 2013). Cette méthode, utilisée depuis les années 1990 au Canada, combine une méthode d'évaluation globale avec une méthode d'évaluation des gestes techniques spécifiques à la situation. Elle pourrait être généralisée à terme pour l'évaluation des compétences techniques dans les écoles vétérinaires.

3. Concernant les ateliers

Les matériaux utilisés pour fabriquer le mannequin, s'ils sont remplaçables, ne sont pour autant pas à considérer comme des consommables. Pour conserver au maximum au cours du temps l'intégrité des tissus, certaines étapes n'ont pas été développées sur le mannequin.

Si certaines de ces étapes sont disponibles en tant qu'ateliers indépendants dans la salle de simulation de l'EnvA (atelier de sutures de césarienne ou encore lavage/désinfection d'une zone), d'autres sont à développer pour proposer un parcours complet (anesthésie traçante par exemple).

4. Concernant la simulation en général

Les mannequins d'entraînement et autres outils de simulation sont une réelle plus-value dans l'enseignement vétérinaire mais présentent également des inconvénients.

On peut citer l'usure des mannequins sur la durée, suite aux exercices d'entraînement des élèves. L'intérêt est donc d'utiliser des matériaux facilement remplaçables pour pallier ce désagrément. Cependant, même en disposant des matériaux nécessaires, le remplacement des parties abîmées peut nécessiter un démontage plus ou moins important du mannequin selon la localisation du problème.

De plus, l'entraînement sur outil de simulation ne prend pas en compte l'environnement du vétérinaire lors de la chirurgie sur animal vivant. Les interactions humaines notamment, telles que celles existant au sein d'une équipe ou entre le vétérinaire et le propriétaire de l'animal, sont difficilement modélisables (Kneebone et Baillie, 2008). Une solution serait d'imaginer un atelier de simulation comprenant les interactions humaines, tel que celui réalisé à l'université de Glasgow entre 2003 et 2004 et qui entraîne l'étudiant vétérinaire au diagnostic de gestation de la vache en présence d'un « éleveur ». Pour cette étude, les étudiants se sont préalablement entraînés sur un simulateur de diagnostic de gestation par palpation transrectale, encadrés par un enseignant. Ce premier entraînement ne présentait pas d'enjeu particulier. Ils ont ensuite réalisé cet exercice dans le cadre d'un scénario choisi par l'enseignant et représentatif des situations professionnelles vécues par le praticien. L'enseignant joue le rôle de l'éleveur et justifie le choix de la vache à examiner. En fonction de l'historique de la vache et de la palpation transrectale réalisée, les étudiants doivent donner un diagnostic de gestation et conseiller les actions ou traitements à suivre. Sur une grille de notation allant de « Pas du tout bénéfique » à « Très bénéfique », les étudiants ayant participé à cet atelier

ont pour 71% d'entre eux noté l'expérience comme étant « Très bénéfique » et 29% d'entre eux comme « Bénéfique ». Ils ont également tous admis que cet exercice avait augmenté leur degré de confiance dans leur palpation transrectale et leur diagnostic de gestation. Parmi les remarques libres pouvant être exprimées à la fin de l'entraînement, les étudiants ont cité avoir eu une prise de conscience des conséquences possibles de leur diagnostic pour l'élèveur et avoir ressenti le stress d'un jeune diplômé mis en situation réelle (Baillie *et al.*, 2005 ; Kneebone et Baillie, 2008).

Plusieurs études convergent également sur le fait que la méthode d'apprentissage par simulation est très chronophage. En effet, en plus du temps passé par l'étudiant à s'entraîner sur le mannequin, elle nécessite également un temps de formation des enseignants et un temps de discussion de l'expérience avec l'étudiant après sa réalisation. Le retour éducatif serait même le paramètre le plus important dans l'approche d'apprentissage par simulation (Issenberg *et al.*, 2005 ; Fletcher *et al.*, 2012).

Conclusion

Les nouvelles préoccupations concernant le bien-être animal ainsi que des considérations plus pratiques telles que le manque de disponibilité de sujets pour s'entraîner à la chirurgie ont conduit de nombreuses universités à investir dans des outils de simulation pour l'apprentissage des gestes techniques. L'entraînement par simulation permet par ailleurs une meilleure réussite sur les chirurgies réalisées ensuite ainsi qu'une augmentation de la confiance du jeune chirurgien.

C'est dans ce contexte que les enseignants de reproduction des grands animaux de l'EnvA ont décidé de développer un mannequin de simulation de césarienne de brebis afin de préparer au mieux les étudiants de quatrième année à cette chirurgie inscrite dans leur cursus.

Le mannequin a été conçu de manière à être le plus réaliste possible tout en étant en matériaux pour la plupart facilement remplaçables. Il devait également être facilement reproductible. À cet effet, les différents matériaux et les différentes étapes de réalisation ont été détaillées dans ce manuscrit.

Le mannequin de brebis permet de s'entraîner aux étapes de la césarienne allant de l'incision de la peau jusqu'à la réanimation de l'agneau nouveau-né.

Une fois le mannequin réalisé, des fiches décrivant son utilisation en trois ateliers ont été rédigées. Les étapes ne pouvant pas être réalisées sur le mannequin ont également été détaillées.

Si les études déjà réalisées dans la littérature scientifique sur l'apprentissage par simulation se révèlent prometteuses, il faudrait cependant tester l'efficacité de ce mannequin pour valider son utilité. À cet effet, il serait judicieux de mettre en place une étude cas-témoins opposant, sur une chirurgie réelle, des étudiants s'étant auparavant entraînés sur le mannequin à des étudiants ne s'y étant pas entraînés.

À terme, l'introduction de cet atelier dans un circuit d'apprentissage plus large pourrait être envisagée. De nombreux ateliers déjà présents dans la salle VetSims de l'EnvA, tels que l'hygiène du chirurgien, la préparation d'une zone chirurgicale ou même plus en amont, la technique de l'échographie (pour déterminer la présence et le nombre de fœtus), sont autant de pistes à étudier pour compléter la formation du jeune vétérinaire.

Liste des références bibliographiques

- ADJOU K. (2013) La césarienne par le flanc gauche chez la brebis, étape par étape. *Sem. Vét.* n°1549, 2
- ANNANDALE A., SCHEEPERS E., FOSGATE G.T. (2019) The effect of an ovariohysterectomy model practice on surgical times for final-year veterinary students' first live-animal ovariohysterectomies. *J. Vet. Med. Educ.* 47(1), 44-55
- AROOUR A., BAKOUR A. (2016) La césarienne chez la brebis. Thèse Méd. Vét. Institut des Sciences Vétérinaires-Université Saad Dahlab Blida
- AULMANN M., MÄRZ M., BURGNER I.A., *et al.* (2015) Development and evaluation of two canine low-fidelity simulation models. *J. Vet. Med. Educ.* 42(2), 151-60
- BADMAN M., TULLBERG M., HÖGLUND O.V., HAGMAN R. (2016) Veterinary student confidence after practicing with a new surgical training model for feline ovariohysterectomy. *J. Vet. Med. Educ.* 43(4), 427-433
- BAILLIE S., MELLOR D.J., BREWSTER S.A., REID S.W.J. (2005) Integrating a bovine rectal palpation simulator into an undergraduate veterinary curriculum. *J. Vet. Med. Educ.* 32(1), 79-85
- BARNES S.L., BUKOSKI A., KERBY J.D., *et al.* (2016) Live tissue versus simulation training for emergency procedures: is simulation ready to replace live tissue? *Surgery* 160(4), 997-1007
- BARONE C. (1996) Anatomie comparée des mammifères domestiques, 3^{ème} éd. Paris, Vigot.
- BATCHELDER A.J., STEEL A., MACKENZIE R., *et al.* (2009) Simulation as a tool to improve the safety of pre-hospital anaesthesia – a pilot study. *Anaesthesia* 64(9), 978-983
- BERMAN L., ROSENTHAL M.S., CURRY L.A., EVANS L.V., GUSBERG R.J. (2008) Attracting surgical clerks to surgical careers: role models, mentoring, and engagement in the operating room. *J. Am. Coll. Surg.* 207(6), 793-800
- BIRNBAUM I. (2017) Création d'un parcours pédagogique d'apprentissage de la technique d'ovariectomie chez la chatte, intégrant des pièces anatomiques plastinées, des ateliers de simulation et des mises en situation sous forme de vidéos. Thèse Méd. Vét. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
- BRADLEY C., EDWARDS G., CARLSON A. (2015) A synthetic abdominal model for teaching basic veterinary surgical techniques. In *International veterinary simulation in teaching conference*, Hannover, 14-16 Septembre, Düsseldorf, German Medical Science GMS Publishing House, pp 9-10
- BROQUIN-LACOMBE C. (2017) Les méthodes de simulation dans l'enseignement vétérinaire. Comparaison entre la salle VetSims de l'Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort et d'autres salles de simulation vétérinaire en Europe. Thèse Méd. Vét. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
- CHAUMEIL L. (2018) Création d'un support pédagogique pour l'enseignement de l'ovariectomie chez la chatte : élaboration d'un simulateur procédural. Etude de son efficacité auprès d'étudiants vétérinaires de Vetagro Sup. Thèse Méd. Vét. Vetagro Sup
- DELAUNAY C., FRANÇOIS C., INQUIMBERT J.-L., ADJOU K. (2006) Césarienne par la ligne blanche chez la brebis. *Sem. Vét.* n°271, 2
- ERICSSON K.A. (2004) Deliberate practice and the acquisition and maintenance of expert performance in medicine and related domains. *Acad. Med.* 79(10), 70-81
- FLETCHER D.J., MILITELLO R., SCHOEFFLER G.L., ROGERS C.L. (2012) Development and evaluation of a high-fidelity canine patient simulator for veterinary clinical training. *J. Vet. Med. Educ.* 39(1), 7-12

- FOX V., SINCLAIR C., BOLT D.M., LOWE J., WELLER R. (2013) Design and validation of a simulator for equine joint injections. *J. Vet. Med. Educ.* 40(2), 152-157
- GIUSTO G., COMINO F., GANDINI M. (2015) Validation of an effective, easy-to-make hemostasis simulator. *J. Vet. Med. Educ.* 42(1), 85-88
- GOODFELLOW P.B., CLAYDON P. (2001) Students sitting medical finals—ready to be house officers? *J. R. Soc. Med.* 94(10), 516-520
- GOPINATH D., MCGREEVY P.D., ZUBER R.M., *et al.* (2012) Developments in undergraduate teaching of small-animal soft-tissue surgical skills at the university of Sydney. *J. Vet. Med. Educ.* 39(1), 21-29
- GROWEL AGROVET PRIVATE LIMITED (2012) Poultry & farm animals anatomy. *In Growel Agro Vet.* [<https://www.growelagrovvet.com/free-veterinary-books/veterinary-guide/poultry-and-farm-animals-anatomy>] (consulté le 13/08/2020).
- GUERBOUZ T.H.E. (2016) La gestion des dystocies et la césarienne chez la brebis. Thèse Méd. Vét. Institut des Sciences Vétérinaires-Université Saad Dahlab Blida
- GUEST C.B., REGEHR G., TIBERIUS R.G. (2001) The life long challenge of expertise. *Med. Educ.* 35(1), 78-81
- HANZEN C., LOURTIE O., ECTORS F. (1999) Caesarean section in the bovine species. *Ann. Med. Veterinaire* 143(2), 65-90
- HART L.A., WOOD M.W., WENG H.-Y. (2005) Mainstreaming alternatives in veterinary medical education: resource development and curricular reform. *J. Vet. Med. Educ.* 32(4), 473-480
- ISSENBERG S.B., MCGAGHIE W.C., PETRUSA E.R., GORDON D.L., SCALESE R.J. (2005) Features and uses of high-fidelity medical simulations that lead to effective learning: a BEME systematic review. *Med. Teach.* 27, 10-28
- JONES J.L., RINEHART J., SPIEGEL J.J., *et al.* (2018a) Teaching tip: development of veterinary anesthesia simulations for pre-clinical training: design, implementation, and evaluation based on student perspectives. *J. Vet. Med. Educ.* 45(2), 232-240
- JONES J.L., RINEHART J., ENGLAR R.E. (2018b) The effect of simulation training in anesthesia on student operational performance and patient safety. *J. Vet. Med. Educ.* 46(2), 205-213
- KNEEBONE R., BAILLIE S. (2008) Contextualized simulation and procedural skills: a view from medical education. *J. Vet. Med. Educ.* 35(4), 595-598
- LANGEBÆK R., EIKA B., TANGGAARD L., JENSEN A.L., BERENDT M. (2012) Emotions in veterinary surgical students: a qualitative study. *J. Vet. Med. Educ.* 39(4), 312-321
- LANGEBÆK R., TOFT N., ERIKSEN T. (2015) The SimSpay—student perceptions of a low-cost build-it-yourself model for novice training of surgical skills in canine ovariohysterectomy. *J. Vet. Med. Educ.* 42(2), 166-171
- LANGEBÆK R., BERENDT M., TIPOLD A., ENGELSKIRCHEN S., DILLY M. (2020) Evaluation of the impact of using a simulator for teaching veterinary students cerebrospinal fluid collection: a mixed-methods study. *J. Vet. Med. Educ.* A paraître.
- MACARTHUR S.L., JOHNSON M.D., COLEE J.C. (2020) Effect of a spay simulator on student competence and anxiety. *J. Vet. Med. Educ.* A paraître.
- MARTIN C. (2018) Création d'un atelier de simulation pour l'apprentissage de l'exploration endoscopique des voies respiratoires hautes chez le cheval à destination de la salle Vetsims de l'École nationale vétérinaire d'Alfort. Thèse Méd. Vét. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort
- MCGAGHIE W.C., ISSENBERG S.B., COHEN E.R., BARSUK J.H., WAYNE D.B. (2011) Does simulation-based medical education with deliberate practice yield better results than traditional clinical education? A meta-analytic comparative review of the evidence. *Acad. Med. J. Assoc. Am. Med. Coll.* 86(6), 706-711

MUSK G.C., COLLINS T., HOSGOOD G. (2017) Teaching veterinary anesthesia: a survey-based evaluation of two high-fidelity models and live-animal experience for undergraduate veterinary students. *J. Vet. Med. Educ.* 44(4), 590-602

NIITSU H., HIRABAYASHI N., YOSHIMITSU M., *et al.* (2013) Using the Objective Structured Assessment of Technical Skills (OSATS) global rating scale to evaluate the skills of surgical trainees in the operating room. *Surg. Today* 43(3), 271-275

POPESKO P., HENNAU A. (1980) Atlas d'anatomie topographique des animaux domestiques, 2^{ème} éd. Paris, Maloine.

READ E.K., VALLEVAND A., FARRELL R.M. (2016) Evaluation of veterinary student surgical skills preparation for ovariectomy using simulators: a pilot study. *J. Vet. Med. Educ.* 43(2), 190-213

REMY D., CHASTANT-MAILLARD S., MIALOT J.P., COUROUBLE F. (2002) Les interventions obstétricales chez les animaux de rente (bovins, ovins, caprins, équins, porcins). Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité Pédagogique de Reproduction.

ROBERT C., DEGUEURCE C., CHATEAU H., CREVIER-DENOIX N. (2020a) Anatomie de l'encolure et du tronc. Polycopié. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Unité pédagogique d'anatomie

ROBERT C., DEGUEURCE C., CHATEAU H., CREVIER-DENOIX N. (2020b) Topographie de l'estomac et topographie générale de l'abdomen des ruminants. Présentation PowerPoint. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

SCHMITT D. (2005) Les dystocies d'origine maternelle chez les bovins. Thèse Méd. Vét. Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort

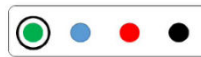
SMEAK D.D. (2007) Teaching surgery to the veterinary novice: the Ohio state university experience. *J. Vet. Med. Educ.* 34(5), 620-267

TAPIA-ARAYA A.E., USÓN-GARGALLO J., ENCISO S., *et al.* (2015) Assessment of laparoscopic skills in veterinarians using a canine laparoscopic simulator. *J. Vet. Med. Educ.* 43(1), 71-79

WILLIAMSON J.A. (2014) Construct validation of a small-animal thoracocentesis simulator. *J. Vet. Med. Educ.* 41(4), 384-389

Annexe 1 : Fiche de l'atelier VetSims n°At-205

“Reconnaissance anatomique visuelle des différentes structures abdominales chez une brebis gestante”



1

At-205 Césarienne chez la brebis - partie 1 :
Reconnaissance anatomique visuelle des différentes structures abdominales chez une brebis gestante

Marie-Nour Viriot - Fabienne Constant

Justification du poste de travail

La césarienne de brebis est indiquée lors de non-dilatation du col utérin, de torsion utérine, de prolapsus vaginal récidivant, et plus rarement, de malformations fœtales et de disproportion fœto-maternelle.

Il est nécessaire de connaître les différents plans rencontrés lors de l'incision du flanc, ainsi que l'emplacement des différents organes lors d'une gestation, afin de ne pas être pris au dépourvu pendant la chirurgie.

Objectifs d'apprentissage :

- Citer les différents plans rencontrés lors d'une laparotomie du flanc gauche et les identifier sur le modèle.
- Décrire la topographie des organes abdominaux des ruminants lors d'une gestation et identifier ces organes sur le modèle.

Méthodologie

Matériel nécessaire

Une série de photos vous sera proposée au cours de l'atelier. Il vous faudra reconnaître les tissus et organes numérotés. Munissez-vous d'un papier et d'un crayon pour noter vos réponses. La liste des organes à identifier est fournie ci-dessous. Le corrigé est fourni à la fin de la fiche.

Liste des organes à identifier :

- Caillette
- Feuillet
- Grand omentum
- Intestins
- Muscle oblique externe
- Muscle oblique interne
- Muscle transverse
- Peau
- Péritoine
- Récessus supra omental
- Sac dorsal du rumen
- Sac ventral du rumen
- Utérus

Consignes à respecter pendant et après réalisation

Soyez très prudent lors des différentes manipulations car les différents constituants du mannequin sont fragiles.

Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
19/09/20

Révision
19/08/20

Réalisation pratique

Etape 1 : Reconnaissance des différents plans rencontrés lors d'une incision de césarienne par le flanc gauche.

1. Tout d'abord, regardez le mannequin dans son ensemble (*Figure 1*).

Figure 1 : Vue extérieure du mannequin de brebis.



2. Détachez les rubans auto-agrippants qui attachent la peau au squelette (*Figure 2*), du côté gauche de la brebis et visualisez les différents plans rencontrés lors d'une césarienne de brebis par le flanc (*Figures 3 et 4*).

Figure 2 : Ouverture des rubans auto-agrippants qui fixent la peau au squelette.



Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
19/09/20

Révision
19/08/20

Figure 3 : Vue d'ensemble des différents plans constituant la paroi abdominale.



Figure 4 : Vue rapprochée des différents plans constituant la paroi abdominale.



3. N'oubliez pas de noter sur une feuille à quels organes correspondent les numéros.

Etape 2 : Reconnaissance des différents organes abdominaux du côté gauche.

1. Détachez les rubans auto-agrippants qui attachent le péritoine au squelette (Figure 5) et descendez les fermetures-éclair latérales (Figure 6) pour visualiser les différents organes abdominaux présents sur le site de la césarienne (Figure 7).

Figure 5 : Ouverture du ruban auto-agrippant qui fixe le péritoine au squelette.



Figure 6 : Ouverture des fermetures-éclair latérales.



Figure 7 : Vue d'ensemble des organes abdominaux côté gauche.



2. N'oubliez pas de noter sur une feuille à quels organes correspondent les numéros.

Etape 3 : Reconnaissance des différents organes abdominaux du côté droit.

1. Procédez de la même manière que pour le côté gauche pour visualiser les différents organes présents du côté droit (Figure 8).

Figure 8 : Vue d'ensemble des organes abdominaux côté droit.



2. N'oubliez pas de noter sur une feuille à quels organes correspondent les numéros.

Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
19/09/20

Révision
19/08/20

3. Comparez vos réponses à la correction donnée ci-dessous.

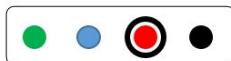
1. Peau
2. Muscle oblique externe
3. Muscle oblique interne
4. Muscle transverse
5. Péritoine
6. Sac dorsal du rumen
7. Sac ventral du rumen
8. Utérus
9. Récessus supra-omental
10. Intestins
11. Caillette
12. Feuillet
13. Grand omentum

4. Replacer ensuite les différents éléments, en terminant par la fixation des rubans auto-agrippants.

→ Une fois cet atelier maîtrisé, vous pouvez passer à l'atelier de chirurgie de la césarienne (Atelier At-206).

Annexe 2 : Fiche de l'atelier VetSims At-206

“Réalisation d'une césarienne chez la brebis”



1

At-206 Césarienne chez la brebis - partie 2 :
Réalisation d'une césarienne chez la brebis

Marie-Nour Viriot - Fabienne Constant

Justification du poste de travail

On distingue plusieurs techniques opératoires : par le flanc (brebis debout ou couchée) ou par la ligne blanche. Nous allons développer dans cet atelier la technique par le flanc gauche qui a l'avantage de laisser une cicatrice moins soumise au poids des viscères (donc à l'éventration) qu'une cicatrice située sur la ligne blanche. Cependant il conviendra de choisir cette dernière en cas de suspicion d'infection utérine.

Objectifs d'apprentissage :

- Citer les repères anatomiques déterminant le lieu d'une laparotomie.
- Réaliser l'incision des différents plans jusqu'à la cavité abdominale.
- Identifier correctement les organes par le toucher lors d'une laparotomie.
- Réaliser correctement la manipulation permettant d'extraire l'utérus de la masse des organes pour le rapprocher de la plaie de laparotomie. *Cela implique de repérer et saisir l'un des membres du fœtus pour extraire en partie l'utérus.*
- Identifier correctement le lieu d'incision de l'utérus.

Méthodologie

Préparatifs

Utiliser la lame de bistouri émoussée accrochée autour du cou de la brebis pour réaliser les incisions.

Consignes à respecter pendant et après réalisation

Soyez très prudent lors des différentes manipulations car les différents constituants du mannequin sont fragiles.

Modalités d'auto-évaluation

La démarche d'auto-évaluation consiste à s'entraîner une première fois en lisant les instructions pas à pas puis à revenir plusieurs fois sur le poste de travail et à réessayer jusqu'à ce que la lecture des instructions ne vous soit plus indispensable pour réussir.

Réalisation de la césarienne

✓ Temps préopératoires

1- Identification de la zone d'incision de l'abdomen

Le choix de la zone d'incision se fait en fonction des repères anatomiques suivants : on compte la largeur de 3 à 4 travers de doigts sous les processus transverses des vertèbres lombaires et un travers de main en arrière de la dernière côte (*Figure 1*).

Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
19/09/20

Révision
19/08/20

Figure 1 : Choix de la zone d'incision.



2- Tonte de la zone d'incision

Tondez très largement le site d'incision.

La tonte ne sera pas réalisée sur le mannequin de la brebis mais doit être impérativement réalisée sur animal vivant.

3- Lavage et désinfection du site opératoire

Lavez la zone opératoire à trois reprises avec de la Vétédine Savon® en rinçant entre chaque lavage, puis désinfectez à l'aide de Vétédine Solution®.

Cette opération n'est pas à réaliser sur le mannequin.

4- Anesthésie du site d'incision

L'anesthésie du site opératoire se fait à l'aide d'injections traçantes de procaïne. Utilisez 3 à 5 mL de procaïne (Procamidor®) par point.

Cette opération n'est pas à réaliser sur le mannequin.

✓ Temps opératoires

1- Incision de la peau

En conditions réelles, l'incision de la peau se fait sur une longueur de 20 cm environ, du haut vers le bas, avec une lame de bistouri.

Pour simuler l'incision de la peau, ouvrez la fermeture éclair présente sur le côté gauche du mannequin (Figure 2). La longueur de l'incision sur le mannequin est plus grande, car les matériaux utilisés sont moins extensibles que les tissus vivants. La peau incisée laisse apparaître le muscle oblique externe (Figure 3).

Figure 2 : Fermeture éclair modélisant l'incision de la peau .

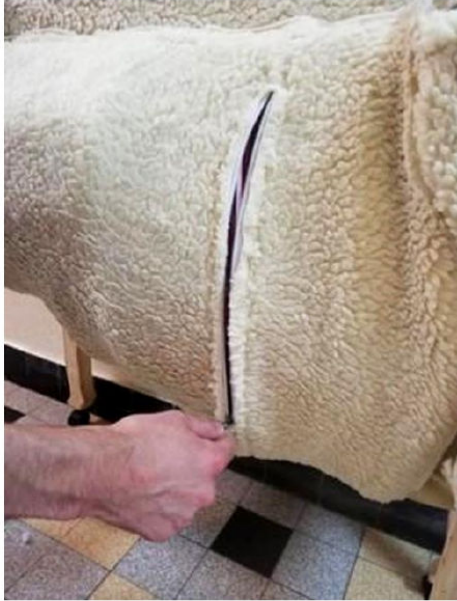


Figure 3 : Peau incisée laissant apparaître le muscle oblique externe.



2- Incision du muscle oblique externe

L'incision du muscle oblique externe est également réalisée à l'aide du bistouri. La taille de l'ouverture doit être légèrement plus petite que celle de la peau, pour pouvoir suturer ensuite plus facilement.

Pour inciser le muscle oblique externe, utilisez le bistouri à lame émoussée accroché au cou du mannequin. Insérez la lame du bistouri dans le haut du curseur puis descendez celui-ci le long de la ligne d'incision (Figure 4). Le muscle oblique externe incisé laisse apparaître le muscle oblique interne (Figure 5).

Figure 4 : Incision du muscle oblique externe à l'aide du bistouri à lame émoussée.



Figure 5 : Muscle oblique externe incisé laissant apparaître le muscle oblique interne.



Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
19/09/20

Révision
19/08/20

3- Incision du muscle oblique interne

L'incision du muscle oblique interne se fait de la même manière que pour l'oblique externe, avec une lame de bistouri. La taille de l'incision doit toujours être plus courte que celle du plan supérieur, pour permettre une suture plus facile.

Sur le mannequin, pour inciser le muscle oblique interne, procédez comme pour le muscle oblique externe, en descendant le curseur à l'aide du bistouri à lame émoussée (Figure 6). La taille de votre incision doit être plus petite que celle de l'incision précédente. Arrêtez-vous donc avant l'extrémité basse de la glissière. Le muscle oblique interne incisé laisse apparaître le muscle transverse de l'abdomen (Figure 7).

Figure 6 : Incision du muscle oblique interne.



Figure 7 : Muscle oblique interne incisé laissant apparaître le muscle transverse.



4- Incision du muscle transverse et du péritoine

Le muscle transverse de l'abdomen étant très fin et collé au péritoine, une seule incision suffit pour atteindre la cavité abdominale. Il faut être vigilant pendant cette opération à ne pas inciser le rumen situé juste derrière le péritoine. Pour cela, il faut tirer à soi le muscle transverse avec une pince pour réaliser une boutonnière puis finir l'incision aux ciseaux ou au bistouri à lame cachée.

Sur le mannequin, procédez comme pour les muscles précédents, en descendant le curseur à l'aide du bistouri (Figure 8). A nouveau, la taille de l'ouverture devra être légèrement plus courte que la précédente. Cette dernière incision révèle l'intérieur de la cavité abdominale (Figure 9).

Figure 8 : Incision du muscle transverse.



Figure 9 : Vue sur l'intérieur de la cavité abdominale.



5- Exploration de l'abdomen et identification de l'utérus

La main gauche est passée dans l'incision réalisée pour chercher l'utérus. Il est en général séparé du péritoine par le rumen et peut être également caché par les intestins logés dans le récessus supra-omental. Il faut donc passer sa main derrière le rumen, en restant en position ventrale (contre la paroi abdominale) et soulever les intestins éventuellement présents pour atteindre l'utérus.

Sur le mannequin, introduisez votre main dans l'ouverture réalisée (Figure 10). La figure 11 montre une vue des organes présents derrière la paroi abdominale lors de l'exploration. Réalisez la manipulation décrite dans le paragraphe précédent pour atteindre l'utérus (Figures 12 à 15).

Les photos des figures 11 à 15 ont été prises sans la paroi abdominale, pour montrer le trajet que suit la main jusqu'à l'utérus.

Remarque : Il est plus facile d'utiliser la main gauche, car elle permet un plus grand champ d'exploration que la main droite. En effet, lors de l'exploration abdominale, le corps du chirurgien ne reste pas face à la brebis mais doit se tourner sur le côté pour permettre une bonne exploration. Or, pour se diriger caudalement (où se situe l'utérus), il est plus simple de se tourner avec son côté gauche contre la brebis, d'où l'utilisation de la main gauche.

Figure 10 : Exploration abdominale à l'aide de la main gauche.



Figure 11 : Vue rapprochée de la cavité abdominale du côté gauche.



Figure 12 : Approche de la main gauche ventralement au rumen.



Figure 13 : La main gauche passe ventralement au rumen, sous la masse intestinale.



Figure 14 : Réclinaison des intestins par la main droite.



Figure 15 : Réclinaison totale des intestins par la main droite et accès à l'utérus par la main gauche.



Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
19/09/20

Révision
19/08/20

6- Extraction de l'utérus

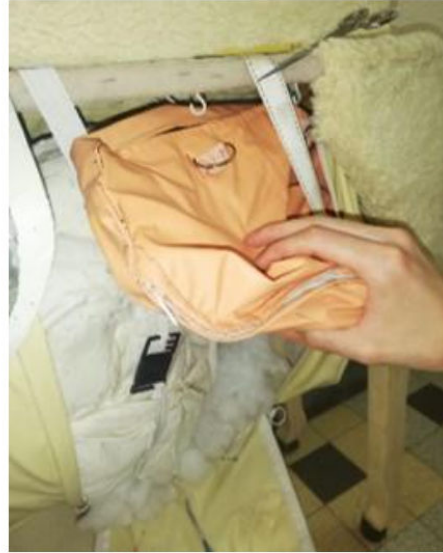
L'extraction de l'utérus est possible après avoir repéré l'un des canons du fœtus. Cela fait, il faut saisir ce membre à travers la paroi utérine et tirer délicatement l'utérus vers l'extérieur.

L'extraction du fœtus est difficile sur le mannequin lorsque la paroi abdominale est en place. Pour cette manipulation, détachez la bande auto-agrippante qui attache le péritoine au squelette et descendez les fermetures éclair latérales. Recherchez ensuite un des membres du fœtus à travers la paroi utérine, saisissez-le et tirez délicatement l'utérus vers l'extérieur (*Figures 16 et 17*).

Figure 16 : Préhension de l'utérus.



Figure 17 : Extraction de l'utérus.



7- Incision de l'utérus

L'incision de l'utérus se fait au bistouri à lame cachée, le long de la grande courbure, où l'utérus est le moins vascularisé. La taille de l'incision est de 15 cm environ.

Le lieu de l'incision est modélisé sur le mannequin par une fermeture-éclair. Ouvrez-la pour accéder à l'agneau (*Figures 18 et 19*).

Figure 18 : Ouverture de l'utérus.

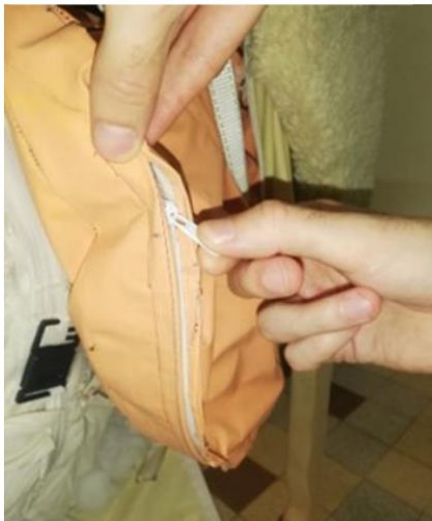


Figure 19 : Utérus ouvert laissant apparaître l'agneau.



Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
19/09/20

Révision
19/08/20

8- Extraction de l'agneau

L'agneau est extrait de l'utérus par les membres. Si on a saisi les antérieurs, il faut s'assurer que la tête est dans l'axe du corps avant de tirer. Le cordon ombilical doit se déchirer par éloignement de l'agneau de sa mère. On vérifie ensuite si d'autres agneaux sont présents dans l'utérus, en le palpant par l'extérieur (en ne passant pas la main par la plaie utérine). On ne délivre pas la brebis.

Extraire l'agneau de l'utérus (Figures 20 et 21).

Figure 20 : Prise en main de l'agneau par les membres.



Figure 21 : Extraction de l'agneau.



9- Sutures

Les sutures de l'utérus, du péritoine, des muscles et de la peau sont les mêmes que pour la vache et sont développées dans l'atelier n° At-049.

Consignes à respecter après réalisation

Remplacez l'agneau en peluche dans l'utérus et refermez l'un après l'autre, avec délicatesse, les différents plans depuis l'utérus jusqu'à la peau. Utilisez les fermetures-éclair, les glissières et les rubans auto-agrippants présents sur le mannequin.

Annexe 3 : Fiche de l'atelier VetSims At-207

“Réanimation d'un agneau nouveau-né”



1

At-207 Réanimation d'un agneau nouveau-né

Marie-Nour Viriot - Fabienne Constant

Justification du poste de travail

Lors d'une naissance, que ce soit par voie basse ou par césarienne, il arrive que l'agneau ne respire pas une fois sorti de la matrice. Il convient alors de connaître et d'effectuer les gestes permettant de réanimer le nouveau-né.

Objectif d'apprentissage :

- Effectuer correctement les gestes de réanimation sur l'agneau nouveau-né.

Méthodologie

Préparatifs

Utilisez pour cet atelier l'agneau en silicone de VetSims (Figure 1).

Figure 1 : Agneau en silicone.



Consignes à respecter pendant et après réalisation

Soyez attentif à lisser le papier cellophane sur le mannequin après la réalisation de l'atelier car la manipulation de l'agneau a tendance à le décoller.

Modalités d'auto-évaluation

La démarche d'auto-évaluation consiste à s'entraîner une première fois en lisant les instructions pas à pas, puis à revenir plusieurs fois sur le poste de travail et à réessayer jusqu'à ce que la lecture des instructions ne vous soit plus indispensable pour réussir.

Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
18/08/20

Révision
XX/XX/20

Réalisation pratique

Une fois le cordon déchiré, vérifiez que l'agneau respire normalement. Si ce n'est pas le cas, dégagez si besoin les voies respiratoires en passant les doigts au-dessus des naseaux et dans la bouche. Puis saisissez l'agneau par les membres postérieurs (*Figure 2*), la main tenant l'agneau située juste sous l'abdomen de celui-ci (*Figure 3*), l'index entre les deux jarrets et le pouce et le majeur situés de part et d'autre (*Figure 4*). Décrivez ensuite un arc-de-cercle de 45° vers l'avant à 45° vers l'arrière (*Figure 5*), deux à trois fois, pour favoriser l'évacuation du liquide hors des voies respiratoires supérieurs pour stimuler la respiration du nouveau-né. Enfin, essayez à nouveau à la main les naseaux et la bouche.

Prenez garde à ne pas trop secouer la tête de l'agneau.

Figure 2 : Prise en main de l'agneau par les postérieurs.



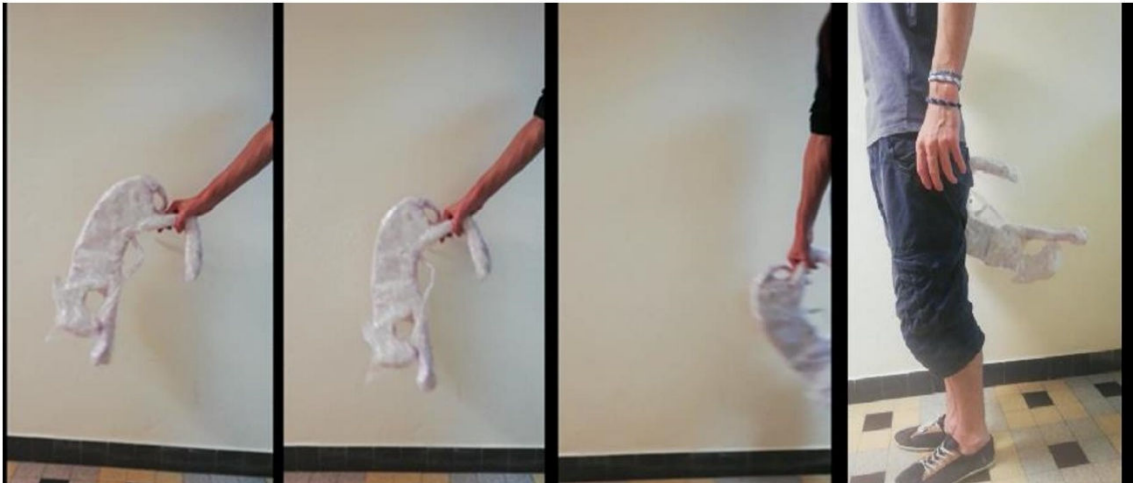
Figure 3 : Main tenue juste sous l'abdomen de l'agneau.



Figure 4 : Index placé entre les deux jarrets et pouce et majeur situés de part et



Figure 5 : Le fœtus est manipulé en suivant un arc de cercle de 45° vers l'avant à 45° vers l'arrière.



Une fois que l'agneau respire, positionnez-le en décubitus sternal pour réduire les efforts respiratoires. Désinfectez ensuite le cordon à la teinture d'iode (à ne pas réaliser sur le mannequin).

Rédaction
Marie-Nour Viriot

Révision
Fabienne Constant

Approbation
XX/XX/20

Révision
XX/XX/20

Annexe 4 : Fiche de l'atelier VetSims At-049

“Réaliser les sutures du flanc lors d'une césarienne de vache”



At - 049
Date de version 10/02/16
Numéro de version: 1.0

Réaliser les sutures du flanc lors d'une césarienne vache

1) **Présentation générale du poste**

Vincent Mauffré

Justification du poste de travail

La césarienne de vache est un acte de routine pour le vétérinaire rural. Pour autant, face à des éleveurs de plus en plus exigeants, cet acte revêt un enjeu économique important et son degré de maîtrise conditionne bien souvent l'obtention de votre premier emploi. Le bon déroulement d'une césarienne nécessite l'acquisition de plusieurs compétences distinctes : préparation de l'animal, incisions des différents plans, sutures, gestion pré et post-opératoire de la mère et du ou des nouveau-né(s). Ce poste a pour but de vous faire travailler sur les différentes sutures à réaliser lors d'une césarienne de vache.

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- lister le matériel nécessaire à la réalisation des différentes sutures,
- citer le matériel (aiguille, fil) ainsi que les surjets, adaptés aux différents plans à suturer,
- réaliser les sutures suivantes : surjet simple perforant, surjet de Schmieden, surjet de Cushing, surjet à points passés.

Méthodologie

Préparatifs

Le matériel nécessaire à la réalisation des sutures se trouve dans la boîte posée sur la partie supérieure du mannequin. Dans cette boîte vous trouverez :

- une aiguille courbe à section ronde,
- une aiguille courbe à section triangulaire,
- une aiguille cadavérique,
- une paire de ciseaux Mayo droit,
- une bobine de fil nylon.

Réalisation pratique

La réalisation d'une césarienne de vache comprend 5 plans de suture (2 sutures utérines, 2 sutures musculaires et 1 suture cutanée) dont chacun fait l'objet d'une fiche méthodologique spécifique.

L'utérus est suturé en deux plans:

- Le premier plan consiste en un surjet perforant qui peut-être, au choix du chirurgien, un surjet simple ou un surjet de Schmieden.
- Le deuxième plan utérin consiste en un surjet enroulant non perforant (surjet de Cushing).

Les deux plans musculaires sont suturés à l'aide d'un surjet simple et le plan cutané suturé à l'aide d'un surjet à points passés.

Pour chacune des fiches, les consignes sont rédigées pour un chirurgien droitier. Les gauchers doivent inverser les orientations latérales (droite et gauche) lorsque celles-ci sont précisées.

Consignes à respecter après réalisation

Une fois l'exercice terminé, veuillez à bien défaire toutes les sutures que vous avez réalisées. Les résidus de fils de nylon seront éliminés dans une poubelle ordinaire, les instruments rangés dans la boîte qui sera remplacée à son emplacement initial (partie supérieure du mannequin), de même que la bobine de fil.

Rédaction
Vincent Mauffré

Révision
Henry Château

Approbation
08/03/16

Réaliser les sutures du flan lors d'une césarienne vache

2) Réalisation d'un nœud de chirurgien à la main

Vincent Mauffre

Justification du poste de travail

En chirurgie bovine, les sutures sont le plus souvent réalisées en prenant les tissus à suturer, l'aiguille et le fil, à pleine main, sans utiliser d'instrument (ni pince et ni porte-aiguille).

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- réaliser un nœud de chirurgien sans pince ni porte-aiguille

Méthodologie

Préparatifs

Prendre dans la boîte d'instrument l'une des trois aiguilles proposées et préparer un morceau de fil de nylon.

Réalisation pratique

- Passer le fil dans le chas de l'aiguille. Prendre aiguille, fil et tissus à la main, sans autre instrument. L'aiguille est saisie à pleine main et stabilisée à l'aide de l'index placé à 2-3 cm de l'extrémité de l'aiguille (photo 1).
- Présenter l'aiguille sur le bord droit de la plaie à suturer (photo 1). Traverser le bord de la plaie depuis l'extérieur vers l'intérieur (photo 2). Traverser la plaie puis le bord opposé de celle-ci (gauche) depuis l'intérieur vers l'extérieur de la plaie (photo 3).



- Tirer alors sur le fil. La partie du fil comprise entre l'aiguille et la plaie (côté gauche) porte le nom de « grand chef », la partie comprise entre la plaie et l'extrémité libre du fil (côté droit) celui de « petit chef ». Ajuster la longueur de vos chefs de façon à conserver un petit chef d'une longueur d'environ 5 cm (photo 4). Pendant la réalisation du nœud, l'aiguille et l'extrémité libre du grand chef sont maintenus dans la main (photo 5).



- Le nœud de chirurgien est composé d'une succession d'au moins 5 demi-nœuds : un demi-nœud de serrage, un demi-nœud d'appui et 3 à 5 demi-nœuds de sécurité en fonction du fil utilisé.

5. **Demi-nœud de serrage** : prendre le grand chef et le disposer par-dessus la plaie en direction du côté droit. Prendre le petit chef et l'enrouler autour du grand chef (2 tours) puis tirer sur les deux chefs du côté opposé à leur origine (vers la gauche pour le petit chef, vers la droite pour le grand chef) de façon ce que le demi-nœud de serrage se présente à plat sur la plaie (photo 6). Serrer fortement le demi-nœud (photos 7-8).



6. **Demi-nœud d'appui** : enrouler (1 tour) le petit chef et le grand chef (photo 9) puis tirer sur les deux brins du côté opposé à leur origine (le petit chef était passé à gauche -> tirer vers la droite, le grand chef était passé à droite -> tirer vers la gauche) de façon ce que le demi-nœud d'appui se présente à plat sur le demi-nœud de serrage. Serrer fortement le demi-nœud (photos 10-11).



7. **Demi-nœud de sécurité** : recommencer l'opération précédente 3 à 5 fois en fonction du fil utilisé (3 fois pour un fil tressé, 5 fois pour un fil monobrin) en prenant soin de bien croiser systématiquement les chefs. Bien serrer entre chaque demi-nœud en insistant encore plus fortement sur le dernier demi-nœud de sécurité.

8. Une fois le dernier demi-nœud serré, couper les deux chefs (point simple) ou le petit chef uniquement (surjet) (photos 12-14).



Simulateur de césarienne de vache (module sutures)
3) 1^{er} plan de suture utérine (surjet de Schmieden)
Vincent Mauffre

Justification du poste de travail

Le premier plan de suture de l'utérus est fondamental : il garantit l'étanchéité de la suture utérine. Ce surjet est un surjet perforant : l'intégralité de la paroi utérine (endomètre, myomètre et séreuse) doit être chargée à chaque point.

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- choisir l'aiguille adaptée au type de suture à réaliser,
- réaliser un surjet perforant (surjet de Schmieden).

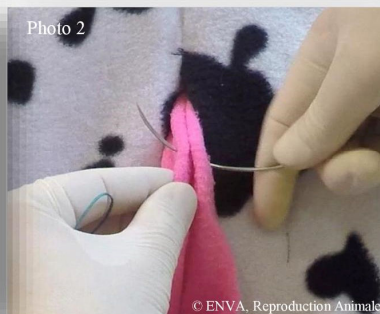
Méthodologie

Préparatifs

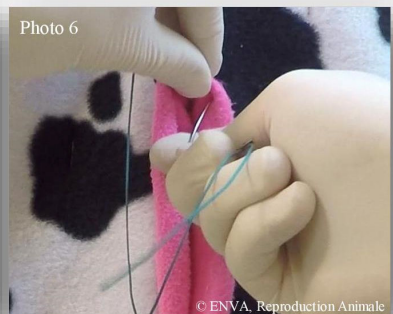
Prendre dans la boîte d'instrument l'aiguille courbe à section ronde, aiguille atraumatique utilisée pour suturer l'utérus et préparer un fil de longueur équivalente à deux fois celle de l'incision utérine.

Réalisation pratique

1. Passer le fil dans le chas de l'aiguille. Aiguille et tissus sont saisis à la main, sans autre instrument.
2. En partant de l'extérieur de l'utérus, piquer au niveau de la commissure supérieure de la plaie utérine (tissu rose), 1 cm à droite de la plaie, et traverser les deux épaisseurs de tissu (représentant le myomètre et l'endomètre). L'aiguille ressort à l'intérieur de l'utérus (photo 1). Piquer l'autre bord de la plaie en face de votre point de sortie en partant cette fois-ci de l'intérieur de l'utérus et en ressortant à l'extérieur (photo 2). Faire passer le fil puis tirer dessus de façon à laisser un petit chef de quelques centimètres seulement. Nouer alors votre petit chef et votre grand chef en réalisant un nœud de chirurgien (Cf. fiche « Réalisation d'un nœud de chirurgien sans instrument »)(photo 3).



3. Une fois votre nœud de chirurgien réalisé (photo 3), commencer votre surjet en prenant soin de toujours maintenir une tension suffisante sur le grand chef pour éviter que votre surjet ne se relâche. Descendre de 1,5 cm sous votre nœud, saisir le côté gauche de la plaie puis traverser l'épaisseur de la paroi depuis l'intérieur de la cavité utérine vers l'extérieur de l'utérus en ressortant à 1 cm du bord de la plaie (photo 4). Serrer le point (photo 5). Descendre d'environ 1,5 cm par rapport à votre précédent point de sortie, saisir le côté opposé de la plaie (côté droit) puis traverser la paroi utérine en partant de nouveau depuis l'intérieur de la cavité utérine vers l'extérieur de l'utérus (photo 6).

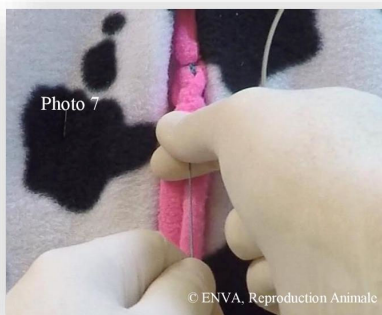


Rédaction
Vincent Mauffré

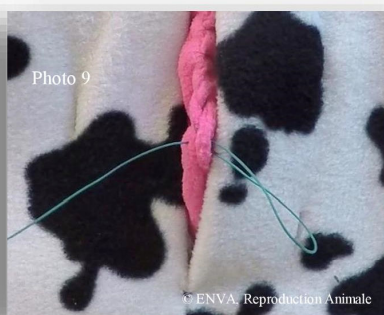
Révision
Henry Château

Approbation
08/03/16

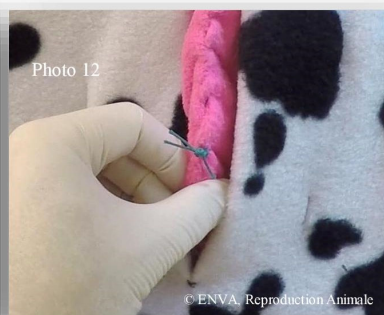
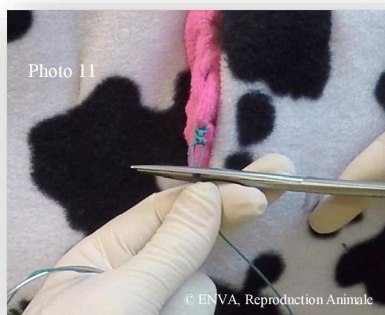
4. Pour serrer votre surjet, une fois le fil entièrement passé dans le point que vous venez de réaliser, orienter le fil dans l'axe de la plaie à l'aide de la main qui tient le fil, puis à l'aide de l'autre main, prendre le fil entre le pouce et l'index puis glisser le long du fil jusqu'à faire remonter les tissus vers la partie déjà suturée (photo 7). Ne jamais tirer directement avec le fil en soulevant l'organe sous peine d'entraîner la déchirure de ce dernier. Une fois votre surjet serré, maintenir la tension dans le fil.



5. Répéter l'opération en changeant alternativement de côté, de façon à ce que les points ne s'affrontent pas (décalage d'environ 1,5 cm) et en prenant soin de toujours traverser la paroi en partant de l'intérieur de la cavité utérine.
6. Une fois la plaie entièrement refermée, faire un dernier point en piquant du côté de votre dernier point de sortie, et ressortant du côté opposé (photo 8) en s'assurant d'être passé par l'intérieur de la cavité utérine (point de nouveau perforant). Tirer sur le fil de façon à garder du côté de votre point d'entrée une boucle (photo 9) qui va servir de petit chef (photo 10) pour réaliser le nœud de chirurgien qui vient bloquer le surjet.



7. Réaliser un nœud de chirurgien entre la boucle générée à l'étape précédente (petit chef) et votre grand chef.
8. Une fois votre nœud posé et serré (photo 11), couper l'excédent de fil au niveau des deux nœuds de façon à ne laisser qu'un demi centimètre de fil adjacent au nœud (photos 12-13).



Consignes à respecter après réalisation

Une fois votre surjet achevé, votre utérus doit avoir l'aspect suivant (photo 13).

Réaliser les sutures du flan lors d'une césarienne vache
4) 1^{er} plan de suture utérine (surjet simple perforant)
Vincent Mauffre

Justification du poste de travail

Le premier plan de suture de l'utérus est fondamental : il garantit l'étanchéité de la suture utérine. Ce surjet est un surjet perforant : l'intégralité de la paroi utérine (endomètre, myomètre et séreuse) doit être chargée à chaque point.

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- choisir l'aiguille adaptée au type de suture à réaliser,
- réaliser un surjet perforant (surjet simple).

Méthodologie

Préparatifs

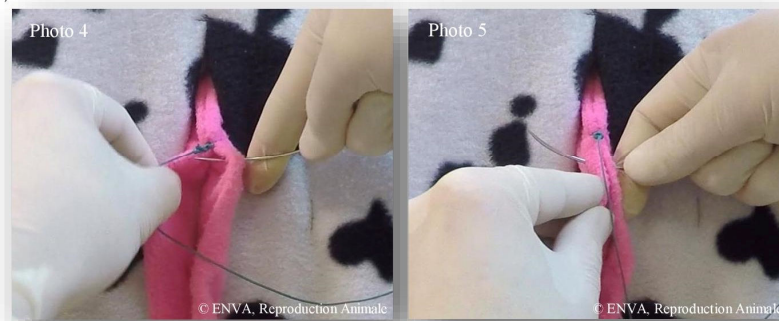
Prendre dans la boîte d'instrument l'aiguille courbe à section ronde, aiguille atraumatique utilisée pour suturer l'utérus et préparer un fil de longueur équivalente à deux fois celle de l'incision utérine.

Réalisation pratique

1. Passer le fil dans le chas de l'aiguille. Aiguille et tissus sont saisis à la main, sans autre instrument.
2. En partant de l'extérieur de l'utérus, piquer au niveau de la commissure supérieure de la plaie utérine (tissu rose), 1 cm à droite de la plaie, et traverser les deux épaisseurs de tissu (représentant le myomètre et l'endomètre). L'aiguille ressort à l'intérieur de l'utérus (photo 1). Piquer l'autre bord de la plaie en face de votre point de sortie en partant cette fois-ci de l'intérieur de l'utérus et en ressortant à l'extérieur (photo 2). Faire passer le fil puis tirer dessus de façon à laisser un petit chef de quelques centimètres seulement. Nouer alors votre petit chef et votre grand chef en réalisant un nœud de chirurgien (Cf. fiche « Réalisation d'un nœud de chirurgien sans instrument »)(photo 3).



3. Une fois votre nœud de chirurgien réalisé (photo 3), commencer votre surjet en prenant soin de toujours maintenir une tension suffisante sur le grand chef pour éviter que votre surjet ne se relâche. Descendre de 1,5 cm sous votre nœud, saisir le côté droit de la plaie, piquer le bord de la plaie 1 cm à droite de la plaie, puis traverser l'épaisseur de la paroi depuis l'extérieur de l'utérus vers l'intérieur de ce dernier (photo 4). Piquer alors, au même niveau que votre point de sortie, sur le côté opposé de la plaie. Traverser la paroi en partant cette fois-ci de l'intérieur de la cavité utérine et en ressortant à l'extérieur de l'utérus, 1 cm à gauche de la plaie (photo 5).



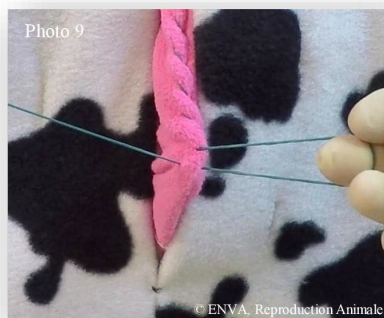
4. Pour serrer votre surjet, une fois le fil entièrement passé dans le point que vous venez de réaliser, orienter le fil dans l'axe de la plaie à l'aide de la main qui tient le fil, puis à l'aide de l'autre main, prendre le fil entre le pouce et l'index puis glisser le long du fil jusqu'à faire remonter les tissus vers la partie déjà suturée (photo 6). Ne jamais tirer directement avec le fil en soulevant l'organe sous peine d'entraîner la déchirure de ce dernier. Une fois votre surjet serré, maintenir la tension dans le fil.



5. Tout en maintenant la tension sur votre fil, descendre de 1,5 cm par rapport à votre précédent point puis réaliser un point comme décrit à l'étape 3 (photos 7-8). Serrer votre surjet comme décrit précédemment puis répéter l'opération en vous déplaçant vers la partie inférieure de la plaie.



6. Une fois la plaie entièrement refermée, faire un dernier point et tirer sur le fil de façon à garder du côté de votre point d'entrée une boucle (photo 9) qui va vous servir de petit chef pour la réalisation du nœud de chirurgien qui vient arrêter votre surjet (photo 10). Réaliser un nœud de chirurgien entre la boucle générée à l'étape précédente (petit chef) et votre grand chef. Une fois votre nœud posé, couper l'excédent de fil au niveau des deux nœuds de façon à ne laisser qu'un demi centimètre de fil adjacent au nœud (photo 11).



Consignes à respecter après réalisation

Une fois votre surjet achevé, votre utérus doit avoir l'aspect suivant (photo 11).

Réaliser les sutures du flan lors d'une césarienne vache
5) 2^{ème} plan de suture utérine
(surjet enfouissant non perforant : surjet de Cushing)
Vincent Mauffre

Justification du poste de travail

Le deuxième plan de suture utérine consiste en un surjet non perforant enfouissant. La présence de ce surjet est indispensable pour garantir l'étanchéité de la plaie et prévenir l'apparition d'adhérences entre l'utérus et les viscères abdominaux.

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- choisir l'aiguille adaptée au type de suture à réaliser,
- réaliser un surjet non-perforant enfouissant (surjet de Cushing).

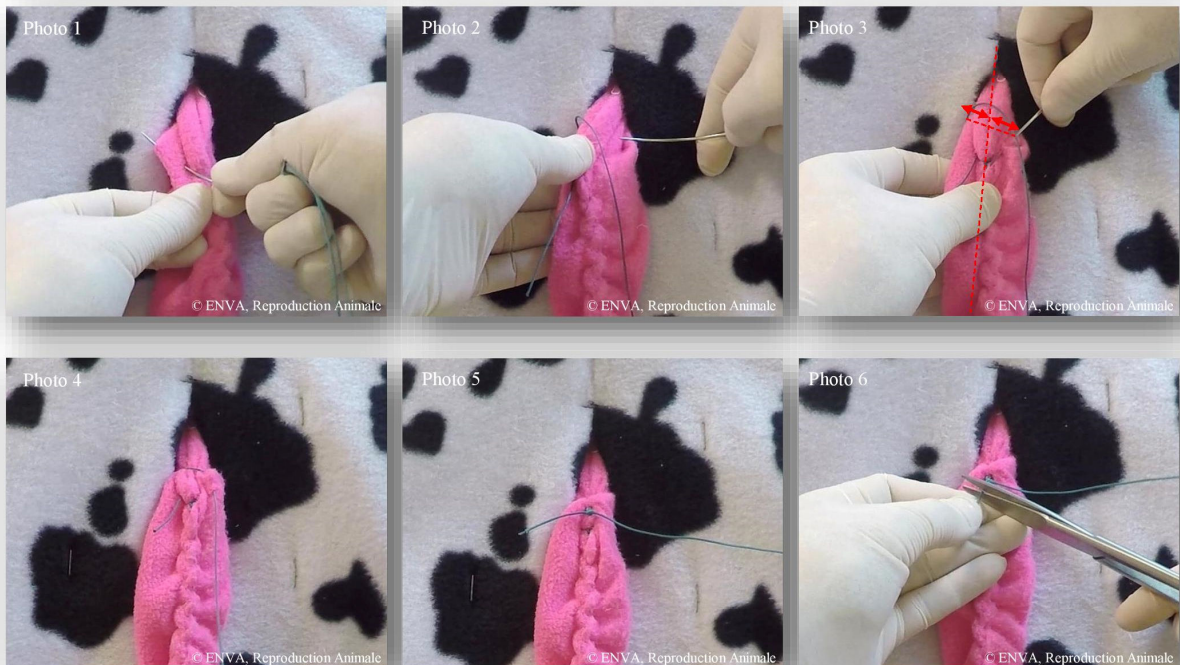
Méthodologie

Préparatifs

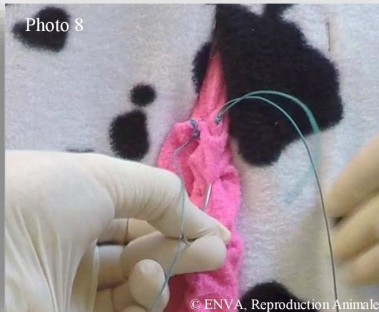
Prendre dans la boîte d'instrument l'aiguille courbe à section ronde, aiguille atraumatique utilisée pour suturer l'utérus et préparer un fil de longueur équivalente à deux fois celle de l'incision utérine.

Réalisation pratique

1. Passer le fil dans le chas de l'aiguille. Aiguille et tissus sont saisis à la main, sans autre instrument.
2. Se placer 1,5 cm au-dessus à gauche du nœud supérieur de votre surjet précédent. Piquer dans la paroi utérine et sans la traverser (rester dans l'épaisseur de la paroi) ressortir à environ 1,5 cm en haut à gauche de votre point d'entrée (photo 1). Imaginer une droite passant par l'axe de la plaie, piquer la paroi utérine sur son côté opposé à équidistance de cette droite, c'est-à-dire 3 cm en haut à droite du nœud supérieur du point précédent (photos 2-3) et tout en restant dans l'épaisseur de la paroi, ressortir 1,5 cm en bas à gauche de votre point d'entrée (et donc 1,5 cm en haut à droite du nœud supérieur du surjet précédent) (photo 3). Tirer sur le grand chef de façon à conserver un petit chef d'une longueur de quelques cm (photo 4). Faire un nœud de chirurgien (Cf. fiche méthodologique correspondante). Ce nœud génère un bourrelet sous lequel il s'enfouit (photo 5). Couper le petit chef 5 mm au-dessus du nœud (photo 6).

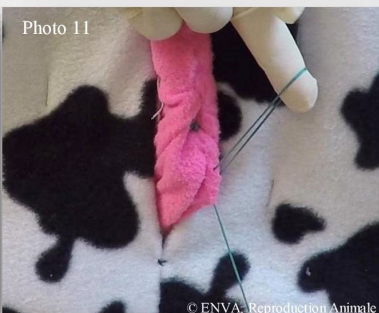
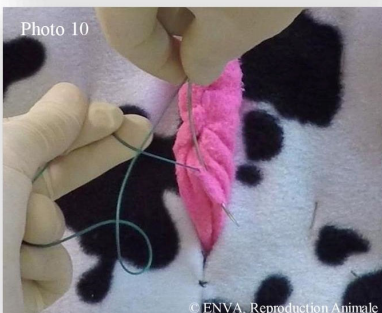


3. Piquer la paroi utérine au niveau de ce bourrelet indistinctement 1 cm à droite ou à gauche (photo 7) de la suture du plan inférieur puis ressortir 3 cm plus bas, parallèlement à la plaie (photo 8). Tirer sur le grand chef dans l'axe de la plaie, vers le bas, puis faire glisser les tissus le long du fil avec votre autre main pour serrer le surjet. Ne jamais serrer le surjet en tirant sur le grand chef en remontant vers l'origine du surjet, au risque de provoquer le déchirement de l'utérus. Piquer l'utérus sur le côté opposé de la plaie, à égale distance du bord de la plaie, 1 cm en amont de votre point de sortie (photo 9). Faire progresser l'aiguille dans l'épaisseur de la paroi utérine (sans la traverser) parallèlement à l'axe de la plaie et ressortir 3 cm plus bas (photo 9).



4. Recommencer l'opération jusqu'à recouvrir le nœud inférieur du surjet précédent.

5. Fin du surjet. Piquer la paroi utérine juste en dessous de votre point de sortie et, en restant dans l'épaisseur de la paroi, ressortir 1,5 cm en bas à droite de votre point d'entrée (photo 10). Tirer sur le grand chef en prenant de soin de conserver une boucle avec le brin situé en amont de votre point d'entrée (photo 11) et qui vous servira de petit chef pour la réalisation du nœud d'arrêt du surjet. Piquer la paroi utérine sur le côté opposé à l'axe de la plaie au même niveau et à équidistance de l'axe de la plaie ; ressortir du même côté de la plaie 1 cm au-dessus du niveau de la boucle (située sur le côté opposé de la plaie) (photo 12). Réaliser un nœud de chirurgien entre la boucle que vous avez conservée (petit chef) et votre grand chef (photo 13). Ce nœud doit s'enfouir au maximum. Couper les chefs 5 millimètres au-dessus du nœud (photo 14).



Consignes à respecter après réalisation

Une fois votre surjet achevé, votre utérus doit avoir l'aspect suivant (photo 15). Le fil de suture ne doit pas être visible le long de la plaie. Le nœud supérieur doit être totalement enfoui et le nœud inférieur enfoui au maximum.

Simulateur de césarienne de vache (module sutures)
6) 1^{er} plan de suture musculaire (surjet simple perforant)
Vincent Mauffre

Justification du poste de travail

Le premier plan de suture musculaire comprend en réalité la suture de 3 couches : le péritoine, le muscle transverse et le muscle oblique interne. Dans ce simulateur, ce plan musculaire est matérialisé par une unique couche de tissu blanc épais. Cette suture doit être étanche pour permettre à la cavité abdominale d'être de nouveau sous vide et résistante pour éviter la survenue de hernies.

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- choisir l'aiguille adaptée au type de suture à réaliser
- réaliser un surjet simple perforant

Méthodologie

Préparatifs

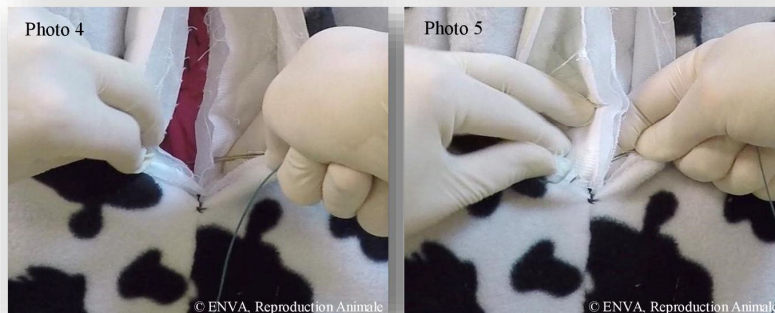
Prendre dans la boîte d'instrument l'aiguille courbe à section triangulaire, aiguille de choix pour la suture des plans musculaires, et préparer un fil de longueur équivalente à deux fois celle du plan à refermer.

Réalisation pratique

1. Passer le fil dans le chas de l'aiguille. Aiguille et tissus sont saisis à la main, sans autre instrument.
2. Ce surjet doit démarrer en partie ventrale de la plaie et être achevé en partie dorsale. En effet, le dernier point, se faisant à l'aveugle, le risque de ponctionner un organe viscéral est ainsi réduit (par gravité et avec la présence d'air au sein de la cavité abdominale consécutive à la laparotomie, les organes abdominaux sont situés majoritairement en partie déclive de la plaie). En partant de l'extérieur de ce plan musculaire, piquer au niveau de la commissure inférieure de la plaie, 1 cm à droite de la plaie puis traverser le tissu (représentant péritoine, muscle transverse, muscle oblique interne). L'aiguille ressort à l'intérieur de la plaie (photo 1). Piquer l'autre bord de la plaie en face de votre point de sortie en partant cette fois-ci de l'intérieur et en ressortant 1 cm à gauche à l'extérieur de la plaie (photo 2). Faire passer le fil puis tirer sur le grand chef de façon à laisser un petit chef de quelques centimètres seulement (photo 3). Nouer alors votre petit chef et votre grand chef en réalisant un nœud de chirurgien (Cf. fiche « Réalisation d'un nœud de chirurgien sans instrument »).



3. Une fois votre nœud de chirurgien réalisé, commencer votre surjet en prenant soin de toujours maintenir une tension suffisante sur le grand chef pour éviter que votre surjet ne se relâche. Monter 2 cm au-dessus de votre nœud, saisir le côté droit de la plaie, piquer 1 cm à droite de la plaie puis traverser l'épaisseur de la paroi depuis l'extérieur vers l'intérieur (photo 4). Piquer alors au même niveau que votre point de sortie, sur le côté opposé de la plaie. Traverser la paroi en partant cette fois-ci de l'intérieur et en ressortant 1 cm à gauche à l'extérieur de la plaie (photo 5). Tirer sur le fil.



Rédaction
Vincent Mauffre

Révision
Henry Château

Approbation
08/03/16

4. Pour serrer votre surjet, une fois le fil entièrement passé dans le point que vous venez de réaliser, orienter le fil dans l'axe de la plaie à l'aide de la main qui tient le fil, puis à l'aide de l'autre main, prendre le fil entre le pouce et l'index et glisser le long du fil jusqu'à faire remonter les tissus vers la partie déjà suturée. Ne jamais tirer directement avec le fil perpendiculairement à l'axe de la plaie sous peine d'entraîner des déchirures musculaires. Une fois votre surjet serré, maintenir la tension dans le fil.
5. Répéter l'opération en progressant par intervalle de 2 cm le long de la plaie vers sa partie supérieure en veillant à ce que le surjet soit bien serré.
6. Une fois la plaie entièrement refermée, faire un dernier point en s'assurant d'être passé par l'intérieur de la plaie (point de nouveau perforant) (photo 6). Tirer sur le fil de façon à garder du côté de votre point d'entrée une boucle qui va vous servir de petit chef pour la réalisation du nœud de chirurgien qui vient arrêter votre surjet (photo 7). Réaliser un nœud de chirurgien entre la boucle générée à l'étape précédente (petit chef) et votre grand chef. Une fois votre nœud posé, couper l'excédent de fil au niveau des deux nœuds de façon à ne laisser qu'un demi centimètre de fil adjacent au nœud (photo 8).



Consignes à respecter après réalisation

Une fois votre surjet achevé, votre suture doit avoir l'aspect suivant (photo 9). Il ne doit pas être possible de glisser un instrument (type clamp hémostatique) à travers votre suture.



Réaliser les sutures du flan lors d'une césarienne vache
7) 2^{ème} plan de suture musculaire (surjet simple perforant)
Vincent Mauffre

Justification du poste de travail

Le deuxième plan de suture musculaire concerne la couche musculaire la plus externe : le muscle oblique externe. Dans ce simulateur, ce plan musculaire est matérialisé par une unique couche de tissu blanc épais. Cette suture est distincte de la précédente pour renforcer la fermeture de la paroi musculaire sujette à de nombreuses contraintes ; elle participe également à la prévention de la survenue de hernies.

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- choisir l'aiguille adaptée au type de suture à réaliser,
- réaliser un surjet simple perforant.

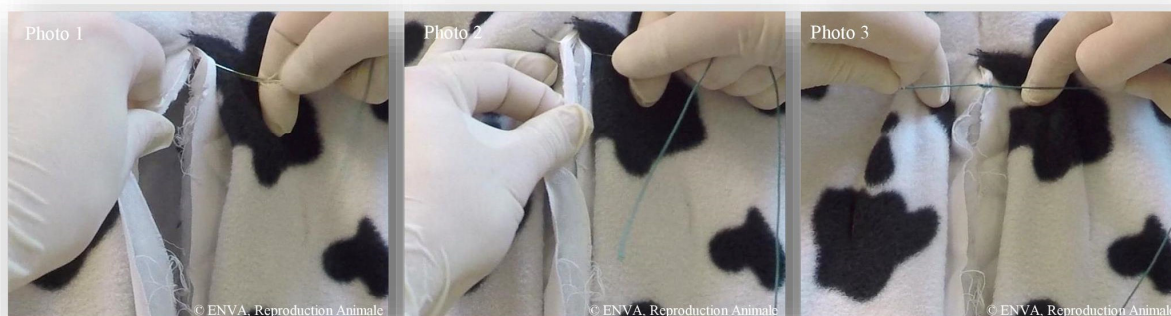
Méthodologie

Préparatifs

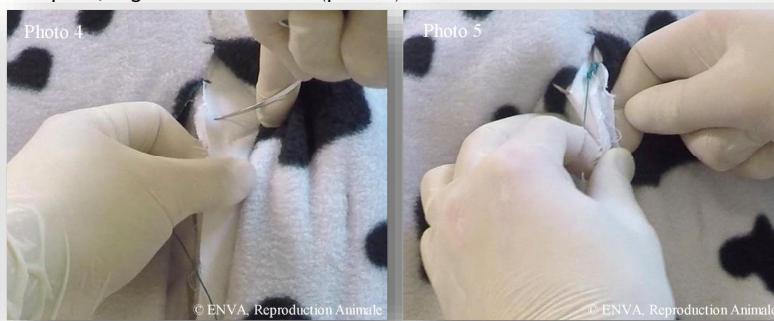
Prendre dans la boîte d'instrument l'aiguille courbe à section triangulaire, aiguille de choix pour la suture des plans musculaires, et préparer un fil de longueur équivalente à deux fois celle du plan à refermer.

Réalisation pratique

1. Passer le fil dans le chas de l'aiguille. Aiguille et tissus sont saisis à la main, sans autre instrument.
2. Ce surjet peut être commencé indistinctement en partie dorsale ou ventrale selon la préférence du chirurgien. Il est cependant plus facile de réaliser ce surjet en partant de la région dorsale. En partant de l'extérieur de ce plan musculaire, piquer au niveau de la commissure supérieure de la plaie, 1 cm à droite de la plaie, traverser le tissu (représentant le muscle oblique externe). L'aiguille ressort à l'intérieur de la plaie (photo 1). Piquer l'autre bord de la plaie en face de votre point de sortie en partant cette fois-ci de l'intérieur et en ressortant 1 cm à gauche à l'extérieur de la plaie (photo 2). Faire passer le fil puis tirer sur le grand chef de façon à laisser un petit chef de quelques centimètres seulement. Nouer alors votre petit chef et votre grand chef en réalisant un nœud de chirurgien (Cf. fiche « Réalisation d'un nœud de chirurgien sans instrument ») (photo 3).



3. Une fois votre nœud de chirurgien réalisé, commencer votre surjet en prenant soin de toujours maintenir une tension suffisante sur le grand chef pour éviter que votre surjet ne se relâche. Descendre de 2 cm sous votre nœud, saisir le côté droit de la plaie, piquer 1 cm à droite de la plaie puis traverser l'épaisseur de la paroi depuis l'extérieur vers l'intérieur (photo 4). Piquer alors au même niveau que votre point de sortie, sur le côté opposé de la plaie. Traverser la paroi en partant cette fois-ci de l'intérieur et en ressortant 1 cm à gauche à l'extérieur de la plaie, à gauche de votre fil (photo 5).



4. Pour serrer votre surjet, une fois le fil entièrement passé dans le point que vous venez de réaliser, orienter le fil dans l'axe de la plaie à l'aide de la main qui tient le fil, puis à l'aide de l'autre main, prendre le fil entre le pouce et l'index et glisser le long du fil jusqu'à faire remonter les tissus vers la partie déjà suturée. Ne jamais tirer directement avec le fil perpendiculairement à l'axe de la plaie sous peine d'entraîner des déchirures musculaires. Une fois votre surjet serré, maintenir la tension dans le fil.
5. Répéter l'opération en progressant par intervalle de 2 cm le long de la plaie vers sa partie inférieure en veillant à ce que le surjet soit bien serré.
6. Une fois la plaie entièrement refermée, faire un dernier point en s'assurant d'être passé par l'intérieur de la plaie (point de nouveau perforant) (photo 6). Tirer sur le fil de façon à garder du côté de votre point d'entrée une boucle qui va vous servir de petit chef (photo 7) pour la réalisation du nœud de chirurgien qui vient arrêter votre surjet. Réaliser un nœud de chirurgien entre la boucle générée à l'étape précédente (petit chef) et votre grand chef. Une fois votre nœud posé, couper l'excédent de fil au niveau des deux nœuds de façon à ne laisser qu'un demi centimètre de fil adjacent au nœud (photo 8).



Consignes à respecter après réalisation

Une fois votre surjet achevé, votre suture doit avoir l'aspect suivant (photo 9). Il ne doit pas être possible de glisser un instrument (type clamp hémostatique) à travers votre suture.



Réaliser les sutures du flan lors d'une césarienne vache

8) Plan de suture cutané (surjet à points passés)

Vincent Mauffre

Justification du poste de travail

La suture cutanée est la seule qui sera et restera visible par l'éleveur. Outre sa qualité de réalisation qui conditionne la cicatrisation cutanée, c'est entre autre sur l'aspect esthétique de cette suture que l'éleveur jugera votre aptitude à réaliser des césariennes.

Objectifs d'apprentissage

Etre capable de :

- choisir l'aiguille adaptée au type de suture à réaliser,
- réaliser un surjet à points passés.

Méthodologie

Préparatifs

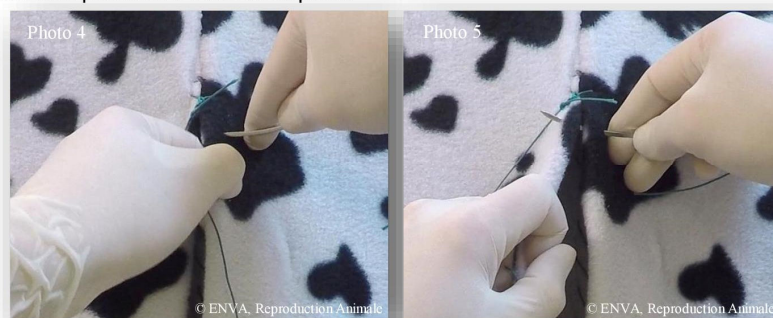
Prendre dans la boîte d'instrument l'aiguille cadavérique, aiguille de choix pour la suture de la peau (cuir épais) des bovins et préparer un fil de longueur équivalente à deux fois celle du plan à refermer.

Réalisation pratique

1. Passer le fil dans le chas de l'aiguille. Aiguille et tissus sont saisis à la main, sans autre instrument.
2. Ce surjet doit être commencé en partant de la région dorsale de la plaie. En partant de l'extérieur de ce plan cutané, piquer au niveau de la commissure supérieure de la plaie, 1 cm à droite de la plaie et traverser le tissu (représentant la peau). L'aiguille ressort à l'intérieur de la plaie (photo 1). Piquer l'autre bord de la plaie en face de votre point de sortie en partant cette fois-ci de l'intérieur et en ressortant 1 cm à gauche à l'extérieur de la plaie (photo 2). Faire passer le fil puis tirer sur le grand chef de façon à laisser un petit chef de quelques centimètres seulement. Nouer alors votre petit chef et votre grand chef en réalisant un nœud de chirurgien (Cf. fiche « Réalisation d'un nœud de chirurgien sans instrument ») (photo 3).



3. Une fois votre nœud de chirurgien réalisé (photo 3), commencer votre surjet en prenant soin de toujours maintenir une tension suffisante sur le grand chef pour éviter que votre surjet ne se relâche. Descendre de 2 cm sous votre nœud, saisir le côté droit de la plaie, piquer 1 cm à droite de la plaie puis traverser l'épaisseur de la peau depuis l'extérieur vers l'intérieur (photo 4). Piquer alors au même niveau que votre point de sortie, sur le côté opposé de la plaie. Traverser la peau en partant cette fois-ci de l'intérieur et en ressortant 1 cm à gauche à l'extérieur, entre le bord de la plaie et le reste du fil (photo 5). Tirer sur le fil. La jonction entre deux points successifs doit être parallèle à l'axe de la plaie.



Rédaction
Vincent Mauffré

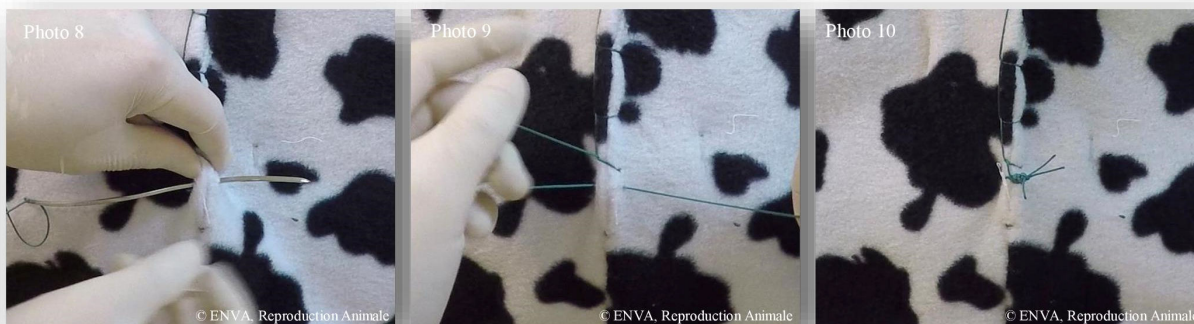
Révision
Henry Château

Approbation
08/03/16

4. Répéter l'opération en progressant le plus régulièrement possible par intervalle de 2 cm le long de la plaie vers sa partie inférieure (photo 6-7).



5. Une fois la plaie entièrement refermée, faire un dernier point en piquant du côté de votre dernier point de sortie, et ressortant du côté opposé en s'assurant d'être passé par l'intérieur de la plaie (point toujours perforant) (photo 8). Tirer sur le fil de façon à garder du côté de votre point d'entrée une boucle qui va vous servir de petit chef (photo 9) pour la réalisation du nœud de chirurgien qui vient arrêter votre surjet. Réaliser un nœud de chirurgien entre la boucle générée à l'étape précédente (petit chef) et votre grand chef. Une fois votre nœud posé, couper l'excédent de fil au niveau des deux nœuds de façon à ne laisser 1,5 cm de fil adjacent au nœud (photo 10).



Consignes à respecter après réalisation

Une fois votre surjet achevé, votre suture doit avoir l'aspect suivant (photo 11). La peau doit être bien bord à bord, ni éversée, ni inversée.



CRÉATION D'UN MANNEQUIN DE SIMULATION POUR L'APPRENTISSAGE DE LA CÉSARIENNE CHEZ LA BREBIS

AUTEUR : Marie-Nour VIRIOT

RÉSUMÉ :

La césarienne chez les ruminants est un acte courant de la pratique vétérinaire rurale. Cependant, les opportunités de la pratiquer pendant le cursus vétérinaire sont très peu nombreuses. En effet, il devient contestable d'un point de vue éthique de s'exercer sur des animaux dédiés à cet usage. De plus, l'approvisionnement en animaux vivants est onéreux pour les écoles vétérinaires. Les occasions de s'exercer vont donc en se raréfiant alors même que le nombre d'étudiants vétérinaires ne cesse d'augmenter.

Dans ce contexte, l'objectif de cette thèse était de mettre au point un simulateur de césarienne de brebis pour permettre aux élèves de se familiariser avec l'anatomie de la brebis gestante et avec le protocole chirurgical de la césarienne. En effet, de nombreuses études parues sur des modèles de simulation ont montré les bénéfices de ceux-ci sur la réalisation de chirurgies ultérieures et l'augmentation de la confiance en soi de l'étudiant. Le mannequin a été réalisé de manière à être le plus fidèle possible à la réalité d'un point de vue anatomique et tactile. Des matériaux du quotidien ont été utilisés pour un coût de fabrication raisonnable. La fabrication du mannequin est détaillée pas à pas pour une reproduction facile. Des ateliers accompagnés de fiches explicatives ont ensuite été créés pour entraîner les étudiants aux différentes étapes de la césarienne.

MOTS CLÉS :

ENSEIGNEMENT VÉTÉRINAIRE, APPRENTISSAGE, SIMULATION, CÉSARIENNE, BREBIS, OVIN, CHIRURGIE, ENVA, VETSIMS

JURY :

Président : Pr Jean-Claude PAIRON

1^{er} Assesseur : Dr Fabienne CONSTANT

2^{ème} Assesseur : Pr Henry CHATEAU

CREATION OF A SIMULATING-MANNEQUIN FOR THE LEARNING OF CAESAREAN IN EWE

AUTHOR: Marie-Nour VIRIOT

SUMMARY:

Caesarean in ruminants is a common act in the rural veterinary practice. However, there are very few opportunities to practice it during the veterinary curriculum. Indeed, it may become questionable from an ethical point of view to practice on animals specifically dedicated to this use. In addition, the supply of live animals is expensive for veterinary schools. Opportunities to practice are therefore becoming increasingly scarce even though the number of veterinary students continues to increase.

The objective of this work was therefore to develop an ewe's caesarean simulator to allow students to familiarize themselves with the anatomy of the pregnant ewe and with the surgical protocol of the caesarean. Indeed, many studies published on simulation models have shown the benefits of these on the realization of subsequent surgeries and the increase in self-confidence of the student. The mannequin was designed to be as close as possible to reality from both anatomical and tactile points of view. Everyday materials were used as to assure a reasonable manufacturing cost. The production of the mannequin is detailed step by step for an easy reproduction. Workshops with explanatory sheets have also been created to train students at the various stages of the caesarean.

KEYWORDS:

VETERINARY EDUCATION, LEARNING, SIMULATION, CESAREAN, EWE, SHEEP, SURGERY, ENVA, VETSIMS

JURY:

Chairperson: Pr Jean-Claude PAIRON

1st Assessor: Dr Fabienne CONSTANT

2nd Assessor: Pr Henry CHATEAU