



HAL
open science

**Modélisation de pièces anatomiques en trois dimensions
(3d) par photogrammétrie : application à l'appareil
génital de la vache, mode d'emploi et usages
pédagogiques**

Mathilde Gaudillère

► **To cite this version:**

Mathilde Gaudillère. Modélisation de pièces anatomiques en trois dimensions (3d) par photogrammétrie : application à l'appareil génital de la vache, mode d'emploi et usages pédagogiques. Médecine vétérinaire et santé animale. 2024. dumas-04748350

HAL Id: dumas-04748350

<https://dumas.ccsd.cnrs.fr/dumas-04748350v1>

Submitted on 22 Oct 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.

MODÉLISATION DE PIÈCES ANATOMIQUES EN TROIS DIMENSIONS (3D) PAR PHOTOGRAMMÉTRIE : APPLICATION A L'APPAREIL GÉNITAL DE LA VACHE, MODE D'EMPLOI ET USAGES PÉDAGOGIQUES

THESE D'EXERCICE

pour obtenir le titre de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

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

GAUDILLERE Mathilde, Catherine

Directeur de thèse : M. Laurent-Xavier NOUVEL

JURY

PRESIDENT :

M. Paul GUERBY

Professeur à l'Université Paul Sabatier de TOULOUSE

ASSEESSEURS :

M. Laurent-Xavier NOUVEL

Mme Agnès POUJADE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Ingénieure de recherche à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

MEMBRE INVITE :

M. Enrique DUMAS

Ingénieur DSI à l'Ecole Nationale Vétérinaire

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

Liste des directeurs/assesseurs de thèse de doctorat vétérinaire

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Pharmacologie, thérapeutique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et industrie des aliments d'origine animale*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, statistiques, modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la reproduction, endocrinologie*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du bétail et des animaux de basse-cour*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie médicale animale et comparée*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, anatomie pathologique*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootecnie*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et thérapeutique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation animale*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
- M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des équidés et des carnivores*
- M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, imagerie médicale*
- M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles*
- M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la reproduction*
- Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et industrie des denrées alimentaires d'origine animale*
- M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et toxicologie*
- M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et mathématiques*
- Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
- Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*

MAITRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **BRET Lydie**, *Physique et chimie biologiques et médicales*
- Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
- M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie, imagerie médicale*
- M. **COMBARROS Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
- Mme **DANIELS Hélène**, *Immunologie, bactériologie, pathologie infectieuse*
- Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et industrie des aliments*
- M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophthalmologie vétérinaire et comparée*
- Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
- M. **FUSADE-BOYER**, *Microbiologie et infectiologie*
- Mme **GRANAT Fanny**, *Biologie médicale animale*
- Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie, analgésie*
- M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des équidés*
- Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
- M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
- M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
- Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
- M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire, maladies animales réglementées*
- Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

INGENIEURS DE RECHERCHE

- M. **AUMANN Marcel**, *Urgences, soins intensifs*
- M. **AUVRAY Frédéric**, *Santé digestive, pathogénie et commensalisme des entérobactéries*
- M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie des ruminants*
- M. **CROVILLE Guillaume**, *Virologie et génomique cliniques*
- Mme **DIDIER Caroline**, *Anesthésie, analgésie*
- M. **DELPONT Mattias**, *Clinique Aviaire*
- Mme **DUPOUY GUIRAUTE Véronique**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
- Mme **GAILLARD Elodie**, *Urgences, soins intensifs*
- Mme **GEFFRE Anne**, *Biologie médicale animale et comparée*
- Mme **GRISEZ Christelle**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
- Mme **JEUNESSE Elisabeth**, *Bonnes pratiques de laboratoire*
- Mme **LAYSSOL-LAMOUR Catherine**, *Imagerie Médicale*
- Mme **POUJADE Agnès**, *Anatomie pathologique Vétérinaire*
- Mme **PRESSANTI Charline**, *Dermatologie vétérinaire*
- M. **RAMON PORTUGAL Felipe**, *Innovations thérapeutiques et résistances*
- M. **REYNOLDS Brice**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
- Mme **ROUCH BUCK Pétra**, *Médecine préventive*
- Mme **SAADA Chloé**, *Gestion intégrée de la santé des ruminants*

Remerciements

Aux membres du jury de cette thèse,

À Monsieur le Professeur Paul GUERBY,

Responsable du Service d'Obstétrique au CHU de Toulouse – Université Toulouse III

Qui m'a fait l'honneur d'accepter la présidence de mon jury de thèse.

Qu'il reçoive ici l'expression de ma gratitude et de ma gratitude et de mon plus profond respect.

À Monsieur le Professeur Laurent-Xavier NOUVEL,

Professeur de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie de la reproduction

Qui m'a fait l'honneur de superviser cette thèse. Pour son accompagnement et son soutien dans ce travail, et particulièrement pendant cette dernière année.

Qu'il trouve ici l'expression de mes remerciements les plus sincères.

À Madame Agnès POUJADE

Ingénieure de recherche et responsable de la plateforme autopsie de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anatomie Pathologie Vétérinaire

Qui a aimablement accepté de participer à ce jury de thèse et qui par sa présence embellie chaque jour le quotidien des étudiants. Qu'elle trouve ici l'expression de ma profonde reconnaissance.

À Monsieur Enrique DUMAS

Ingénieur à la Direction des Systèmes d'Information de l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse.

Qui a toujours su se rendre disponible et a apporté des remarques avisées. Qu'il reçoive ici l'expression de ma gratitude.

Table des matières

Table des annexes	9
Table des figures	11
Table des abréviations	15
Introduction	17
I. La palpation transrectale	17
A. Matériel nécessaire à la réalisation de la palpation transrectale.....	17
B. Rappels anatomiques des organes pouvant être palpés par voie transrectale.....	17
C. Enseignement de la palpation transrectale au sein l'ENVT.....	19
II. Intérêt de la simulation dans l'enseignement vétérinaire	20
A. Enjeux de l'apprentissage de la palpation transrectale pour les étudiants vétérinaires	20
B. La simulation au sein des ENV	21
C. Les modèles utilisés à l'ENVT	22
III. Problématique	24
Matériels et méthodes	26
I. Choix de la technique d'acquisition des pièces anatomiques	26
A. État des lieux des moyens d'acquisition en médecine	26
B. Apports de la photogrammétrie dans les sciences médicales	27
1. La photogrammétrie en médecine humaine.....	27
2. La photogrammétrie en médecine vétérinaire	27
C. Choix de la technique d'acquisition (tomodensitométrie ou photogrammétrie)	29
D. La photogrammétrie : définition et approche de la technique.....	30
II. Mise en place de l'organe à photographier : création d'un support à utérus	32
A. Création du support	32
1. Position physiologique de l'utérus	32
2. Praticité du support pour le nettoyage, l'utilisation et réalisation d'un plan	32
3. Fabrication du support	34
B. Suspension de véritables utérus	36
III. Obtention des photographies des utérus	39
A. Conditions de travail optimales pour acquérir les images	39
B. Acquisition avec le téléphone et l'application Scaniverse® : utérus 1 (U1).....	40

C.	Acquisition avec l'appareil photo et le logiciel RealityCapture®: utérus 2 (U2)	42
IV.	Obtention des modèles 3D sur ordinateur.....	42
A.	Conversion des fichiers en format STL	43
B.	Retouches des modèles 3D sur ordinateur avec le logiciel Blender®	45
C.	Réalisation des moules 3D comme négatif des modèles	47
V.	Création du moule à utérus par impression 3D.....	52
A.	Impression en 3D des six pièces constituant le moule.....	52
B.	Préparation des pièces post impression	55
C.	Assemblage des pièces du moule	55
VI.	Moulage de l'utérus en silicone	59
A.	Choix du silicone : polycondensation ou polyaddition ?	59
B.	Réalisation de la pâte de silicone	61
C.	Coulage du silicone dans le moule	64
D.	Démoulage de l'utérus après polymérisation	68
E.	Mise en place de l'utérus dans le modèle Breed'n Betsy®	70
	Résultats	73
	Discussion	77
I.	Évaluation de la méthode de création de l'utérus.....	77
A.	Acquisition des utérus.....	77
B.	Réalisation des moules	78
C.	Moulage en silicone	79
II.	Comparaison de l'utérus en silicone avec la réalité	79
	Perspectives d'évolution du modèle : enjeux et améliorations	80
I.	Création d'autres stades physiologiques et pathologiques	80
II.	Création d'autres organes	80
III.	Autres perspectives d'utilisation des modèles 3D.....	80
	Annexes	83
	Bibliographie.....	93

Table des annexes

Annexe 1 - Mode d'emploi : modélisation 3D de pièces anatomiques par photogrammétrie	83
Annexe 2 - Mode d'emploi silicone RTV HT33 (Real composites 2024)	87
Annexe 3 - Tableau de dilution à l'huile de silicone (Real composites 2024)	89

Table des figures

Figure 1 - Anatomie de l'appareil génital de la vache (Budras, Jahrmärker 2008).....	18
Figure 2 - Modèle Breed'n Betsy® de la salle de simulation de l'ENVT. A : vue caudale représentant le rectum et la vulve d'une vache. B. vue crâniale, rectum en jaune, utérus en bleu et bassin en gris.....	22
Figure 3 - Un des utérus du modèle Breed'n Betsy®. A : vue de profil. B : vue dorsale.	23
Figure 4 - Photo du modèle de simulation de Chloé Saada en vue latérale droite (Saada 2020)	24
Figure 5 - Le scanner Morpho 3D (Allain et al. 2021).....	28
Figure 6 - De l'acquisition aux données finales. Image 1 : acquisition de données. Image 2 : Nuage brut. Image 3 : Nuage après le nettoyage. Image 4 : Image finale. (Allain et al. 2021)	29
Figure 7 - Le principe de définition de la localisation spatiale d'un point à l'aide de la méthode de photogrammétrie. La localisation spatiale d'images ponctuelles peut être obtenue sur la base d'au moins deux images du même objet et des informations sur la localisation de ces deux points (Talevi et al. 2023)	31
Figure 8 - Modélisation de la tête du support en forme de croix. Cette tête suspend l'utérus bicorne.	33
Figure 9 - Modélisation du support à utérus à l'aide du logiciel Catia®	33
Figure 10 - Plan Catia® du support à utérus avec les dimensions exactes des différentes parties. A : vue de profil. B : vue du dessus.....	34
Figure 11 - Support à utérus assemblé	35
Figure 12 - Suspension d'un utérus physiologique Breed'n Betsy® grâce au support fabriqué	36
Figure 13 - Utérus de génisse de 2 ans. L'utérus a été récupéré lors d'une autopsie à l'ENVT.	37
Figure 14 - Utérus de génisse de 2 ans, premier essai de suspension. Des fils en nylon sont utilisés pour l'attacher au support. Les fils ont été passés grâce à des aiguilles roses....	37
Figure 15 - Utérus suspendu au support par du fil en nylon et maintenu en position grâce à une cathétérisation avec un fil de grillage, visible à droite de l'image en sortie de vagin.	38

Figure 16 - Utérus U2, suspendu par le support à utérus, éclairé par le portique de la salle d'autopsie de l'ENVT.	40
Figure 17 - Utérus U1 dans Scaniverse ®	41
Figure 18 - Logiciel RealityCapture® : un nuage de points est réalisé selon les différentes prises de vue matérialisées par des carrés représentant chaque photographie.	43
Figure 19 - Logiciel RealityCapture® : utérus après reconstitution du nuage de points.....	44
Figure 20 - Logiciel Blender® : Utérus U1 obtenu après nettoyage des éléments inutiles.....	45
Figure 21 - Logiciel Blender® : Utérus U2 après nettoyage et coupe transversale et perpendiculaire du vagin. Les triangles forment l'objet.....	46
Figure 22 - Utérus U2 après diminution du nombre de triangles par fusion entre ces triangles.	46
Figure 23 - Croquis de la découpe du volume afin de réaliser les pièces du moule vu du dessus	48
Figure 24 - Pièce du moule correspondant à la corne gauche de l'utérus, partie supérieure	49
Figure 25 - Pièce du moule correspondant à la corne gauche de l'utérus, partie inférieure ..	49
Figure 26 - Pièce du moule correspondant à la corne droite de l'utérus, partie supérieure ..	50
Figure 27 - Pièce du moule correspondant à la corne droite de l'utérus, partie inférieure	50
Figure 28 - Pièce du moule correspondant aux deux cornes, partie supérieure	51
Figure 29 - Pièce du moule correspondant aux deux cornes et aux ovaires de l'utérus	51
Figure 30 - Les 6 pièces du moule. A : Partie dorsale des deux cornes ; B : Partie ventrale des deux cornes et ovaires ; C : Corne gauche et col ; D : Corne droite et col ; E : Corne gauche et ovaire droit ; F : Corne droite et ovaire droit.....	53
Figure 31 - Moule assemblé. A : vue dorsale ; B : vue caudale (depuis la sortie du vagin) ; C : vue ventrale sans les 2 pièces ventrales ; D : vue dorsale sans les 3 pièces dorsales.	54
Figure 32 - Ponçage des surfaces internes des pièces du moule avec du papier abrasif	55
Figure 33 - Mise en place de chevilles en bois de diamètre 10 mm entre deux pièces du moule.	56
Figure 34 - Mise en place de sangles et de serre-joints pour fermer le moule et fixer les équerres.....	56
Figure 35 - Vérification de la congruence depuis l'intérieur du moule	57
Figure 36- Mise en place d'équerres entre deux pièces du moule	57
Figure 37 - Mise en place complète du moule lors du premier moulage.....	58
Figure 38 - Mise en place complète du moule pour le deuxième moulage.	58

Figure 39 - Silicone de moulage en deux parties : partie A (base) et partie B (catalyseur).....	60
Figure 40 - Pâtes pigmentaires pour silicone	61
Figure 41 - Versement progressif du catalyseur B dans la base A. Une balance est insérée sous le récipient afin de vérifier le poids au cours de l'opération.	62
Figure 42 - Silicone obtenu après mélange de la base, du catalyseur et des pâtes pigmentaires A : Utérus 33 Shore ; B : Utérus 26 Shore.	63
Figure 43 - Application de la graisse de vaseline au pinceau de manière homogène sur toutes les surfaces "utérines" des pièces.	64
Figure 44 - Première méthode de coulage du silicone à l'aide d'un entonnoir.....	65
Figure 45 - Montage final pour le durcissement du silicone dans le moule.....	66
Figure 46 - Sangle insérée dans le silicone afin d'attacher l'utérus au support Breed'n Betsy®.	67
Figure 47 - Utérus 20 Shore après retrait d'une des pièces du moule. Le silicone a coulé entre les pièces, cependant il se détache facilement.....	68
Figure 48 - Utérus en silicone après démoulage direct, le silicone qui avait coulé entre les pièces du moule est visible.	69
Figure 49 - Utérus après nettoyage et retrait des surplus de silicone.....	70
Figure 50 - Adaptateur scratch / bouton pression fixé sur le support Breed'n Betsy®	71
Figure 51- Scratch cousu sur la sangle d'un utérus. Cette partie est complémentaire de celle de l'adaptateur.	72
Figure 52 - Les trois utérus en silicone obtenu (de gauche à droite) : utérus rouge 33 Shore, utérus rose 26 Shore et utérus rose 20 Shore.....	73
Figure 53 - Utérus rouge 33 Shore monté sur le modèle Breed'n Betsy®. L'utérus est fixé à l'adaptateur auto-agrippant, lui-même fixé au bouton pression. Le rectum est représenté en jaune. L'étudiant passe son bras par cette partie pour palper l'utérus....	74
Figure 54 - Utérus 20 Shore dans le simulateur Breed'n Betsy®. Le rectum (en jaune) est relevé pour plus de visibilité sur l'utérus lors de l'insertion dans le modèle.	75

Table des abréviations

CHUVAC : Centre Hospitalier Universitaire Vétérinaire des Animaux de Compagnie

cm : centimètre

ENV : École Nationale Vétérinaire

ENVT : École Nationale Vétérinaire de Toulouse

ENVA : École Nationale Vétérinaire d'Alfort

g : gramme

INSA : Institut National des Sciences Appliqués

kg : kilogramme

LED : Light - Emitting Diode

mm : millimètre

RTV : Room Temperature Vulcanization

STL : stéréolithographie

TP : Travaux pratiques

TD : Travaux dirigés

3D : Trois dimensions

Introduction

I. La palpation transrectale

La palpation transrectale est un des actes les plus courants, partie intégrante de l'examen clinique, dans le cadre de l'exercice de la pratique vétérinaire rurale. Outre son intérêt pour la médecine des grands animaux, les vétérinaires impliqués dans la gestion de la reproduction bovine sont fréquemment sollicités pour évaluer l'état de l'utérus et des ovaires. Ils doivent donc être en mesure de distinguer les structures physiologiques et pathologiques (Hanzen et al. 2000).

A. Matériel nécessaire à la réalisation de la palpation transrectale

La palpation transrectale nécessite peu de moyens. Outre l'assurance d'une contention adaptée, le réalisateur a besoin d'un gant de fouille en plastique et de gel. À l'aide d'une main, il tient la queue de la vache pendant que l'autre main, gantée et enduite de gel est introduite dans le rectum de la vache. Il peut ainsi observer la qualité des fèces mais aussi identifier les différents organes présentés ci-dessous.

B. Rappels anatomiques des organes pouvant être palpés par voie transrectale

La palpation transrectale incluant l'examen du tractus génital relève intégralement de l'examen clinique des bovins. Lors de la réalisation de cet acte, différents groupes d'organes peuvent être palpés. Le vétérinaire peut alors avoir accès à une partie de l'appareil digestif (anses intestinales, sac dorsal du rumen), une partie de l'appareil urinaire (rein gauche, vessie), mais aussi à des éléments de l'appareil circulatoire (pouls artériel et fémoral) ou lymphatique (nœuds lymphatiques ilio-fémoraux) ainsi qu'à la quasi-totalité de l'appareil génital (col de l'utérus, utérus, ovaires) (Hopper 2021). Le vétérinaire peut alors déterminer la taille, la consistance et la forme de ces organes ce qui lui permettra d'établir des diagnostics.

Lors de cette étude, nous allons nous concentrer sur la palpation de l'appareil génital, essentielle en élevage pour le suivi de la reproduction. En effet, elle permet d'évaluer la

cyclicité des vaches, de réaliser des diagnostics de gestation et de contrôler l'involution utérine.

L'appareil génital de la vache est composé de la vulve, du vestibule du vagin, du vagin, du col de l'utérus, de l'utérus, des ovaires et des trompes utérines ou salpynx (Figure 1). Lors de l'examen par palpation, seul le col de l'utérus, l'utérus et les ovaires peuvent être sentis (Hireche 2022).

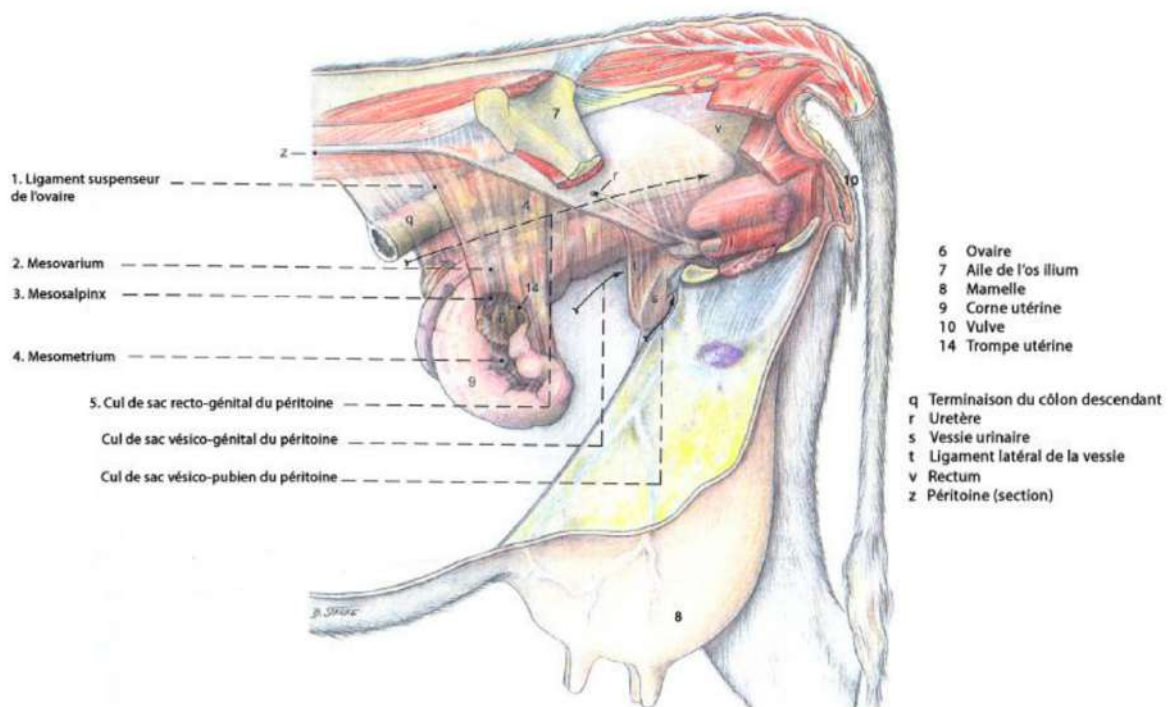


Figure 1 - Anatomie de l'appareil génital de la vache (Budras, Jahrmärker 2008)

Le col de l'utérus a une forme cylindrique évasée de 7 cm sur 10 cm environ. Il peut être saisi à pleines mains car il est mobile. Il est ainsi possible de le mobiliser afin de le cathétériser. Les anneaux cartilagineux rendent le col plus ferme que l'utérus. Lorsque la vache est gravide ou en cas d'hypertrophie utérine, un déplacement du col est observable. Le volume peut changer lors de la gestation ou lors de l'involution post partum. La forme peut être modifiée à la suite de torsions utérines ou de traumatismes. La consistance varie selon les périodes du cycle œstral (Hanzen et al. 2000).

L'utérus est un organe très mobile à forme bicornue recourbée. Les deux éléments caractéristiques pour reconnaître les cornes sont le sillon entre ces dernières et leurs

courbures. Leur longueur est de 25 à 40 cm et leur diamètre est de 3-4 cm, diminuant jusqu'à la jonction utéro-tubaire à la base des cornes.

Sa consistance est plus charnue et du contenu liquidien est présent pendant la gestation. Sa contractilité est forte lors d'imprégnation par les œstrogènes en période de chaleur mais faible pendant la gestation. Lors de gestation, le volume d'une des deux cornes est accru en raison de la présence du fœtus qui forme une ampoule fluctuante car beaucoup de liquide est produit (Hagen, Nouvel, Berthelot 2016).

Les ovaires sont situés dans la bourse ovarique après bifurcation des cornes. Ils ont une forme en amande dont la dimension est de 2 x 4 cm, le follicule sphérique mesure au maximum 2 cm et le corps jaune en forme de bouchon de champagne mesure 2 x 3 cm. Le follicule est dépressible, le corps jaune est élastique. Lors de la palpation, une modification du volume et de la consistance peut être détectée lors de formation de kystes ou de tumeurs (Hagen 2016).

Extérieurement, les portions caudales des cornes utérines sont unies superficiellement l'une à l'autre par du tissu conjonctif et musculaire, sous une enveloppe séreuse commune (Constantin, Meissonnier, Société française de buiatrie 1981).

C. Enseignement de la palpation transrectale au sein l'ENVT

En 2^{ème} année, au sein de l'UE de physiologie, les étudiants ont une séance de TD nommée « Examen de l'appareil génital de la vache » qui détaille les techniques d'examen de l'appareil génital ainsi que des éléments de sémiologie et les modifications physiologiques de l'appareil génital au cours de la vie. Puis, ils mettent en pratique les cours d'anatomie et de physiologie durant un « TP matrice » où ils ont l'occasion de manipuler des matrices de vaches provenant d'abattoirs. La moitié d'entre eux (80 étudiants) effectue également une session de palpation transrectale sur 12 vaches hébergées à l'école à des fins pédagogiques (séance pédagogique ayant recours à des animaux vivants validée par un comité d'éthique).

En 4^{ème} année, dans le cadre des deux semaines de « Pathologie de la reproduction », les étudiants volontaires réalisent des examens gynécologiques de vaches en abattoir puis vérifient sur les matrices des vaches abattues la concordance de leurs observations avec la réalité. L'ensemble des étudiants s'exercent en salle de simulation sur des mannequins

(activités détaillées plus bas) et des matrices provenant d'abattoirs. Ils mettent en pratique ces apprentissages en situation réelle au cours d'un suivi de reproduction dans les élevages suivis par l'école. Un deuxième suivi de reproduction sera réalisé durant la 5^{ème} année dans des élevages non loin de l'école. Enfin, en 6^{ème} année, les étudiants qui se spécialisent en médecine vétérinaire bovine peuvent participer de nouveau à des semaines de suivi en élevage, ce qui permet de continuer à s'entraîner.

Puis, le recours à la simulation a été développé à partir de 2020 et constitue une amélioration très importante pour la réussite de l'apprentissage par les étudiants. Des séances en salle de simulation sont réalisées en parallèle des travaux pratiques et des cours de reproduction. Les étudiants ont de plus un accès permanent à la salle.

II. Intérêt de la simulation dans l'enseignement vétérinaire

A. Enjeux de l'apprentissage de la palpation transrectale pour les étudiants vétérinaires

La maîtrise de la palpation transrectale en pathologie des ruminants est cruciale sur le plan clinique, mais elle demeure souvent insuffisamment développée à la fin des études vétérinaires. Cette lacune s'explique en grande partie par les défis majeurs associés à son enseignement.

Les possibilités d'acquérir de l'expérience sont réduites aux stages effectués en clientèle et aux rotations cliniques. Toutefois, ces dernières ne donnent pas souvent l'occasion de travailler avec un grand nombre de vaches, pour une question d'organisation mais aussi de bien-être animal. Il est nécessaire que chaque étudiant palpe 200 vaches pour être capable d'identifier et de localiser correctement les structures d'intérêt, même si cela ne suffit pas pour maîtriser leur interprétation ou réaliser un diagnostic correct (Bossaert et al. 2009). Il est également onéreux d'obtenir suffisamment d'échantillons et d'équipements pour que tous les étudiants puissent recevoir une formation optimale (Nyström, Ahn 2020).

Toutes ces difficultés sont accrues par la croissance du nombre d'étudiants, passant de 436 places au concours d'entrée en ENV en 2006 à 554 en 2017, 636 en 2019, 646 en 2020 et 2021, 668 en 2022. En conséquence, le nombre d'élèves dans les sous-groupes de TD

augmente, ce qui nécessite davantage de ressources pour maintenir le même niveau d'enseignement (La Dépêche Vétérinaire 2022).

De plus, des enjeux en termes d'éthique et de bien-être animal complexifient l'enseignement de la palpation transrectale. Il s'agit d'un examen pouvant être stressant pour l'animal avec des risques d'interruption de gestation surtout s'il est répété et réalisé par des novices. La mortalité embryonnaire des vaches palpées par des novices est significativement supérieure à celle des vaches palpées par des praticiens expérimentés (Richardson, Mortimer, Whittier 2010). Il est donc compréhensible qu'un éleveur souhaite éviter les potentielles pertes économiques engendrées par la pratique d'un étudiant en apprentissage.

Il a été démontré que l'examen transrectal des vaches laitières entraîne une augmentation des concentrations de cortisol plasmatique et salivaire, ainsi que des modifications du rythme cardiaque, de la variabilité du rythme cardiaque et du comportement, qui sont indicatifs de la douleur (Kovács et al. 2016).

De plus, les pertes fœtales dues à la palpation rectale sont bien documentées (Hopper 2021). Elles peuvent varier selon le stade de gestation au moment du diagnostic (< 53 ou ≥ 53 jours), la méthode de diagnostic (échographie ou palpation rectale), et les différents niveaux de compétence des techniciens (novices ou expérimentés) (Richardson, Mortimer, Whittier 2010). Les génisses évaluées par des techniciens inexpérimentés avaient une perte fœtale de 2,07 %, tandis que celles évaluées par des techniciens expérimentés n'avaient qu'une perte de 1,06 % ($P < 0,01$; une différence de 1,95 fois) (Richardson, Mortimer, Whittier 2010).

B. La simulation au sein des ENV

L'emploi d'outils de simulation et de mannequins offre divers avantages qui peuvent enrichir l'enseignement clinique traditionnel acquis en traitant et en soignant des animaux (Meller 1997).

En France, la première salle de simulation a été mise en place à l'École Vétérinaire Oniris à Nantes en 2012, sous le nom de Virtual Critical Care (Sai 2016). Par la suite, les trois autres ENV (VetAgro Sup, ENVT et ENVA) ont emboîté le pas en ouvrant leurs propres salles de simulation. Ces espaces de travail sont donc de plus en plus présents dans l'enseignement vétérinaire et des TD et TP s'y réalisent dans l'objectif actuel de ne jamais réaliser la première fois un geste technique sur un animal vivant.

C. Les modèles utilisés à l'ENVT

Les étudiants ont accès à *Simuvet*, la salle de simulation de l'ENVT où différents ateliers leur sont proposés. Le modèle Breed'n Betsy® est le simulateur le plus connu de palpation transrectale utilisé pour le diagnostic de gestation, le transfert d'embryon et l'insémination artificielle. Il se compose d'un bassin de vache en résine rattaché à une armature métallique dans laquelle une vulve et un rectum artificiels sont installés (Figure 2).

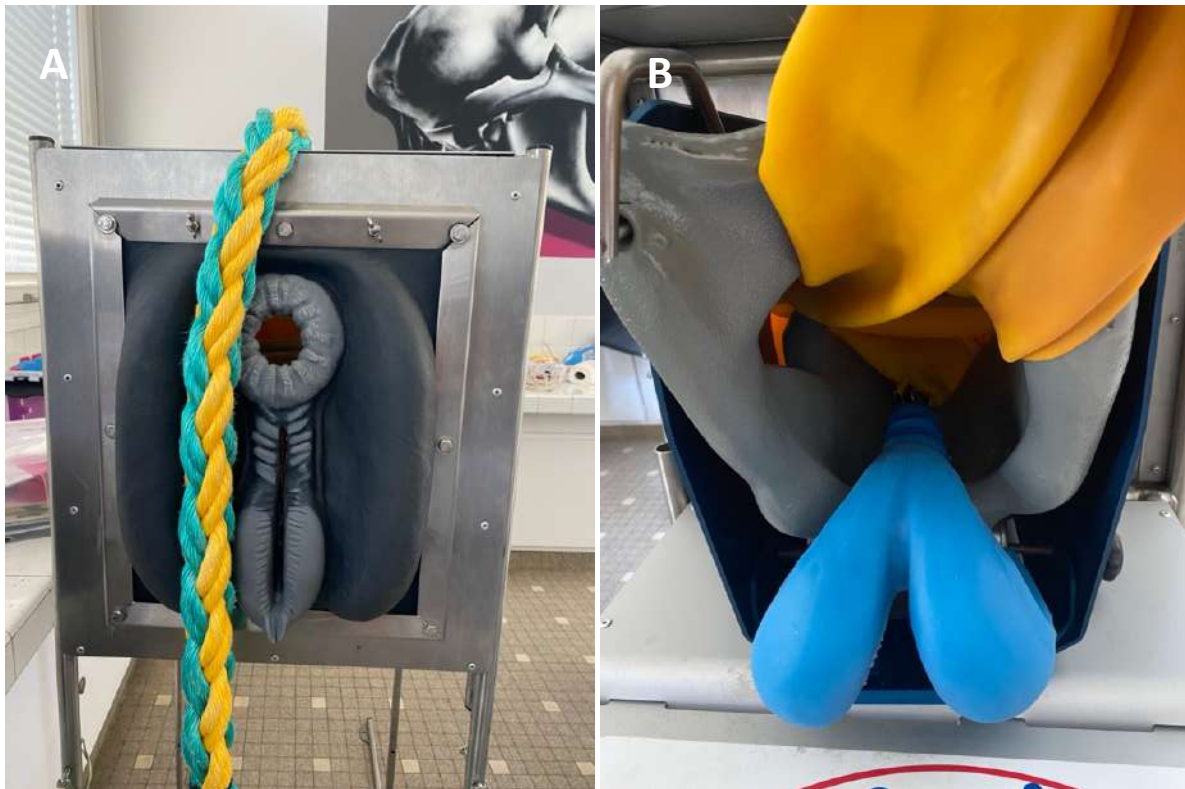


Figure 2 - Modèle Breed'n Betsy® de la salle de simulation de l'ENVT. A : vue caudale représentant le rectum et la vulve d'une vache. B. vue crâniale, rectum en jaune, utérus en bleu et bassin en gris.

Il existe de nombreux modèles de matrice en silicone, allant de 6 semaines à 8 mois de gestation (Figure 3).

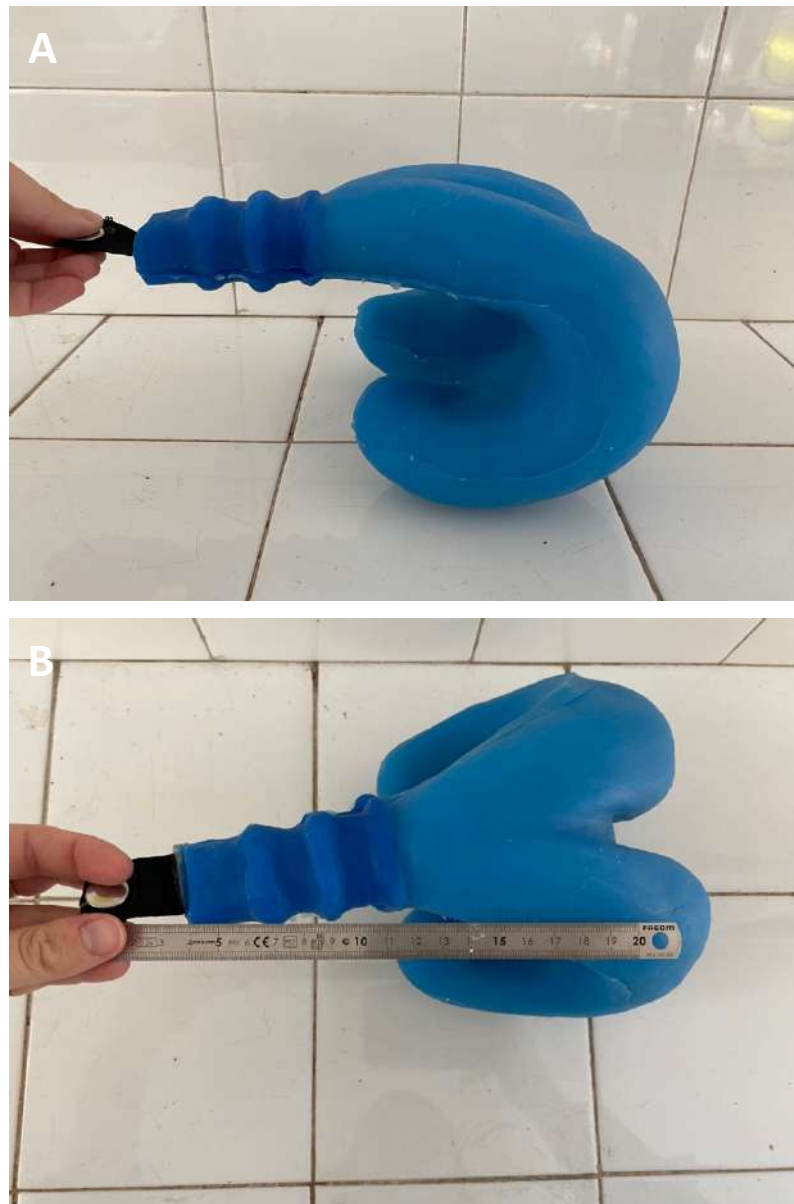


Figure 3 - Un des utérus du modèle Breed'n Betsy®. A : vue de profil. B : vue dorsale.

Cependant, le modèle Breed'n Betsy® est onéreux et les modèles de matrice manquent de réalisme en comparaison avec les formes physiologiques des utérus de vache.

Dans le cadre de sa thèse vétérinaire, Chloé Saada a mis au point un modèle de simulation de palpation transrectale (Figure 4) à moindre coût utilisé dans la salle de simulation de l'ENVT depuis 2020. Il permet une acclimatation plus douce et plus efficace à l'apprentissage de cet acte en permettant un meilleur repérage des organes d'intérêt (Saada

2020). Le modèle de Chloé Saada est réaliste mais après de nombreuses utilisations, les matériaux commencent à s'user et sa durabilité dans le temps est limitée. L'objectif du travail de la présente thèse est de pouvoir proposer facilement des modèles d'utérus solides et variés.



Figure 4 - Photo du modèle de simulation de Chloé Saada en vue latérale droite (Saada 2020)

III. Problématique

Ainsi, il serait pertinent d'obtenir des modèles de pièces anatomiques comparables à ceux du modèle Breed'n Betsy® mais avec le plus de réalisme possible. Pour ce faire, le plus intéressant semble être de prendre directement modèle sur de véritables appareils génitaux de vache.

Le but de cette thèse est de réaliser un protocole sur des utérus de vache qui soit transposable à toutes pièces anatomiques afin de réaliser des modèles en silicone pour la salle de simulation.

Dans un premier temps lors de cette étude, l'appareil génital de vache est placé en position physiologique afin d'obtenir des modèles 3D numériques à l'aide de la photogrammétrie. Puis, le négatif de cette pièce anatomique est réalisé et rend possible la création de pièces du moule qui sont imprimées en 3D. Enfin, un moulage en silicone permet d'obtenir des modèles de tractus génitaux réalistes et utilisables sur le simulateur Breed'n Betsy® après l'ajout de moyens de fixation.

Matériels et méthodes

Afin d'obtenir des modèles de l'appareil génital de la vache en silicone, nous avons choisi de créer un moule en utilisant le négatif de l'organe pour pouvoir le reproduire, si besoin, de multiples fois à l'identique.

Une fois l'acquisition numérique de la pièce anatomique réalisée, un négatif a été modélisé puis imprimé en 3D pour créer un moule. Le silicone a ensuite été coulé dans ce dernier. Après le démoulage, on obtient une matrice qui peut s'insérer dans le modèle Breed'n Betsy®.

I. Choix de la technique d'acquisition des pièces anatomiques

Afin d'obtenir les plans tridimensionnels des organes, plusieurs techniques d'acquisitions ont été envisagées. La qualité des modèles physiques 3D dépend en partie de celle de l'ensemble des données et du traitement informatique qui s'en suit. Ainsi, la qualité des images sources est importante pour créer un modèle 3D le plus proche de la réalité (Wong et al. 2017).

A. État des lieux des moyens d'acquisition en médecine

Actuellement, en médecine humaine, les données d'imagerie sont largement obtenues à partir de tomodensitométrie (scanner), de l'imagerie par résonance magnétique (IRM), de l'échocardiographie 3D, d'angiographie soustraite ou de la tomographie gamma (Grangeat 2023). Les techniques tomographiques utilisent plusieurs incidences réparties régulièrement autour de l'objet afin de le reconstruire tout en préservant son intégrité. En effet, l'intégrité de l'organe doit être conservée afin de pouvoir réaliser une bonne acquisition.

En médecine, ainsi que dans la plupart des sciences naturelles, il est nécessaire de mesurer des grandeurs géométriques et physiques. Le corps humain vivant est un sujet difficile à mesurer directement, en partie à cause de son instabilité et de sa sensibilité. Une attention précoce a donc été portée aux possibilités de la photogrammétrie pour les applications médicales (Hallert 1965). Cependant, la photogrammétrie a longtemps joué un rôle marginal en raison de l'importante quantité de travail requise qui la rendait peu pratique pour un usage

médical étendu. Au cours des dernières années, les développements de la photogrammétrie numérique ont progressivement accru l'intérêt et l'application de cette technique.

De plus, avec les avancées technologiques, de nombreuses applications de scan 3D apparaissent pour smartphone. L'installation est généralement gratuite, puis l'importation de chaque scan peut être soit gratuite soit facturée à l'unité. Ceci a permis de rendre la photogrammétrie de plus en plus accessible au grand public mais aussi dans le cadre professionnel.

B. Apports de la photogrammétrie dans les sciences médicales

La photogrammétrie a été largement utilisée dans de nombreux domaines depuis les années 1850, notamment en géodésie et en cartographie (Ey-Chmielewska, Chruściel-Nogalska, Frączak 2015) mais ce n'est que tardivement qu'elle fait son apparition en médecine humaine puis en médecine vétérinaire au XXIème siècle (Le Forestier, El Hajaoui, Boursier 2021).

1. *La photogrammétrie en médecine humaine*

En médecine humaine, la photogrammétrie a gagné en popularité en tant que méthode de reproduction des différentes structures corporelles pour la planification et le suivi des traitements thérapeutiques (Patias 2002). Les méthodes photogrammétriques sont fréquemment utilisées en orthopédie (Tokarczyk, Mazur 2006) et elles peuvent l'être aussi en dermatologie, ophtalmologie ou en chirurgie reconstructive (Ey-Chmielewska, Chruściel-Nogalska, Frączak 2015).

2. *La photogrammétrie en médecine vétérinaire*

Puis la photogrammétrie a été utilisée dans des domaines variés en médecine vétérinaire tels que la mesure de la circonférence proximale du sabot des chevaux (Shahkhosravi et al. 2022), la production de bio-modèles osseux de l'espèce canine pour la formation aux techniques orthopédiques (Lima et al. 2019) ou encore lors de virtopsie (Grela et al. 2018). La virtopsie est une procédure d'autopsie non invasive en évolution rapide impliquant l'utilisation de modalités d'imagerie modernes. La photogrammétrie est alors

utilisée lors de l'évaluation de surfaces corporelles entières, de la documentation des blessures et des lésions macroscopiques avec des précisions dimensionnelles (Ibrahim, Zuki, Noordin 2012).

Récemment, le projet Morpho3D a renforcé l'utilisation de la numérisation 3D par des caméras et lasers dans le monde des animaux de production (Allain et al. 2021). À l'exception de la mesure du poids, la plupart des évaluations corporelles des vaches sont réalisées manuellement, à l'aide de rubans et de mesures visuelles (Heinrichs, Hargrove 1987). Ces méthodes, qui prennent du temps, peuvent être à la fois stressantes et sources d'accidents pour les éleveurs et les animaux.

L'objectif du projet Morpho3D consiste à concevoir, tester et vérifier un appareil permettant de capturer et d'étudier de manière approfondie les formes tridimensionnelles de bovins laitiers et mesurer des paramètres morphologiques, le volume et la surface corporelle (Figure 5 et Figure 6)

Les images de chacune des caméras sont d'abord traitées pour réaliser des nuages de points et la reconstruction 3D complète de l'animal est réalisée en enregistrant et en fusionnant des nuages de points obtenus par des 5 couples caméra/laser (Allain et al. 2021).

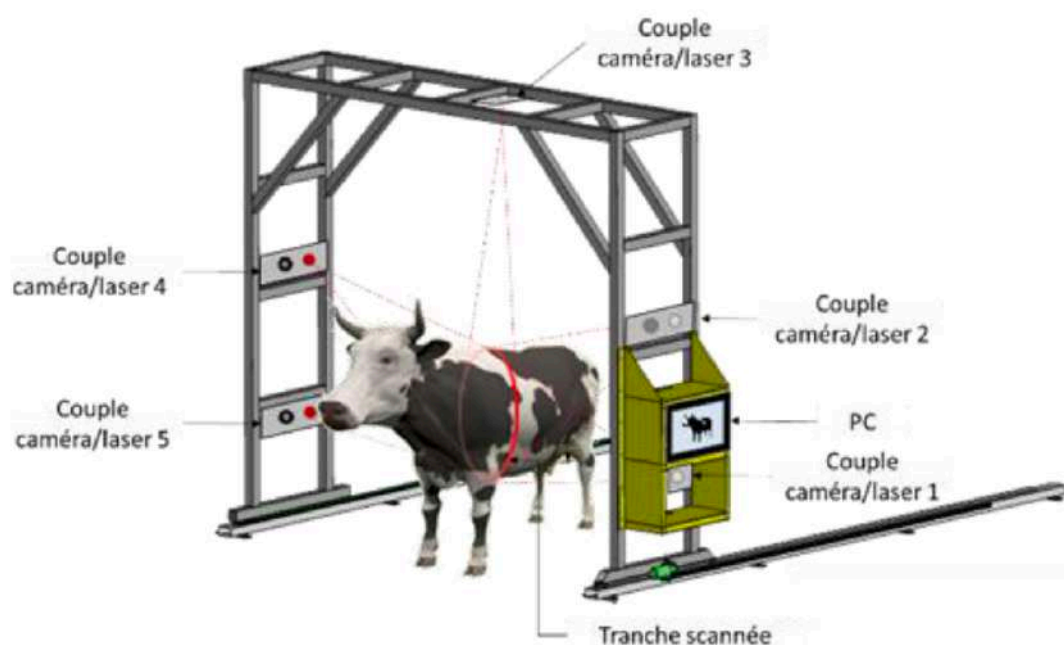


Figure 5 - Le scanner Morpho 3D (Allain et al. 2021)

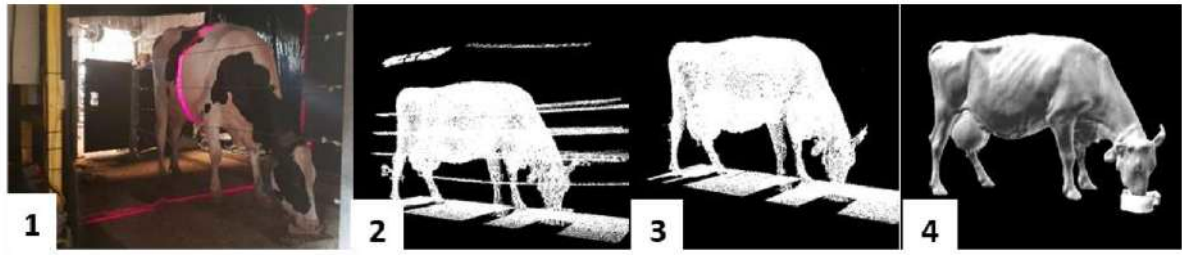


Figure 6 - De l'acquisition aux données finales. Image 1 : acquisition de données. Image 2 : Nuage brut. Image 3 : Nuage après le nettoyage. Image 4 : Image finale. (Allain et al. 2021)

Le projet Morpho3D a ensuite été rejoint par le projet CompoMeat 3D qui vise à mettre au point des méthodes d'estimation de la composition corporelle du bovin en croissance, toujours en utilisant les mêmes techniques d'imagerie (Xavier et al. 2020).

Récemment, il a été utilisé afin de déterminer la dynamique de la composition chimique corporelle des bovins pendant les périodes de croissance et d'engraissement afin de déterminer les performances animales et la qualité de la carcasse de bœuf (Xavier et al. 2024).

Ainsi, la photogrammétrie est au cœur des enjeux actuels.

C. Choix de la technique d'acquisition (tomodensitométrie ou photogrammétrie)

Les deux techniques qui semblent prétendre à la réalisation du modèle 3D de pièces anatomiques de vache sont la tomodensitométrie et la photogrammétrie.

En effet, l'ENVT disposant d'un scanner au sein du CHUVAC, nous avons étudié la possibilité d'utiliser cet appareil car il permet d'obtenir des modèles 3D très proche de la réalité. En effet, il présente une excellente résolution (coupes fines) et une reconstruction en 3D possible dès la fin de l'acquisition (Layssol Lamour 2022). Dans le cadre de sa thèse, Chloé Bui utilise un scanner pour la modélisation 3D d'une rate de chien (Bui 2024). Cela est rendu possible car le chien est animal de petite taille et que l'examen est déjà réalisé pour des raisons médicales. Il n'y a pas de problème de biosécurité que nous pouvons avoir avec un utérus de vache issus d'autopsie ou d'abattoir. De plus, prenant en considération l'aspect financier (coût de l'appareil et de l'aménagement de la salle en termes de radioprotection), il semble pertinent d'axer notre étude sur la recherche d'une alternative au scanner, garantissant la même qualité d'acquisition, afin que ce protocole soit reproductible facilement.

La tomodensitométrie et la photogrammétrie font l'objet de multiples études comparatives, la scanographie étant l'imagerie de référence pour de nombreuses investigations médicales. Cependant, cet examen soumet le patient aux rayons X (Layssol Lamour 2022). Talevi et son équipe ont comparé la reconstruction photogrammétrique du cœur avec la tomodensitométrie (TDM) comme référence. La reconstruction des ventricules à partir du scanner était très proche des valeurs de la reconstruction photogrammétrique respective (Talevi et al. 2023). La photogrammétrie pourrait alors être une solution d'acquisition du fait de son accessibilité par rapport à la tomodensitométrie.

La photogrammétrie peut se réaliser à différents niveaux de précision en fonction de la qualité de l'appareil d'acquisition. Il existe des appareils à main dont le coût oscille de quelques centaines d'euros à des dizaines de milliers d'euro qui permettent d'obtenir des modèles 3D avec des degrés de précision différents. Les appareils de résolution élevée se fondent à la fois sur une technologie laser (lasergrammétrie) et les technologies LED (photogrammétrie). Ils permettent d'obtenir les objets en 3D avec les formes et les couleurs. Cependant, se procurer un tel appareil serait un investissement trop important par rapport à la visée de ce projet qui souhaite rendre le protocole accessible à tous pour reproduire des organes.

Une autre approche consiste à utiliser des appareils photos et un trépied après avoir mis l'objet dans une position physiologique et de le faire tourner sur lui-même ou de tourner autour de l'objet. Cette approche est moins onéreuse vu que nous avons besoin seulement d'un appareil photo pour réaliser l'acquisition des images mais demande plus de temps.

Un autre enjeu consiste à pouvoir faire l'acquisition de l'organe dans sa position physiologique. Contrairement aux animaux de compagnie tels les chiens et les chats, une vache ne peut pas rentrer dans les scanners habituels. Il faut donc scanner l'utérus seul, tout en réussissant à le placer dans une position physiologique.

Ainsi, notre choix définitif s'est porté sur l'utilisation de la photogrammétrie avec utilisation d'appareils photos pour l'acquisition des modèles 3D.

D. La photogrammétrie : définition et approche de la technique

Le mot « photogrammétrie » est constitué de trois mots grecs : photo (lumière), gramma (enregistrement) et metreo (mesure). Cela signifie donc enregistrer et mesurer en

utilisant la lumière. Les images photogrammétriques peuvent être réalisées dans différentes longueurs d'onde de rayonnement électromagnétique. Le plus courant est le domaine visible, mais l'infrarouge proche et moyen, l'infrarouge thermique, les micro-ondes et les rayons X sont également utilisés. Les images sont enregistrées par des capteurs adaptés à un type de rayonnement donné. Des caméras et des scanners sont employés pour les bandes visibles et infrarouges, tandis que des récepteurs et radars spéciaux pour les micro-ondes et des caméras à rayons X spéciales pour les rayons X sont utilisés (Ey-Chmielewska, Chruściel-Nogalska, Frączak 2015).

La mesure photogrammétrique consiste à reproduire la trajectoire d'un rayon allant de l'objectif de la caméra jusqu'au point évalué au moyen d'une caméra ou d'un scanner. La position du point dans un espace tridimensionnel est obtenue en croisant deux rayons allant vers le même point mais depuis une autre station de caméra (Tokarczyk, Mazur 2006).

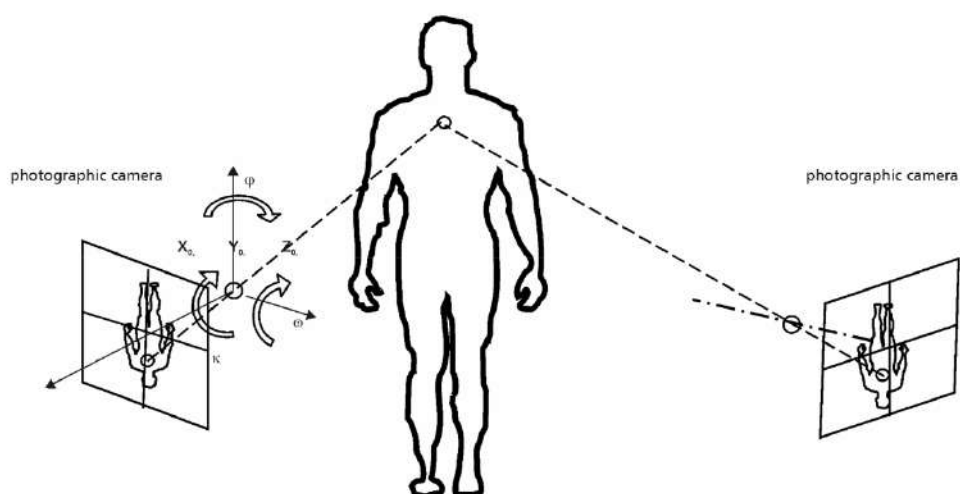


Figure 7 - Le principe de définition de la localisation spatiale d'un point à l'aide de la méthode de photogrammétrie. La localisation spatiale d'images ponctuelles peut être obtenue sur la base d'au moins deux images du même objet et des informations sur la localisation de ces deux points (Talevi et al. 2023)

Pour résoudre l'algorithme de mesure, au moins deux images de points différents doivent être réalisées (Figure 7). La majorité des images photogrammétriques sont fondées sur les mesures de certains points sélectionnés sur l'image. Ils servent de base au calcul de la position des points mesurés. Cette position est déterminée par des coordonnées dans un système de référence tridimensionnel qui implique la correspondance correcte de tous les points d'une image avec leurs homologues d'une autre image (Patias 2002).

La précision des coordonnées déterminées dépend de nombreux facteurs tels que : la distance focale de l'objectif de l'appareil photo, la connaissance des caractéristiques de l'appareil photo, la résolution de l'image constituant une mesure des détails imagés, le nombre et la répartition des photographies réalisées (Pujol 2022; Tokarczyk, Mazur 2006). Ces paramètres sont donc à prendre en compte pour réaliser notre acquisition.

II. Mise en place de l'organe à photographier : création d'un support à utérus

Afin de réaliser une bonne acquisition, il était primordial de réussir à positionner l'utérus dans sa position physiologique.

A. Création du support

Nous avons opté pour la création d'un support pour positionner l'utérus.

1. *Position physiologique de l'utérus*

L'axe du vagin est généralement rectiligne et horizontal (Hagen, Nouvel, Berthelot 2016). Les cornes utérines sont recourbées vers le bas et vers l'arrière de l'animal et divergent latéralement (Hireche 2022), en s'enroulant en spirale et terminent de façon effilée et flexueuse (Constantin, Meissonnier, Société française de buiatrie 1981).

Pour suspendre l'utérus, une forme de croix nous a semblé la plus adaptée afin de parvenir à porter à la fois le col, mais aussi les deux cornes. Ainsi, le support pouvait être créé en n'utilisant que des barres de fer rectilignes.

2. *Praticité du support pour le nettoyage, l'utilisation et réalisation d'un plan*

Lors de l'acquisition, il a été prouvé que le plus efficace est de faire tourner l'objet sur lui-même. Le haut du support doit donc pouvoir effectuer une rotation afin de réaliser les photographies sans avoir à bouger le support en entier. Nous avons donc mis en place un boulon central en haut du support pour faire tenir la croix qui supporte l'utérus. Ainsi, le support permet au mieux les prises de vue à 360° pour le scan 3D.

Concernant la matière pour réaliser le support, nous avons choisi de l'acier ce qui nous permet de nettoyer le support après acquisition. De plus, le support doit être démontable afin de pouvoir le transporter facilement dans une voiture. Nous avons décidé de le réaliser en trois parties : le pied en forme de croix carrée, le trépied en forme de U et la tête en forme de croix (Figure 8 et Figure 9). La réalisation d'un plan nous a permis d'ajuster les dimensions du support à utérus. Pour ce faire, le logiciel Catia® a été utilisé afin d'obtenir les dimensions dont nous aurions besoin pour fabriquer le support. Sur le modèle, l'utérus mesure environ 30 cm.

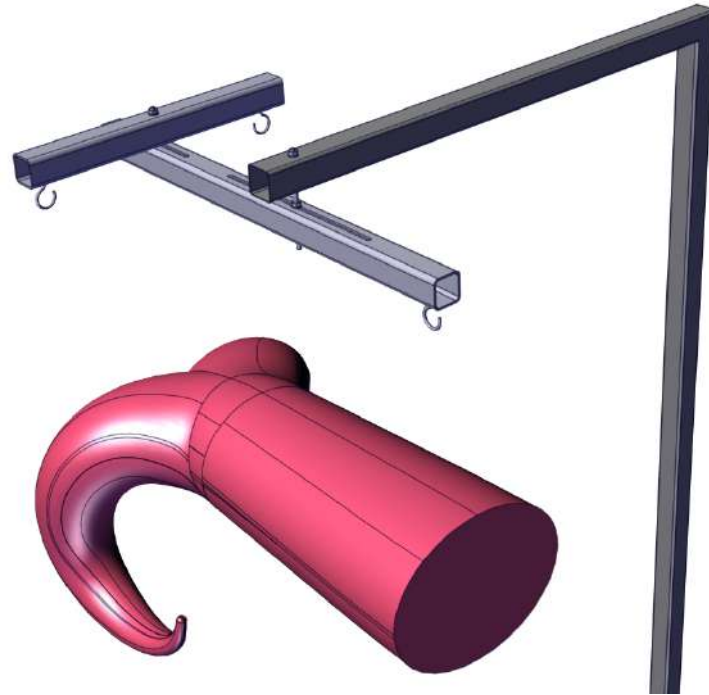


Figure 8 - Modélisation de la tête du support en forme de croix. Cette tête suspend l'utérus bicorné.

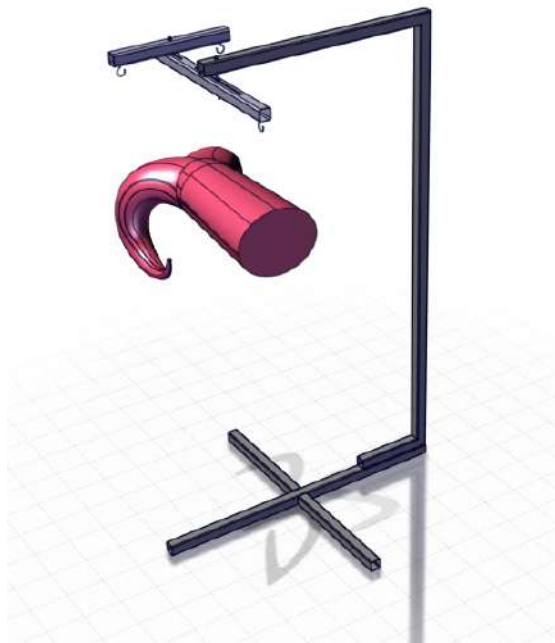


Figure 9 - Modélisation du support à utérus à l'aide du logiciel Catia®

3. Fabrication du support

Afin de réaliser le support, les matériaux suivants ont été utilisés (Figure 10) :

- Un profilé en acier, de forme tube carré aux dimensions 30 mm x 30 mm x 2 mm avec une longueur totale de 3 300 mm
- Une tige filetée M5 longueur 2 x 100 mm ainsi que 5 écrous M5
- 3 crochets recoupés et soudés sur la tête de support

Les tubes carrés ont été découpés avec une scie à onglet. Le tout a été assemblé avec un poste à souder et des baguettes de diamètre 2,5 mm. Enfin, une brosse métallique nous a permis de limiter les irrégularités.

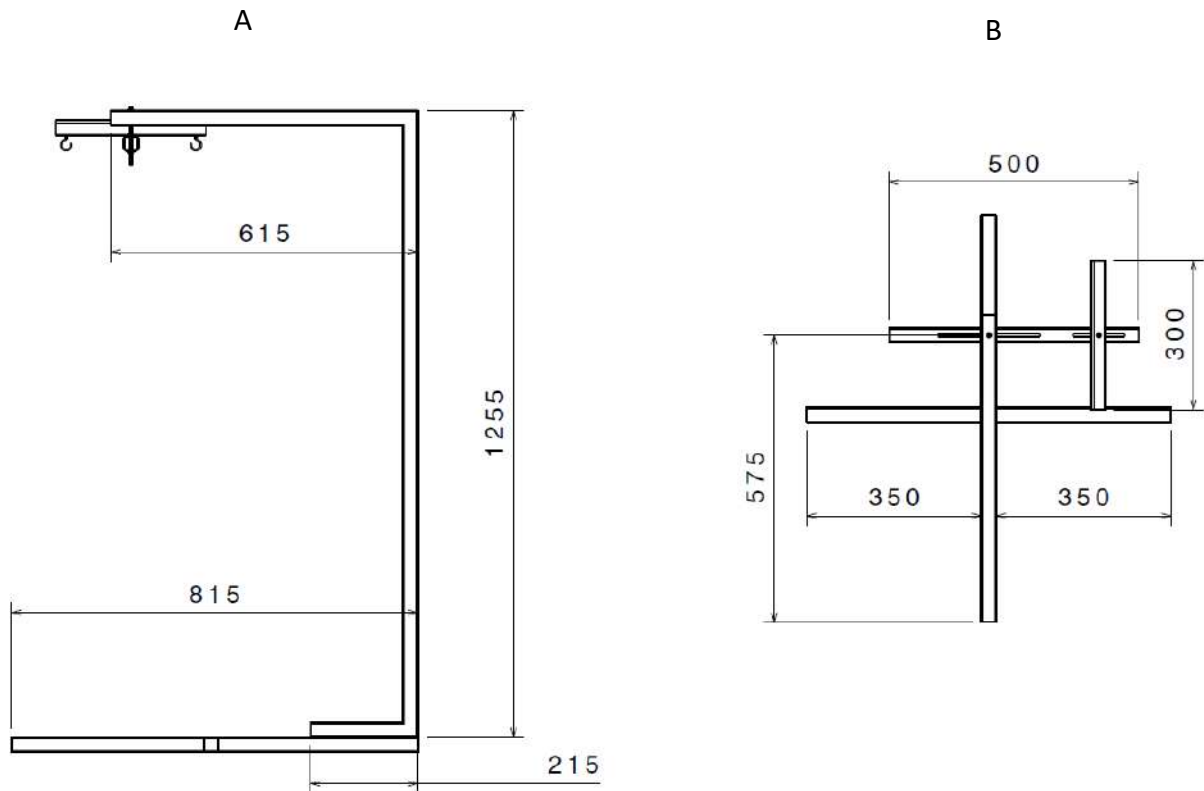


Figure 10 - Plan Catia® du support à utérus avec les dimensions exactes des différentes parties. A : vue de profil. B : vue du dessus.

Après assemblage et soudure des pièces, on obtient un support démontable en 3 parties (Figure 11).



Figure 11 - Support à utérus assemblé

Afin de tester la praticité du support, les premiers essais sont réalisés avec les utérus de la salle simulation du modèle *Breed'n Betsy*[®].

Grâce au support et du fil de pêche en nylon, l'utérus est placé en position physiologique, en suspension (Figure 12).



Figure 12 - Suspension d'un utérus physiologique Breed'n Betsy® grâce au support fabriqué

Par la suite, les essais sont menés en salle d'autopsie de l'ENVT.

B. Suspension de véritables utérus

Le premier essai de suspension avec un véritable utérus est réalisé pendant une autopsie de l'école et l'utérus est récupéré ultérieurement pour la suite de l'autopsie (Figure 13). Du fil de pêche en nylon est passé dans l'utérus à l'aide d'une aiguille rose pour passer de part et d'autre à la manière de la fixation d'un cathéter. Ensuite, il est ajusté en longueur et rattaché au support.

Lors de ce premier essai, l'utérus marque les passages des fils ce qui détériore la forme de celui-ci. Il faut donc trouver un moyen de mieux maintenir l'utérus en position physiologique (Figure 14).



Figure 13 - Utérus de génisse de 2 ans. L'utérus a été récupéré lors d'une autopsie à l'ENVV.



Figure 14 - Utérus de génisse de 2 ans, premier essai de suspension. Des fils en nylon sont utilisés pour l'attacher au support. Les fils ont été passés grâce à des aiguilles roses.

Lors des essais suivants, les utérus provenaient d'un abattoir. Du fil à grillage a été inséré dans l'utérus par cathétérisme depuis le col vers la corne pour les essais suivants. Le fil ne pouvait pas être trop épais pour passer le col qui était alors fermé mais il devait être suffisamment rigide pour aider au positionnement de l'utérus. Le fil a donc été doublé en le tournant sur lui-même (Figure 15). Ceci a permis de limiter la marque du passage des fils.



Figure 15 - Utérus suspendu au support par du fil en nylon et maintenu en position grâce à une cathétérisation avec un fil de grillage, visible à droite de l'image en sortie de vagin.

Ainsi, grâce au support, au fil de pêche et au fil de grillage l'utérus a pu être suspendu en position physiologique.

III. Obtention des photographies des utérus

La photogrammétrie peut être utilisée selon différents procédés. Nous pouvons soit tourner autour de l'objet avec un appareil qui crée directement un nuage de point de l'objet en temps réel, soit en prenant des photos d'un objet qui tourne sur lui-même, l'opérateur étant fixe.

Pour ce travail, nous réalisons l'acquisition à l'aide de deux moyens. Un appareil photo Reflex numérique est utilisé afin de tester la technique classique de la photogrammétrie. De plus, ce travail est l'occasion de tester l'application gratuite Scaniverse® et son rendu pour obtenir un modèle en 3D sur ordinateur.

A. Conditions de travail optimales pour acquérir les images

Lors des premiers essais réalisés avec les utérus de la salle de simulation, un des paramètres essentiels est la lumière. En effet, des variantes d'exposition créent un différentiel de couleur et des ombres qui sont néfastes pour la création du nuage de points. Le principe étant de mettre en correspondance les points sous différents angles, si sous chaque angle la lumière du point varie, les correspondances peuvent être moins précises.

Un studio photo a tout d'abord été évoqué mais cela implique de transporter tout l'appareillage dans les salles d'autopsie. Ce matériel étant difficile à nettoyer, cela ne peut respecter les contraintes d'hygiène et de biosécurité. Grâce au service d'autopsie de l'ENVT, nous avons eu accès à du matériel dédié à la salle d'autopsie : un portique avec de multiples panneaux lumineux, ajustables en hauteur et en angles, ce qui encadre parfaitement l'objet.

La luminosité est alors la plus homogène possible. L'utérus est positionné au milieu du portique (Figure 16).



Figure 16 - Utérus U2, suspendu par le support à utérus, éclairé par le portique de la salle d'autopsie de l'ENVT.

Concernant le fond utilisé, il peut servir de repère lors de l'acquisition. Un fond trop homogène peut ne pas rendre facile l'acquisition et la création du nuage de points, un fond non uni peut être nécessaire. Les premiers essais sont réalisés avec un fond blanc et homogène correspondant aux murs de la salle d'autopsie. Les essais étant concluants, le fond n'est pas enrichi.

B. Acquisition avec le téléphone et l'application Scaniverse® : utérus 1 (U1)

Scaniverse® est une application gratuite sur smartphone utilisée afin de tester s'il est possible de faire ce protocole sans matériel photo spécifique. Elle se sert de la photogrammétrie pour reconstruire les objets grâce au nuage de points qui est réalisé. Les

scans peuvent être visualisés en 3D ou en réalité augmentée sur n'importe quel appareil équipé d'un navigateur web.

Il suffit de tourner autour de l'objet avec le téléphone. Au départ, aucune partie de l'objet n'est numérisée, ceci est représenté par un calque rouge. Puis, l'objet apparaît au fur et à mesure de l'acquisition. Les zones qui ne sont pas encore numérisées dans l'espace sont marquées de rouge ce qui permet de se repérer plus facilement. Une fois que l'objet est entièrement numérisé, le calque rouge n'apparaît plus. L'application restitue alors un nuage de points puis propose de reconstituer un objet 3D selon la précision choisie (Figure 17). Plus celle-ci est grande, plus l'application mettra du temps à réaliser l'objet. Finalement, quelques minutes sont nécessaires pour obtenir l'objet en 3D.

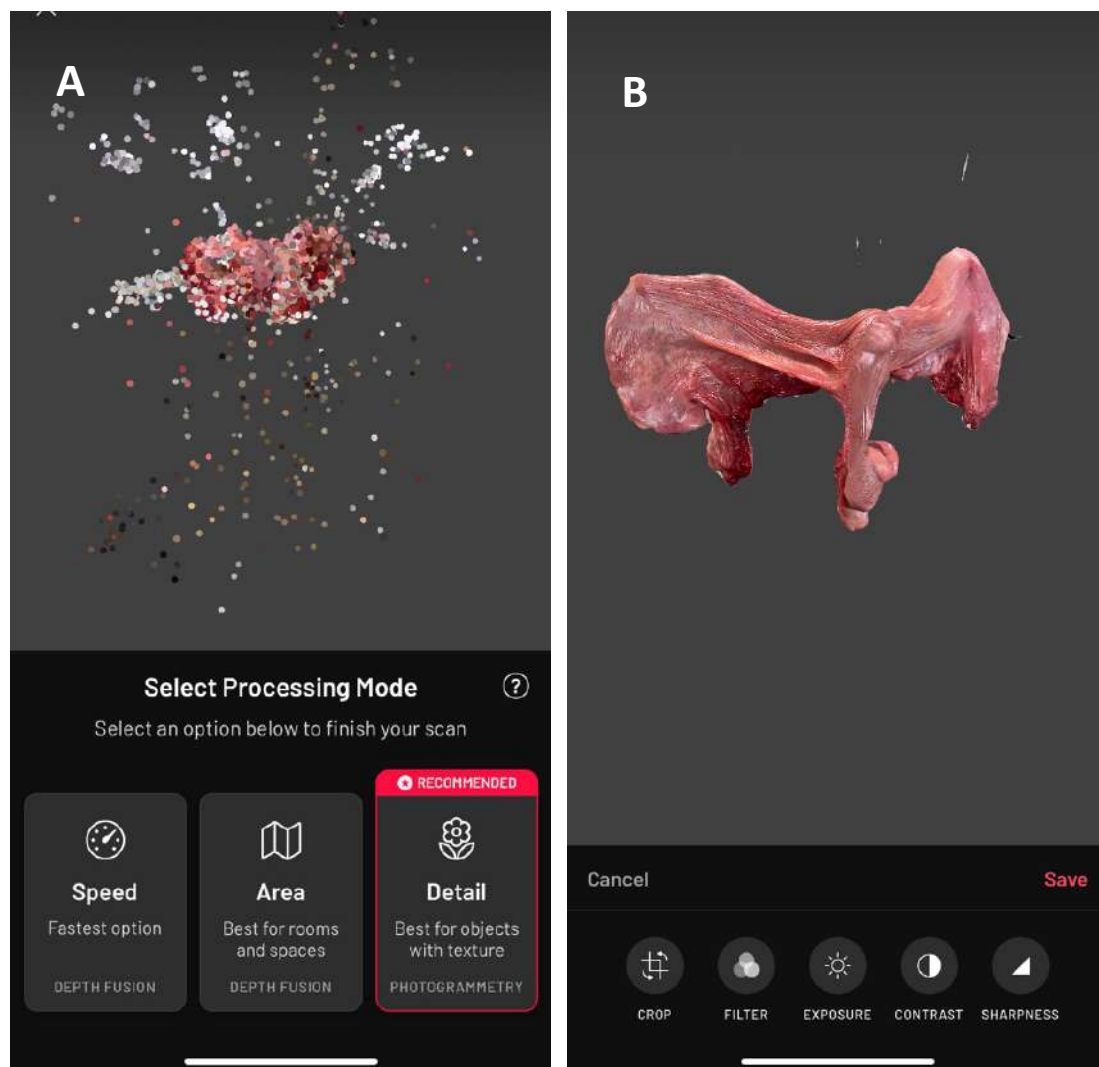


Figure 17 - Utérus U1 dans Scaniverse®.

A : nuage de points créé par l'application après la numérisation.

B : après avoir utilisé le mode "Detail" de Scaniverse® pour former l'utérus.

C. Acquisition avec l'appareil photo et le logiciel RealityCapture®: utérus 2 (U2)

Nous avons en notre possession un objectif de focale fixe de 50 mm, un zoom de 18 - 105 mm et un zoom de 70 – 300 mm. L'appareil photo utilisé est le reflex Nikon D5600. L'objectif doit donc être choisi en fonction de son zoom et de sa distance focale.

L'utilisation de focale fixe est recommandée pour de meilleurs résultats (Pujol 2022). Un zoom de 24 - 85 mm réglé à 40 mm, bien que délaissé au profit de l'objectif à focale fixe 40 mm, produit aussi de très bons modèles (Bisson-Larrivée, LeMoine 2022). L'objectif fixe de 50 mm a donc été choisi pour la prise photo. L'appareil reflex est monté sur un trépied pour plus de stabilité.

Concernant la quantité de clichés à réaliser, le nombre d'étapes est critique pour reconstruire un modèle 3D. Au-delà de 24 étapes, le nombre de points d'erreur continue de diminuer jusqu'à atteindre une proportion insignifiante. Cela suggère que 24 est la valeur la plus basse optimale et constitue un bon point de départ pour la numérisation d'objets (Bisson-Larrivée, LeMoine 2022).

De plus, pour que l'objet puisse être reconstitué, une partie de ses points est conservée à chaque étape dans le champ.

Pour réaliser U2, 32 photos sont prises en faisant tourner l'utérus sur lui-même, l'appareil photo est posé en face de celui-ci sur une table à la même hauteur.

Ainsi, avec un utérus physiologique de génisse, nous avons obtenu :

- U1 : un modèle directement obtenu en 3D sur l'application Scaniverse® ;
- U2 : une série de photographies à traiter sur ordinateur.

IV. Obtention des modèles 3D sur ordinateur

Une fois l'acquisition des photos réalisée, l'étape suivante consiste en une conversion aux plans 3D sur ordinateur.

A. Conversion des fichiers en format STL

La première étape de ce transfert de données est de choisir un format de travail pour pouvoir ensuite imprimer les moules en 3D. Le format de fichier STL est le plus répandu car aussi l'un des plus anciens. Celui-ci a pour extension « .stl » et est considéré comme universel et adapté à tous types d'imprimante 3D.

Ce format n'apporte pas des indications que sur la géométrie de la pièce et ne donne pas les informations de couleur, de texture ou de lumière. Le fichier STL représente la pièce dans une géométrie en 3 dimensions par l'utilisation de triangles, qui vont définir sa surface. Ce format est adapté pour la création des moules. En effet, les couleurs ne sont pas des informations nécessaires à conserver dans notre protocole.

Sur RealityCapture®, plusieurs étapes sont nécessaires, le logiciel guidant tout le long de la manipulation. Une licence est mise à notre disposition grâce au service informatique de l'école.

Premièrement, toutes les photos sont importées dans le logiciel. Puis, celui-ci repère dans l'espace les différentes prises de vue et réalise un nuage de points (fonction « alignment » et « mesh ») (Figure 18).

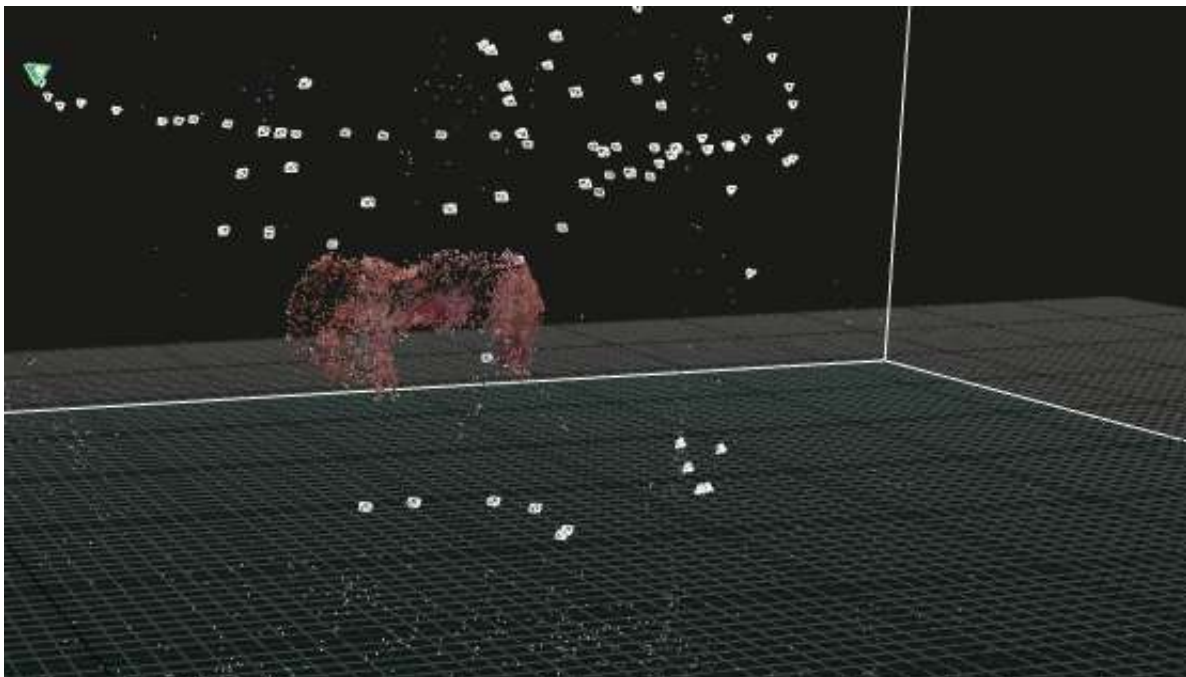


Figure 18 - Logiciel RealityCapture® : un nuage de points est réalisé selon les différentes prises de vue matérialisées par des carrés représentant chaque photographie.

Une fois les points apparus dans l'espace de travail, pour plus d'efficacité et afin de ne pas surcharger le logiciel, la zone à travailler est sélectionnée. En effet, le logiciel prépare un nuage de point pour tout ce qui est sur les photos y compris le support, ce qui n'est pas utile. La zone à travailler est obtenue sous la forme d'un volume cubique contenant le nuage de points de l'utérus.

Par la suite, le logiciel lance des calculs pour créer une surface avec le nuage de points et nous permet d'obtenir U2 (Figure 19).

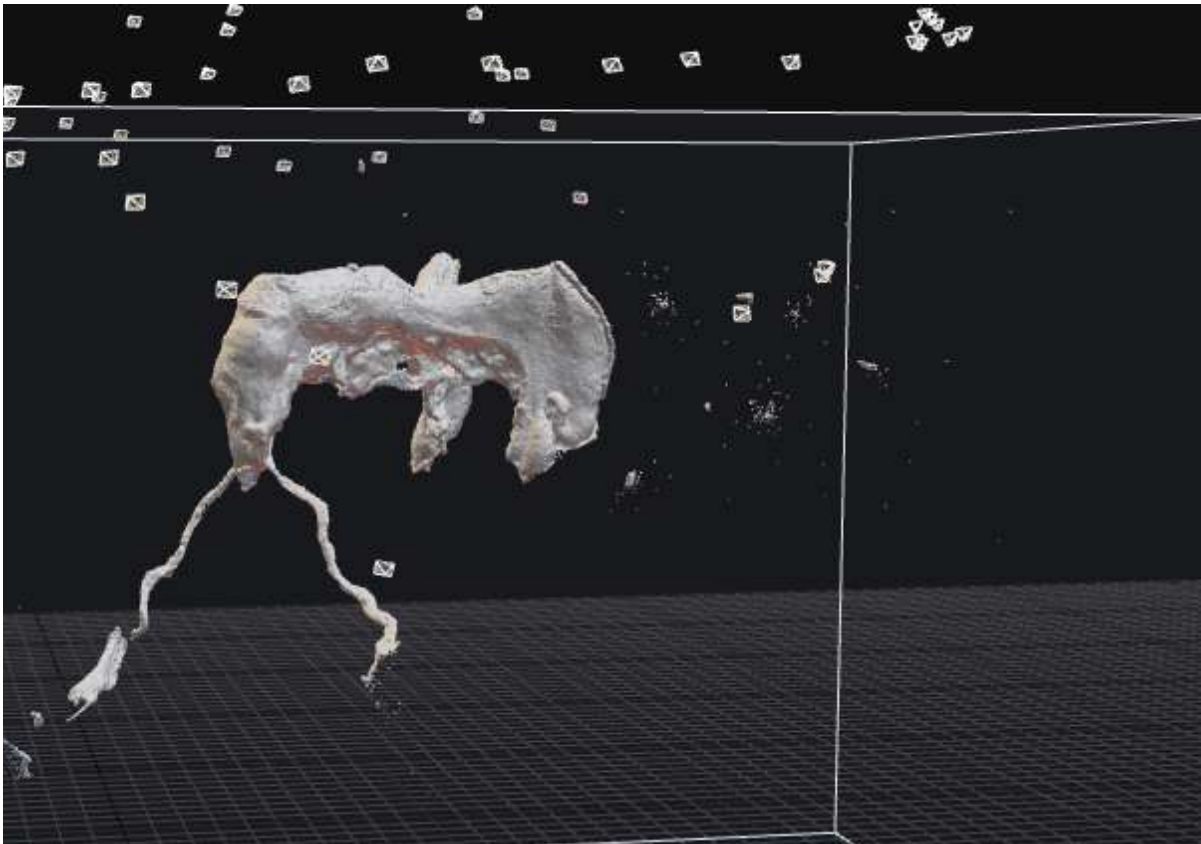


Figure 19 - Logiciel RealityCapture® : utérus après reconstitution du nuage de points.

L'application pour téléphone Scaniverse® réalise elle-même le passage de nuage de points à un modèle 3D. Ainsi, U1 est exporté en quelques clics au format STL.

B. Retouches des modèles 3D sur ordinateur avec le logiciel Blender®

Un second logiciel doit être utilisé afin de définitivement mettre en forme les utérus sous aspect 3D. Il sert aussi à créer les moules définitifs.

Le logiciel Blender® est gratuit et facile d'utilisation. Il permet de créer des modèles 3D, des formes géométriques simples ou complexes, mais aussi de les modifier dans leur géométrie, que ce soit la forme ou la taille. Ainsi, il rend possible la correction des défauts présents à l'acquisition et de supprimer rapidement des éléments. Dans un premier temps, le fil de grillage sortant de l'organe est retiré (Figure 20).

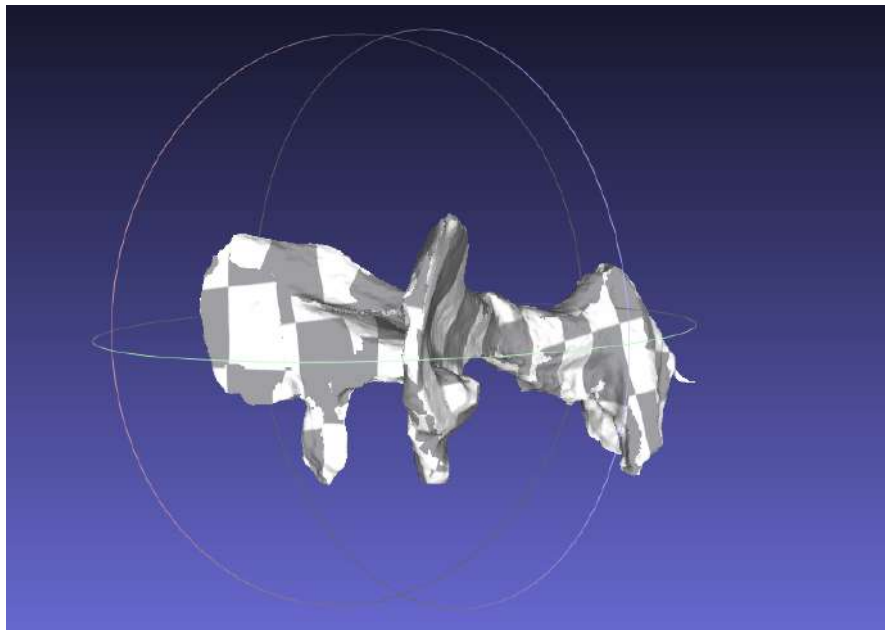


Figure 20 - Logiciel Blender® : Utérus U1 obtenu après nettoyage des éléments inutiles.

Un des points clés suivant est de réaliser une coupe transversale et perpendiculaire du vagin afin d'obtenir une surface plane de cette zone pour le moulage.

En effet, dans les modifications de l'utérus à réaliser, une anticipation de la zone d'insertion du silicone pour le moulage est nécessaire. Cette zone doit pouvoir être plane afin de signifier la fin du vagin et de s'insérer dans le bassin artificiel du support Breed'n Betsy®.

L'utérus est donc coupé perpendiculairement au vagin (Figure 21).

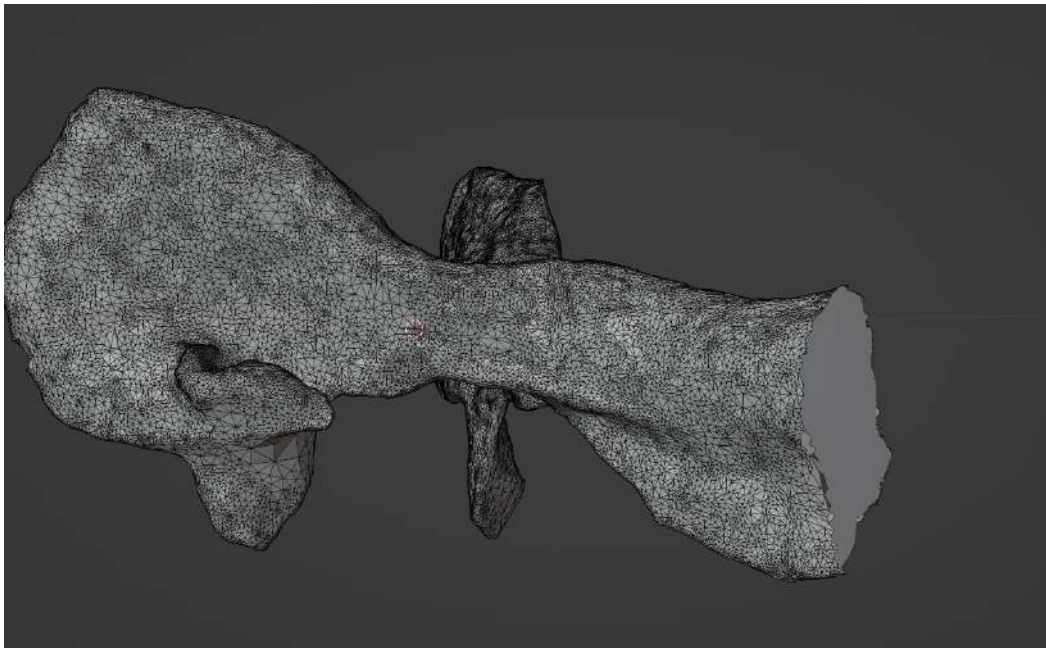


Figure 21 - Logiciel Blender® : Utérus U2 après nettoyage et coupe transversale et perpendiculaire du vagin. Les triangles forment l'objet.

Le deuxième enjeu de ces retouches est de réduire le nombre de triangles qui constituent le modèle afin de ne pas présenter à l'impression 3D un modèle trop précis, qui prendrait trop de temps et de matériaux à imprimer et qui n'est pas nécessaire pour représenter de manière réaliste l'objet. En effet, étant à la base un nuage de points, les surfaces entre les points qui permettent de créer la surface de l'objet sont représentées par des triangles (Figure 21) qui peuvent être réduits en nombre par la fusion de triangles et la suppression de certains points. Un des enjeux est de trouver un équilibre qui ne nuise pas à la représentativité de l'objet tout en le rendant optimal pour l'impression.

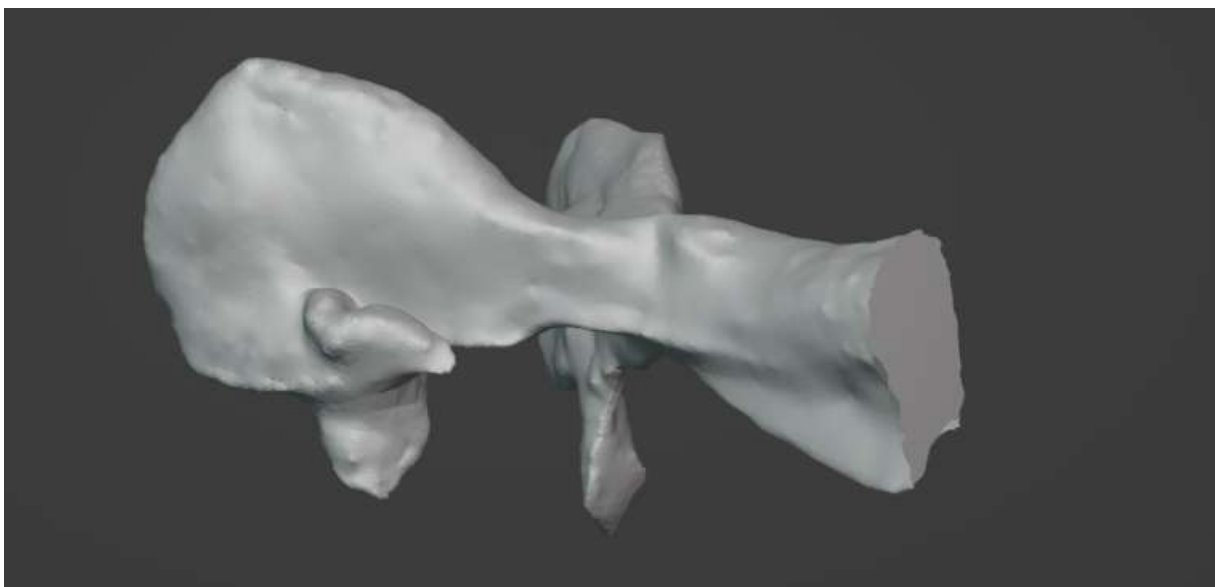


Figure 22 - Utérus U2 après diminution du nombre de triangles par fusion entre ces triangles.

À la fin de ce travail sur Blender® pour chacun des utérus, deux modèles ont été obtenus : U1 et U2, l'un obtenu à l'aide de l'application smartphone Scaniverse® et le deuxième obtenu grâce au logiciel pour ordinateur RealityCapture®. Les deux utérus obtenus étant quasiment identiques, la suite du travail est opérée avec U2 obtenu par photographie.

C. Réalisation des moules 3D comme négatif des modèles

Le logiciel Blender® est ensuite utilisé pour créer les moules. Pour cette étape, nous avons pu compter sur l'aide du FabLab de l'INSA, de ses étudiants et de ses encadrants. Fabric'INSA est une association à but non lucratif qui gère le fonctionnement de l'atelier FabLab de l'INSA Toulouse. Les étudiants peuvent utiliser les ordinateurs et logiciels disponibles sur place ainsi qu'un large panel de machine dont les imprimantes 3D, reliées à des ordinateurs qui permettent de lancer des impressions en direct et de suivre leur évolution.

Trois imprimantes 3D sont disponibles au FabLab dont l'imprimante 3D Ultimaker S5®. Cet appareil offre de nombreuses possibilités grâce à un grand volume d'impression (330 x 240 x 300 mm) et un double extrudeur. Nous avons donc choisi cette imprimante pour réaliser les modèles des moules, ce qui nous a donné les contraintes de taille.

Plusieurs contraintes se sont dessinées pour réaliser les moules.

La première est une contrainte de taille due à la volonté de réaliser un utérus en silicone grandeur nature : en effet, les dimensions maximales des imprimantes 3D sont fixes et le moule doit être imprimé au sein de l'imprimante. De plus, plus les pièces sont grandes, plus il faut de temps et de matériaux pour les réaliser, ce qui peut être un frein à la fois économique et pratique (monopolisation des imprimantes durant le temps des impressions).

Il existe une contrainte supplémentaire concernant le moulage. Dans ce cahier des charges, le point de versage du silicone est à anticiper, sachant que le silicone va couler par gravité et doit remplir le moule dans sa totalité.

Enfin, le démoulage est déjà à envisager pour concevoir les moules. Lors de cette opération, il faut pouvoir extraire le modèle en silicone sans l'abîmer ou le détériorer tout en pouvant réutiliser les moules. Le démoulage doit pouvoir se faire facilement. Au vu de la morphologie de l'objet, nous pouvons donc exclure la création d'un moule unique car le démoulage est alors impossible.

Pour ce faire, un moule en 6 parties semble idéal, autant vis-à-vis du démoulage qu'en termes de taille de pièces pour l'impression future. En effet l'utérus étant bicorné, en forme de Y avec le col, le moule doit être au moins 2 parties, une pour chaque corne (Figure 23). De plus, le démoulage oblige à créer une partie inférieure et une partie supérieure. Enfin, séparer chaque corne en deux parties semble essentiel pour garantir un démoulage facile de chacune des cornes.

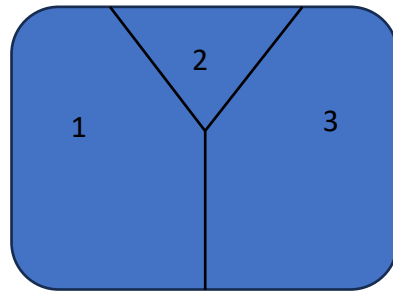


Figure 23 - Croquis de la découpe du volume afin de réaliser les pièces du moule vu du dessus

Sur le logiciel Blender®, un volume cubique est créé et l'utérus est mis au centre. Le négatif de l'objet à mouler est réalisé grâce à une opération booléenne de différence. On obtient alors une pièce en 3D avec un vide au centre, correspondant à l'utérus. Préalablement, le volume cubique est divisé en 6 parties et dans un souci d'économie de temps et de matière lors des impressions, le volume initial autour de l'utérus est retravaillé en forme de prisme triangulaire pour se rapprocher de la forme de l'utérus.

Ensuite, le volume est exporté en différentes parties, toutes contiguës les unes des autres. Chaque partie est téléchargée au format STL indépendamment, ce qui permet d'obtenir 6 modèles 3D à imprimer correspondants aux 6 pièces du moule (Figures 24 à 29).

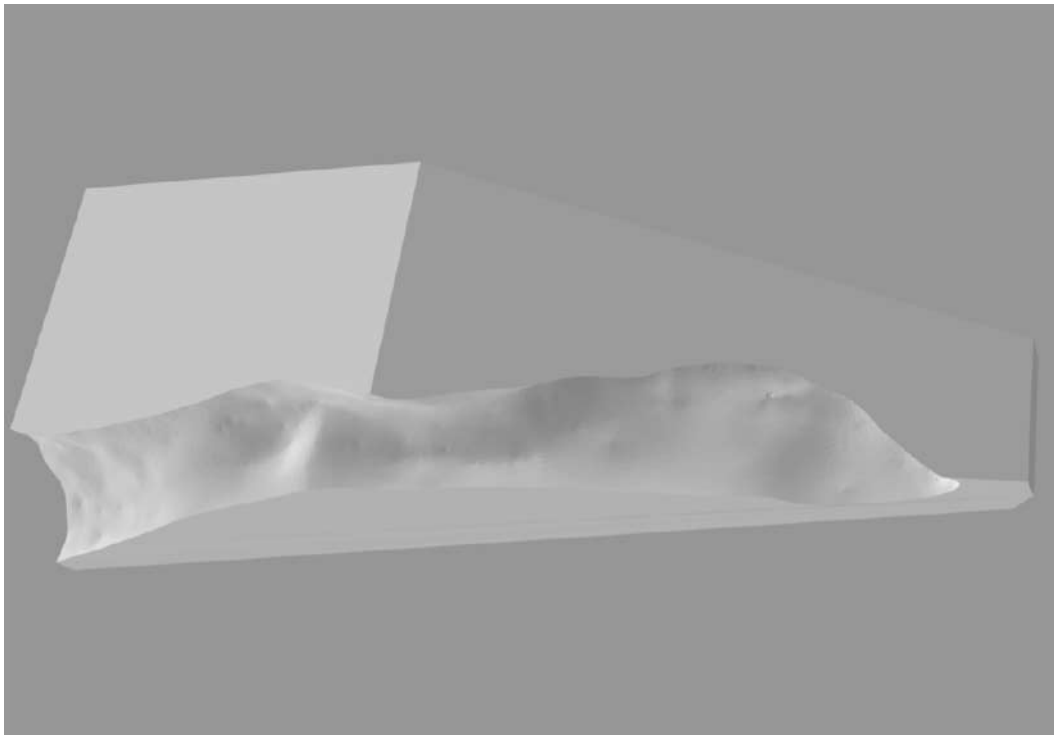


Figure 24 - Pièce du moule correspondant à la corne gauche de l'utérus, partie supérieure

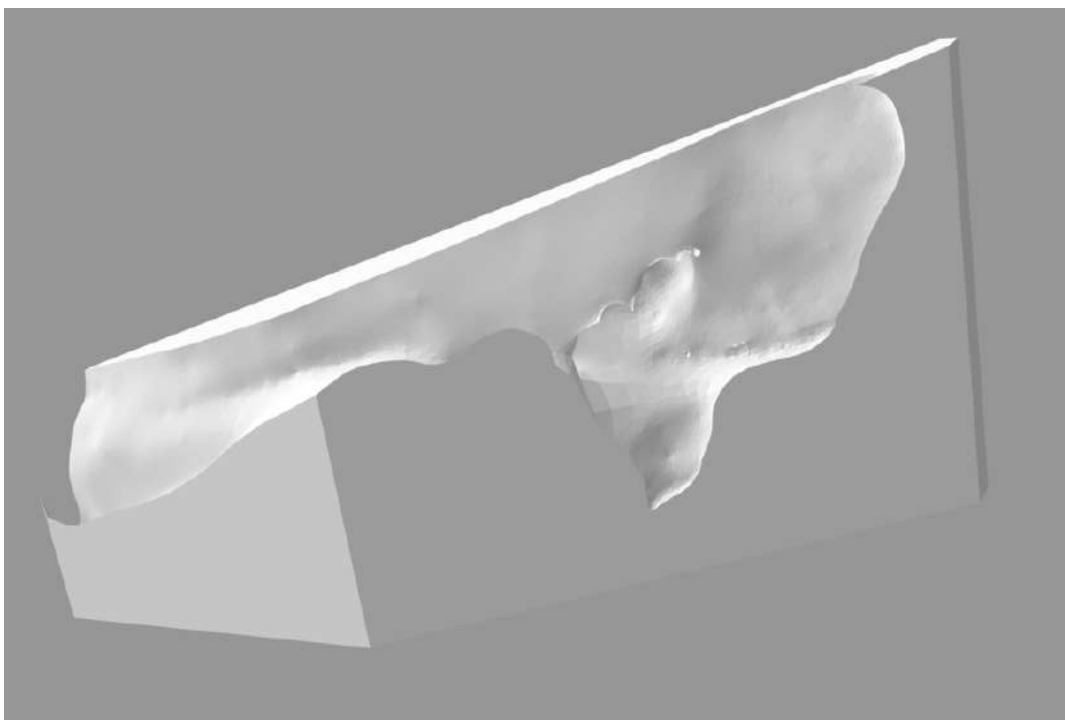


Figure 25 - Pièce du moule correspondant à la corne gauche de l'utérus, partie inférieure

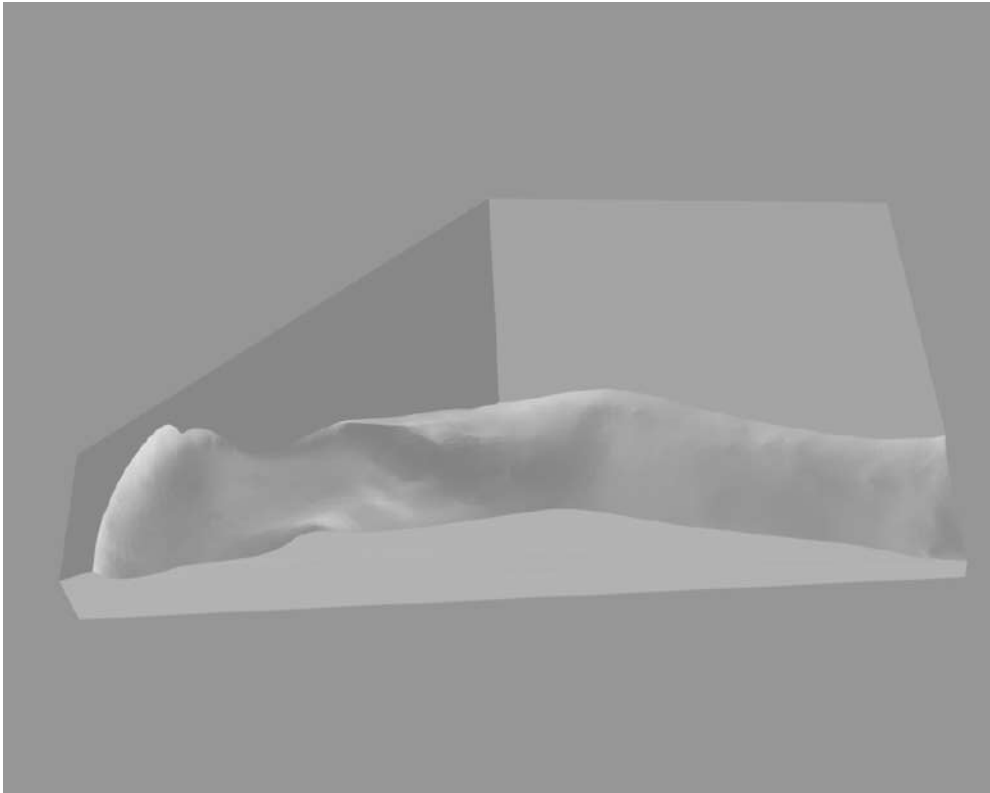


Figure 26 - Pièce du moule correspondant à la corne droite de l'utérus, partie supérieure

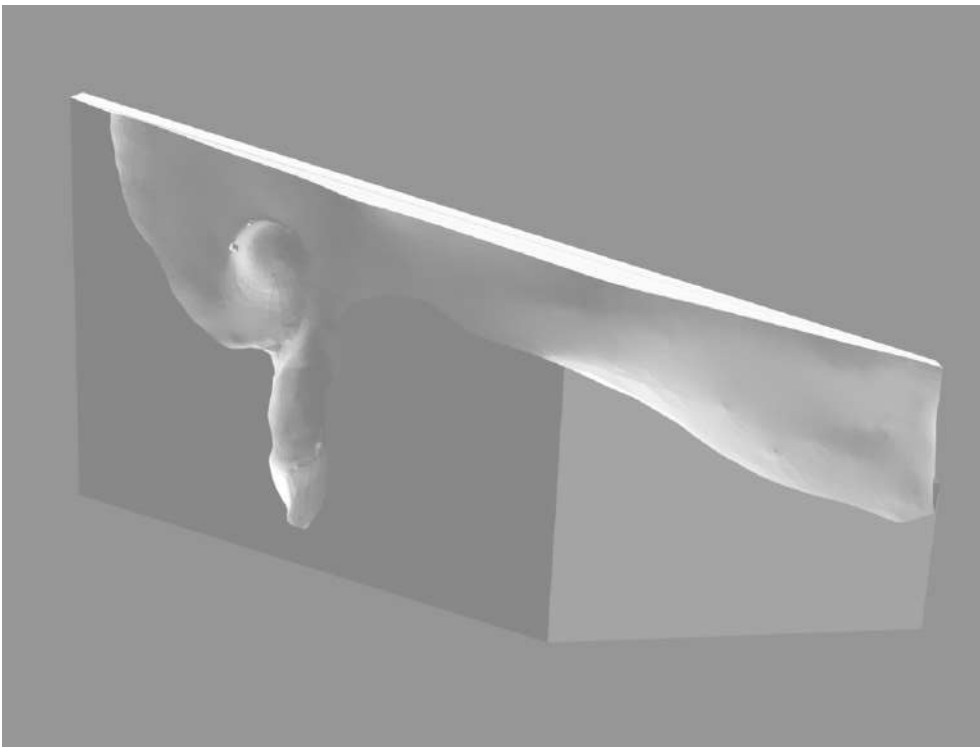


Figure 27 - Pièce du moule correspondant à la corne droite de l'utérus, partie inférieure

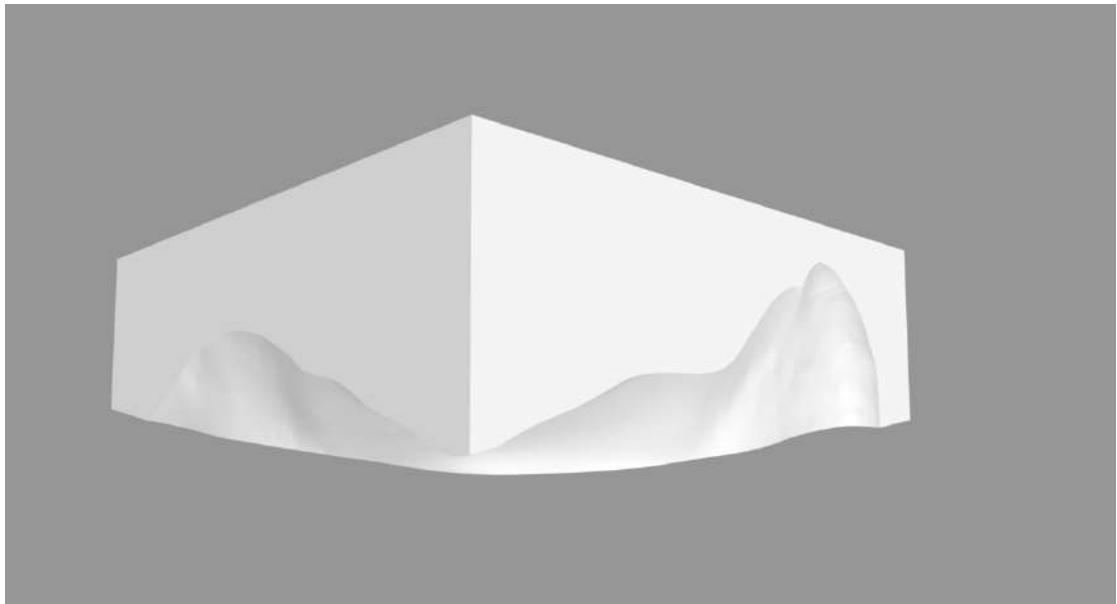


Figure 28 - Pièce du moule correspondant aux deux cornes, partie supérieure

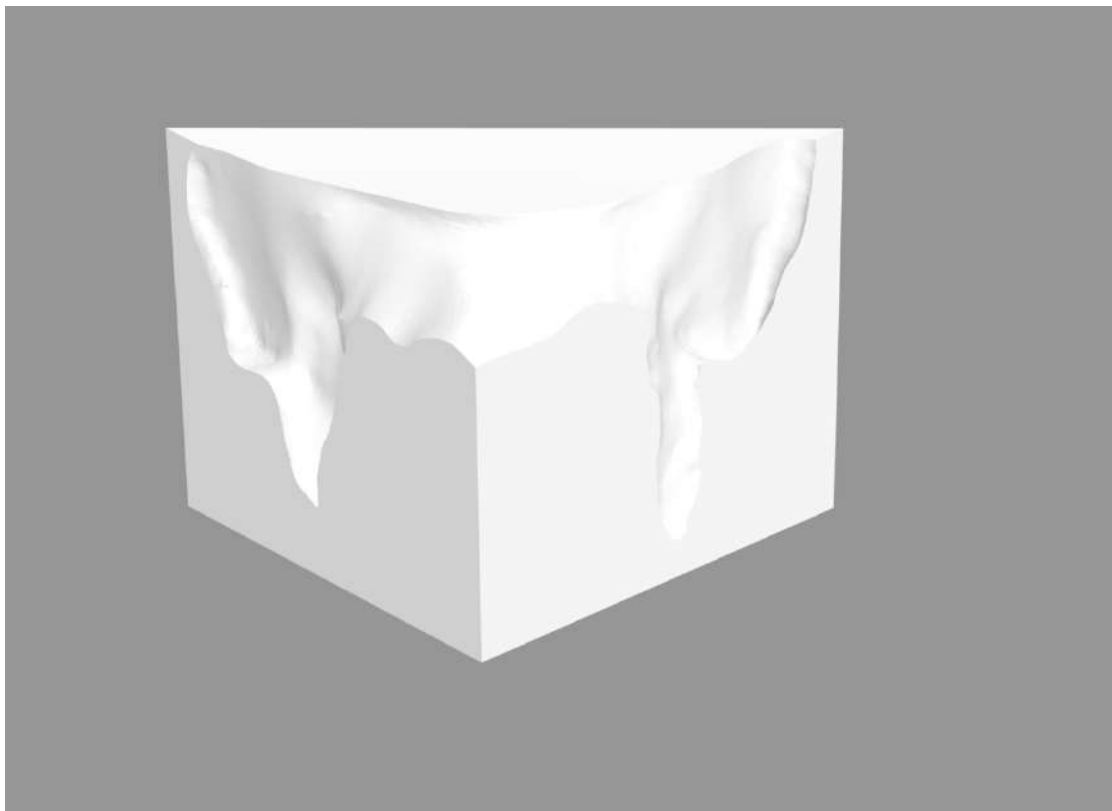


Figure 29 - Pièce du moule correspondant aux deux cornes et aux ovaires de l'utérus

V. Création du moule à utérus par impression 3D

A. Impression en 3D des six pièces constituant le moule

Les fichiers STL sont tout d'abord exportés et chargés sur le logiciel Ultimaker Cura®. Ce logiciel est directement en lien avec l'imprimante 3D et permet de préparer les modèles 3D pour l'impression en quelques minutes avec les paramètres recommandés.

L'orientation de la pièce lors de cette étape est choisie pour que l'impression soit la plus ergonomique, tout en respectant les dimensions de l'imprimante. En effet sur Cura®, tous les angles du modèle 3D qui dépassent un angle 45° apparaîtront comme une zone rouge, ce qui signifie que l'imprimante créera des supports (structures de soutien en impression, détachables post-impression), le but étant de les limiter. En jouant sur l'orientation des pièces à imprimer, celles-ci ont été imprimées sans support.

Puis il suffit de choisir les paramètres de vitesse et de qualité et l'impression peut être lancée.

Après 57 heures d'impression au total, le moule est obtenu en 6 pièces distinctes (Figure 30 et Figure 31). Pour ce faire l'imprimante utilisée était l'imprimante 3D Ultimaker S5® et le matériau employé du filament de 2,85 mm type PolyTerra de la marque Polymaker®.

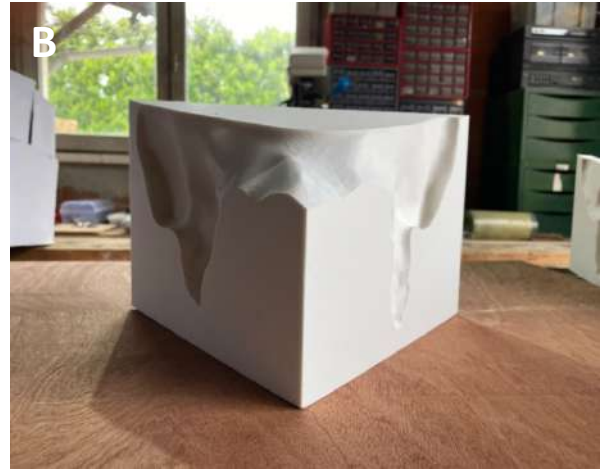
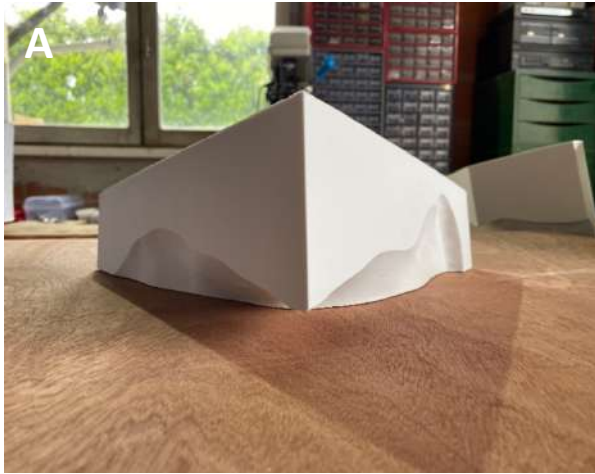


Figure 30 - Les 6 pièces du moule. A : Partie dorsale des deux cornes ; B : Partie ventrale des deux cornes et ovaires ; C : Corne gauche et col ; D : Corne droite et col ; E : Corne gauche et ovaire droit ; F : Corne droite et ovaire droit.



Figure 31 - Moule assemblé. A : vue dorsale ; B : vue caudale (depuis la sortie du vagin) ; C : vue ventrale sans les 2 pièces ventrales ; D : vue dorsale sans les 3 pièces dorsales.

B. Préparation des pièces post impression

Après impression, afin d'homogénéiser la surface et les éventuels débordements d'impression, les moules sont poncés avec du papier abrasif et une lime (Figure 32). De ce fait, la visibilité des lignes d'impression 3D est diminuée.



Figure 32 - Ponçage des surfaces internes des pièces du moule avec du papier abrasif

C. Assemblage des pièces du moule

Une des étapes clés de la manipulation consiste en une immobilisation totale du moule afin de ne pas créer d'incohérence de moulage. Il est essentiel de pouvoir incliner le moule sur lui-même pour y faire glisser le silicone. Ainsi, le silicone recouvre la totalité de la surface et les éventuelles bulles d'air sont évacuées, sans aucun mouvement des différentes parties du moule entre elles.

Pour ce faire, des trous de 10mm de diamètre sont percés afin d'assembler les pièces du moule 2 par 2 et obtenir plus de rigidité. Dans ces orifices, des chevilles en bois de 10 mm

de diamètres sont disposées, ce qui permet d'emboîter deux pièces du moule ensemble (Figure 33). Ainsi, on obtient plus de stabilité.



Figure 33 - Mise en place de chevilles en bois de diamètre 10 mm entre deux pièces du moule.



Figure 34 - Mise en place de sangles et de serre-joints pour fermer le moule et fixer les équerres

Pour le premier essai, les pièces du moule sont ajustées et serrées entre elles à l'aide de serre-joints afin que la congruence soit parfaite. Deux sangles permettent de resserrer le tout pour limiter les espaces-morts (Figure 34).

Puis des équerres sont fixées à l'aide de vis pour bloquer définitivement les pièces entre elles et obtenir une congruence parfaite (Figure 35 et Figure 36).



Figure 35 - Vérification de la congruence depuis l'intérieur du moule



Figure 36- Mise en place d'équerres entre deux pièces du moule



Figure 37 - Mise en place complète du moule lors du premier moulage.

Ainsi, pour le premier moulage, les sangles et les serre-joints restent en place (Figure 37). Pour le deuxième et troisième moulage, seuls les équerres et du scotch sont finalement nécessaires pour fixer l'ensemble (Figure 38). Il s'agit de la technique optimale.



Figure 38 - Mise en place complète du moule pour le deuxième moulage.

VI. Moulage de l'utérus en silicone

A. Choix du silicone : polycondensation ou polyaddition ?

Le choix du silicone doit respecter plusieurs critères :

- Tolérant à l'utilisation ;
- Peu de retrait ;
- Démoulage facile ;
- Dureté compatible avec celle d'un véritable utérus ;
- Coloration possible pour plus de réalisme ;
- Prix abordable.

Il existe deux grandes familles de silicone sur le marché : les silicones (ou élastomères de silicone RTV) réticulant par polyaddition et les silicones (ou élastomères de silicone RTV) réticulant par polycondensation.

Les élastomères de silicone RTV réticulant par polycondensation sont largement préférés dans les domaines de la création artistique tels que l'industrie du souvenir, la muséographie et le décor pour le cinéma et le théâtre. De plus, ils se distinguent comme étant les silicones de polycondensation les plus économiques. Leur utilisation est très flexible, permettant un dosage de catalyseur approximatif (de 3% à 7%) et ils présentent une tolérance notable envers les variations de température ambiante. Ces silicones peuvent être utilisés sous l'eau, ce qui les rend adaptés pour des conditions humides, bien que la vitesse de prise puisse être accélérée. En outre, leur retrait peut atteindre jusqu'à 0,5% (Real composites 2024).

De plus, il existe des silicones de type polyaddition qui trouvent leur application dans diverses industries telles que la production de pierre reconstituée, le prototypage rapide, la tampographie, les utilisations en contact avec la peau humaine (orthopédie, dentisterie), la création de bijoux en pierre organique, ainsi que dans la fabrication en grande série d'objets décoratifs en plâtre.

Ces silicones sont généralement plus coûteux que leurs homologues de type polycondensation. Leur utilisation nécessite une précision stricte dans le dosage du catalyseur, et ils réagissent à la température ambiante. Ces élastomères de silicone sont souvent qualifiés

de "sans retrait" en raison de leur retrait minimal, inférieur à 0,1 % ce qui est plus performant que les silicones de polycondensation (Real composites 2024).

Ainsi, nous avons choisi de tourner vers un silicone de type polyaddition.

Le silicone retenu est le RTV HT33 de Real Composites® (voir Annexe 2), « 33 » correspondant à la dureté Shore A. Il est transparent et est généralement utilisé pour la fabrication de moules pour le prototypage ou pour la fabrication de pièces. Il est très utilisé dans le milieu des effets spéciaux car il peut être facilement teinté et sa dureté peut être abaissée par ajout d'huile jusqu'à 5 Shore (échelle Shore A) pour donner des effets de peau très réaliste. Il est conditionné sous la forme d'une base (partie A) et d'un catalyseur (partie B) (Figure 39).



Figure 39 - Silicone de moulage en deux parties : partie A (base) et partie B (catalyseur)

De plus, de la graisse de vaseline est à disposer dans les moules au pinceau, sur toute la surface en contact avec le silicone afin de lisser les potentielles irrégularités présentes sur les surfaces comme les traits d'impression. Elle facilite le démoulage.

De l'huile de silicone à diluer est ajouté pour jouer sur la dureté en suivant un tableau de dilution précis donné par le fabricant (Annexe 3).

Enfin, des pâtes pigmentaires de couleur peau et de couleur rouge peuvent être mélangées afin d'obtenir une couleur rose physiologique pour plus de réalisme (Figure 40).



Figure 40 - Pâtes pigmentaires pour silicone

B. Réalisation de la pâte de silicone

Pour ce faire, nous disposons de deux pots, avec d'un côté la base (partie A) et de l'autre le catalyseur (partie B) sous format de 5 kg chacun.

La base A est homogénéisée à l'aide d'une tige mélangeuse montée sur une perceuse jusqu'à l'obtention d'une viscosité homogène. Nous versons ensuite la base A dans un saladier en inox.

Puis le catalyseur B est versé progressivement jusqu'à obtenir au total un rapport 1 pour 1 (Figure 41). Une fois encore, le tout est homogénéisé avec une tige mélangeuse. Une pâte transparente et liquide est obtenue.



Figure 41 - Versement progressif du catalyseur B dans la base A. Une balance est insérée sous le récipient afin de vérifier le poids au cours de l'opération.

Pour le premier moulage, la dureté testée est de 33 Shore. Ainsi, 1 kg de base A et 1 kg de catalyseur B sont utilisés.

Le deuxième utérus reçoit 200 g d'huile de silicone afin de diminuer la dureté Shore à 26 (10 % de dilution). Du silicone est présent en excès à la fin du moulage. Dans un souci d'économie, pour le troisième utérus d'une dureté de 20 Shore, 900g de A, 900g de B et 360g de d'huile de silicone (20 % de dilution) sont utilisés. (voir Annexe 3).

Ainsi, trois silicones d'une dureté respective de 33, 26 et 20 Shore sont obtenus après polymérisation.

Afin de reproduire une couleur plus réaliste, des pâtes pigmentaires sont ajoutées.

Lors du premier essai, 4 grammes de pâte pigmentaire rouge et 4 grammes de pâte pigmentaire couleur peau (ne pas dépasser 1%) sont mélangées. Ceci a donné un utérus rouge (Figure 42). Pour les moulages des deux autres utérus, 6 grammes de pâte couleur peau et seulement 2 grammes de pâte rouge sont ajoutés afin d'obtenir une couleur plus réaliste. Une pâte de silicone de couleur rose est alors obtenue (Figure 42).

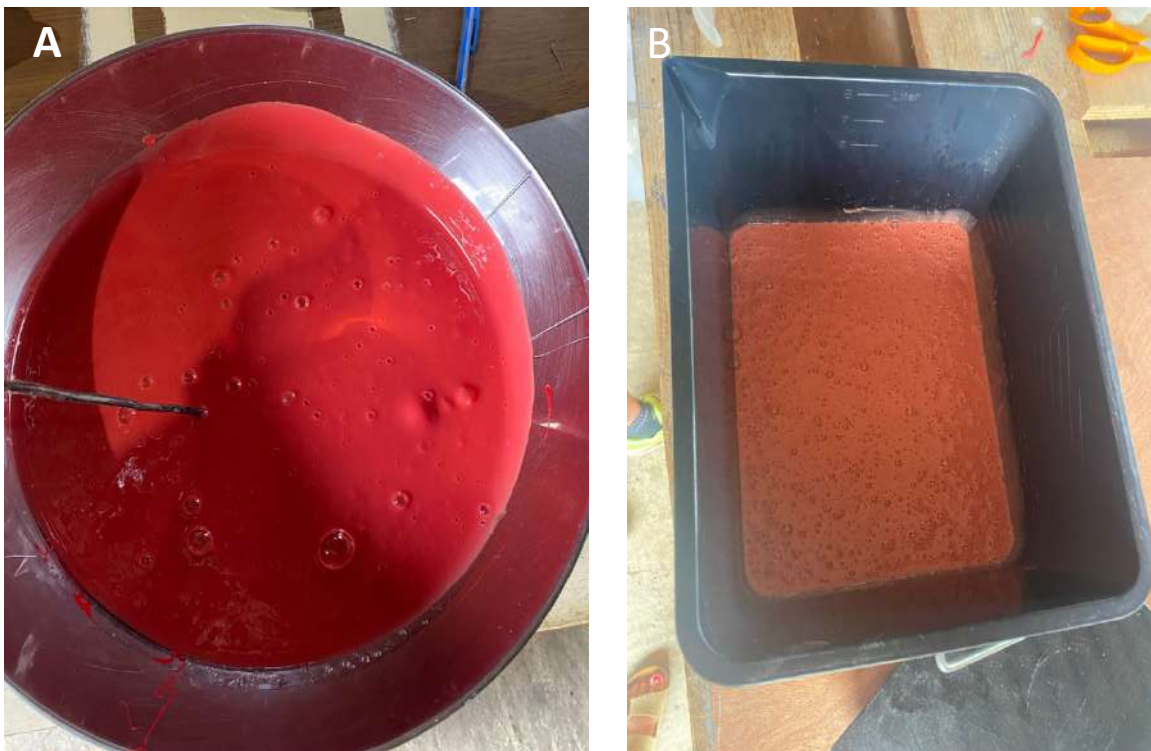


Figure 42 - Silicone obtenu après mélange de la base, du catalyseur et des pâtes pigmentaires

A : Utérus 33 Shore ; B : Utérus 26 Shore.

C. Coulage du silicone dans le moule

Préalablement à l'assemblage définitif des moules, chaque pièce est recouverte de graisse de vaseline en fine couche avec un pinceau afin de faciliter le démoulage (Figure 43).

La vaseline doit être appliquée de manière homogène, en insistant sur les endroits critiques, c'est-à-dire avec un relief fort.



Figure 43 - Application de la graisse de vaseline au pinceau de manière homogène sur toutes les surfaces "utérines" des pièces.

Dans un premier temps et pour faciliter l'insertion du silicone dans le moule, un entonnoir est utilisé (Figure 44). Ceci permet de couler le silicone progressivement dans le moule afin d'évacuer les bulles d'air et de s'assurer qu'il remplit le moule de manière homogène. Pour le deuxième et le troisième utérus, le silicone est contenu dans un récipient avec verseur pour plus de facilité. Afin de casser les bulles d'air, il faut le verser dans le moule sous la forme d'un fin filet. En effet, le silicone ne peut pas être dégazé sous vide ici.



Figure 44 - Première méthode de coulage du silicone à l'aide d'un entonnoir

Un des enjeux du moulage consiste en une répartition complète du silicone au sein du moule avec le risque de stocker des grosses bulles d'air qui déformeraient le modèle. Ainsi, le premier tier du remplissage est réalisé en inclinant le moule de 20 degrés par rapport à l'horizontale à l'aide de cales puis nous avons échangé d'inclinaison à l'opposé pour le deuxième tier. Enfin, pour le tiers final, le moule est mis à plat.

Pendant le remplissage du premier utérus, du silicone coule par les espaces entre les moules. Le silicone étant plutôt visqueux car non dilué avec l'huile de silicone, cet écoulement est minime. Cependant, il pourrait être important pour le deuxième et troisième moulage en raison de la dilution du silicone qui devient beaucoup plus liquide avec l'huile.

Nous avons mis en place du scotch pour les limiter afin d'étanchéifier complètement le moule. Un nettoyage préalable à l'éthanol est nécessaire avant la mise en place du scotch, les pièces étant grasses à cause de la graisse de vaseline de démoulage (Figure 45).



Figure 45 - Montage final pour le durcissement du silicone dans le moule.

Une bande de sangle de 23 cm est insérée à la fin du remplissage de chaque moulage et permet l'attache de l'utérus au modèle de simulation Breed'n Betsy® (Figure 46).

Le temps de démoulage et de durcissement complet varie en fonction de la température, elle est de 3 heures à 23°C. Dans tous les cas, la résistance mécanique est obtenue au bout de 2 à 3 jours.



Figure 46 - Sangle insérée dans le silicone afin d'attacher l'utérus au support Breed'n Betsy®.

D. Démoulage de l'utérus après polymérisation

Après 3 heures de durcissement, le moule est désassemblé. Après avoir défait les attaches du moule, celui-ci reste collé du fait du passage du silicone dans les espaces restants entre les pièces.

À l'aide d'un tournevis plat, le vide est rompu entre les pièces et l'utérus peut être sorti délicatement du moule (Figure 47). La graisse de vaseline participe fortement à la facilitation de cette étape.



Figure 47 - Utérus 20 Shore après retrait d'une des pièces du moule. Le silicone a coulé entre les pièces, cependant il se détache facilement

Après démoulage direct, l'utérus n'a pas sa forme définitive, quelques retouches sont nécessaires (Figure 48).

Premièrement, le silicone qui a fui dans les espaces entre les pièces du moule est facilement détaché avec un ciseau. Il suffit de faire le tour de l'organe avec un ciseau ou un cutter pour découper le silicone qui a coulé. Les surplus sont ainsi retirés.

Deuxièmement, la graisse de vaseline de démoulage étant très grasse, l'utérus est nettoyé afin d'éliminer l'aspect gras de ce dernier.



Figure 48 - Utérus en silicone après démoulage direct, le silicone qui avait coulé entre les pièces du moule est visible.

Ainsi, on obtient un utérus en silicone coloré, de taille et dimension exactement identique au véritable utérus du début (Figure 49).



Figure 49 - Utérus après nettoyage et retrait des surplus de silicone.

Cette procédure de démoulage est la même pour les trois utérus. Cependant, plus la dureté du silicone est faible, plus celui-ci a coulé entre les pièces et plus le travail de découpe et nettoyage est important.

E. Mise en place de l'utérus dans le modèle Breed'n Betsy®

Une fois le modèle complètement nettoyé et les bords harmonisés, l'utérus créé peut être testé dans le modèle Breed'n Betsy®.

Les modèles d'utérus vendus ont des boutons pressions qui permettent de les fixer. Il faut donc rajouter un moyen de fixation compatible sur la corde laissée à cet effet qui permet de fixer l'utérus dans le modèle Breed'n Betsy®.

Grâce à un bouton pression conciliable avec celui déjà en place, un adaptateur est confectionné avec d'un côté le bouton pression complémentaire au support de Breed'n Betsy® et de l'autre un scratch adhésif, cousu à la main avec du fil noir (Figure 50).



Figure 50 - Adaptateur scratch / bouton pression fixé sur le support Breed'n Betsy®

Sur la sangle des utérus, la partie opposée de la bande auto-agrippante est fixée (Figure 51). Pour plus de facilité, le scratch choisi est adhésif, ce qui permet de le coudre facilement sur la sangle sans que celui-ci ne bouge.

Ainsi, on obtient un adaptateur fixé au support Breed'n Betsy® sur lequel les trois utérus peuvent être attachés et détachés facilement à l'aide d'un scratch.

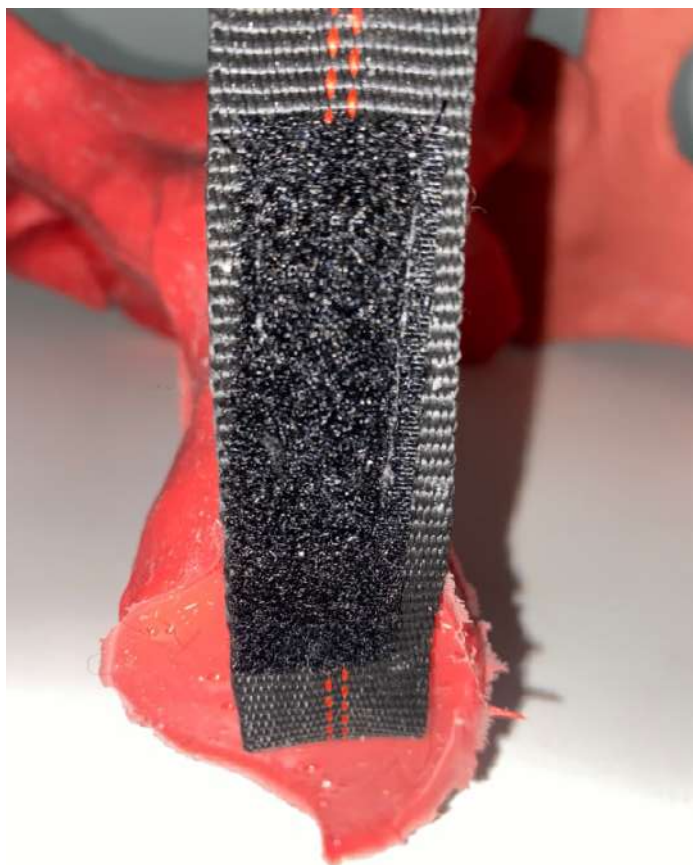


Figure 51- Scratch cousu sur la sangle d'un utérus. Cette partie est complémentaire de celle de l'adaptateur.

Résultats

Pour donner suite à ce protocole, on obtient des utérus en silicone, qui une fois installés au sein du modèle *Breed'n Betsy*[®] permettent aux étudiants de s'entraîner aux palpations transrectales.

Trois utérus sont ainsi utilisables, de même forme mais de duretés différentes (Figure 52) :

- Un utérus 33 Shore de couleur rouge ;
- Un utérus 26 Shore de couleur rose ;
- Un utérus 20 Shore de couleur rose.

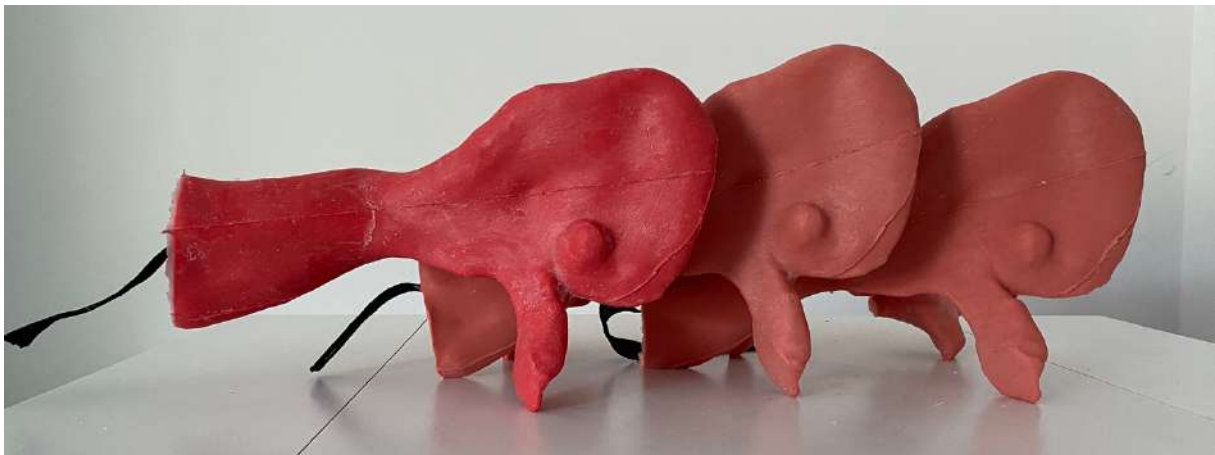


Figure 52 - Les trois utérus en silicone obtenu (de gauche à droite) : utérus rouge 33 Shore, utérus rose 26 Shore et utérus rose 20 Shore.

L'utérus s'insère dans le faux bassin (en gris) et s'attache grâce à un bouton pression sur le plancher du bassin (Figure 53). Puis, le faux rectum (en jaune) se replace sur celui-ci.



Figure 53 - Utérus rouge 33 Shore monté sur le modèle Breed'n Betsy®. L'utérus est fixé à l'adaptateur auto-agrippant, lui-même fixé au bouton pression. Le rectum est représenté en jaune.

L'étudiant passe son bras par cette partie pour palper l'utérus.

Les modèles s'insèrent correctement dans le bassin du simulateur. La fixation par la méthode auto-agrippante est facile à réaliser (Figure 54). En effet, il suffit de relever le rectum (en jaune) pour accrocher l'utérus à l'adaptateur.



Figure 54 - Utérus 20 Shore dans le simulateur Breed'n Betsy®. Le rectum (en jaune) est relevé pour plus de visibilité sur l'utérus lors de l'insertion dans le modèle.

Ainsi, les étudiants peuvent palper l'utérus et les ovaires par l'anus au travers du rectum, le but étant de se familiariser à la palpation transrectale et de repérer plus facilement l'anatomie de l'utérus que sur un modèle vivant.

Discussion

I. Évaluation de la méthode de création de l'utérus

A. Acquisition des utérus

L'acquisition des images d'utérus permet d'obtenir des modèles 3D fidèles à la réalité. Peu d'essais ont été nécessaires afin de mettre en place l'expérience et celle-ci représente un moindre coût par rapport à la réalisation d'un scanner.

La création du support prend du temps mais il est réutilisable, facilement démontable et stockable. La tête de support étant interchangeable et modifiable, nous pouvons imaginer que d'autres organes pourraient être suspendus de la même manière, surtout pour ce qui concerne les espèces plus petites que les bovins (chiens, chats, ...). Cependant chez les bovins ou chevaux, un problème de taille pourrait empêcher de réaliser cette suspension, surtout concernant les organes digestifs ; en parallèle, ce sont les mêmes problèmes de taille qui limitent l'utilisation du scanner.

La tomodensitométrie reste l'examen de choix pour obtenir de manière physiologique la morphologie 3D des organes des animaux de compagnie. Nous aurions pu imaginer congeler les utérus en position physiologique et les passer dans le scanner pour obtenir les modèles 3D, ce qui aurait pu nous affranchir des étapes de traitements des données sur ordinateur avec RealityCapture®. Cependant, comme nous l'avons vu avec l'application Scaniverse®, nous pouvons obtenir très rapidement un modèle 3D de l'organe, à moindre frais sans autre étape excepté le positionnement en 3D dans l'espace.

Lors du traitement des modèles 3D obtenus, les différents fascias qui entourent l'utérus ont été supprimés pour ne faire apparaître uniquement que l'utérus, ce qui altère la forme de l'organe, même si le réalisme a été conservé au maximum. Il en est de même lors de la retouche sur Blender®. La simplification du modèle entraîne automatiquement des biais, que nous avons essayé de minimiser.

La photogrammétrie nous paraît donc être un bon moyen d'obtenir des modèles 3D d'organes.

B. Réalisation des moules

Seul un des deux modèles 3D d'utérus créés par photogrammétrie a été réalisé en moule. Le coût de réalisation d'un moule est entre 80 et 100€ en fonction des tarifs appliqués par l'imprimeur.

La conception du moule fut une étape fastidieuse du processus, les facteurs limitant étant la praticité de démoulage en aval et la taille limitée des pièces imprimables. L'aide des étudiants ingénieurs de l'INSA nous a permis d'optimiser cette étape.

De plus, les étapes d'impressions nécessitent une présence auprès de l'imprimante. Lors des premières réalisations, des coupures de courant ont arrêté le processus, nous avons été obligés de recommencer depuis le début.

Pour 6 pièces, 6 impressions ont dû être lancés. Ainsi, pour une impression prenant 57 heures, la totalité de la réalisation prend finalement plus d'une semaine du fait des horaires du FabLab car il faut être présent entre chaque impression. Ainsi, le fait d'être présent à chaque étape des impressions peut rendre le processus long. Ensuite, les pièces étant de grandes tailles, des bobines de fil de longueur adaptée ont dû être commandées chez le fournisseur, ce qui peut être le facteur limitant.

Enfin, une fois les pièces obtenues, une demi-journée de travail a été nécessaire afin de trouver la meilleure manière de les assembler sans qu'elles ne puissent bouger lors du moulage. Du matériel adéquat devait être disponible (perceuse pour les trous des chevilles, visseuses pour fixer des équerres, ...). Cependant, une fois la méthode trouvée, elle est reproductible rapidement (équerres et scotch dans ce cas).

Par ailleurs, la présence de formes géométriques en bordure des pièces nous aurait peut-être permis de simplifier la fixation du moule afin de créer un emboîtement parfait. Celles-ci auraient été facile à créer sur Blender® lors de la création des pièces.

Ainsi, la création du moule par impression 3D est un processus fastidieux et long mais qui permet de créer un moule réutilisable sur le long terme. Cependant, ce moule constituant une forme unique, il ne pourra représenter qu'un type d'utérus.

C. Moulage en silicone

Le silicone professionnel permet d'avoir une bonne qualité de démoulage et un rendu optimal. Cependant, pour obtenir cette qualité, le coût est important. En effet, le kit de 10kg revient à 351,90 € HT. Pour un modèle, nous avons utilisé 2kg soit un modèle à environ 70 € HT de silicone.

Cette étape est rapide, seulement 3 heures pour une polymérisation complète du silicone et 2 à 3 jours pour une résistance totale. Les étapes de nettoyage post-moulage sont rapides et nécessitent peu de moyens. On obtient ainsi un utérus fidèle à la réalité.

II. Comparaison de l'utérus en silicone avec la réalité

Un des objectifs de ce travail est de reproduire un modèle fidèle à la réalité tant visuellement que sensoriellement. La texture est donc tout aussi importante. Lors du premier essai, nous n'avons pas ajouté d'huile de silicone. La dureté du premier utérus est donc de 33 Shore. La dureté obtenue est plus importante que ceux de la Breed'n Betsy® et que de la réalité, même si celle-ci dépend de la tonicité de l'utérus qui varie selon le stade physiologique. Avec les modèles suivants de dureté 26 et 20 Shore, nous espérons obtenir cette sensation nettement diminuée. Finalement, elle varie peu dans ces échelles.

De plus, la densité du modèle créé est homogène alors que celle d'un véritable utérus est plutôt hétérogène au sein de l'organe. Les ovaires et le col sont mobilisables, alors que dans le modèle, ils sont rigides, de la même texture que le reste de l'organe ce qui peut être un biais pour l'apprentissage.

Ainsi, la forme de ces modèles est très proche de la réalité mais la texture est encore à améliorer pour que la sensation à la palpation soit fidèle aux perceptions sur le terrain.

Perspectives d'évolution du modèle : enjeux et améliorations

I. Création d'autres stades physiologiques et pathologiques

Lors de cette étude, un seul utérus de génisse a été réalisé. Il pourrait être intéressant de réaliser d'autres stades physiologiques comme des utérus de vaches ayant déjà vêlé.

De plus, il pourrait être intéressant de créer des utérus avec des problèmes ovariens palpables comme des kystes folliculaires ou lutéaux, que les étudiants s'entraîneraient à identifier par palpation.

Enfin, dans une autre dimension, des formes pathologiques pourraient être créées sur le même principe, comme une torsion, que l'on peut identifier par palpation transrectale. Dans ce cas, tout l'utérus ne pourrait pas forcément être représenté du fait de la taille, mais la partie palpable dans la réalité, proche du col, pourrait l'être. En effet, lors d'une torsion, il est impossible de palper l'ensemble de l'utérus car il est de taille considérable comme la vache étant généralement en fin de gestation. Cependant, le vétérinaire peut être capable de sentir le lieu de la torsion. Cela pose cependant d'autres questionnements quant à la manière de se procurer un tel utérus. En effet, en suivant le protocole de cette thèse, cela impliquerait un prélèvement sur vache morte à la suite d'une torsion. Dans ce cas, l'organe est souvent lésé et fragile ce qui rendrait l'acquisition difficile.

II. Création d'autres organes

Sur le même protocole que décrit dans cette étude, d'autres organes comme les reins ou le sac dorsal du rumen, examinés par palpation transrectale pourraient être réalisés. Ils seraient faciles à créer du fait de leur conformation et pourraient rajouter du réalisme à la palpation transrectale lors d'activités avec le modèle Breed'n Betsy®.

III. Autres perspectives d'utilisation des modèles 3D

Une fois les modèles 3D d'utérus numérisés et finalisés sur ordinateur, nous pouvons imaginer diverses activités en lien avec l'apprentissage de la palpation transrectale.

Il est parfois fastidieux pour les étudiants de se représenter dans l'espace le positionnement physiologique des organes. L'ENVT dispose de lunettes et casques de réalité augmentée et des TP les utilisent déjà pour des activités immersives. L'utilisation de ces pièces anatomiques modélisées en 3D dans une expérience de réalité augmentée pourrait permettre aux étudiants de mieux appréhender la palpation transrectale et l'anatomie des bovins, en insérant de nombreux organes dans ces modèles.

Ainsi, une fois une pièce anatomique modélisée en 3D, les possibilités qui s'ensuivent pour la pédagogie sont nombreuses et peuvent permettre aux étudiants de renforcer leurs connaissances.

Annexes

Annexe 1 - Mode d'emploi : modélisation 3D de pièces anatomiques par photogrammétrie

1. Création d'un support permettant de positionner la pièce anatomique en position physiologique.

Les contraintes du support sont les suivantes :

- Supporter le poids de l'organe ;
- Permettre la rotation de l'organe sur lui-même ;
- Nettoyage et transport facile ;
- Capacité à suspendre l'organe en position physiologique (forme de la tête du support à adapter) ;
- Ne pas créer d'ombre sur l'organe, il doit pouvoir être inséré dans un portant lumineux au besoin.

2. Mise en place de la pièce anatomique sur le support.

Afin de le positionner correctement, des fils en nylon sont utilisés pour suspendre l'organe. A la manière de la pose d'un cathéter, utiliser une aiguille pour passer le fil d'une part et d'autre de l'organe.

Si la forme de la pièce anatomique n'est pas totalement parfaite avec les fils uniquement, rajouter au sein de l'organe des fils de grillage qui pourront donner la forme depuis l'intérieur (à cathétériser).

Il est important de positionner l'organe suspendu dans un lieu où la luminosité est homogène, un portant lumineux étant l'idéal.

3. Acquisition des images

Avec l'application Scaniverse®, commencer l'acquisition. Tout le champ apparaît alors en rouge, ces plages diminuent lors de l'acquisition. Une fois l'objet scanné, les parties notifiées en rouge ont disparu sur la zone correspondante. Il suffit ensuite de télécharger le fichier 3D au format STL.

Avec le logiciel RealityCapture®, prendre les photos de la pièce anatomique en posant l'appareil photo sur un trépied et la faire tourner sur elle-même. 24 prises de vue au minimum sont nécessaires.

Une fois les images acquises, charger les fichiers dans le logiciel RealityCapture®. Puis, procéder à l'alignement des images (fonction « Alignment »). Le recadrage de la zone à reconstruire peut alors être réalisé grâce à l'aide du cube qui représente cette zone. Puis la fonction « Mesh model » permet de créer les points. Enfin, avec « Preview », la pièce anatomique apparaît. Elle peut ensuite être exportée. Ces étapes sont détaillées au sein du logiciel lors de son utilisation. En effet, il est possible de se laisser guider par le logiciel afin de réussir à créer l'objet en 3D. Le fichier est ensuite à télécharger au format STL.

4. Travail des modèles 3D sur Blender®

Télécharger le fichier STL dans le logiciel. Retoucher la pièce anatomique (taille, forme, aspect, précision ...). Grâce au modificateur « Decimate », le nombre de triangles est diminué et le modèle est simplifié.

5. Création du moule 3D sur Blender®

Un découpage du moule en au moins 2 pièces est nécessaire pour pouvoir démouler la pièce anatomique. Le nombre de pièces du moule augmente en fonction de la complexité de l'organe. Il est à ajuster en fonction de la taille de celles-ci et des dimensions de l'imprimante 3D qui servira pour l'impression.

Créer un volume cubique et entourer le modèle 3D de la pièce avec ce dernier. Le réajuster en fonction de la taille et forme de l'organe (utilisation de prisme triangulaire pour un utérus par exemple). Puis grâce à la création de droites dans le volume cubique, délimiter le moule en plusieurs parties. Ensuite, créer un nouvel objet avec un modificateur booléen, représentant la différence entre le volume cubique et la pièce anatomique. Pour ce faire, sélectionner à chaque fois une des pièces délimitées. Exporter chaque pièce indépendamment à partir du moule total, ce qui évite les erreurs.

6. Impression des pièces du moule

Ouvrir les pièces dans le logiciel Cura® et positionner chaque pièce de manière à rendre l'impression optimale (le moins de support possible). A l'aide d'une imprimante 3D, imprimer les pièces une à une. Prendre soin de vérifier que les bobines d'impression sont suffisamment longues en considérant la durée de l'opération.

7. Préparation des pièces

Poncer les pièces à l'aide de papier de verre pour limiter les marques d'impression. En effet, le silicone marque facilement les irrégularités. Puis, appliquer une graisse de vaseline au pinceau sur toutes les surfaces qui seront en contact avec le silicone.

8. Assemblage du moule

Monter le moule avec des chevilles, serre-joints ou sangles pour immobiliser le moule une fois assemblé. L'utilisation de scotch garantit l'étanchéité.

9. Moulage

Préparer le silicone selon le protocole donné par le fournisseur. Puis, à l'aide d'un entonnoir ou d'un récipient verseur, le verser progressivement dans le moule jusqu'à remplissage total. Le remplissage doit être progressif afin de s'assurer qu'aucune bulle d'air ne soit piégée. Le moule peut être incliné pour une répartition optimale du silicone. Si des éléments (sangles ou attaches par exemple) doivent être insérées dans le modèle, les positionner avant le début du durcissement et mettre en place un moyen d'immobilisation afin de ne pas perturber la polymérisation.

10. Démoulage

Après le temps établi par le fournisseur de silicone, démouler la pièce anatomique créée en désassemblant délicatement le moule. Les irrégularités dues au passage du silicone entre les pièces du moule peuvent facilement être retirées avec une lame ou un ciseau. Nettoyer le modèle afin d'enlever la graisse de vaseline.

11. Création des moyens de fixation

Si la pièce anatomique doit être fixée au sein d'un support, l'utilisation de boutons pressions ou de scratch peut permettre la fixation sans dénaturer l'organe.

Description

Le RTV silicone transparent HT 33 est un élastomère professionnel pour la fabrication de moules et de pièces.

- Très faible viscosité,
- Anti-adhérent,
- Réactivité ajustable par la température (polyaddition),
- Insensibilité à l'humidité,
- Excellente tenue dimensionnelle et à la réversion,
- Très bel aspect de surface,
- Facilité de mise en œuvre,
- Haute résilience.

Propriétés

➤ PROPRIÉTÉS PHYSIQUES

	BASE	CATALYSEUR	MELANGE
Proportion de mélange en poids	100	100	
Aspect	Liquide épais	Liquide	Liquide épais
Couleur	Transparent	Transparent	Transparent
Viscosité Brookfield à 25°C (Mpas)			4500 ±500cp
Densité à 25 °C			1.10
Pot life à 23°C (mn)			20 – 25

➤ PROPRIÉTÉS MÉCANIQUES ET THERMIQUES

Dureté Shore après 24 h à 23 °C	33 Shore A ± 2
Température d'utilisation	5°C à 50°C
Contrainte de rupture en traction	4.7 N/mm ²
Allongement à la rupture	430%
Résistance au déchirement Die B	16 kN/m ± 2
Retrait linéaire	0.05% maxi
Démoulage à 23 °C	3 h

Application

Fabrication de moules ou pièces souples devant présenter des qualités de reproduction exceptionnelle, d'anti-adhérence, de tenue en température supérieure à 160°C en continu.

Moules pour pierre reconstituée ciment, plâtre ou résines thermodurcissables.

Adapté à la réalisation d'objet factice pour effet spéciaux.

Conseil d'application

➤ COMPATIBILITÉ

Pour la fabrication des moules, les modèles pourront être réalisés dans tout type de matériaux : bois, résine, plâtre, matériaux plastique, les métaux...

Le silicone est auto-démoulant sur pratiquement tous les matériaux sauf le verre, le cristal, les céramiques et en règle général sur tous les matériaux à base de silice. Avant de procéder à la coulée, vérifier que les modèles et chapes soient totalement exempt de microporosités (risque d'adhérence mécanique). En cas de doute, appliquer sur la surface du modèle une couche de graisse de vaseline.

Les moules réalisés avec ce silicone pourront servir à couler ou mouler tout type de produit comme les résines, plâtres, ciments, cires ...

Comme tous les élastomères de type polyaddition, certains produits comme les sels d'étain peuvent inhiber la vulcanisation du produit.

Il est de la responsabilité de l'utilisateur de vérifier par des tests préalable la compatibilité des produits utilisés.

➤ MISE EN ŒUVRE

Mélanger la base (part A) à l'aide d'un mélangeur à hélice ou manuellement jusqu'à l'obtention d'une viscosité homogène. Vérifier l'absence de décantation.

Verser le catalyseur (part B) dans la base (part A), avec un rapport pondéral de 100 base (part A) + 100 catalyseur (part B).

Il est conseillé de dégazer le produit sous vide durant 3 minutes maximum.

Le temps de démoulage et de durcissement complet varie en fonction de la température, dans tous les cas la résistance mécanique sera obtenue au bout de 2 à 3 jours.

➤ Conditionnement disponible

- En kit de 2 kgs net (1 kg net de résine + 1 kg net de catalyseur),
- En kit de 10 kgs net (5 kg net de résine + 5 kg net de catalyseur),
- En kit de 50 kgs net (25 kgs net de résine + 25 kgs net de catalyseur).

TABLEAU DE DILUTION À L'HUILE DE SILICONE											
Quantité de fluide (%)	0	10	20	30	40	50	60	70	80	90	100
SILICONES POLYCONDENSATIONS (EN SHORE A)											
RTV 113C	12	Non conseillé									
RTV 120C	20	14	10	7	Non conseillé						
RTV 121	21	16	12	9	6	4	Non conseillé				
RTV 145C	45	38	31	25	21	17	Non conseillé				
SILICONES POLYADDITIONS (EN SHORE A)											
RTV Aliflex *	28	23	18	15	12	9	Non conseillé				
RTV 238	35	30	25	20	17	14	11	9	8	6	5
RTV 240	40	33	29	23	20	17	15	13	10	8	6
RTV HT33	33	26	20	17	13	11	8	6	5	4	3
SILICONES CONTACT PEAU (EN SHORE A)											
RTV 1141	50	Possible, mais aucune donnée communiqués									
RTV PINKTHIXO	25	Possible, mais aucune donnée communiqués									

* = Perte agrément Alimentaire

Les renseignements et suggestions donnés dans cette fiche technique sont basés sur des travaux personnels et nous les considérons faibles. Nous ne pouvons néanmoins être tenus pour responsable des caractéristiques ou résultats obtenus par l'usage qui est fait des produits ci-dessus.

Bibliographie

ALLAIN, C., CAILLOT, A., DEPUILLE, L., DELOUARD, J.M., DELATTRE, L., LUGINBUHL, T., LASSALAS, J., FAVERDIN, P. et LE COZLER, Y., 2021. Morpho3D - Utilisation d'un dispositif d'imagerie en 3D pour modéliser la forme complète de bovins laitiers et mesurer des paramètres morphologiques, le volume et la surface corporelle. *Innovations Agronomiques* 82, 215-228. [en ligne]. 2021. [Consulté le 17 octobre 2023]. DOI 10.15454/21GN-KN32. Disponible à l'adresse : <https://www6.inrae.fr/ciag/content/download/6897/49933/file/Vol82-16-Allain%20et%20al.pdf>

BISSON-LARRIVÉE, Alexandre et LEMOINE, Jean-Baptiste, 2022. Photogrammetry and the impact of camera placement and angular intervals between images on model reconstruction. *Digital Applications in Archaeology and Cultural Heritage*. 1 septembre 2022. Vol. 26, pp. e00224. DOI 10.1016/j.daach.2022.e00224.

BOSSAERT, Philippe, LETERME, Lieselot, CALUWAERTS, Tim, COOLS, Steven, HOSTENS, Miel, KOLKMAN, Iris et DE KRUIF, Aart, 2009. Teaching transrectal palpation of the internal genital organs in cattle. *Journal of Veterinary Medical Education*. 2009. Vol. 36, n° 4, pp. 451-460. DOI 10.3138/jvme.36.4.451.

BUDRAS, Klaus-Dieter et JAHRMÄRKER, Gisela (éd.), 2008. *Bovine anatomy: an illustrated text*. 1. ed. Hannover : Schlüter. Vet. ISBN 978-3-89993-000-9.

BUI, Chloé, 2024. Réalisation et apport pédagogique d'un mannequin de simulation pour l'apprentissage de la palpation abdominale du chien. . 14 juin 2024. pp. 71.

CONSTANTIN, André, MEISSONNIER, Etienne, et SOCIÉTÉ FRANÇAISE DE BUIATRIE, 1981. *L'utérus de la vache: anatomie, physiologie, pathologie*. Maisons-Alfort : Société française de buiatrie. ISBN 978-2-903626-00-6. Q.04.02-CON-U

EY-CHMIELEWSKA, Halina, CHRUŚCIEL-NOGALSKA, Małgorzata et FRĄCZAK, Bogumiła, 2015. Photogrammetry and Its Potential Application in Medical Science on the Basis of Selected Literature. *Advances in Clinical and Experimental Medicine*. 2015. Vol. 24, n° 4, pp. 737-741. DOI 10.17219/acem/58951.

GRANGEAT, Pierre, 2023. LES NOUVELLES MÉTHODES DE RECONSTRUCTION 3D EN RADIOLOGIE ET EN MÉDECINE NUCLÉAIRE. . 18 octobre 2023.

GRELA, Małgorzata, LISTOS, Piotr, GRYZIŃSKA, Magdalena, CHAGOWSKI, Wojciech, BUSZEWICZ, Grzegorz et TERESIŃSKI, Grzegorz, 2018. Imaging techniques as a method of sectional examination in forensic veterinary medicine. *Medycyna Weterynaryjna*. 2018. Vol. 74, n° 1, pp. 6005-2018. DOI 10.21521/mw.6005.

HAGEN, Nicole, 2016. TD n°3 - Théorique sémiologique. . ENVT. 2016.

HAGEN, Nicole, NOUVEL, Xavier et BERTHELOT, Xavier, 2016. Travaux dirigés : Examen de l'appareil génital de la vache. . ENVT. 2016.

HALLERT, K.B.P., 1965. Photogrammetry in medicine. *Photogrammetria*. avril 1965. Vol. 20, n° 2, pp. 81-88. DOI 10.1016/0031-8663(65)90036-0.

HANZEN, C.H., PIETERSE, M., SCENCZI, O. et DROST, M., 2000. Relative Accuracy of the Identification of Ovarian Structures in the Cow by Ultrasonography and Palpation Per Rectum. *The Veterinary Journal*. mars 2000. Vol. 159, n° 2, pp. 161-170. DOI 10.1053/tvj.1999.0398.

HEINRICHS, A.J. et HARGROVE, G.L., 1987. Standards of Weight and Height for Holstein Heifers. *Journal of Dairy Science*. mars 1987. Vol. 70, n° 3, pp. 653-660. DOI 10.3168/jds.S0022-0302(87)80055-3.

HIRECHE, Sana, 2022. TP n°3 : Palpation transrectale de l'appareil génital de la vache. . Université Frères Mentouri - Constantine 1. décembre 2022.

HOPPER, Richard M., 2021. *Bovine reproduction*. 2e édition. Hoboken, NJ : Wiley-Blackwell. ISBN 978-1-119-60236-1. Q.01.02-HOP-B

IBRAHIM, Abdulazeez O, ZUKI, Abu Bakar M et NOORDIN, Mustapha M, 2012. Applicability of Virtopsy in Veterinary Practice: A Short Review. . 2012. Vol. 35.

KOVÁCS, L., KÉZÉR, F.L., KULCSÁR-HUSZENICZA, M., RUFF, F., SZENCI, O. et JURKOVICH, V., 2016. Hypothalamic-pituitary-adrenal and cardiac autonomic responses to transrectal examination differ with behavioral reactivity in dairy cows. *Journal of Dairy Science*. septembre 2016. Vol. 99, n° 9, pp. 7444-7457. DOI 10.3168/jds.2015-10454.

LA DÉPÊCHE VÉTÉRINAIRE, 2022. 668 places proposées au concours vétérinaire 2022, dont 160 pour la voie post-bac. *La Dépêche Vétérinaire* [en ligne]. 5 janvier 2022. N° n°1600. [Consulté le 17 octobre 2023]. Disponible à l'adresse : https://www.depecheveterinaire.com/668-places-proposees-au-concours-veterinaire-2022-dont-160-pour-la-voie-post-bac_679D51873869A667.html#:~:text=toutes%20les%20archives-,668%20places%20propos%C3%A9es%20au%20concours%20v%C3%A9t%C3%A9rinaire%202022%2C%20dont,pour%20la%20voie%20post%2Dbac&text=Les%20%C3%A9preuves%20d%27admissibilit%C3%A9%20pour,plus%20tard%20le%2018%20juin.

LAYSSOL LAMOUR, Catherine, 2022. *Scanner ou tomographie : Introduction aux principes de formation de l'image, A2 Premier Semestre*. 2022.

LE FORESTIER, Cyrille, EL HAJAOUI, Rachid et BOURSIER, Frédéric, 2021. L'apport des techniques d'imagerie et de photographie à l'étude, la conservation et la diffusion des cas pathologiques en archéologie. *Les nouvelles de l'archéologie*. 15 décembre 2021. N° 165, pp. 44-49. DOI 10.4000/nda.12923.

LIMA, Luiz Felipe Souza De, BARROS, Anna Júlia Brandão Paes De, MARTINI, Andresa De Cássia, STOCCO, Matias Bassinello, KUCZMARSKI, Antonio Henrique et SOUZA, Roberto Lopes De, 2019. Photogrammetry and 3D prototyping: A low-cost resource for training in veterinary orthopedics. *Ciência Rural*. 2019. Vol. 49, n° 12, pp. e20180929. DOI 10.1590/0103-8478cr20180929.

MELLER, Gary, 1997. A typology of simulators for medical education. *Journal of Digital Imaging*. août 1997. Vol. 10, n° S1, pp. 194-196. DOI 10.1007/BF03168699.

NYSTRÖM, Sofia et AHN, Song-ee, 2020. Simulation-based training in VET through the lens of a sociomaterial perspective. *Nordic Journal of Vocational Education and Training*. 12 février 2020. pp. 1-17. DOI 10.3384/njvet.2242-458X.201011.

PATIAS, Petros, 2002. Medical imaging challenges photogrammetry. *Remote Sensing*. 2002.

PUJOL, César, 2022. Photogrammétrie low cost de petit objet. . 2022.

REAL COMPOSITES, 2024. Real composites. *REAL COMPOSITES* [en ligne]. 2024. [Consulté le 6 mai 2024]. Disponible à l'adresse : <https://www.real-composites.com/>

RICHARDSON, R. D., MORTIMER, R. G. et WHITTIER, J. C., 2010. Comparison of Fetal Losses from Diagnosis of Pregnancy Using Ultrasonography or Rectal Palpation in Beef Heifers by Novice or Experienced Technicians. *The Professional Animal Scientist*. 1 août 2010. Vol. 26, n° 4, pp. 341-346. DOI 10.15232/S1080-7446(15)30613-6.

SAADA, Chloé, 2020. *Enquête sur l'utilité d'un modèle de simulation pour l'apprentissage de la palpation transrectale chez la vache* [en ligne]. other. [Consulté le 25 septembre 2023]. Disponible à l'adresse : <https://oatao.univ-toulouse.fr/27953/>

SAÏ, Pierre, 2016. L'expérience pionnière Virtual Vet entreprise en 2012 à Oniris pour compléter la formation clinique grâce à des apprentissages par simulation. *Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France*. 2016. Vol. 169, n° 2, pp. 155-165. DOI 10.4267/2042/60680.

SHAHKHOSRAVI, Naeim Akbari, SON, Jungki, DAVIES, Helen M.S. et KOMEILI, Amin, 2022. An Investigation Into Different Measurement Techniques to Assess Equine Proximal Hoof Circumference. *Journal of Equine Veterinary Science*. août 2022. Vol. 115, pp. 104028. DOI 10.1016/j.jevs.2022.104028.

TALEVI, Giacomo, PANNONE, Luigi, MONACO, Cinzia, BORI, Edoardo, CAPPELLO, Ida Anna, CANDELARI, Mara, WYNS, Manon, RAMAK, Robbert, LA MEIR, Mark, GHARAVIRI, Ali, CHIERCHIA, Gian Battista, INNOCENTI, Bernardo et DE ASMUNDIS, Carlo, 2023. Evaluation of photogrammetry for medical application in cardiology. *Frontiers in Bioengineering and Biotechnology*. 13 janvier 2023. Vol. 11, pp. 1044647. DOI 10.3389/fbioe.2023.1044647.

TOKARCZYK, Regina et MAZUR, Tadeusz, 2006. Photogrammetry – principles of operation and application in rehabilitation. *Rehabilitacja Medyczna*. 2006.

WONG, Tak Man, JIN, Jimmy, LAU, Tak Wing, FANG, Christian, YAN, Chun Hoi, YEUNG, Kelvin, TO, Michael et LEUNG, Frankie, 2017. The use of three-dimensional printing technology in orthopaedic surgery: A review. *Journal of Orthopaedic Surgery*. 1 janvier 2017. Vol. 25, n° 1, pp. 230949901668407. DOI 10.1177/2309499016684077.

XAVIER, C., MOREL, I., SIEGENTHALER, R., DOHME-MEIER, F., DUBOIS, S., LUGINBÜHL, T., LE COZLER, Y. et LERCH, S., 2024. Three-dimensional imaging to estimate *in vivo* body and carcass chemical composition of growing beef-on-dairy crossbred bulls. *animal*. 1 juin 2024. Vol. 18, n° 6, pp. 101174. DOI 10.1016/j.animal.2024.101174.

XAVIER, Caroline, MOREL, Isabelle, SIEGENTHALER, Raphaël, COZLER, Yannick Le et LERCH, Sylvain, 2020. Le dispositif Morpho 3D & le projet CompoMeat3D. . Agroscope Posieux. 2020.

Auteur : Gaudillère Mathilde, ENVT.

THESE : 2024 – TOU 3 – 4062

Résumé

La palpation transrectale chez les bovins est au cœur des enjeux de l'apprentissage pour la formation des futurs vétérinaires. L'utilisation de modèles de simulation de palpation transrectale comme Breed'n Betsy® permet aux étudiants de s'exercer, tout en préservant l'animal. Le réalisme des utérus en silicone palpés lors de cet entraînement est primordial. Afin de confectionner un organe réaliste, des modèles 3D d'utérus de vaches sur ordinateur sont obtenus grâce à une acquisition photogrammétrique d'organes récupérés en autopsie et en abattoir. Le négatif de ces modèles a permis d'obtenir un moule en six pièces, par la suite imprimé en 3D. Enfin, un moulage en silicone dans ce moule a été réalisé pour obtenir trois utérus de dureté différentes. Ces utérus peuvent être insérés dans les modèles de simulation présents dans la salle simulation de l'ENVT et peuvent être utilisés par les étudiants afin de s'entraîner aux palpitations transrectales.

Mots clés : Bovins, pédagogie, impression 3D, photogrammétrie, simulation, représentation modélisée.

Summary

Transrectal palpation in cattle is at the heart of the learning challenges for the training of future veterinarians. The use of transrectal palpation simulation models such as Breed'n Betsy® allows students to practice, while preserving the animal. The realism of the silicone uteri palpated during this training is essential. In order to make a realistic organ, 3D models of cow uteri on a computer are obtained through photogrammetric acquisition of organs recovered during autopsies and slaughterhouses. The negative of these models made it possible to obtain a six-piece mold, subsequently printed in 3D. Finally, a silicone cast in this mold was made to obtain three uteri of different hardness. These uteri can be inserted into the simulation models present in the ENVT simulation room and can be used by students to practice transrectal palpitations.

Keywords: Cattle, pedagogy, 3D printing, photogrammetry, simulation, modeled representation.