



Open Archive TOULOUSE Archive Ouverte (OATAO)

OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible.

This is an author-deposited version published in : <http://oatao.univ-toulouse.fr/>
Eprints ID : 17308

To cite this version :

Martel, Mathilde. *Création d'une collection durable de pièces anatomiques pour l'apprentissage de l'inspection sanitaire en école vétérinaire*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse - ENVT, 2016, 125 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: staff-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

ANNEE 2016 THESE : 2016 – TOU 3 – 4088

CRÉATION D'UNE COLLECTION DURABLE DE PIÈCES ANATOMIQUES POUR L'APPRENTISSAGE DE L'INSPECTION SANITAIRE EN ÉCOLE VÉTÉRINAIRE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

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

par

MARTEL Mathilde
Née, le 20 avril 1990 à Epinal (88)

Directeur de thèse : M. Giovanni MOGICATO

JURY

PRESIDENT :
Mme Isabelle BERRY

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :
M. Giovanni MOGICATO
M. Jean-Denis BAILLY

Maître de Conférences à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE
Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Répartition des Enseignants-Chercheurs par Département.

Mise à jour : 06/09/2016

DIRECTRICE : ISABELLE CHMITELIN

ELEVAGE ET PRODUITS/SANTÉ PUBLIQUE VÉTÉRINAIRE	SCIENCES BIOLOGIQUES ET FONCTIONNELLES	SCIENCES CLINIQUES DES ANIMAUX DE COMPAGNIE, DE SPORT ET DE LOISIRS
<p>Responsable : M. SANS</p> <p>ALIMENTATION ANIMALE : M. ENJALBERT Francis, PR Mme PRIYMENKO Nathalie, MC Mme MEYNADIER Annabelle, MC</p> <p>ÉPIDÉMIOLOGIE : Mathilde PAUL, MC</p> <p>MALADIES RÉGLEMENTÉES-ZOOZOSES-MÉDECINE PREVENTIVE DES CARNIVORES DOMESTIQUES-DROIT VÉTÉRINAIRE : M. PICAVET Dominique, PR</p> <p>PARASITOLOGIE-ZOOLOGIE : M. FRANC Michel, PR M. JACQUIET Philippe, PR M. LIENARD Emmanuel, MC Mme BOUHSIRA Emilie, MC</p> <p>HYGIÈNE ET INDUSTRIE DES ALIMENTS : M. BRUGÈRE Hubert, PR M. BAILLY Jean-Denis, PR Mme BIBBAL Delphine, MC Mme COSTES Laura, AERC Mme DAVID Laure, MCC</p> <p>PATHOLOGIE DE LA REPRODUCTION : M. BERTHELOT Xavier, PR M. BERGONIER Dominique, MC Mme CHASTANT-MAILLARD Sylvie, PR Mme HAGEN-PICARD Nicole, PR M. NOUVEL Laurent-Xavier, MC Mme MILA Hanna, MC</p> <p>PATHOLOGIE DES RUMINANTS : M. SCHELCHER François, PR M. FOUCRAS Gilles, PR M. CORBIÈRE Fabien, MC M. MAILLARD Renaud, MC M. MEYER Gilles, PR</p> <p>PRODUCTION ET PATHOLOGIE AVIAIRE ET PORCINE : Mme WARET-SZKUTA Agnès, MC M. JOUGLAR Jean-Yves, MC M. GUERIN Jean-Luc, PR M. LE LOC'H Guillaume, MC</p> <p>PRODUCTIONS ANIMALES AMÉLIORATION GÉNÉTIQUE ÉCONOMIE : M. DUCOS Alain, PR M. SANS Pierre, PR M. RABOISSON Didier, MC</p>	<p>Responsable : Mme GAYRARD</p> <p>ANATOMIE : M. MOGICATO Giovanni, MC M. LIGNEREUX Yves, PR Mme DEVIERS Alexandra, MC</p> <p>ANATOMIE PATHOLOGIQUE - HISTOLOGIE : M. DELVERDIER Maxence, PR Mme LETRON-RAYMOND Isabelle, MC Mme BOURGES-ABELLA Nathalie, PR Mme LACROUX Caroline, PR</p> <p>BIOLOGIE MOLECULAIRE : Mme BOUCLAINVILLE-CAMUS Christelle, MC</p> <p>MICROBIOLOGIE - IMMUNOLOGIE - MALADIES INFECTIEUSES : M. MILON Alain, PR M. BERTAGNOLI Stéphane, PR M. VOLMER Romain, MC Mme BOULLIER Séverine, MC Mme DANIELS Hélène, MC</p> <p>BIOSTATISTIQUES : M. CONCORDET Didier, PR M. LYAZRHI Faouzi, MC</p> <p>PHARMACIE-TOXICOLOGIE : M. PETIT Claude, PR Mme CLAUW Martine, PR M. GUERRE Philippe, PR M. JAEG Philippe, MC</p> <p>PHYSIOLOGIE - PHARMACOLOGIE THÉRAPEUTIQUE : M. BOUSQUET-MELOU Alain, PR Mme GAYRARD-TROY Véronique, PR Mme FERRAN Aude, MC M. LEFEBVRE Hervé, PR</p> <p>BIOCHIMIE : Mme BENNIS-BRET Lydie, MC</p> <p>ANGLAIS : M. SEVERAC Benoît, PLPA Mme MICHAUD Françoise, PCEA</p>	<p>Responsable : Mme CADIERGUES</p> <p>ANESTHÉSIOLOGIE M. VERWAERDE Patrick, MC</p> <p>CHIRURGIE : M. AUTEFAGE André, PR M. ASIMUS Erik, MC M. MATHON Didier, MC Mme MEYNAUD-COLLARD Patricia, MC Mme PALIERNE Sophie, MC</p> <p>MÉDECINE INTERNE : Mme DIQUELOU Armelle, MC M. DOSSIN Olivier, MC Mme LAVOUE Rachel, MC Mme GAILLARD-THOMAS Elodie, MCC</p> <p>OPHTHALMOLOGIE : M. DOUET Jean-Yves, MC</p> <p>DERMATOLOGIE : Mme CADIERGUES Marie-Christine, PR</p> <p>IMAGERIE MÉDICALE M. CONCHOU Fabrice, MC</p> <p>BIOLOGIE MOLECULAIRE : Mme TRUMEL Catherine, PR</p> <p>PATHOLOGIE DES ÉQUIDES : M. CUEVAS RAMOS Gabriel, MC Mme PRADIER Sophie, MC Mme LALLEMAND Elodie, AERC</p>

REMERCIEMENTS

A NOTRE PRESIDENTE DU JURY,

Mme le Professeur Isabelle BERRY

Professeur des Universités à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

Praticien hospitalier

Biophysique, Imagerie Médicale

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

Hommages respectueux.

A NOTRE JURY DE THESE,

Monsieur le Professeur Giovanni MOGICATO

Maître de conférences à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Anatomie

Pour m'avoir proposé ce sujet de thèse original, pour m'avoir guidée dans son élaboration ainsi que dans sa rédaction, pour m'avoir fait confiance tout au long de ce projet.

Qu'il trouve ici mon profond respect et ma sincère reconnaissance.

Monsieur Jean-Denis BAILLY

Professeur à l'École Nationale Vétérinaire de Toulouse

Hygiène des aliments

Pour m'avoir encadrée avec patience, sympathie et intérêt durant l'élaboration de ce projet, pour m'avoir prodigué de précieux conseils, pour votre temps et votre grande disponibilité.

Qui nous a fait l'honneur de prendre part à notre jury de thèse.

Très sincères remerciements.

TABLE DES MATIERES

TABLE DES FIGURES	7
TABLE DES TABLEAUX.....	9
LISTE DES ABREVIATIONS.....	13
INTRODUCTION.....	15
PREMIERE PARTIE : INTERETS D'UNE COLLECTION DURABLE D'ORGANES	17
I. Techniques d'apprentissage des lésions qui justifient des saisies d'organes dans les abattoirs français	19
A. Dans les écoles vétérinaires françaises.....	19
B. Limites des méthodes d'apprentissage	19
II. Mise en place d'une méthode d'apprentissage alternative : intérêt d'une collection à demeure d'organes conservés.....	20
III. Les solutions à notre disposition actuellement.....	21
A. Les techniques de conservation d'organes entiers	21
1. La congélation	21
2. Les inclusions	22
a. L'inclusion en résine polyester [MEJZA, 2001].....	22
b. L'embaumement	27
c. L'inclusion liquide (formol, alcool) [LE BESCOND, 2011].....	29
3. L'imprégnation	30
a. L'infiltration plastique [MAUSSERVEY, 1989]	30
b. La plastination	32
B. Procédé retenu pour notre étude : la plastination	40
1. Intérêts pour l'enseignement vétérinaire	41
2. Intérêts pour la conservation et le stockage des pièces	43
3. Retombées attendues et perspectives en dehors de l'ENVV	44
4. Evaluation des coûts.....	44

DEUXIEME PARTIE : REALISATION D'UNE COLLECTION D'ORGANES A L'ECOLE
NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE..... 47

I.	Matériels et méthodes.....	49
A.	Collecte des organes à l'abattoir et réception à l'école	49
B.	Plastination	51
1.	La fixation	51
2.	La déshydratation	51
3.	L'imprégnation forcée	53
4.	Le durcissement.....	56
5.	Le séchage	57
6.	Bilan	58
II.	Résultats	59
A.	Première série : résultats et difficultés	59
1.	Résultats	59
2.	Bilan des difficultés rencontrées	62
a.	Difficultés concernant les organes et explications.....	62
b.	Difficultés concernant les lésions et explications.....	63
B.	Séries suivantes et modification du protocole initial : recherches de solutions et/ou alternatives pour résoudre les difficultés rencontrées lors de la réalisation de la première série 64	
1.	Eviter la décoloration pendant la fixation ou à défaut avoir un référentiel de comparaison	64
a.	Modifier le procédé de formolisation	64
b.	Réaliser des essais sans formol.....	65
c.	Réaliser un référentiel de comparaison : récupération et plastination de pièces normales	72
2.	Eviter les problèmes autres que la décoloration dûs à la fixation	74
a.	Assurer une bonne fixation et une bonne conservation au long terme des pièces.....	74
b.	Eviter les pièces trop volumineuses et réaliser des coupes si besoin	79
c.	Eviter les pièces déformées (pliées, tordues, affaissées) dans le cas de la fixation au formol.....	81
3.	Eviter ou limiter la précipitation blanche et le dépôt excessif de silicone à la surface des organes lors de l'étape de séchage.....	83
a.	Eviter ou limiter la précipitation blanche à la surface des organes lors de l'étape de séchage.....	83
b.	Eviter ou limiter le dépôt excessif de silicone à la surface des organes lors de l'étape de séchage.....	85

4.	Améliorer la réception des organes et la traçabilité	86
a.	Faciliter la traçabilité tout au long du processus de plastination	86
b.	Améliorer la tenue du registre et les illustrations	88
C.	Préciser les lésions de façon plus fine en cas de doute	88
III.	Bilan de notre travail et perspectives pour le projet.....	91
A.	Choix du protocole en fonction de l'organe et de la lésion à plastiner	104
B.	Modifications de protocole à envisager et à tester lors des prochains essais	107
1.	Protocoles de fixation non testés à envisager.....	107
a.	Pour limiter la décoloration des organes	107
b.	Pour amélioration l'imprégnation au formol et pour limiter la déformation des organes dans le cas de la fixation au formol	109
2.	Compenser les modifications de couleurs lors de la plastination.....	111
	CONCLUSION	113
	BIBLIOGRAPHIE	117
	ANNEXES	119

TABLE DES ILLUSTRATIONS

TABLE DES FIGURES

Figure 1 : Etape de déshydratation d'après la société internationale de plastination.....	36
Figure 2 : Etape d'imprégnation d'après la société international de plastination.	38
Figure 3 : Etape de durcissement, d'après la société internationale de plastination.	39
Figure 4 : Photographie d'un bidon de 15 litres utilisé pour la phase de fixation.	51
Figure 5 : Photographie de l'écriteau de mise en garde présent sur la porte d'entrée de la salle de plastination.	52
Figure 6 : Photographie du congélateur contenant à la fois les cuves de déshydratation et d'imprégnation forcée.	52
Figure 7 : Photographie du contenu de la cuve d'acétone pendant la phase de déshydratation.	53
Figure 8 : Photographie de la cuve de silicone et de son contenu pendant la phase d'imprégnation forcée (sans le poids permettant de maintenir les pièces immergées).	54
Figure 9 : Photographie de la cuve de silicone et de son contenu pendant la phase d'imprégnation forcée (avec le poids permettant de maintenir les pièces immergées).....	54
Figure 11 : Photographie du manomètre réglé à - 0,5 bar.	55
Figure 10: Photographie du système de pompe à vide localisé dans la pièce attenante à la salle de plastination et reliée au congélateur.	55
Figure 13 : Photographie du caisson, en vue externe, utilisé lors de la phase de durcissement.	56
Figure 12 : Photographie des pièces lors de la phase d'égouttage.	56
Figure 15 : Photographie de la hotte de laboratoire utilisée lors de la phase de séchage.	57
Figure 14 : Photographie de l'intérieur du caisson, et des pièces en cours de durcissement. ..	57
Figure 16 : Photographie du contenu de l'armoire hermétique utilisée lors de la phase de séchage.	57
Figure 17 : Deux exemples de montage mis en place par A. Poissonier et C. Schartz [POISSONIER et SCHARTZ, 2009] pour la fixation d'ovaires de juments.	111

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Avantages et inconvénients des supports pédagogiques proposés et disponibles pour l'enseignement de l'HIDAOA.	20
Tableau 2 : Avantages et inconvénients d'une collection d'organes conservés au sein d'une structure de formation telle que l'ENVT.	21
Tableau 3 : Avantages et inconvénients de la congélation dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.	22
Tableau 4 : Exemples de quantités de résine et de catalyseur à utiliser en fonction de la température ambiante lors de l'étape de préparation de la résine pour réaliser une inclusion en résine polyester.	24
Tableau 5 : Avantages et inconvénients de l'inclusion en résine polyester dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.	26
Tableau 6 : Composition du liquide d'embaumement à injecter dans le cadre de l'embaumement d'un corps entier selon la technique de KINNAMON et ses collaborateurs (1984).	28
Tableau 7 : Avantages et inconvénients de l'embaumement dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.	28
Tableau 8 : Avantages et inconvénients de l'inclusion liquide dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.	30
Tableau 9 : Avantages et inconvénients de l'infiltration plastique dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.	32
Tableau 10 : Avantages et inconvénients de la plastination dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.	40
Tableau 11 : Liste des pièces recherchées en abattoir par espèces, par organes et par lésions dans le cadre de notre projet.	50
Tableau 12 : Exemple de calendrier de plastination mis en place pour une série de pièces. ...	58
Tableau 13 : Photographies des étapes successives avec l'exemple de la pièce numéro 4 (rein de bovin).	59
Tableau 14 : Bilan des pièces récoltées pour la première série de plastination.	60
Tableau 15 : Bilan des résultats concernant les organes.	61
Tableau 16 : Bilan des résultats concernant les lésions.	62
Tableau 17 : Bilan de l'essai avec la formulation courte.	65
Tableau 18 : Bilan du premier essai de plastination avec fixation par le froid.	66

Tableau 19 : Quelques exemples de pièces obtenues lors de l'essai de plastination avec fixation par le froid.....	67
Tableau 20 : Bilan des observations concernant les organes issus de la fixation par la congélation.	68
Tableau 21 : Bilan des observations concernant les lésions issues de la fixation par la congélation.	69
Tableau 22 : Exemple de la pièce n°5 pour illustrer les modifications induites par la congélation sur un foie.	70
Tableau 23 : Exemple de la pièce n°12, résultat de l'essai sur la modification du protocole de fixation.	71
Tableau 24 : Bilan des modes de fixation utilisés sur les pièces normales.	72
Tableau 25 : Quelques exemples de pièces normales obtenues en fonction du mode de fixation utilisée.	73
Tableau 26 : Résultats obtenus après modifications du protocole de fixation pour les pièces n° 30 et 45.....	76
Tableau 27 : Bilan des essais incluant les modifications de protocole de fixation par la congélation.	77
Tableau 28 : Exemple obtenu après correction du protocole de fixation par la congélation. ..	78
Tableau 29 : Bilan de l'essai de plastination de coupes de foies de bovins.	80
Tableau 30 : Exemples de foies et poumons plastinés suite aux modifications de protocole pour prévenir les déformations.....	82
Tableau 31 : Exemple de la pièce n°3 pour illustrer le résultat obtenu après modification du protocole concernant les organes cavitaires.	83
Tableau 32 : Exemples de quelques reins et foie sur lesquels sont apparues des précipitations blanches pendant la phase de séchage.....	84
Tableau 33 : Photographies des étapes successives avec l'exemple de la pièce numéro 4 (rein de bovin).....	87
Tableau 34 : Exemple d'une ligne du registre tenu pour chaque pièce.....	88
Tableau 35 : Bilan de l'essai sur les coupes d'organes.	89
Tableau 36 : Bilan des résultats obtenus concernant les 3 reins de bovin testés lors de l'essai sur les coupes d'organes.....	90
Tableau 37 : Bilan des pièces collectées lors de notre étude associé au mode de fixation utilisé.	91
Tableau 38 : Code couleur utilisé dans le tableau 39.	94

Tableau 39 : Bilan des pièces ayant subi le protocole complet de plastination et conservables au moins à moyen terme.....	95
Tableau 40 : Bilan de nos recommandations concernant les organes pour les prochains essais de plastination.	105
Tableau 41 : Bilan de nos recommandations concernant les lésions pour les prochains essais de plastination.	107

LISTE DES ABREVIATIONS

ENVT : Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

TD : travaux dirigés

INPT : Institut National Polytechnique de Toulouse

EIP : Ecole d'Ingénieurs de Purpan

ENSAT : Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Toulouse

HIDAOA : Hygiène et Industries des Denrées Alimentaires d'Origine Animale

kg : kilogrammes

L : litre

cc : centimètres cubes

CV : cheval

BV : bovin

PC : porc

PR : petit ruminant

INTRODUCTION

A la fin de leur cursus, les étudiants vétérinaires doivent maîtriser les connaissances nécessaires sur les dangers possibles de la consommation de denrées d'origine animale mais aussi les bases scientifiques, technologiques et réglementaires indispensables à leur maîtrise.

Une formation de base est donc indispensable car la gestion de la sécurité et de la qualité des aliments emploie plus de 800 vétérinaires pour effectuer les tâches d'inspection et de contrôle. Recrutés sans formation complémentaire, la plupart d'entre eux sont directement impliqués dans l'inspection des viandes à l'abattoir. Cette étape essentielle dans la production de viandes destinées à la consommation humaine garantit la sécurité et la qualité des produits carnés et de ces dérivés. De plus, l'inspection des animaux vivants (examen ante-mortem), des carcasses et de leurs viscères (inspection post mortem) constitue une composante fondamentale du réseau de surveillance des maladies animales et des zoonoses.

En ce qui concerne l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT), à l'heure actuelle, l'enseignement de la technique de l'inspection sanitaire des carcasses est basé sur des séances de travaux dirigés (TD) en abattoirs, complétées par des séances de diaporamas photos en salle dont l'objectif est d'illustrer les motifs de saisie.

L'inconvénient majeur de cette méthode est qu'il est impossible de permettre à chaque étudiant de voir toutes les lésions justifiant une saisie en abattoir et que les photographies ne rendent pas nécessairement bien compte des lésions observées en pratique.

Le présent projet a donc pour objectif de mettre en place un nouvel outil pédagogique utilisable pour l'apprentissage de l'inspection sanitaire des viandes. Cette aide se base sur la création d'une collection à demeure d'organes plastinés de type reins, cœurs, foies et poumons récoltés en abattoirs sur des carcasses de bovins, petits ruminants, porcs et chevaux, et présentant des lésions et/ou altérations justifiant une saisie.

A terme, le procédé de plastination permettra d'obtenir des pièces durables, facilement conservables et facilement manipulables. Cette collection pourra alors être utilisée dans la formation de tous les étudiants vétérinaires présents à l'ENVT et également être mise à profit dans d'autres formations dispensées au sein de l'Institut National Polytechnique de Toulouse (INPT) auxquelles participent les enseignants-chercheurs partenaires du projet (cours d'anatomie à l'Ecole d'Ingénieurs de Purpan (EIP), cours en sécurité des aliments à l'

Nationale Supérieure Agronomique de Toulouse (ENSAT).

Pour illustrer ce travail, nous présenterons dans un premier temps l'intérêt de posséder une collection d'organes au sein de l'ENVT pour améliorer l'enseignement de l'Hygiène et Industries des Denrées Alimentaires d'Origine Animale (HIDAOA) ainsi que les techniques de conservation à notre disposition pour réaliser cette collection. Dans un deuxième temps, nous détaillerons comment nous avons procédé pour mettre en place cette bibliothèque d'organes plastinés ainsi que nos recommandations pour les prochains essais.

PREMIERE PARTIE :

INTERETS D'UNE COLLECTION DURABLE D'ORGANES

Les vétérinaires doivent acquérir, au cours de leur formation, la capacité de reconnaître certaines lésions et altérations pouvant survenir sur les organes des animaux de boucherie. Les lésions ou altérations d'intérêt sont bien sûr celles qui justifient leur retrait de la consommation humaine soit parce qu'elles présentent un danger pour la santé, soit parce que leurs qualités organoleptiques et technologique sont altérées. Il faut aussi se rappeler que certaines de ces lésions sont les témoins de maladies graves et/ou rares au sein de l'élevage et dont l'éleveur être averti.

L'apprentissage de la technique de reconnaissance des lésions, effectué pendant la scolarité de l'étudiant vétérinaire, est permis par différents moyens dont nous dresserons un aperçu rapide.

I. Techniques d'apprentissage des lésions qui justifient des saisies d'organes dans les abattoirs français

A. Dans les écoles vétérinaires françaises

Au cours de leur 4^{ème} année de formation à l'école vétérinaire de Toulouse, les étudiants vétérinaires sont amenés à être formés au métier d'inspecteur sanitaire dans les abattoirs en cours d'HIDAOA (Hygiène et Industries des Denrées Alimentaires d'Origine Animale). L'enseignement pratique de cette matière repose, en grande partie, sur 3 séances de travaux dirigés de 3 heures réalisées dans les abattoirs les plus proches de Toulouse (Saint Gaudens, Montauban et Auch) et dont les activités multi-espèces nous permettent de disposer de pièces relativement variées. Ces séances en abattoir assurent ainsi aux étudiants l'acquisition des gestes techniques de l'inspection et leur permettent de voir de nombreuses lésions justifiant la saisie d'organes.

Cependant, étant directement tributaire des pièces disponibles au moment de ces séances, il est impossible que tous les étudiants bénéficient du même matériel d'étude. Il paraît de même difficile que chaque étudiant puisse observer l'intégralité des motifs de saisie à maîtriser à la fin de sa formation.

Ainsi, afin de compléter ces séances en abattoir et d'illustrer les motifs de saisie, l'enseignement HIDAOA a mis en place des séances théoriques en salle utilisant des supports pédagogiques numériques comprenant des diaporamas photographiques ainsi qu'un CD-Rom d'inspection des viandes (ASADIA), dont la réalisation a été en partie permise par plusieurs enseignants-chercheurs partenaires du projet.

B. Limites des méthodes d'apprentissage

Chaque méthode d'apprentissage présente ses avantages et ses inconvénients, comme présentés dans le tableau 1 ci-dessous.

Tableau 1 : Avantages et inconvénients des supports pédagogiques proposés et disponibles pour l'enseignement de l'HIDAOA.

Support pédagogique proposé et disponible	Avantages	Inconvénients
Littérature	- Densité de l'information - Schématisation possible - Pas de sacrifice animal	- 2 dimensions uniquement - Non palpable
Planches illustratives	- Faible coût - Facile à réaliser/se procurer - Compréhension facile, adaptable au niveau de la cible - Pas de sacrifice animal	- 2 dimensions uniquement - Non palpable - Schématique simplifiée
Photographies	- Faible coût - Facile à réaliser - Authenticité - Pas de sacrifice animal	- 2 dimensions uniquement - Non palpable - Photographies d'ensemble peu précises
Informatique (CD-ROM et internet)	- 3 dimensions possibles - Authenticité - Pas de sacrifice animal	- Non palpable

La littérature, les planches illustratives et les photos sont des outils faciles à se procurer, pour un coût modeste et apportant une densité d'informations importante. Mais, l'inconvénient majeur réside dans le fait qu'il s'agit de supports en deux dimensions, non manipulables, qui ne permettent donc pas d'appréhender la taille et/ou le volume réels des lésions parfois spectaculaires, et ne sont pas forcément très représentatives de la réalité des observations faites au quotidien sur le terrain.

L'informatique permet des modélisations en trois dimensions, mais les spécimens étudiés restent non manipulables.

Le présent projet a donc pour objectif de mettre en place un nouvel outil pédagogique utilisable pour l'apprentissage de l'inspection sanitaire des viandes en se basant sur la création d'une collection de pièces anatomiques durables qui permettra d'illustrer différentes lésions et altérations, en comparaison avec des pièces normales.

II. Mise en place d'une méthode d'apprentissage alternative : intérêt d'une collection à demeure d'organes conservés

Une collection à demeure d'organes conservés représente de nombreux intérêts pédagogiques à la fois pour le professeur et l'étudiant, comme présentés dans le tableau 2 ci-dessous.

Tableau 2 : Avantages et inconvénients d'une collection d'organes conservés au sein d'une structure de formation telle que l'ENVT.

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none"> - Pièces en 3 dimensions - Authenticité totale des pièces - Pièces manipulables - Pièces potentiellement dissécables (imprégnation liquide, congélation) - Sacrifice d'animaux limité 	<ul style="list-style-type: none"> - Hygiène (imprégnation liquide, congélation) - Dangersité (imprégnation liquide) - Stockage (sauf pièces plastinées) - Délai d'approvisionnement des pièces potentiellement long

En effet, pour l'enseignant, un tel « support » permet de représenter à la fois l'anatomie et les lésions macroscopiques de façon concrète, de trouver des illustrations pour les cours, d'aider à remplacer à terme les dissections

Pour l'étudiant, une telle « bibliothèque » favorise l'apprentissage de l'HIDAOA, mais également de l'anatomie. En effet, une telle collection permettra :

- de se familiariser avec la diagnose des organes et aux différences inter-espèces.
- de visualiser et de comprendre au mieux les lésions et altérations justifiant la saisie en abattoir des organes d'animaux de boucherie : taille, forme, aspect, couleur, relation avec les tissus environnants. La comparaison possible entre des organes lésés et des organes sains pourra permettre aux étudiants de mieux assimiler les techniques de diagnose.

En conclusion une telle « banque de données » améliore à la fois l'enseignement et l'apprentissage (de l'anatomie et de l'HIDAOA) en facilitant l'appréhension de la réalité et sa mémorisation et représente un outil de révision efficace.

III. Les solutions à notre disposition actuellement

A. Les techniques de conservation d'organes entiers

1. La congélation

Principe et technique

La congélation de pièces anatomiques consistent tout simplement à conserver les spécimens dans un congélateur aux environs de -20°C.

Cette méthode conserve totalement la structure tissulaire et permet une dissection ultérieure, et pour cette raison, elle reste de vigueur dans la conservation des pièces anatomiques notamment dans le milieu de l'enseignement et de l'anatomopathologie.

Toutefois cette technique ne permet pas une conservation sur le très long terme des pièces dans le cas où il faut les sortir régulièrement du congélateur pour les exposer à température ambiante, ce qui les fragilise et les détériore progressivement.

Bilan

Le tableau 3 ci-dessous présente les différents avantages et inconvénients de la congélation dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Tableau 3 : Avantages et inconvénients de la congélation dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none"> - Facilité de réalisation - Faible coût - Réutilisation des organes plusieurs fois - Dissection ultérieure possible 	<ul style="list-style-type: none"> - Hygiène - Stockage - Conservation à moyen terme - Fragilité des pièces

2. Les inclusions

a. L'inclusion en résine polyester [MEJZA, 2001]

Principe

L'inclusion ou occlusion plastique est le procédé par lequel on enferme une pièce anatomique dans une masse de résine transparente.

Cette méthode de conservation est parfaitement adaptée aux spécimens de petite taille. Le principe fondamental consiste à introduire une pièce anatomique bien séchée dans une masse de plastique transparente, après l'avoir convenablement traitée afin qu'elle n'entre pas en décomposition. L'organe ainsi traité peut être observé intact, sans qu'aucun agent extérieur n'agisse sur lui.

La résine est un excellent matériau d'inclusion. En effet, liquide, elle permet de bien épouser le spécimen à inclure, avant de se solidifier. On dispose actuellement de diverses variétés de résines ou plastiques appropriés à cette opération. Toutefois les résines synthétiques de genre polyester (le plus vieux des matériaux connus pour la réalisation d'inclusion) ont démontré qu'elles donnaient les meilleurs résultats par rapport à d'autres tels les méthacrylates. Les polyesters appartiennent au groupe des plastiques thermostables qui durcissent par catalyse

chimique. Le changement d'état du liquide au solide est irréversible. Les polyesters sont très utilisés car ils regroupent de nombreux avantages : bonnes caractéristiques physiques (stabilité et bonne conservation), facilité de manipulation, rapidité d'exécution, faible toxicité, faible poids, facilité d'obtention en magasin spécialisé.

Les résines que l'on trouve dans le commerce possèdent un accélérateur déjà incorporé, ce qui simplifie le mélange entre le monomère et le catalyseur. Toutefois, si l'on envisage de réaliser le mélange soi-même, il faut respecter un protocole bien précis. Dans un premier temps, on introduit l'octoate de cobalt (accélérateur) qui devra être homogénéisé avec la résine. Parallèlement on mélange du styrène (monomère) au méthyl-éthyl-butanone (catalyseur), que l'on ajoute ensuite à la résine (l'ensemble aura pour but de fluidifier et de catalyser cette première réaction). Dans un second temps, on ajoute l'ambrex (le plastifiant) à cette préparation pour obtenir une résine opérationnelle. Cette technique de préparation, bien que simple à réaliser et à réfléchir est si possible à éviter car elle présente de grands risques d'explosion lors du contact entre le catalyseur et l'accélérateur.

La résine se présente tel un liquide sirupeux translucide et peut être conservée pendant 6 mois à température ambiante, et plus à basse température. Elle doit être gardée à l'abri de la lumière car les ultraviolets induiraient la solidification par polymérisation.

Le principe d'inclusion est le suivant : le polyester est converti à l'état solide par addition d'un catalyseur (méthyl-éthyl-butanone) qui se décompose à une température donnée. Une quantité adéquate de catalyseur est versée dans la résine à raison de 0,5 à 2 % du volume selon la quantité de résine à préparer, qui dépend elle-même de la superficie de l'organe (en effet pour une même masse de 2 kg par exemple, on catalysera à 2% pour un volume de 35 x 25 x 2,5 cm et à 0,5 % pour un cube, qui présente moins de superficie). Une fois le catalyseur ajouté, la résine commence immédiatement à sécher et à se durcir. Il est donc important de préparer ce mélange de façon extemporanée (afin d'éviter que la résine ne sèche et ne durcisse avant que la pièce anatomique ne soit introduite) et en quantité adéquate et suffisante en fonction de la pièce choisie pour inclusion.

Il est également important de gérer la température ambiante, ainsi que la proportion entre résine polyester et catalyseur car, augmenter la quantité de catalyseur raccourcira le temps de gélification, mais une vitesse de réaction trop élevée empêche les bulles formées dans la résine à l'introduction de la pièce de s'échapper. Nous donnerons quelques exemples de proportions dans le tableau 4, mais il faut savoir que ce n'est pas un guide absolu et que le

mieux est de tester soi-même plusieurs mélanges pour identifier celui qui fournira les meilleurs résultats.

Tableau 4 : Exemples de quantités de résine et de catalyseur à utiliser en fonction de la température ambiante lors de l'étape de préparation de la résine pour réaliser une inclusion en résine polyester.

Température	Résine	Catalyseur
15-20°C	100 cc	30 gouttes ou 1,5 cc
20-25°C	100 cc	20 gouttes ou 1 cc
25-30°C	100 cc	15 gouttes ou 0,5 cc

En durcissant la résine passe par une série d'états bien définis : liquide sirupeux, liquide dense, gel cassable dur, solide dur. Quand la résine passe à l'état de gel, il se produit une réaction exothermique et à partir d'1 kg de résine il faudra la refroidir dans un bain d'eau froide.

La technique

Préparation de la pièce anatomique : le principe est de « prendre en sandwich » la pièce anatomique entre deux couches superposées de résine. Il faut alors savoir que les organes peuvent facilement changer de forme ou de position ou même se décomposer quand ils sont posés sur la première couche de résine. C'est pourquoi il faut les injecter ou les laisser baigner dans des mélanges conservateurs pour les durcir et les préserver. Deux solutions sont proposées pour réaliser cette opération :

- La première où l'on laisse la pièce anatomique pendant 8 jours dans un liquide de la composition suivante : 170 cc d'alcool à 90 %, 60 cc de formol à 40 %, 20 cc d'acide acétique glacial, 250 cc d'eau distillée
- La seconde, plus longue, consiste à faire prendre à la pièce plusieurs bains : tout d'abord 1 semaine dans une solution de formol à 10%, puis 2 semaines dans une solution de formol à 30 %, puis plusieurs bains d'une durée de 48 heures chacun dans une solution d'eau distillée et d'alcool à concentration croissante, 30 % initialement, puis en augmentant de 20 % à chaque fois. On ne fera pas de bain à 100 % car la pièce serait brillante et difficile à observer.

Une fois que le spécimen est durci et surtout bien sec, on peut démarrer le processus d'inclusion.

Préparation de la première couche de résine : on prépare tout d'abord les quantités de résine et de catalyseur pour remplir le moule à moitié. Pour cela, on remplit le moule d'eau, que l'on

transvase dans un récipient gradué ; on prendra soin de bien sécher le moule avant d'y procéder à l'inclusion. Grâce à cette mesure, on peut ensuite calculer les doses de chaque constituant nécessaire.

Une fois la première moitié de résine préparée, on la verse dans le moule propre et lisse, avant de couvrir pour protéger de la poussière. La résine sera versée avec beaucoup de précaution dans le moule de façon à créer le moins de bulles possibles (bulles qui de toute façon remonteront à la surface avant le durcissement complet de la masse). Toutefois, si besoin, on peut ajouter à la préparation de la résine de la phtaline de dibutyryle qui donne une plus grande élasticité à la résine et facilite la sortie des bulles.

Pose du spécimen : Avant de poser la pièce anatomique sur la couche de résine, il faut attendre que la résine ait atteint le stade de durcissement optimal. Il faut pour cela, surveiller de près le processus de durcissement afin de ne pas commettre l'erreur de poser l'organe avant l'heure, c'est-à-dire quand la masse est encore trop molle. On pourra utiliser un système de miroir sous le moule pour contrôler l'adhérence progressive de la pièce et surtout la non-formation de bulles. Dans ce cas, le spécimen aura tendance à s'enfoncer dans la première couche ou à pencher et à ainsi prendre une position incorrecte. Il ne faut pas non plus le poser trop tard, quand la masse est devenue trop solide, car dans ce cas, la pièce ne pourrait plus adhérer à la couche inférieure et viendrait flotter à la surface, exposant donc l'organe à l'action du milieu extérieur). Il est ainsi primordial de bien surveiller cette phase et de poser l'organe au moment le plus opportun, c'est-à-dire quand la pièce anatomique ne coule pas mais reste bien collée à la couche inférieure. Pour cela le préparateur peut s'aider d'une épingle grâce à laquelle il peut surveiller si la résine est suffisamment dure, tout en gardant sa viscosité.

Préparation de la deuxième couche de résine : Une fois le spécimen posé sur la première couche, on prépare de la même manière que précédemment la deuxième quantité de résine, que l'on versera sur l'organe. On attendra que la seconde couche soit entièrement durcie, ce qui prend au moins 24 heures. La rapidité de la solidification dépend de la proportion de résine et de catalyseur ainsi que de la température à laquelle on travaille (vu précédemment), mais aussi bien sûr de l'épaisseur des couches et donc de la profondeur du moule. On couvrira le moule avec une feuille de film terphane et une planchette un peu lourde pour rendre la surface bien plane. Le terphane doit parfaitement adhérer à la surface de la résine pour être efficace. Il faut donc remplir le moule au maximum de sa capacité et éliminer toutes les bulles

d'air ayant pu se former. En cas d'apparition de bulles, il faut retirer la feuille et recommencer.

Séchage : Pour le séchage, on placera les moules dans une étuve à 20 - 25°C pendant une semaine.

Démoulage : Le démoulage s'opère après la complète solidification de la résine. On place les moules dans de l'eau tiède, les parois se détachent alors d'elles-mêmes en écartant les bords du moule.

Polissage : Après le démoulage, il faut polir les faces et arrêtes de l'inclusion avec du papier de verre ayant un numéro d'épaisseur de plus en plus petit (400 puis 600 puis 800 le plus fin). Avant de démarrer le polissage, il faut immobiliser la pièce et la mouiller légèrement. Il faut ensuite polir bien à plat en imprimant de légers mouvements de rotation. Après avoir rincé le bloc, on prend soin de renouveler l'opération deux fois et pour finir, on frotera le bloc sur un tissu de feutrine adhésive enduit d'eau et de pâte à polir pour obtenir une finition parfaite.

En remarque, il est intéressant de noter que même si n'importe quel moule un peu souple peut être utilisé pour le procédé d'inclusion, l'utilisation de moules préfabriqués spécifiques à cet usage permet de faire de belles arêtes et évitent la phase de ponçage et de polissage.

Bilan

Ci-dessous, le tableau 5 ci-dessous présente les différents avantages et inconvénients de l'inclusion en résine polyester dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Tableau 5 : Avantages et inconvénients de l'inclusion en résine polyester dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none">- Réversibilité- Conservation sur le très long terme- Temps (environ 5 semaines de préparation)- Manipulation simple	<ul style="list-style-type: none">- Dangerosité des produits lors du processus de fabrication (toxicité, risque d'explosion)- Forte odeur des résines, produits inflammables- Pas d'utilisation d'instruments métalliques pendant le processus de fabrication (risque de réaction chimique non désirée)- Pas de manipulation directe des pièces- Dissection ultérieure impossible- Stockage

b. L'embaumement

Principe et technique

L'embaumement est un procédé de conservation de corps entiers, de portions de corps (membres par exemple) ou d'organes. Cette technique est essentiellement utilisée dans l'étude de l'anatomie aussi bien humaine qu'animale.

Le principe est de vider le corps du sang résiduel dans les veines et artères puis d'injecter un liquide d'embaumement directement dans les vaisseaux.

La composition du liquide d'embaumement dépend des habitudes du préparateur : formol seul ou mélange avec alcool et glycérine.

Nous présenterons ici la méthode d'embaumement régulièrement employée à l'école vétérinaire de Toulouse. Les animaux sont préparés de la manière suivante. Après anesthésie de l'animal, un cathéter est posé au niveau de la jugulaire de sorte à saigner l'animal. Puis une solution de formol 30 % pur est injectée à l'aide d'une pompe péristaltique. En moyenne, il faut 6 à 7 litres de formol pour une brebis de 60 kg et jusqu'à 25 litres pour un cheval de 350 kg. Le formol est injecté jusqu'à l'apparition d'une mousse au niveau des naseaux de l'animal, signe de la rupture des cornets nasaux suite à l'infiltration de formol.

Les corps destinés à la dissection sont ensuite stockés jusqu'aux séances de travaux pratiques où sera pratiquée leur dissection.

On constatera que le volume perfusé est supérieur au volume sanguin moyen du corps. Cette opération vise non seulement à forcer la pénétration des lumières cellulaires, pour en faciliter la conservation.

D'autres liquides peuvent être conçus. Ainsi on peut conserver un corps ou une de ses portions, en évitant la phase de stockage dans le bain de formol et en permettant donc une conservation à l'air libre. Pour cela, il faut bien évidemment augmenter le volume injecté dans le but d'obtenir un remplissage complet de toutes les cellules.

Cette technique a été développée par le professeur Kinnamon et ses collaborateurs [KINNAMON, 1984] sur des cochons par le biais du liquide dont la composition est précisée dans le tableau 6 ci-dessous.

Tableau 6 : Composition du liquide d'embaumement à injecter dans le cadre de l'embaumement d'un corps entier selon la technique de KINNAMON et ses collaborateurs (1984).

Composition du liquide d'embaumement
18 L de phénol
15 L d'éthanol
220 g de thymol
9,5 L de formol à 20%
23 L de glycérine
140 L d'eau déminéralisée

L'injection de ce liquide d'embaumement est précédée par une préparation vasculaire pour éviter la formation de caillots sanguins grâce à l'injection de Peraflow (laboratoire Dodge chemicals).

Cette technique est couramment utilisée dans l'étude de l'anatomie vétérinaire de grosses espèces et présente plusieurs avantages. Le premier est qu'elle offre un bon respect des structures tissulaires, elle permet une conservation aisée dans le temps et enfin cette méthode apporte des spécimens dénués d'odeur [KINNAMON et coll., 1984] et donc manipulables plus aisément durant les séances de travaux pratiques. Cependant, il est à noter que cette seconde technique rend les tissus « secs », c'est-à-dire solides et de ce fait interdit toute dissection ultérieure.

Bilan

Ci-dessous, le tableau 7 présente les différents avantages et inconvénients de l'embaumement dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Tableau 7 : Avantages et inconvénients de l'embaumement dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none"> - Conservation sur le long terme - Facilité de réalisation - Faible coût - Dissection ultérieure possible 	<ul style="list-style-type: none"> - Manipulation directe des pièces dangereuses (équipement de protection nécessaire) - Toxicité des produits utilisés (fabrication et conservation) - Produits inflammables - Décoloration des pièces - Fragilité des pièces - Hygiène - Stockage

c. **L'inclusion liquide (formol, alcool)** [LE BESCOND, 2011]

Les inclusions liquides consistent tout simplement à conserver des pièces anatomiques dans des bocaux de substances préservatives comme l'alcool ou le formol.

Inclusion au formol

Le formol est une solution aqueuse saturée en formaldéhyde gazeux. Lorsque les tissus sont plongés dans le formol, leurs enzymes sont dénaturées et les tissus deviennent ainsi imputrescibles. Les tissus deviennent également plus fermes et sont donc plus facilement manipulables [OOSTROM, 1987].

Le formol a trois inconvénients. Le premier est que le tissu formolé est fixé dans la position dans laquelle il est lorsqu'il entre et reste en contact avec le formol. Le deuxième est qu'il décolore les tissus, leur donnant un aspect plus pâle et plus terne. Le troisième est la toxicité avérée de formol [INRS, 2008a, 2008b]. Le formol a été classé comme « agent cancérigène pour l'homme » par le Centre international de recherche sur le cancer (CIRC) en juin 2004 [IARC, 2004].

Inclusion à la glycérine

La glycérine est un alcool qui se présente sous la forme d'un liquide transparent, visqueux, incolore, inodore et non toxique [ICSC, 1996]. La glycérine boratée agit comme agent pénétrant pour transporter le produit conservateur dans les tissus à conserver [GERARD-ROSAY, 2004].

L'inclusion est une méthode qui conserve totalement la structure tissulaire et permet une dissection ultérieure, et pour cette raison, elle reste de vigueur dans la conservation des pièces anatomiques notamment dans le milieu de l'enseignement et de l'anatomopathologie.

Bilan

Ci-dessous, le tableau 8 présente les différents avantages et inconvénients de l'inclusion liquide dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Tableau 8 : Avantages et inconvénients de l'inclusion liquide dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none"> - Conservation sur le long terme - Facilité de réalisation - Faible coût - Dissection ultérieure possible - ADN des échantillons conservé intact (alcool) 	<ul style="list-style-type: none"> - Manipulation directe des pièces dangereuses (équipement de protection nécessaire) - Toxicité des produits utilisés (fabrication et conservation) - Produits inflammables - Décoloration des pièces - Fragilité des pièces - Hygiène - Stockage

3. L'imprégnation

a. L'infiltration plastique [MAUSSERVEY, 1989]

Principe

Le principe de cette technique est de préserver les pièces anatomiques en remplaçant l'eau contenue dans les cellules de l'organe par une matière plastique, le méthacrylate, liquide au départ de la manipulation et qui, en se solidifiant conserve la forme physiologique du spécimen et le protège par une fine couche extérieure.

L'infiltration plastique comprend cinq temps opératoires.

Technique

La fixation

Le spécimen est mis dans la position désirée et est entièrement fixé par un mélange alcool-formol. Le mélange correspond à une part de formaldéhyde à 40 % pour 9 parts d'alcool à 90 %, le tout dilué dans un volume égal d'eau distillée. La fixation est obtenue au bout d'une semaine de bain.

La déshydratation

Le spécimen est retiré du bain de fixation pour être plongé (après séchage) dans un second bain, composé de polyéthylène glycol. Le polyéthylène glycol est une cire synthétique, soluble dans l'eau et qui, étant hygroscopique, entraîne la déshydratation de la pièce anatomique.

Deux ou trois changements de bain régulier (de 5 à 7 jours selon la taille des pièces) permettent de déshydrater totalement les spécimens mais chaque spécimen peut rester dans le bain pendant une période indéfinie sans subir de détérioration.

La sortie du polyéthylène glycol

Une fois la déshydratation réalisée, il est important de veiller à retirer le maximum de polyéthylène glycol du spécimen. C'est pourquoi on laissera s'écouler l'excès de cire, on l'épongera et on le pressera légèrement pour en assurer la fuite maximale de polyéthylène glycol.

On suspendra ensuite la pièce dans un four à 90 °C pendant une heure ; ceci dans le but de réduire la viscosité du polyéthylène glycol et de faciliter sa sortie du spécimen, enlevant ainsi toute trace de l'humidité ramassée par le polyéthylène glycol pendant le traitement initial de la pièce.

Le spécimen sera ensuite placé dans un troisième bain, composé par un mélange de xylème, aidant à dissoudre le polyéthylène glycol restant et facilite la future pénétration du plastique.

On laissera la pièce anatomique dans ce bain pendant une période allant de 3 à 10 jours selon la taille du spécimen. On veillera à changer le bain de xylème pour de futures pièces pour éviter de contaminer le plastique avec du polyéthylène glycol.

L'infiltration avec le polymère de méthacrylate

On commence par dissoudre du plastique (du buthylméthacrylate) dans le xylème jusqu'à obtenir une solution ayant la viscosité d'une huile minérale. La pénétration du plastique s'en trouvera alors facilitée. On transfère alors le spécimen du bain de xylème au bain de plastique rapidement et on laisse infiltrer la pièce anatomique pendant au moins deux semaines.

Le moulage du spécimen

Le spécimen, après la sortie du bain de plastique, doit être suspendu de telle sorte que l'on puisse changer facilement sa position et que toutes ses faces soient aisément accessibles. On obtient cela en suspendant le spécimen dans un cadre de bois, dont les côtés sont percés de nombreux petits trous (de sorte à pouvoir fixer le spécimen au cadre avec des ficelles, des clous ou des chevilles).

Une fois la pièce suspendue, on laisse s'écouler l'excès de plastique.

On enduit ensuite la pièce avec un spray de plastique, toutes les ½ heures pendant 24 heures. Le plastique utilisé forme alors une couche mince, mais protectrice sur le spécimen entier.

Après le premier jour, la fréquence des sprays est réduite à une fois toutes les 2h.

Quand une couche lisse et unie a été obtenue, on laisse sécher le spécimen pendant environ deux semaines avant de continuer à le manipuler.

Les endroits qui ne sont pas bien pénétrés, où la couche de surface manque et où de l'air est captif entre les couches, apparaissent blancs ou opaques. Ces endroits seront alors ramollis par une nouvelle imprégnation de xylème puis ré-enduits. Dans le cas où beaucoup de plaques de ce type apparaîtraient, on replacerait le spécimen entier dans le bain de plastique pour une période supplémentaire.

Après séchage, le spécimen offre une surface qui apparaît lustrée. Si cet effet n'est pas désiré, on peut l'effacer avec une fine couche de cire pâteuse que l'on laisse sécher sans frotter.

La couleur de la plupart des spécimens organique devient légèrement fade après l'infiltration. Ce défaut pourra être corrigé avec l'application de peintures vinyliques après l'opération.

Bilan

Le tableau 9 ci-dessous présente les différents avantages et inconvénients de l'infiltration plastique dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Tableau 9 : Avantages et inconvénients de l'infiltration plastique dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none">- Bonne conservation des organes creux- Conservation sur le long terme- Résistance importante- Technique simple- Qualité des pièces obtenues- Manipulation directe des pièces sans risque- Stockage facilité	<ul style="list-style-type: none">- Dissection ultérieure impossible- Temps (environ 10 semaines de préparation)- Coût du matériel- Certaines étapes nécessitent beaucoup de manipulation et de temps pour le technicien (sortie du polyéthylène glycol, moulage)

b. La plastination

Principe

La plastination est une technique particulière de conservation des tissus organiques, développée en 1978 par le Docteur Gunter VON HAGENS, de l'Université de Heidelberg en Allemagne. Dans ce procédé de conservation des organes et pièces anatomiques, l'eau et certains lipides contenus dans les tissus sont remplacés par divers polymères (silicone, époxy, polyesters) qui en durcissant permettent d'obtenir des spécimens secs, imputrescibles et inaltérables à l'air, durables, manipulables et non odorants, dans un but didactique ou

d'exposition. En effet, le développement des bactéries devient impossible dans ces tissus, puisqu'ils sont dépourvus d'eau.

La classe du polymère choisi détermine la transparence ou l'opacité de la pièce anatomique plastinée, ainsi que ses propriétés mécaniques (souple ou ferme).

Le processus implique quatre étapes spécifiques :

- Fixer les organes : étape de fixation
- Déshydrater les tissus en les plongeant dans un bain d'acétone froid : étape de déshydratation
- Remplacer les liquides par un polymère de silicone : étape d'imprégnation forcée
- Durcir la pièce pour en assurer la conservation à long terme : étape de durcissement

Les pièces ainsi obtenues peuvent ensuite être conservées longtemps, à température ambiante et manipulées sans modification de leur aspect.

Ce procédé a été testé avec succès dans la conservation d'organes voire de corps entiers. Cependant, à notre connaissance, il n'a encore jamais été utilisé pour préserver des organes ou tissus présentant des anomalies (lésions ou altérations) et cette utilisation nécessitera donc une première phase d'essai et de validation.

Technique

La fixation

La fixation est une étape indispensable [ULMER, 1994] car elle permet de dénaturer des enzymes qui pourraient altérer les spécimens et provoquer une odeur de putréfaction et de donner de la fermeté aux spécimens pour éviter leur rétrécissement aux étapes ultérieures.

De plus, actuellement il n'y a pas d'expérience et donc pas de recul sur la réalisation de la plastination sans cette étape.

Cette étape est également importante car des défauts dans la fixation ne pourront pas être corrigés lors des étapes suivantes. Le produit fini sera donc d'aussi bonne qualité que sa fixation initiale.

Les agents de fixation ont différentes fonctions : fixer un spécimen de sorte que sa structure histologique ne soit pas altérée, arrêter l'autolyse, la putréfaction et les autres altérations, rendre les tissus résistants aux étapes suivantes du processus.

Toute méthode de fixation reconnue peut être utilisée. En général, les organes sont plongés dans un bain de formol à une concentration de 5 à 10 % avec un rapport de volume

spécimen/fixateur de 1/5 et pendant une durée de trois à quatorze jours selon la taille du spécimen.

Lors de cette étape, deux difficultés sont à anticiper : les modifications de la forme et de la couleur de la pièce. En effet, l'inconvénient principal de la fixation est son effet rigidifiant et décolorant.

L'idéal pour obtenir une conservation de la position anatomique serait d'infiltrer une carcasse ou d'injecter ses artères avant sa fixation. Dans notre cas, cela est totalement impossible puisque les carcasses sont destinées à la consommation.

La fixation est également une étape à manier avec précaution, le formol étant un produit toxique et cancérigène. Des recommandations spécifiques doivent être appliquées : éviter tout contact direct avec le formol : port de gants, masque et lunettes de protection et travailler dans une pièce bien ventilée.

La déshydratation et l'extraction des lipides

Le principe de la plastination est de remplacer l'eau et certains lipides des tissus par des matières plastiques.

Cependant, il n'est pas possible d'imprégner de silicone le spécimen directement après la fixation. En effet, il faut passer par un intermédiaire particulier qui permettra cette imprégnation. C'est l'étape de déshydratation, après laquelle le spécimen contient moins de 1 % d'eau.

Il s'agit donc dans cette étape de remplacer l'eau des tissus par un solvant intermédiaire volatil que l'on fera évaporer dans l'étape suivante : l'imprégnation. Le solvant intermédiaire de choix est un solvant organique miscible dans l'eau, possédant un point de pression vapeur élevé.

Il est possible d'utiliser de nombreux procédés [BICKLEY et al. 1987] : déshydratation à température ambiante au méthanol (dichlorométhane), à l'éthanol ou à l'acétone, et déshydratation à l'acétone au froid négatif.

L'utilisation d'éthanol permet de conserver l'aspect histologique des tissus et d'éliminer tous les alcools à longue chaîne qui pourraient subsister dans les tissus après un embaumement. Cependant, elle présente l'inconvénient d'accentuer la tendance des pièces à se rétracter, et de prendre beaucoup de temps car il faut le remplacer en fin de déshydratation par de l'acétone (il ne peut pas servir de solvant intermédiaire avant l'imprégnation).

Le dichlorométhane est plus toxique sous forme de vapeur que l'acétone, il est donc moins utilisé.

L'acétone est le solvant retenu la plupart du temps. En effet, l'acétone est un solvant organique miscible dans l'eau, possédant un point de pression vapeur élevé et une température d'ébullition faible : + 56 °C.

La déshydratation à l'acétone au froid négatif (à - 25 °C) présente plusieurs avantages : cela limite les modifications de forme et le rétrécissement des organes [BICKLEY et al. 1987], car plongés dans la solution à - 25 °C, ils sont instantanément glacés et cela réduit considérablement les dégagements de vapeur à l'ouverture des cuves [VON HAGENS, 1986]. Le seul inconvénient de cette méthode est la formation de cristaux dans des organes destinés à une étude histologique.

Pour cette étape de déshydratation, il est recommandé d'utiliser un volume d'acétone 20 fois supérieur à celui du/des spécimens à déshydrater. En général trois bains d'acétone anhydre à 100 % sont utilisés.

Un suivi des concentrations en eau des bains à l'aide d'un acétonemètre permet de suivre précisément la déshydratation des spécimens et de savoir quand il faut changer de bain et de gagner du temps dans le processus [TIEDEMANN et al. 1988]. La déshydratation est terminée lorsque la teneur en eau du bain d'acétone est de moins d'1 % pendant 3 jours consécutifs.

Par ailleurs, les solvants organiques permettent aussi de dégraisser les pièces anatomiques, ce qui donne une couleur jaune aux bains d'acétone. Une pièce anatomique bien dégraissée laissera un bain d'acétone clair.

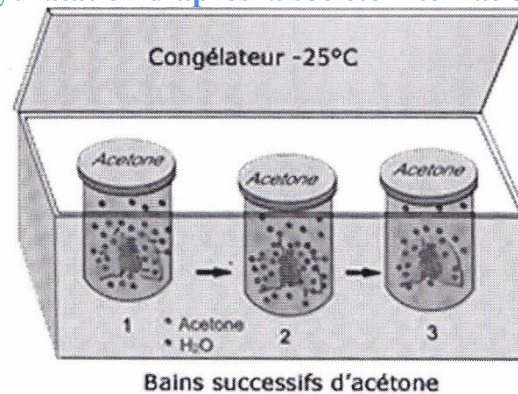
Toutefois, pour les organes riches en lipides (tels que les os, le tissu sous-cutané ou adipeux), un dernier bain de chlorate de méthylène peut s'avérer nécessaire.

Pour les besoins de la plastination, l'acétone se révèle être un produit idéal, puisqu'il agit comme agent déshydratant, dégraissant et solvant intermédiaire en même temps. De plus, il se mélange facilement avec tous les polymères utilisés en plastination.

Pour l'étape de déshydratation, qui se réalise à froid dans un congélateur, il faut que celui-ci soit modifié pour limiter les risques d'explosion. Les vapeurs d'acétone peuvent entraîner une explosion à la moindre étincelle. C'est pourquoi il faut retirer des congélateurs le système d'éclairage et tout système électrique.

Ci-dessous, la figure 1 résume schématiquement l'étape de déshydratation.

Figure 1 : Etape de déshydratation d'après la société internationale de plastination.



L'imprégnation forcée [BICKLEY et al. 1987 ; HENRY et al. 1993]

L'imprégnation forcée est l'étape clé de la plastination. Elle est dite forcée car elle s'effectue sous vide. Elle permet le remplacement du solvant intermédiaire dans les tissus par un polymère qui pourra subir ensuite le durcissement. Cela est permis par le fait que les solvants ont une pression de vaporisation élevée et un point d'ébullition bas alors que c'est le contraire pour les polymères.

Ainsi, l'extraction du solvant, qui doit être continue et lente, est réalisée en créant progressivement un vide dans la cuve. Le solvant alors vaporisé hors du spécimen, il y a formation de bulles s'échappant du spécimen, qui viennent ensuite éclater à la surface du mélange de polymère, qui lui reste liquide. Le solvant extrait est ensuite aspiré par la pompe à vide, de sorte que la pression partielle de vapeur saturante en solvant ne soit jamais atteinte. Ainsi le solvant est toujours amené à s'évaporer pour chercher à atteindre l'équilibre liquide/gaz.

Le solvant qui s'évapore crée une dépression, « un vide », dans le spécimen, ce qui attire le polymère à l'intérieur de celui-ci, qui remplace alors progressivement le solvant intermédiaire.

Cette technique permet l'utilisation d'une petite quantité de polymère.

Pour une imprégnation idéale, il faut que ces deux phénomènes (évaporation et remplacement par le polymère) soient simultanés. Ainsi, la vitesse d'augmentation du vide doit être adaptée à la sensibilité des tissus à plastiner et la viscosité du polymère. Ainsi, un grand spécimen avec une densité élevée nécessitera une vitesse plus lente d'imprégnation tandis qu'un spécimen avec une densité plus faible demandera une vitesse d'imprégnation plus rapide.

Souvent des spécimens variés sont imprégnés en même temps. Par conséquent, un taux plus lent d'extraction et d'imprégnation permet de d'obtenir une imprégnation uniforme de chaque spécimen dans leur totalité. En effet, un vide appliqué de façon trop importante va faire buller l'acétone trop rapidement et le polymère n'aura pas le temps de le remplacer. La pression dans le spécimen deviendra alors trop basse et celui-ci sera comprimé ou écrasé par le bain de polymère l'entourant. On obtiendra alors pour des tissus fragiles (poumons par exemple) des spécimens écrasés ayant perdu leurs dimensions d'origine.

Selon le type de tissu à plastiner, l'utilisation de différents polymères est possible.

Le silicone (S10) est le polymère utilisé dans la procédure standard. Il permet d'obtenir des pièces opaques et un peu flexibles. Il est donc particulièrement adapté à la plastination d'organes entiers ou de coupes épaisses.

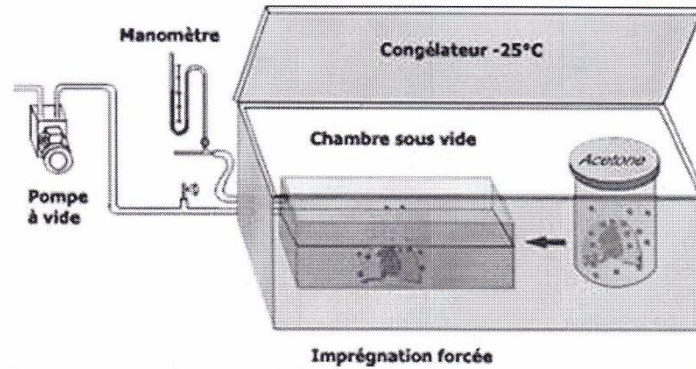
L'étape d'imprégnation forcée comporte trois phases successives :

- préparation du bain d'imprégnation : mélange réactionnel de polymère S10 et l'agent durcissant S3 avec un rapport de 100/1. Ce mélange doit être maintenu à froid (entre - 10 °C et - 20 °C). Le mélange est placé dans la cuve d'imprégnation au congélateur et, avant de mettre les spécimens, on fait le vide pour enlever l'air emprisonné dans le mélange
- placement des spécimens saturés en solvant dans le bain d'imprégnation : il est important de les submerger rapidement pour éviter l'évaporation du solvant de la surface du spécimen. On laisse les spécimens dans le mélange 12h au moins avant d'appliquer le vide
- application progressive du vide. Cette vitesse d'application est appréciée par la formation de bulles d'acétone à la surface du bain d'imprégnation : elles doivent apparaître en faible nombre et ne pas éclabousser le bain. L'idéal est de surveiller cette vitesse à l'aide d'une jauge, d'une colonne à mercure ou d'un manomètre.

Il est normalement conseillé d'arrêter l'imprégnation lorsque la pression est stabilisée entre 2 et 10 mm Hg depuis quelques jours et/ou lorsqu'il n'y a plus de bulles à la surface du bain. Cette étape dure entre 5 et 10 jours selon les spécimens.

Ci-dessous, la figure 2 résume schématiquement l'étape d'imprégnation.

Figure 2 : Etape d'imprégnation d'après la société international de plastination.



Une fois l'imprégnation terminée, les organes sont égouttés à pression atmosphérique pendant 24 à 48 heures avant de passer à l'étape suivante.

Le durcissement [BICKLEY et al. 1987]

Une fois le spécimen imprégné, le silicone doit être polymérisé pour être « durci ». Cela contraint le silicone à rester à l'intérieur du spécimen et permet d'obtenir une préparation « durable ».

La polymérisation commence quand le polymère de silicone S10 et le durcisseur sont mélangés ensemble. Cependant, le froid imposé lors de l'étape d'imprégnation retarde cette réaction. De cette façon, le mélange reste fluide et l'imprégnation peut avoir lieu correctement.

Le durcissement par exposition à un gaz durcisseur consiste à placer les organes imprégnés de polymère dans une chambre hermétique dont l'atmosphère est saturée en vapeur de gaz durcisseur. On utilise pour le traitement un durcisseur appelé S6, dont la vapeur active réagit avec le silicone présent à la surface du spécimen. Commence alors une réticulation tridimensionnelle (élongation bout à bout) des molécules, donnant de la dureté et de la fermeté au spécimen.

Ainsi le traitement final d'un spécimen comprend deux phénomènes séparés : polymérisation et réticulation. Le processus est assez compliqué et est à l'origine d'une terminologie particulière.

- Prédurcissement (pre cure en anglais) : cette étape a lieu entre la sortie des spécimens de la cuve d'imprégnation et la mise en contact de ces spécimens avec des vapeurs de S6. Il s'agit de la réaction de polymérisation qui se réalise entre le S10 et le S3 et qui donne la résistance et la flexibilité nécessaire au spécimen fini.

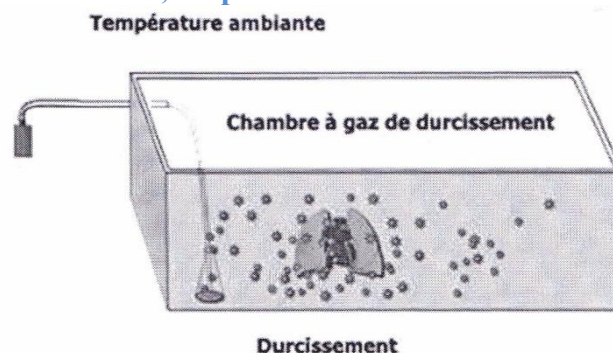
- Durcissement au gaz (gaz cure en anglais) : il s'agit de l'étape d'exposition aux vapeurs de S6 qui agit en tant qu'agent de réticulation. Lorsque le gaz S6 entre en contact avec le spécimen, il durcit le polymère en surface et établit ainsi une barrière qui ralentit sa diffusion. La formation de cette « croûte » de polymère traité empêche la fuite de polymère provenant de l'intérieur du spécimen et empêche le rétrécissement de ce dernier. On arrête l'exposition aux vapeurs de S6 quand il n'y a plus de polymère suintant du spécimen.
- Après durcissement (aftercure en anglais) : cette étape se produit après que la couche de polymère traité s'est formée, empêchant la fuite de polymère de l'intérieur du spécimen. A partir de ce moment, les vapeurs emprisonnées dans celui-ci vont diffuser progressivement vers son centre pour finir de le traiter. En général, on place le spécimen dans un sachet en plastique. Le spécimen est déjà manipulable mais il faut le conserver dans un lieu hermétique entre chaque utilisation.

L'évaporation de S6 se fait à température ambiante dans un environnement fermé et les spécimens placés sur du papier absorbant ou sur une grille pour permettre au polymère excessif de s'égoutter librement. Elle est facilitée en faisant buller de l'air dans le S6 liquide [VON HAGENS et al. 1986 ; HENRY et al. 1997 ; OOSTROM 1987] lorsqu'on utilise une pompe d'aquarium pour accélérer l'évaporation. Ce procédé prendrait 4 à 8 jours si on se passait de la pompe.

Les spécimens doivent être conservés dans des sacs ou boîtes hermétiques en présence de chlorure de calcium déliquescent, afin d'éviter l'apparition d'une précipitation blanche due à l'humidité ou à un durcissement excessif.

Ci-dessous, la figure 3 résume schématiquement l'étape de durcissement.

Figure 3 : Etape de durcissement, d'après la société internationale de plastination.



La déplastination

La plastination est réversible. Cela est possible grâce à la capacité de l'ion sodium à dépolymériser le caoutchouc de silicone. Les pièces à déplastiner doivent, pour cela, être exposées à une solution saturée de méthoxyde de sodium dilué à 5 % dans du méthanol anhydre jusqu'à ce qu'ils soient exempts de silicone (environ 48h). Ils sont ensuite lavés dans du méthanol anhydre pur [BICKLEY et al. 1987 ; WALKER et al 1988 ; FRIERSON et al. 1988].

Une autre méthode existe et consiste en l'immersion des spécimens dans de l'alcool à 99% pendant 24 heures, puis dans du méthylbenzène pendant 48 heures [RIPANI et al. 1996].

Bilan

Ci-dessous, le tableau 10 ci-dessous présente les différents avantages et inconvénients de la plastination dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Tableau 10 : Avantages et inconvénients de la plastination dans le cadre de la création d'une collection d'organes conservés.

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none">- Réversibilité- Conservation sur le très long terme- Résistance importante- Technique simple- Qualité des pièces obtenues- Manipulation directe des pièces sans risque- Stockage facilité	<ul style="list-style-type: none">- Entretien tous les mois pendant 1 an (brossage)- Temps (environ 3 mois de préparation)- Dissection ultérieure impossible- Coût du matériel (environ 30 000 euros d'investissement) et 20 euros par kg de pièces plastinées [GUINTARD et al. 2001]

B. Procédé retenu pour notre étude : la plastination

Les organes frais et conservés gardent toute la complexité du vivant et ont des qualités pédagogiques vision en trois dimensions, pièces manipulables, dissections possibles, etc. Cependant, ils posent des problèmes d'hygiène ou de manipulation de produits dangereux ainsi que de stockage, en particulier pour les spécimens congelés ou mis dans des bocaux de formaldéhyde.

1. Intérêts pour l'enseignement vétérinaire

Le premier avantage de la plastination est le caractère démonstratif et pédagogique certain.

Le fait de pouvoir manipuler une pièce et d'avoir une vision en trois dimensions présente un intérêt majeur face aux solutions existantes (planches, photographies, ...). Si l'on compare aux modèles plastiques, les spécimens plastinés sont plus précis et donc porteurs d'une information de meilleure qualité. Par rapport aux organes frais, congelés, la plastination ne pose pas de problèmes d'hygiène et permet une conservation sur le long terme, et donc de limiter le sacrifice d'animaux. Enfin les spécimens plastinés ont l'avantage d'être manipulables et facilement en comparaison avec des spécimens conservés dans des bocaux de formaldéhyde ou d'alcool.

De plus, ils présentent un caractère de biosécurité totale pour les manipulateurs qui ne se retrouvent jamais exposés aux substances habituellement utilisées pour la conservation des organes et qui sont pour la plupart toxiques (formol, phénols et alcools par exemple).

Enfin, l'architecture des organes conservés par plastination est préservée jusqu'à l'échelon cellulaire.

La création d'une collection de pièces normales et pathologiques permettrait ainsi de mieux préparer les séances à l'abattoir et de compléter les séances en salle. La durabilité des pièces plastinées nous permettrait d'incrémenter cette collection au cours du temps et, à terme, de disposer d'une collection variée de lésions et d'altérations.

D'après l'étude réalisée par LATORRE et son équipe (2007) à Murcia (Espagne), l'utilisation d'organes plastinés est largement plébiscitée par le corps enseignant, ainsi que par les étudiants. Il a été demandé à des étudiants en anatomie (123 étudiants témoins et 110 étudiants soumis aux organes plastinés) et en chirurgie vétérinaires (72 et 67 étudiants) et en anatomie humaine (38 et 47 étudiants), ainsi qu'à leurs enseignants, de noter une session d'apprentissage réalisée avec des organes plastinés (1 = insatisfait, 2 = satisfait, 3 = très satisfait).

De plus, les étudiants ont été soumis à deux tests de connaissance : l'un avant et l'autre après la session d'apprentissage. Les résultats qu'ils ont obtenus ont été comparés à ceux qu'ont obtenus des étudiants n'ayant accès qu'aux outils classiques de formation.

Les conclusions suivantes peuvent être tirées :

- L'ensemble des étudiants et des professeurs sont satisfaits de l'utilisation des organes plastinés.

- Les résultats au premier test ont été homogènes pour les groupes témoins et expérimentaux, ce qui signifie qu'ils avaient un niveau de base similaire. Tous les étudiants ont progressé.

La différence observée entre le premier et le deuxième test était significative pour les étudiants en anatomies vétérinaire et humaine, mais pas pour les étudiants en chirurgie vétérinaire. Pour ces derniers, la différence n'était peut-être pas significative en raison des notes élevées qu'ils avaient obtenues au premier test, du fait de leurs connaissances préalables.

Ce résultat confirme l'utilité des organes plastinés au moins pour les étudiants en anatomie vétérinaire ou humaine.

- Les étudiants n'ont pas rapporté d'inconvénient à l'utilisation d'organes plastinés. Ils ont suggéré que ces organes pourraient avoir une plus grande valeur éducative s'ils étaient injectés de latex de couleur et si les structures anatomiques étaient légendées à l'aide de numéros.
- Les résultats de cette étude semblent donc confirmer l'intérêt des organes plastinés en compléments des outils pédagogiques classiques, notamment la dissection, dans l'apprentissage de l'anatomie.
- Certains auteurs suggèrent même que l'utilisation d'organes plastinés pourrait présenter une alternative aux dissections traditionnelles [McLACHLAN et al., 2004 ; REIDENBERG et LAITMAN, 2002].

2. Intérêts pour la conservation et le stockage des pièces

Les méthodes de conservation les plus utilisées sont la congélation, le formaldéhyde et l'alcool.

Si l'on compare des spécimens conservés avec chacune de ces méthodes et un plastiné, il ressort que la plastination a pour avantage une conservation d'organes sans danger que ce soit hygiénique (vs congélation), toxique (vs formaldéhyde, alcool) ou de sécurité (vs alcool inflammable). Par contre, si l'on compare les processus entre eux, on se rend compte que la plastination fait également appel à des produits dangereux (formaldéhyde et acétone par exemple) et nécessite des mesures d'hygiène en rapport à la manipulation d'organes. Ainsi, tous les processus présentent des dangers de réalisation, par contre l'utilisation de produits toxiques n'est pas une fin en soi pour la technique de plastination. Il s'agit juste d'une étape du processus. Le spécimen obtenu sera sans danger.

Par ailleurs le stockage des pièces plastinées est plus aisé : pas de conservation dans des bocaux ou dans un congélateur. On a un gain de place et aussi des spécimens moins fragiles.

Globalement, la plastination apparaît comme une méthode de conservation de meilleure qualité, mais plus coûteuse et plus longue à réaliser

Ainsi, ne demandant pas de mode de conservation ou de stockage particulier, les pièces pourraient être régulièrement mises à la disposition des étudiants au cours de séances d'auto-apprentissage.

Ce projet s'intègre donc directement dans les modalités actuelles de formation des étudiants vétérinaires, techniciens en abattoir et autres.

Les organes plastinés représentent un outil pédagogique facile à utiliser : facilité de manipulation, de manutention, de stockage et de conservation.

3. Retombées attendues et perspectives en dehors de l'ENVT

Le développement d'une telle collection de pièces anatomiques serait une première dans une école vétérinaire française.

En plus de ses retombées évidentes en termes de qualité de la formation en HIDAOA dispensée à l'ENVT, cette collection pourrait également servir comme outil de communication.

En effet, récemment le succès de la manifestation « une nuit au musée », organisée par les enseignants-chercheurs d'anatomie de l'ENVT montre que le développement de ce type de collection peut représenter un excellent outil de communication et de vulgarisation des formations dispensées au sein des établissements de l'INPT à destination des étudiants, mais aussi du grand public au sens large.

Ces pièces pouvant être, également, facilement déplacées, elles pourraient aussi être mises à profit dans d'autres formations auxquelles participent les enseignants-chercheurs partenaires du projet, et en particulier pour des formations dans d'autres établissements de l'INPT.

Perspectives et développement au sein de l'INPT :

- Formation en anatomie des étudiants de l'EIP
- Formation aux dangers parasitaires des viandes des étudiants en productions animales et master qualité et sécurité des aliments de l'ENSAT

4. Evaluation des coûts

Pour faire de la plastination par la méthode standard S10, une évaluation du prix du matériel a été réalisée à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes par le docteur Guintard [GUINTARD et al. 2001]. Le coût de l'équipement de base nécessaire a été estimé à 4500 euros. A cela s'ajoutent les consommables (Biodur S10, S3, S6 ; acétone ; formaldéhyde) dont le coût pour réaliser entre 60 et 80 pièces de type cœurs de porc, est estimé à 1700 euros.

De plus, pour avoir un laboratoire de plastination aux normes, il faut mettre en place un certain nombre d'installations, à savoir une ventilation efficace pour évacuer les vapeurs de formol et d'acétone, un poste de travail ventilé, une armoire de stockage de produits inflammables et réaliser le confinement de la pièce utilisée pour les manipulations d'acétone et de silicone (risque d'explosion). A titre d'exemple, cette mise aux normes a coûté à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes un investissement d'environ 30 000 euros.

A Toulouse, le coût d'investissement à la réalisation de la plastination a nécessité un budget d'environ 12 000 euros (devis en annexe 3).

DEUXIEME PARTIE :

REALISATION D'UNE COLLECTION D'ORGANES A L'ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

L'objectif de ce projet est de mettre en place une collection d'organes d'animaux de boucherie normaux ou présentant des lésions ou altérations justifiant leur retrait de la consommation humaine et observées fréquemment lors de l'inspection sanitaire à l'abattoir.

La plastination a été testée avec succès dans la conservation d'organes voire de corps entiers. Cependant, à notre connaissance, elle n'a encore jamais été utilisée pour préserver des organes ou tissus présentant des anomalies (lésions ou altérations). Le but de notre travail était de tester et de valider ou d'invalider cette utilisation de la plastination comme procédé de conservation à long terme de pièces présentant des lésions ou altérations.

Plusieurs types de préparations des pièces ont ainsi été testées afin d'évaluer leur impact sur l'organe en lui-même et sur la lésion.

Ces essais ont été menés sur différents organes (cœurs, reins, foies, poumons) de différentes espèces (petits ruminants, bovins, porcs, chevaux), normaux ou présentant des lésions courantes (lésions parasitaires et inflammatoires par exemple).

A terme notre projet vise à définir les lésions et organes pour lesquels la plastination est pertinente à mettre en place.

I. Matériels et méthodes

A. Collecte des organes à l'abattoir et réception à l'école

La réalisation de notre travail nécessitait la récupération d'organes (cœurs, poumons, reins et foies) d'animaux de boucherie (bovins, petits ruminants, porcs et chevaux) présentant des lésions ou altérations justifiant une saisie en abattoir.

Le moyen le plus simple pour récupérer de telles pièces était donc de mettre en place un système de collecte d'organes issus de saisie dans des abattoirs de la région toulousaine, de préférence multi-espèces et dont les tonnages annuels sont relativement importants. Il a paru naturel de proposer un tel projet aux abattoirs dans lesquels les séances de travaux dirigés d'inspection sanitaire ont lieu, c'est-à-dire les abattoirs d'Auch, de Saint Gaudens et de Montauban.

Les pièces issues de saisie étaient conservées par les services d'inspection ces abattoirs. Lors des visites dans le cadre des séances de travaux dirigés, le professeur en charge de la séance sélectionnait les pièces dignes d'intérêt et procédait à leur collecte, à leur stockage en glacière et à leur transport jusqu'à l'ENVT dans les 3 heures qui suivaient.

Ainsi, grâce aux partenariats réalisés avec les services d'inspection en place dans ces abattoirs, nous avons pu disposer d'un ensemble varié d'organes présentant des lésions/altérations courantes. Mais, dans un souci de sélection, nous avons établi à l'avance une liste des pièces à récupérer en abattoir pour les plastiner (tableau 11).

Tableau 11 : Liste des pièces recherchées en abattoir par espèces, par organes et par lésions dans le cadre de notre projet.

Espèce	Organe	Lésion
Bovin	Foie	Cirrhose Télangiectasie Grande douve
	Rein	Kystes Macules Pyélonéphrite Néphrite
Petit ruminant	Foie	<i>Cysticercus tenuicollis</i> Petite douve Abcès
	Poumons	Strongylose Abcès Pneumonie Ecoffrage
	Rein	Kystes Macules Pyélonéphrite Néphrite
Porc	Foie	Hépatite interstitielle <i>Ascaris suum</i>
	Poumon	Echaudage Ecoffrage
	Rein	Kystes Macules Pyélonéphrite Néphrite
Cheval	Rein	Kystes Macules Pyélonéphrite Néphrite
	Foie	Strongylose

Le jour même de leur arrivée au service d'anatomie de l'ENVT, les pièces sont identifiées (animal, organes, lésions, date d'arrivée à l'ENVT, abattoir d'origine, enseignant responsable du transport), classifiées dans un registre, photographiées et mises en phase de préparation.

B. Plastination

1. La fixation

Les viscères sont placés directement dans des bidons en plastique polypropylène hermétiques de 15 ou 30 litres (figure 4), contenant du formol à 30 % (provenant du laboratoire CATALYSE 31 localisé à Toulouse), pour une durée minimale de trois semaines. Lors du remplissage des bidons, deux précautions ont été prises : éviter de trop superposer les organes et éviter de surcharger les baignoires de formol.

Figure 4 : Photographie d'un bidon de 15 litres utilisé pour la phase de fixation.



En remarque, on peut préciser que les bidons sont vidés toutes les deux séries environ.

2. La déshydratation

Pour les étapes de déshydratation (ainsi que d'imprégnation), nous avons réalisé les manipulations dans une salle confinée, possédant un système d'extraction d'air et ne possédant aucune prise électrique. Cette pièce a la particularité de pouvoir être verrouillée et présente un écriteau de mise en garde sur la porte (figure 5).

Figure 5 : Photographie de l'écriteau de mise en garde présent sur la porte d'entrée de la salle de plastination.



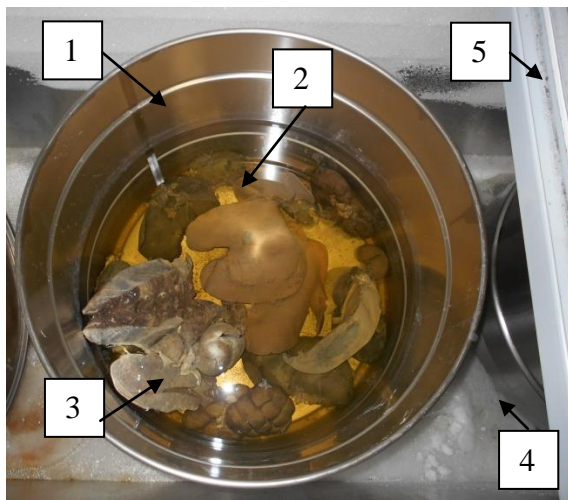
De plus, pour les étapes de déshydratation ainsi que d'imprégnation, qui se réalisent à froid, nous avons utilisé un congélateur modifié Biodur (figure 6), dans lequel aucun système électrique n'est présent. Le système d'alimentation de ce dernier est situé dans la pièce voisine (qui contient également la pompe à vide utilisée uniquement pour la phase d'imprégnation).

Figure 6 : Photographie du congélateur contenant à la fois les cuves de déshydratation et d'imprégnation forcée.



Les pièces sont immergées dans une cuve de déshydratation, en acier inoxydable de 100 litres (Biodur HD06), contenant un bain d'acétone anhydre (provenant du laboratoire Gaches Chimie), et préalablement refroidi ; la cuve étant placée dans le congélateur à $-25\text{ }^{\circ}\text{C}$ (figure 7).

Figure 7 : Photographie du contenu de la cuve d'acétone pendant la phase de déshydratation.



1. Cuve d'acétone
2. Acétone
3. Pièce en cours d'imprégnation
4. Congélateur
5. Couvercle du congélateur

La technique utilisée ne comprend pas de phase spécifique de dégraissage puisque l'acétone s'en charge en partie au froid négatif. Les bains d'acétone ont été renouvelés trois fois à une semaine d'intervalle, de sorte que les organes soient complètement déshydratés. La teneur en acétone est vérifiée après chaque bain grâce à un acétonomètre (la concentration d'acétone doit être au minimum de 65 %). La phase de déshydratation est terminée

En remarque, on peut préciser que la cuve d'acétone est vidangée à la fin de chaque série.

3. L'imprégnation forcée

Si tôt sorties de l'acétone, les pièces sont placées dans des cuves d'imprégnation en acier inoxydable de 100 litres (Biodur HI03), elles-mêmes placées dans le congélateur Biodur (cf cf la deuxième partie : réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse I.B.2) et contenant un mélange de silicone et de durcisseur (comme indiqué sur la figure 8), préalablement refroidi à $-20\text{ }^{\circ}\text{C}$ (provenant tous deux du laboratoire BIODUR[®] Products GmbH « Services, polymers, equipment & auxiliaries for plastination basé à Heidelberg en Allemagne et qui détient le brevet de la technique de plastination) : 100 mL de Biodur S3 (durcisseur) pour 10 kg de Biodur S10 (silicone) préparés la veille.

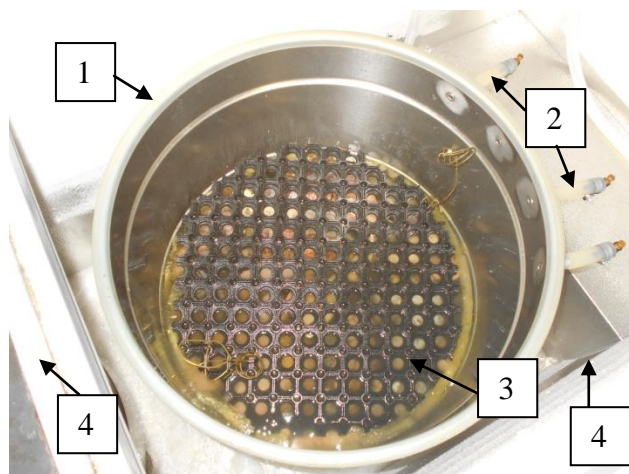
Figure 8 : Photographie de la cuve de silicone et de son contenu pendant la phase d'imprégnation forcée (sans le poids permettant de maintenir les pièces immergées).



1. Cuve de silicone
2. Tubes permettant de faire le vide dans la cuve
3. Silicone
4. Pièce en cours d'imprégnation
5. Congélateur
6. Couvercle du congélateur

Un poids en caoutchouc aux dimensions adaptées à la cuve est ensuite ajouté pour maintenir les pièces immergées (comme indiqué sur la figure 9 ci-dessous).

Figure 9 : Photographie de la cuve de silicone et de son contenu pendant la phase d'imprégnation forcée (avec le poids permettant de maintenir les pièces immergées).

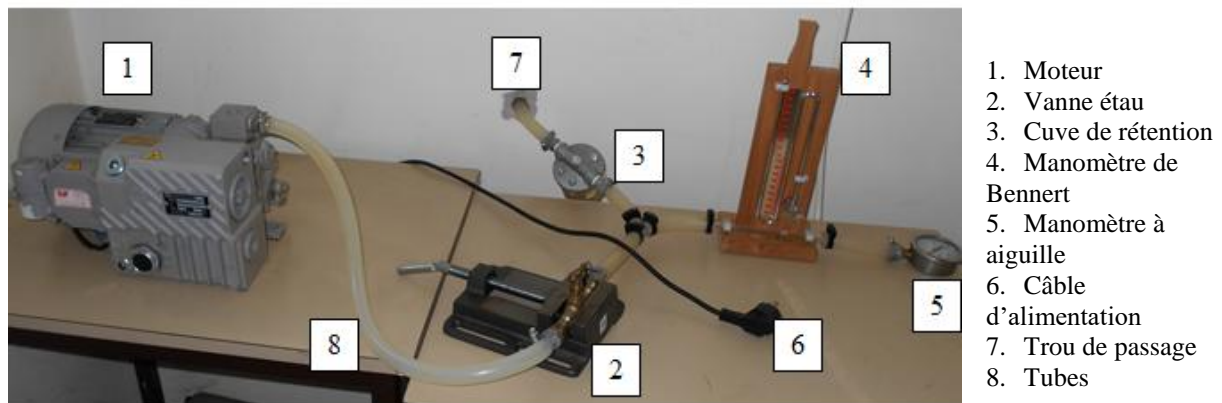


1. Cuve de silicone
2. Tubes permettant de faire le vide dans la cuve
3. Poids en caoutchouc (maintenant les pièces immergées)
4. Congélateur
5. Couvercle du congélateur

Un couvercle en verre trempé de 2 cm d'épaisseur est ensuite ajouté au dessus de la cuve pour la recouvrir et la rendre la plus hermétique possible.

Le vide peut ensuite être appliqué. En effet, la cuve de déshydratation est reliée à une pompe à vide (Biodur HI30-1), elle-même localisée dans la pièce voisine (avec le système d'alimentation du congélateur). Cette pompe à vide se compose des éléments suivants : un moteur, une vanne étai et des tubes pour créer le vide. Elle est également équipée d'une cuve de rétention (Biodur HH02-1), d'un manomètre de type Bennert (Biodur HI 20) et d'un manomètre à aiguilles (Biodur HI15). Ces éléments sont indiqués sur la figure 10, ci-dessous.

Figure 10: Photographie du système de pompe à vide localisé dans la pièce attenante à la salle de plastination et reliée au congélateur.



La vanne étau permet de régler le vide, le manomètre à aiguille permet de contrôler le réglage du vide. Le manomètre de Bennert permet une deuxième vérification au cas où le premier serait défaillant et fait ainsi office de sécurité. En cas d'éventuel reflux de silicone dans la pompe à vide, la cuve de rétention permet de récupérer les liquides et évite ainsi une éventuelle contamination de l'intégralité du système. Le trou de passage permet quant à lui de relier la pompe à vide à la cuve de silicone localisée dans le congélateur situé dans la pièce voisine

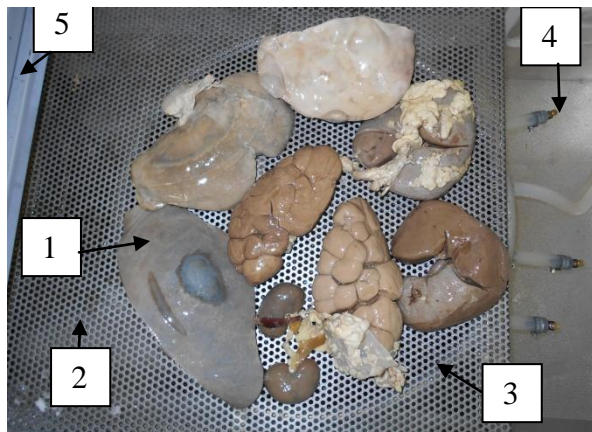
Le vide peut ainsi être appliqué progressivement durant toute la phase d'imprégnation forcée, jusqu'à l'apparition de fines bulles de gaz, grâce à la pompe à vide. Le manomètre est réglé à - 0,5 bar (comme indiqué sur la figure 11 ci-dessous) grâce à la vanne étau et contrôlé une vingtaine de fois durant la première journée d'imprégnation.

Figure 11 : Photographie du manomètre réglé à - 0,5 bar.



Au terme de 10 jours d'imprégnation forcée, les organes sont placés dans les conditions atmosphériques, pendant 24 à 72 heures de sorte à les décongeler et à les égoutter avant de passer à l'étape suivante. Pour ce faire, ils sont placés sur une grille métallique percée juste au dessus de la cuve de silicone, comme montré sur la figure 12 ci-dessous.

Figure 12 : Photographie des pièces lors de la phase d'égouttage.



1. Pièce en cours d'égouttage
2. Grille métallique
3. Cuve de silicone (vue en transparence à travers la grille)
4. Congélateur
5. Couvercle du congélateur

En remarque, on peut préciser que la cuve de silicone est vidangée toutes les trois séries environ.

4. Le durcissement

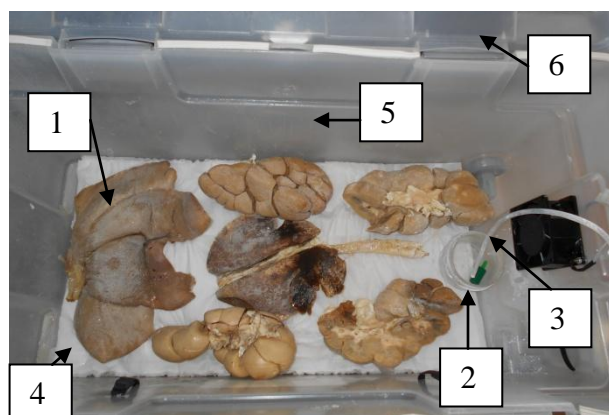
Les pièces sont installées dans un caisson en plastique hermétique (représenté en figure 13) et déposées sur du papier absorbant.

Figure 13 : Photographie du caisson, en vue externe, utilisé lors de la phase de durcissement.



Elles y subiront une brumisation active (via un bulleur d'aquarium) de Biodur S6 (durcisseur provenant du laboratoire BIODUR[®] Products GmbH) pendant 3 à 4 jours, afin que les vapeurs émises recouvrent les organes placés dans le caisson. Ci-dessous, la figure 14 montre l'intérieur du caisson lors pendant le durcissement de quelques organes.

Figure 14 : Photographie de l'intérieur du caisson, et des pièces en cours de durcissement.



1. Pièce en cours de durcissement
2. Pot de durcisseur
3. Bulleur d'aquarium
4. Papier absorbant
5. Paroi du caisson hermétique
6. Couvercle

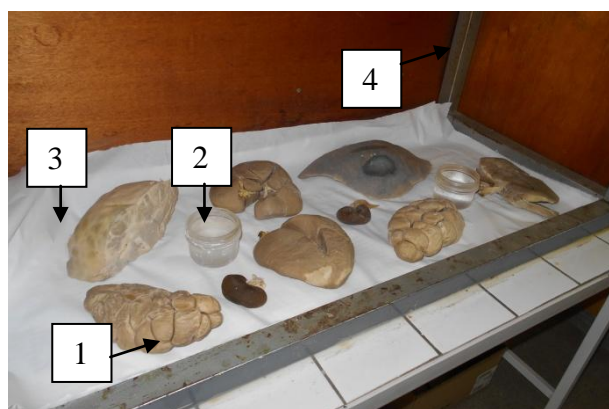
5. Le séchage

Les pièces sont installées dans une armoire vitrée hermétique (figure 15), déposées sur du papier absorbant et soumises à une atmosphère continuellement saturée grâce à des coupelles de durcisseur (BiodurS6), comme montré sur la figure 16.

Figure 15 : Photographie de la hotte de laboratoire utilisée lors de la phase de séchage.



Figure 16 : Photographie du contenu de l'armoire hermétique utilisée lors de la phase de séchage.



1. Pièce en cours de séchage
2. Pot de durcisseur
3. Papier absorbant
4. Paroi de l'armoire hermétique

Cette phase dure deux mois, pendant lesquels les pièces sont essuyées deux fois à deux semaines d'intervalle le premier mois, puis une troisième fois au terme des deux mois, et ce dans le but de supprimer l'excès de silicone qui dégorge des pièces dès la fin de l'étape de durcissement.

Une fois la plastination terminée, nous avons jugé la qualité des pièces de sorte à les inclure ou les exclure de la collection à venir.

En remarque, il ne faut pas oublier que le matériel de protection indispensable a été et doit être utilisé à chaque manipulation de produits dangereux (formol, acétone, silicone). Cela comprenait bien-entendu des gants, une paire de lunettes et une blouse.

6. Bilan







Ci-dessous, le tableau 12 présente un exemple de calendrier de plastination mis en place pour une série de pièces. Cela permet de bien se rendre compte du temps nécessaire pour réaliser une série complète.

Tableau 12 : Exemple de calendrier de plastination mis en place pour une série de pièces.

Etape	Description
Arrivée ENVT et mise sous formol (Fixation)	10 février 2016 Fin étape fixation : 15 février 2016 Durée totale : 5 jours
Mise sous acétone (déshydratation)	1 ^{er} bain : 15 février 2016 2 ^e bain : 22 février 2016 3 ^e bain : 29 février 2016 Fin étape déshydratation : 07 mars 2016 Durée totale : 3 semaines
Mise sous silicone (imprégnation)	7 mars 2016 Fin étape imprégnation : 18 mars 2016 Durée totale : 10 jours
Egouttage	18 mars 2016 Fin étape égouttage : 21 mars 2016 Durée totale : 3 jours
Mise au caisson et durcissement	21 mars 2016 Fin étape égouttage : 24 mars 2016 Durée totale : 3 jours
Séchage	24 mars 2016 Fin étape égouttage : 24 mai 2016 Durée totale : 2 mois

Ci-dessous, le tableau 13 illustre les différentes étapes de la plastination à travers les photographies successives de la pièce numéro 4.

Tableau 13 : Photographies des étapes successives avec l'exemple de la pièce numéro 4 (rein de bovin).

Etat frais	Etat sortie formol	Etat sortie acétone	Etat sortie silicone	Etat après séchage	Etat final
					

II. Résultats

Nous allons maintenant présenter les résultats de nos manipulations et leurs conclusions associées, selon le raisonnement chronologique et logique effectué lors de cet essai.




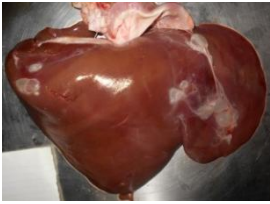



Ce choix de présentation a pour but d'illustrer le plus clairement et le plus simplement possible la démarche que nous avons suivie.


A. Première série : résultats et difficultés

1. Résultats

La première série réalisée était composée de 7 organes différents, issus d'espèces différentes, présentant des lésions différentes et présentés ci-dessous. Pour chaque type de pièces, nous avons pu faire nos premières observations et critiques sur le résultat final, qui sont détaillées dans le tableau 14.

Tableau 14 : Bilan des pièces récoltées pour la première série de plastination.

Numéro pièce	Espèce	Organe	Lésion	Photographie pièce	
				Etat initial	Etat final
17	BV	Rein	Kystes discrets	-	
21	BV	Rein	Kystes discrets	-	
24	PC	Poumons	Ecoffrage	-	
55	PR	Foie	<i>Cysticercus tenuicollis</i>		 <p>Processus arrêté après mise sous acétone car :</p> <ul style="list-style-type: none"> - lobes anormalement repliés - vésicules devenues dépressions - apparition de plages roses anormales à la fin formulation ne régressant pas au cours du processus
56	BV	Rein	Macules		-
67	PC	Foie	Hépatite interstitielle + <i>Ascaris suum</i>		<p>-</p> <p>Processus arrêté après mise sous acétone car :</p> <ul style="list-style-type: none"> - apparition de plages roses anormales à la fin formulation ne

					régressant pas au cours du processus
73	CV	Foie	Strongylose		Processus arrêté après mise sous acétone car : - lobes anormalement repliés

Pour chaque type d'organes et chaque type de lésions, nous avons établi un bilan des points positifs et négatifs de la plastination en fonction de plusieurs critères. Ce bilan est dressé dans les tableaux 15 et 16. En remarque, nous avons commenté les lésions lorsque cela était possible, c'est-à-dire lorsque l'organe qui la portait était lui-même correct.

Tableau 15 : Bilan des résultats concernant les organes.

	Résultats et observations			
	Forme et volume (exemple n° pièce)	Couleur (exemple n° pièce)		Conservation long terme (exemple n° pièce)
Foie (observations faites après imprégnation à l'acétone)	- Conservation du volume - Possible repliement des lobes dû à un mauvais placement dans les pots de formol Rem. : foie entier de cheval trop volumineux pour permettre le maintien correct de la forme de l'organe	Décoloration globale : aspect pâle et terni	-	Conservation long terme compromise pour certaines pièces (55, 67) : Apparition de plages rosâtres à la fin de la formulation : mauvaise prise du formol sans doute due à une mauvaise immersion
Rein	Conservation de la forme et du volume	Décoloration globale : aspect pâle et terni	Hétérogénéité avec apparition de tâches blanchâtres au cours de la phase de séchage (17, 21)	Conservation long terme sans doute assurée, car : - Bonne formulation - Aucun signe de moisissure Toutes les faces sont exploitables
Poumons	- Affaissement des lobes sans doute dû à la difficulté de pénétration des liquides à l'intérieur des bronches - Possible repliement des lobes (24), sans doute dû à un mauvais positionnement de l'organe dans le pot de formol		Homogénéité (3, 24)	

Tableau 16 : Bilan des résultats concernant les lésions.

Caractéristique majeure de la lésion	Type de lésion précis	Résultats et observations	Intérêts pour l'enseignement de l'HIDAOA
Différence de volume et de consistance	Kystes	Modification en dépression à la surface de l'organe	Non
	Vésicules de <i>Cysticercus tenuicollis</i>	Modification en dépression à la surface de l'organe	
Différence de couleur	Ecoffrage	Visible : contraste conservé	Oui
Différence de volume et de couleur	Pyélonéphrite	Visible : contraste volume conservé mais contraste couleur moyennement identifiable	

2. Bilan des difficultés rencontrées

Suite à la réalisation de cette première série, plusieurs problèmes se sont démarqués.

a. Difficultés concernant les organes et explications

Tout d'abord, la pâleur et l'aspect terne des pièces une fois la plastination terminée étaient ennuyeux, puisque les pièces finales ne ressemblaient plus parfaitement à leur état initial. Cela était sans doute lié à l'étape de fixation sous formaldéhyde ou formol. Le formol est en effet un agent décolorant bien connu.

De plus, le placement correct des pièces dans les pots de formol, au moment de la fixation, ne doit pas être négligé, en particulier pour les organes lobés et volumineux, type poumons et foie, qui ont tendance à se « plier » facilement dans les bains.

Un autre risque s'est fait sentir lors de la réalisation de cette série : celui de voir apparaître des plages de moisissures sur les pièces, si l'étape de fixation n'est pas réalisée correctement ; c'est-à-dire si les pièces ne sont pas durablement et totalement immergées dans le formol.

Cela impliquerait en effet, une mauvaise conservation à long terme des pièces. Ce point concerne également les pièces de très gros volume, type foie et poumons de bovins ou chevaux, qui risquent de ne pas se faire correctement imprégnées par le formol durant l'étape de fixation.

Par ailleurs, un inconvénient notable est apparu lors du séchage, concernant les reins de bovin plastinés : l'apparition de tâches blanchâtres à la surface de la pièce, qui une fois installées ne pouvaient pas être effacées en les essuyant. Selon Axelle Poissonnier et Caroline Schwartz [POISSONNIER et SCHWARTZ, 2009], ces tâches blanchâtres résultent en fait du dépôt d'un précipité blanchâtre. Ces tâches sont alors gênantes pour la diagnose de lésions éventuelles, car celles-ci peuvent elles-mêmes être assimilées à des lésions.

Enfin, un dernier problème d'ordre pratique s'est fait ressentir : la traçabilité des pièces. En effet, même si lors de cette première série les organes étaient facilement reconnaissables au fur et à mesure des bains successifs, la nécessité d'améliorer l'identification des pièces et ce dès le début du protocole est apparue évidente pour éviter les problèmes par la suite. Un système de traçabilité des pièces au fur-et-à-mesure du protocole a donc été rapidement envisagé.

b. Difficultés concernant les lésions et explications

Concernant les lésions, plusieurs difficultés ont été mises en évidence.

Premièrement, le fait que les kystes et vésicules deviennent des dépressions à la fin du processus est ennuyeux car la diagnose correcte de la lésion devient impossible si l'on ne considère que la pièce finale. Cette modification intervient au cours de l'imprégnation au silicone. En effet lors de l'étape de déshydratation, le kyste ou la vésicule se vide sous l'effet de l'acétone, et la membrane se collabe si bien que, lors de l'étape d'imprégnation, le silicone ne remplit pas la cavité. On se retrouve alors finalement avec une dépression à la surface de l'organe. Par la suite, nous avons réalisé d'autres tentatives de plastination d'organes présentant des kystes ou des vésicules, sans réussite.

Deuxièmement, concernant les lésions uniquement basées sur des modifications de couleurs,

les résultats sont mitigés. Une conclusion claire sur le maintien ou non d'un contraste entre le tissu sain et le tissu lésé était encore difficile à établir.

B. Séries suivantes et modification du protocole initial : recherches de solutions et/ou alternatives pour résoudre les difficultés rencontrées lors de la réalisation de la première série

1. Eviter la décoloration pendant la fixation ou à défaut avoir un référentiel de comparaison

a. Modifier le procédé de formolisation

Comme nous l'avons précisé précédemment, la fixation au formaldéhyde a tendance à décolorer les tissus. Par rapport au but de notre projet, obtenir des pièces décolorées était un inconvénient majeur.

Plusieurs techniques ont été proposées pour diminuer l'effet du formaldéhyde sur les couleurs au moment de la fixation et ainsi conserver au maximum les couleurs naturelles de l'organe. Les professeurs Oostrom [OOSTROM, 1987] et Von Hagens [VON HAGENS, 1984, 1986] préconisaient par exemple de réaliser :

- Une fixation pendant un temps le plus court possible (trois semaines maximum)
- Une fixation courte entre 4 et 24h suivant la taille de la pièce. C'est ce que l'on a appelé la formolisation courte
- Une fixation au froid positif, à environ +5°C, ce qui ne retarderait pas pour autant l'imprégnation du formol
- Une fixation par la méthode de Kaiserling, dite « fixation Kaiserling », qui consiste à utiliser le fluide Kaiserling comme fixateur (300 g d'acétate de potassium, 150 g de nitrate de potassium, 200 ml de formaldéhyde et 800 ml d'eau déminéralisée)
- Une fixation simultanée à la déshydratation en utilisant un mélange constitué à 95% d'acétone et à 5% de formol, le tout menée à -25°C.
- Une fixation associée à une injection de polymère coloré pour améliorer la coloration finale de la pièce

En ce qui nous concerne, il était souvent difficile de respecter le délai de 3 semaines

maximum pour des raisons pratiques. Nous avons donc décidé de tenter la formolisation courte sur 6 pièces de petits gabarits (reins de bovin et de porc et foies de petits ruminants) que nous avons laissées 24 heures dans le formol.

Ci-dessous, le tableau 17 résume les résultats de cet essai.

Tableau 17 : Bilan de l'essai avec la formolisation courte.

	BV (rein)	PR (foies)	PC (rein)
N° pièces testées (nombre total)	27, 35 (2)	18, 36, 37, 38 (4)	42 (1)
N° pièces finales conservées pour l'enseignement (nombre total)	- (0)	- (0)	- (0)

Toutes les pièces ont été jetées à l'issue du protocole de plastination : elles étaient entièrement noircies, rétractées et certaines moisies. Nous avons émis l'hypothèse que la formolisation avait été trop courte au vue de la taille des organes, néanmoins nous n'avons pas renouvelé l'expérience.

Nous n'avons pas testé la fixation Kaiserling, la fixation simultanée à la déshydratation ni la fixation associée à l'injection de polymère coloré.

b. Réaliser des essais sans formol

Etant donné que la fixation au formol présente l'inconvénient majeur de décolorer les pièces et aussi les lésions, nous avons cherché des alternatives. Nous avons ainsi réalisé plusieurs essais de modifications du protocole de fixation pour obtenir des organes avec des couleurs plus proches de la réalité.

Maintien de l'étape de fixation : la congélation

Dans un premier temps, nous avons testé la fixation par le froid. En d'autres termes nous avons congelé quelques pièces, 11 au total, avant de les soumettre à la déshydratation par l'acétone.

Dès leur arrivée à l'école, les pièces ont été placées au congélateur de l'UP d'anatomie, dans des bacs métalliques. Les pièces ont été disposées de telle sorte que les lobes des foies et des poumons soient dépliés et parfaitement mis à plat et que la lésion d'intérêt soit apparente afin de respecter au maximum l'aspect initial. Les pièces ont ainsi été soumises à une température de 5°C pendant au moins 3 jours.








Ci-dessous, le tableau 18 résume les résultats de cet essai.

Tableau 18 : Bilan du premier essai de plastination avec fixation par le froid.

	BV	PR
N° pièces (nombre total)	1, 74 (3)	5, 7, 8 (3)
Pièces finales conservées pour l'enseignement (nombre total)	13 (1)	7, 8 (2)

Ci-dessous, le tableau 19 présente 5 exemples de résultats obtenus avec la fixation par la congélation.

Tableau 19 : Quelques exemples de pièces obtenues lors de l'essai de plastination avec fixation par le froid.

N° Pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
1	Rein BV - Petits kystes - Congélation	-		<p><u>Couleur</u> : conservée <u>Forme</u> : une face aplatie <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : visible, mais non interprétable (les kystes sont devenus des dépressions)</p>
5	Foie PR - Petite douve - Congélation			<p><u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie, l'autre « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : non visible</p>
7	Foie PR - <i>Cysticercus tenuicollis</i> - Congélation			<p><u>Couleur</u> : correcte, mais noircie à certains endroits <u>Forme</u> : correcte, mais enfoncée et « rétractée » par endroits <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : visible, mais non interprétable (les kystes sont devenus des dépressions)</p>
8	Poumons PR - Absès - Congélation			<p><u>Couleur</u> : correcte <u>Forme</u> : correcte, mais globalement aplatie <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible</p>

28	Poumons PR - Strongylose - Congélation			<p><u>Couleur</u> : correcte mais noircie par endroits</p> <p><u>Forme</u> : correcte</p> <p><u>Conservation</u> : durable</p> <p style="text-align: center;">-</p> <p><u>Lésion</u> : visible, mais difficilement interprétable</p>
----	--	---	--	--

Observations concernant les organes :

Ci-dessous, le tableau 20 présente les observations concernant les organes issus de la fixation par la congélation.

Tableau 20 : Bilan des observations concernant les organes issus de la fixation par la congélation.

	Forme et volume		Couleur		Conservation	
	Dans le pire des cas (exemple)	Dans le meilleur des cas (exemple)	Dans le pire des cas (exemple)	Dans le meilleur des cas (exemple)	Dans le pire des cas (exemple)	Dans le meilleur des cas (exemple)
Poumons	Pièce rétrécie, comme rétractée et non exploitable (5)	Affaissement des lobes pour les poumons (8, 28)	Pièce entièrement noircie et non exploitable (5)	Couleur générale conservée par rapport à l'état frais, mais hétérogénéité plus ou moins prononcée avec présence éventuelles de zones blanchâtres ou noircies (1, 7, 8)	Impossible	Long terme (8)
Foie		Présence de quelques zones d'enfoncement ou de rétraction (7)			Certaines pièces étaient entièrement moisies, ne s'étaient pas durcies, suintaient et sentaient très mauvais à la fin du protocole (non présentées en photographie)	Moyen terme : une face moisie (7)
Rein		Une face aplatie (1)			Moyen terme : une face moisie (1)	

En bilan, différentes observations sont intéressantes à noter. Tout d'abord, pour la plupart des pièces, la fixation par la congélation n'a pas permis d'obtenir des pièces exploitables. Au mieux, les pièces étaient aplaties, rétrécies, rétractées et noircies. Au pire des cas, elles étaient en plus totalement moisies, suintantes et non durcies.

En ce qui concerne les trois cas (pièces n°1, 7 et 8) où les pièces étaient exploitables, d'une part nous n'avons pas su identifier pourquoi ces pièces avaient donné de meilleurs résultats, d'autre part ces pièces présentaient elles-aussi des défauts.

Les organes présentent une couleur globalement cohérente à celle de la pièce dans son état frais, mais nous avons, malgré tout, observé une certaine hétérogénéité, avec d'éventuelles zones noircies ou blanchâtres, sur une même pièce.

Les organes se sont aplatis sur la face où ils reposaient pendant la fixation. De même, concernant les poumons, des organes spongieux, les lobes ont tendance à s'affaisser. Ces deux phénomènes de modification de forme et/ou de volume ne pouvant pas être corrigés lors de la suite du protocole de plastination, une seule face de la pièce était vraiment exploitable à la fin du processus de plastination.

Mais le problème principal était le suivant : pour les pièces n°1 et 7, au bout des 48 premières heures de séchage, de la moisissure est apparue sur la face qui a été en contact avec le support pendant la congélation, ce qui mettait en péril la conservation au long terme des pièces.

Observations concernant les lésions :

Ci-dessous, le tableau 21 présente les observations que nous avons pu faire concernant les lésions, dans le cas où les organes qui les portaient avaient un aspect correct.

Tableau 21 : Bilan des observations concernant les lésions issues de la fixation par la congélation.

	Forme et volume	Couleur	Intérêt pour l'enseignement de l'HIDAOA
Abcès	Conservés	Correcte	Oui
Vésicules	Apparition d'une dépression à la place des lésions	-	Non
Kystes			
Strongylose	Conservés	Correcte	Oui

Certaines lésions étaient parfaitement visibles et identifiables : abcès sur les poumons (pièce n°8), strongylose sur les poumons (pièce n°28).

En revanche, les collections liquidiennes (boules d'eau / vésicules de cysticercose et kystes rénaux) ont disparu au cours du processus de plastination et ont été remplacées par des



dépressions (particulièrement bien visibles en photographie sur la pièce).

Suite à ces observations, nous avons décidé de ne pas exclure la congélation des modes de fixation envisageables et de procéder à d'autres essais en vue d'obtenir de meilleurs résultats.

Essais de modifications du protocole pour améliorer les résultats

Concernant l'hétérogénéité des couleurs des foies et des poumons, nous avons pensé que cela pouvait directement être impacté à la phase de fixation, car dès la fin de la congélation nous avons remarqué que les organes prenaient un aspect « cuit », comme montré dans le tableau 22.



Tableau 22 : Exemple de la pièce n°5 pour illustrer les modifications induites par la congélation sur un foie.

N° pièce	Photographie pièce état frais	Photographie pièce état congelé
5		

Ces hétérogénéités pouvaient peut-être dues au fait que les pièces étaient déposées sur un support métallique et exposées directement au froid. C'est pourquoi, lors des essais suivants, nous avons emballé les pièces dans des sachets plastiques, de sorte à limiter l'exposition directe au froid et au métal. Nous avons pu obtenir un résultat sur un rein de bovin (pièce n° 12), sur lequel la couleur finale était relativement homogène, mais sur lequel des dépôts blanchâtres sont apparus, comme observés dans le cas de reins qui ont été fixés au formol.

Ci-dessous, le tableau 23 présente l'exemple de la pièce n°12, seul résultat de l'essai sur la modification du protocole de fixation.

Tableau 23 : Exemple de la pièce n°12, résultat de l'essai sur la modification du protocole de fixation.

N° Pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
12	Rein BV - Pyélonéphrite - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte, mais dépôts blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : en partie lisible - <u>Lésion</u> : visible

Malheureusement, nous n'avons pas pu valider ou invalider cette technique sur les foies ou les poumons car le congélateur du service d'anatomie est tombé en panne au cours de cet essai.

Concernant les problèmes d'apparition de moisissures, nous allons développer les solutions envisagées dans la deuxième partie : réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse II.B.2.a.

Concernant les problèmes d'aplatissement des organes d'affaissement des poumons pendant la congélation, nous n'avons pas trouvé de solution à tester pour tenter de résoudre ce problème.

Abandon de l'étape de fixation : les pièces sont directement placées dans l'acétone

Une autre solution envisageable était de se passer de l'étape de fixation. En effet, le laboratoire d'anatomie de l'université de Vienne proposait de ne pas réaliser de fixation si le polymère utilisé était une résine époxy, car elle présente elle-même des propriétés de fixation. Cependant, nous n'avons trouvé aucune donnée concernant d'éventuels résultats suite à cette méthode.

Nous avons, malgré cela, tenté l'expérience en plaçant 4 pièces directement dans l'acétone (sans fixation préalable) juste après leur arrivée à l'école. Nous avons ainsi testé la plastination sans fixation sur 2 fressures de porc et 2 foies de petit ruminant. Dans les deux premiers cas, la pièce n'a pas conservé sa forme anatomique normale, dans les deux derniers

cas, la pièce plastinée était inutilisable : pièce noircie, suintante, rétractée. Dans tous les cas, les pièces ont été jetées.

c. Réaliser un référentiel de comparaison : récupération et plastination de pièces normales

Etant donné qu'une fois plastinés, certains organes ne ressemblent plus tout à fait à leur état initial, et que les lésions ne sont aussi visibles qu'à l'état frais, il a paru intéressant de plastiner des organes sains, c'est-à-dire sans lésion.

En effet, cela permettrait d'avoir un référentiel de comparaison pour la diagnose des lésions. A espèce et organes égaux, il aurait alors été possible de comparer un organe à lésion et un autre sain. Cela aurait ainsi facilité l'identification d'une lésion d'intérêt ou au contraire de ne pas prendre pour une lésion, un artefact lié au protocole de plastination, comme les dépôts de silicone apparus sur les reins de bovins et de chevaux.

Concernant l'approvisionnement, nous avons fonctionné sur le même principe que pour la récupération d'organes à lésion : les organes sains ont été récupérés en abattoir, à partir de carcasses dont la saisie totale a été prononcée.










En tout, 26 pièces normales ont été récupérées et ont subi le protocole de plastination. Les différents protocoles de fixation ont été testés : formol classique, congélation, formol rapide, comme indiqué dans le tableau 24.


Tableau 24 : Bilan des modes de fixation utilisés sur les pièces normales.

Mode de fixation	Formol	Congélation	Formol rapide	Pas de fixation
N° pièces testées (nombre total)	4, 10, 14, 19, 22, 25, 30, 43, 44, 54, 64, 70 71 72 (14)	11, 15, 50, 58, 59, 49, 60 (7)	42 (1)	65, 66 (2)
N° pièces finales conservées pour l'enseignement (nombre total)	4, 14, 25 (3)	- (0)	- (0)	- (0)

Ci-dessous, le tableau 25 présente quelques exemples de résultats obtenus.

Tableau 25 : Quelques exemples de pièces normales obtenues en fonction du mode de fixation utilisée.

N° Pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
4	Rein BV - Normal - Formol			<u>Couleur</u> : correcte, mais dépôts blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : en partie visible
10	Cœur bovin - Normal - Congélation			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie, l'autre « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : /
14	Rein CV - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : dépôts blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /
15	Rein PC - Normal - Congélation			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie, l'autre « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : /
19	Rein CV - Normal - Formol	-	 	<u>Couleur</u> : noircie et dépôts blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Structure interne</u> : non lisible <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /

25	Rein PR - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : ternie <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /
----	---------------------------------------	---	--	--

En bilan, nous avons obtenu quelques pièces exploitables, trois en tout, toutes issues d'un protocole de plastination incluant une fixation au formol classique.

2. Eviter les problèmes autres que la décoloration dûs à la fixation

a. Assurer une bonne fixation et une bonne conservation au long terme des pièces

Cette partie concerne à la fois la fixation par le formol et par la congélation.

Fixation par le formol

En effet, dans le premier cas, il est apparu crucial de respecter quelques recommandations détaillées par l'équipe du professeur Oostrom [OOSTROM, 1987] : avoir des pièces les plus fraîches possibles, rincer le sang résiduel de la surface des pièces, réaliser l'immersion dans un bain de formol à une concentration de 5 à 10 %, avec un rapport volume spécimen/volume fixateur de 1/5, et pendant une durée de trois à quatorze jours selon la taille du spécimen.

En effet, lors des visites en abattoir, le souci majeur était que l'on pouvait difficilement savoir à l'avance combien de pièces allaient être intéressantes à récupérer. Il a souvent été tentant de récupérer plus que ce que nos capacités de stockage permettaient de prendre en charge. Or, mieux vaut sacrifier une ou deux pièces pour éviter de jeter l'intégralité du bidon et les pièces qu'il contient, ce qui est arrivé une fois lors de nos essais.


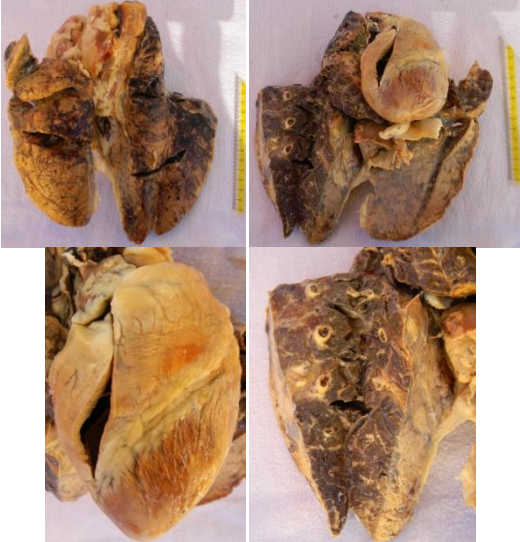
Par ailleurs, pour optimiser l'infiltration du formol dans les organes épais (foie et poumons) ou cavitaires (poumons, cœur), le professeur Oostrom [OOSTROM, 1987] a estimé

intéressant de réaliser des injections ou des perfusions de formol dans les vaisseaux ou dans la trachée (dans le cas du poumon), de manière unique ou continue ou encore de réaliser des infiltrations de formol, c'est-à-dire d'injecter directement le formol dans les tissus si le système vasculaire n'est pas accessible. Nous avons également jugé qu'il pouvait être intéressant de réaliser un rinçage des organes à l'eau claire avant leur fixation, en particulier dans le cas des poumons et du cœur. En effet, il est apparu assez intuitif que le formol diffuserait moins bien dans un organe rempli de caillots de sang (comme cela peut être le cas dans les cavités d'un cœur). D'ailleurs, le professeur Tiedemann nous a rejoints sur ce point et est même allé plus loin puisqu'il a conseillé d'ouvrir, de vider, de rincer et de refermer par sutures les organes creux tels que le cœur pour les nettoyer de façon optimale [TIEDEMANN et al. 1982]. Le professeur Oostrom [OOSTROM, 1987] proposait également de réaliser une formulation par dilatation, cela concerne les cœurs et consiste à appliquer le fluide à l'intérieur de l'organe par pression hydrostatique.

En ce qui nous concerne, à la suite de ces informations et observations, nous avons réalisé des essais en effectuant systématiquement : un rinçage à l'eau claire des pièces et des injections de formol, directement dans les vaisseaux des cœurs et foies sélectionnés, et dans la trachée des poumons sélectionnés. Nous avons également réalisé la plastination d'un demi-cœur de petit ruminant. De plus nous avons plastiné un bloc poumons-cœur de porc sur lequel ont été réalisées des coupes sur les poumons et une sur le cœur qui n'ont pas été suturées.

Ci-dessous, le tableau 26 présente les résultats obtenus pour les pièces 30 et 45.

Tableau 26 : Résultats obtenus après modifications du protocole de fixation pour les pièces n° 30 et 45.

N° pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
30	Demi – cœur PC - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : pâle et ternie <u>Forme</u> : repliée <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : en partie observable - <u>Lésion</u> : /
45	Bloc poumons- cœur PC - Echaudage - Formol	-		<u>Couleur</u> : pâle et ternie <u>Forme</u> : un lobe plié et 2 morceaux cassés <u>Structure interne</u> : lisible <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible

Concernant ces deux pièces, nous avons obtenu des résultats plutôt intéressants : la conservation au long terme des deux pièces sont assurées. Dans le cas de la pièce n°45, les lobes ne sont pas affaissés, la forme du cœur est assez bien conservée et la structure interne de la pièce des lobes sectionnés est lisible. Mais, la pièce n°30 n'a pas conservé sa forme initiale : suite à sa section en deux, le cœur s'est replié sur lui-même.

Nous n'avons pas eu l'occasion de tester la procédure du professeur Tiedemann concernant les cœurs (ouverture – rinçage – suture) et nous avons fait le choix de ne pas tester celle du professeur Ostrom, concernant la mise sous perfusion continue des organes ou l'application de formol sous pression hydrostatique : cela paraissait trop compliqué à mettre en place.

Enfin, dans le cas particulier du poumon, un organe spongieux qui a tendance à flotter à la surface des liquides, il est important de trouver un moyen pour le maintenir immergé dans le

formol. Pour cela, un poids peut être utilisé. Dans notre cas, nous avons utilisé un morceau de polystyrène épais, adapté aux dimensions des pots de formol et emballé dans un sac plastique pour éviter qu'il ne s'imprègne de formol.

Fixation par la congélation

Au vu des résultats obtenus lors d'une fixation par la congélation, il est apparu évident que des solutions devaient être envisagées pour obtenir des pièces plus exploitables. Le problème majeur pour la conservation était l'apparition de moisissures sur la face en contact avec le support.

Pour éviter les soucis tels que l'apparition de moisissures sur la face sur laquelle l'organe a reposé durant sa congélation, une solution simple serait sans doute de retourner la pièce en cours de fixation pour que la congélation agisse de façon égale sur toutes les faces. Cependant, étant donné que nous avons pu observer que la face sur laquelle l'organe est posé durant la congélation s'aplatit, il serait alors judicieux de commencer la fixation en posant l'organe sur la face qui ne présente pas la lésion d'intérêt ou à défaut en posant l'organe sur la face la plus « plate ». Nous avons ainsi testé ce protocole sur plusieurs pièces et notamment sur un foie de petit ruminant. Au cours de la fixation, le foie a été posé pendant 1 jour sur sa face viscérale, puis 1 jour sur sa face diaphragmatique et enfin 1 jour de nouveau sur sa face viscérale.





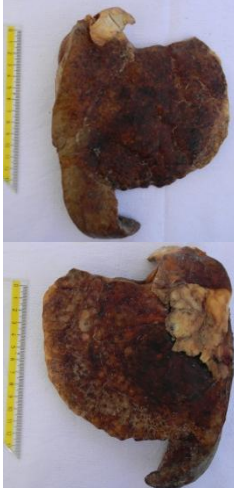
Le bilan obtenu est indiqué dans le tableau 27.

Tableau 27 : Bilan des essais incluant les modifications de protocole de fixation par la congélation.

	BV	PR	PC
N° pièces normales testées (nombre total)	- (0)	58, 59, 60 (3)	- (0)
N° pièces avec lésions testées (nombre total)	12, 51 (2)	6, 53, 61, 62 (4)	16 (1)
Nombre total de pièces testées	2	7	1
N° pièces finales conservées pour l'enseignement (nombre total)	12 (1)	6 (1)	16 (1)

Ci-dessous, le tableau 28 présente les 3 exemples obtenus après correction du protocole de fixation (les 3 seules pièces de cet essai à avoir pu subir le protocole complet de plastination).

Tableau 28 : Exemple obtenu après correction du protocole de fixation par la congélation.

N° pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
6	Foie PR - Absès - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte <u>Forme</u> : correcte mais « rétractée » à certains endroits <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible
12	Rein BV - Pyélonéphrite - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte, mais dépôts blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : en partie lisible - <u>Lésion</u> : visible
16	Hémi-poumon PC - Ecoffrage / Echaudage - Congélation	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais noirci par endroits <u>Forme</u> : correcte, mais globalement aplatie <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : en partie visible

Dans le cas de ces trois exemples, nous avons obtenu des pièces sans trace de moisissure. Il était prévu que nous refassions d'autres essais de fixation par la congélation incluant cette modification du protocole. Malheureusement, le congélateur utilisé est tombé en panne pendant la fixation de certaines pièces qui ont ainsi dûes être jetées et il a été impossible de renouveler l'essai par la suite.

En remarque, il est intéressant de noter que la pièce n°12 était la seule pièce à avoir bénéficié des modifications de protocole concernant l'amélioration de la conservation et des couleurs (cf la deuxième partie : réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse II.B.1.b).


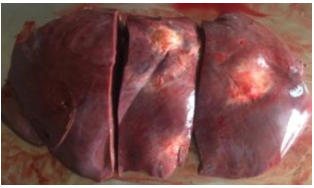


b. Eviter les pièces trop volumineuses et réaliser des coupes si besoin

Lors de la réalisation de la première série, il est apparu évident que les organes très volumineux tels que les foies ou poumons de bovins et chevaux seraient difficiles voire impossibles à plastiner convenablement et ce pour plusieurs raisons. D'une part, ces organes ne peuvent être entreposés dans les pots de formol sans induire des plis, les pots étant trop étroits pour y étaler les pièces convenablement. D'autre part, ces organes présentent également l'inconvénient d'être épais. Cela compromet alors l'imprégnation au formol de toute l'épaisseur de l'organe, et donc sa fixation.

Suite à ces observations, il a été décidé de ne plus tenter la plastination des poumons et foies de bovins et équins. En revanche, pour ne pas nous priver d'une large possibilité de lésions, nous avons tenté de réaliser la plastination de coupes d'organes et notamment de foie de bovins.

Ci-dessous, le tableau 29 présente trois exemples de résultats obtenus.

Tableau 29 : Bilan de l'essai de plastination de coupes de foies de bovins.

N° pièce	Organe - Lésion - Mode de fixation	Photographie pièce		Résultats et observations : Organe - Lésion
		Etat initial	Etat final	
2	Morceau foie BV - Cirrhose - Congélation	-		<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie <u>Structure interne</u> : non lisible <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : non visible
23	Morceau foie BV - Grande douve (Hyperplasie biliaire) / abcès - Formol			<u>Couleur</u> : ternie <u>Forme</u> : correcte <u>Structure interne</u> : en partie lisible <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésions</u> : visibles
74	Morceau foie BV - Cirrhose - Congélation	-		<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : « rétractée » <u>Structure interne</u> : en partie lisible <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : non visible

Suite à cet essai, il est apparu évident que la plastination de portions d'organes tels que le foie pouvait être intéressante.

Néanmoins, la fixation par la congélation est à proscrire au vue des résultats obtenus : pièces rétractées, noircies, en partie moisies, dont la structure interne est totalement illisible, et la lésion non visible.

En ce qui concerne la fixation par le formol, le résultat est encourageant, puisque la lésion est visible, la structure interne en partie lisible, et la pièce a priori conservable sur le long terme. Néanmoins, comme classiquement avec la fixation, le point négatif majeur reste la perte de couleur, avec un ternissement global de la pièce, et une perte de contraste entre le tissu lésé et le tissu sain. Cela dit, il serait intéressant de renouveler l'expérience pour pouvoir valider ces observations et établir une conclusion.

De plus, nous n'avons pas testé la fixation par formolation courte et nous n'avons pas tenté de plastiner une portion sans fixation.

c. Eviter les pièces déformées (pliées, tordues, affaissées) dans le cas de la fixation au formol

L'idéal pour obtenir une conservation de la forme physiologique de l'organe serait d'infiltrer la carcasse dont il est issu en injectant du formol directement dans les artères (cf la première partie : intérêts d'une collection durable d'organes, II.A.2.b). Dans notre cas, cela est totalement impossible puisqu'il est difficile voire impossible de savoir à l'avance quel animal présentera une lésion d'intérêt sur ses organes. Par ailleurs, il ne faut pas oublier que les carcasses sur lesquelles nous prélevons les organes sont destinées à la consommation.

Comme vu précédemment (cf la deuxième partie : réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse II.A.2.a), le problème de déformation lors de la plastination concerne surtout les organes lobés, tels que le foie ou les poumons, et riches en espace vide tels que les poumons encore une fois, et même cavitaires tels que le cœur. C'est pour cette raison que le protocole de plastination doit s'adapter de sorte à limiter les déformations type : torsion, repliement et affaissement.



Organes lobés (foie, poumons) : risque de torsion et pliement

Les problèmes de torsion doivent être anticipés dès l'étape de fixation. En effet, le formol ayant des propriétés durcissantes, nous avons pu observer qu'une déformation acquise durant cette étape ne pourra pas être corrigée par la suite.

Ainsi, pour prévenir les déformations de ces organes, le mieux a été de les placer bien à plat dans le pot de formol, et de préférence au fond du pot si possible, dans le but d'éviter que des pièces situées sous l'organe au moment de la fixation n'engendrent des déformations comme observées avec la pièce n°22.

Ci-dessous, le tableau 30 présente deux exemples de résultats obtenus.

Tableau 30 : Exemples de foies et poumons plastinés suite aux modifications de protocole pour prévenir les déformations.

N° pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
18	Foie PR - <i>Cysticercus tenuicollis</i> - Formol rapide	-		<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : correcte <u>Structure</u> <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible, mais non interprétable (les kystes sont devenus des dépressions)
22	Foie PC - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : ternie, dépôts blanchâtres <u>Forme</u> : lobes pliés <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /


Organes présentant des espaces vides ou cavitaires (poumons, cœur)

Dans un premier temps, il est apparu assez intuitif que les organes risqueraient moins de s'affaisser si les liquides des bains successifs (formol, acétone, silicone) pouvaient correctement se répandre dans les cavités et espaces vides.

L'équipe du professeur Oostrom [OOSTROM, 1987] a estimé intéressant de réaliser, pendant l'étape de fixation, des injections ou des perfusions de formol dans les vaisseaux (cœur) ou dans la trachée (poumons), de manière unique ou continue pour favoriser l'imprégnation au formol. Dans cette même optique, nous avons pensé qu'il pourrait être bénéfique de généraliser ces techniques pour toutes les autres phases de la plastination (nécessitant de mettre les organes dans des bains) : l'étape de déshydratation par l'acétone et l'étape d'imprégnation au silicone. Ainsi, pour chaque bain, et pour optimiser l'infiltration des différents liquides dans les organes, nous avons décidé de réaliser systématiquement des injections de formol/acétone/silicone, directement dans les vaisseaux des cœurs et foies, et dans la trachée des poumons sélectionnés par la suite.

Ci-dessous, le tableau 31 présente un exemple de résultats obtenus.

Tableau 31 : Exemple de la pièce n°3 pour illustrer le résultat obtenu après modification du protocole concernant les organes cavitaires.

N° pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
3	Bloc poumons – cœur - Ecoffrage - Formol	-		<u>Couleur</u> : ternie <u>Forme</u> : une face aplatie, mais affaissement moins marqué, pas de plissure ou torsion visible Cœur non accessible pour visualisation <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible





Nous n'avons pas eu l'occasion de tester la procédure du professeur Oostrom concernant la mise sous perfusion continue des organes. Cela paraissait trop compliqué à mettre en place. D'autres méthodes étaient également proposées par l'équipe du professeur Tiedemann [TIEDEMANN et al. 1982], comme utiliser du matériel pour conserver la position anatomique normale des organes : fils de suture ou l'utilisation de pinces pour tendre les pièces, tubulures à insérer dans les vaisseaux ou trachée pour maintenir leur dilatation. Le professeur Oostrom [OOSTROM 1987] proposait également de maintenir la dilatation des organes creux pendant la fixation en appliquant le formol sous pression hydrostatique.

3. Eviter ou limiter la précipitation blanche et le dépôt excessif de silicone à la surface des organes lors de l'étape de séchage
 - a. Eviter ou limiter la précipitation blanche à la surface des organes lors de l'étape de séchage

Comme vu dans la deuxième partie (cf réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse II.A.2.a), nous avons remarqué l'apparition de tâches blanchâtres à la surface de certaines pièces, et notamment des reins.

Ci-dessous, le tableau 32 présente quelques pièces sur lesquelles nous avons observé des précipitations blanches en question.

Tableau 32 : Exemples de quelques reins et foie sur lesquels sont apparues des précipitations blanches pendant la phase de séchage.

N° pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
4	Rein BV - Normal - Formol			<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : en partie visible
14	Rein CV - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /
22	Foie PC - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres importantes visibles <u>Forme</u> : lobes pliés <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /

Ces tâches, gênantes pour la diagnose, résultent en fait d'un dépôt de précipité blanc se produisant lors de l'étape de séchage. Selon Axelle Poissonnier et Caroline Schwartz [POISSONNIER et SCHWARTZ, 2009], l'apparition de cette précipitation blanche serait due à un durcissement excessif ou à de l'humidité en période de séchage. Pour éviter ou du moins limiter cet effet, elles ont préconisé d'arrêter le durcissement lorsque les organes cessaient de suinter et de conserver les pièces dans des sacs ou boîtes hermétiques en présence de chlorure de calcium déliquescent. Ainsi, par la suite, nous avons tenté de limiter l'étape de durcissement au minimum et nous avons conservé les pièces dans des sachets plastiques fermés, mais nous n'avons pas utilisé de chlorure de calcium déliquescent.

Par la suite nous avons malgré tout encore eu des difficultés avec ces précipitations blanchâtres. Nous avons alors réfléchi à une solution que nous exposerons dans la deuxième partie : réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse III.A.

b. Eviter ou limiter le dépôt excessif de silicone à la surface des organes lors de l'étape de séchage

Lors de l'étape de séchage, le protocole consistait à essuyer les pièces deux fois à deux semaines d'intervalle le premier mois, puis une troisième fois au terme des deux mois de séchage et ce dans le but de supprimer l'excès de silicone qui dégorgeait des pièces.

Nous avons fait le test de ne pas essuyer deux pièces après l'étape de durcissement et pendant l'étape de séchage pour observer à quel point le silicone était amené à dégorger des pièces. A la fin de l'étape de séchage, nous avons alors pu observer qu'une couche assez épaisse de silicone était formée à la surface des organes et qu'elle était très difficile à éliminer.

Nous avons donc maintenu les étapes d'essuyage au cours de la phase de séchage et nous avons testé deux autres techniques. La première était proposée par Maryline Bourcet [BOURCET, 2007] qui a réalisé la plastination d'ovaires de vaches. Cette technique consistait à essuyer les pièces pendant l'étape de séchage toutes les deux heures et ce pendant les huit premières heures de séchage. Après huit heures, elle n'observait plus de suintement de silicone. La seconde technique testée était celle proposée par le professeur Henry [HENRY et al. 1997] qui consistait à essuyer les pièces régulièrement pendant les 48 premières heures de durcissement.

Concernant les résultats obtenus, la technique de Maryline Bourcet nous a paru efficace, celle du professeur Henry ne l'était pas complètement puisqu'il a fallu réaliser au moins un essuyage pendant la phase de séchage. Cela dit la technique de Maryline Bourcet était assez contraignante.

Par la suite nous avons testé et validé un autre protocole de nettoyage : essuyage et brossage à la sortie du caisson de durcissement : J0, puis à J1, J2, J7 et ensuite 1 fois par mois pendant 2 mois avec le matériel suivant : torchon, brosse à chaussure, brosse à dent et curette dentinaire. Nous terminions le nettoyage en passant les pièces sous le souffle d'un compresseur.

4. Améliorer la réception des organes et la traçabilité

Le but ici était d'améliorer la prise en charge des organes à leur arrivée et d'assurer leur traçabilité tout au long du protocole de plastination et même après.

a. Faciliter la traçabilité tout au long du processus de plastination

Au cours des premiers essais, nous avons été confrontés à un souci d'ordre pratique. En effet, une fois plastinées, certaines pièces se ressemblaient beaucoup (cas des coupes de foie par exemple) et d'autres étaient tellement lésées ou tout au moins modifiées par le processus qu'elles devenaient difficilement identifiables. En plus de cela, il est arrivé, pour plusieurs arrivées, qu'aucune photographie de la pièce dans son état frais ne soit réalisée ; ce qui compliquait assez la tâche d'identification une fois les pièces plastinées et même simplement fixées.

C'est pourquoi il a rapidement fallu mettre en place un système de suivi des pièces pour faciliter leur identification et éviter les risques de confusion des pièces, cela est d'autant plus important que les pièces sont plastinées en lot, depuis la fixation jusqu'au séchage. Une plastination individuelle serait irréalisable en termes de matériel et de rendement.

Identification des pièces pendant le processus de plastination

Pour identifier facilement les pièces au cours du processus de plastination, nous avons mis en place un code basé sur un système de fils accrochés à la pièce ou cousus directement dessus.

Tout d'abord, dans le cas où les pièces subissaient une fixation par le formol, nous avons décidé arbitrairement qu'un pot de fixateur correspondrait à deux semaines de visite en abattoir, de sorte que les pièces d'un même arrivage soient placées dans un même bidon de formol.

Ensuite, pour les pièces destinées à être contenues dans un même bidon de formol, nous avons mis en place un code-fils, expliqué ci-dessous avec des exemples :

- En fonction du numéro d'arrivage à l'école :
 - o Les pièces du premier arrivage étaient serties d'un fil simple






- Les pièces du deuxième arrivage étaient serties de deux fils
- Les pièces du troisième arrivage étaient serties de trois fils et ainsi de suite
- Pour un même arrivage, en fonction du type d'organe :
 - Le premier rein de bovin de l'arrivage bénéficiait d'un (de) fil(s) avec des nœuds sans boucle
 - Le deuxième rein de bovin de l'arrivage bénéficiait d'un (de) fil(s) avec des nœuds présentant une boucle
 - Le troisième rein de bovin de l'arrivage bénéficiait d'un (de) fil(s) avec des nœuds présentant deux boucles et ainsi de suite
 - Et même chose pour les autres types d'organes : le premier foie de petit ruminant de l'arrivage bénéficiait d'un (de) fil(s) avec des nœuds sans boucle et ainsi de suite

Le fil utilisé était du fil de cuisine, choisi pour plusieurs raisons. Il était suffisamment épais pour éviter que le fil ne casse durant une des étapes du protocole, il était en coton et ne risquait donc pas d'être dissout par l'acétone et présentait une bonne tenue de nœud.

Concernant sa fixation, lorsque cela était possible nous avons attaché le fil à une partie de l'organe, comme par exemple le processus caudé du lobe caudé pour les foies entiers ou le lobe accessoire du poumon droit chez les petits ruminants. Lorsqu'il n'était pas possible d'attacher simplement le fil, nous l'avons cousu avec une aiguille sur une partie de l'organe en faisant attention à ce que cette démarche n'abîme pas l'organe bien entendu.

Pour aider également l'identification au fur et à mesure du protocole de plastination, nous avons réalisé (chaque fois que cela était possible) des photographies des pièces obtenues après chaque étape. C'est ainsi que nous avons pu obtenir des suites comme présentées dans le tableau 33.

Tableau 33 : Photographies des étapes successives avec l'exemple de la pièce numéro 4 (rein de bovin).

Etat frais	Etat sortie formol	Etat sortie acétone	Etat sortie silicone	Etat après séchage	Etat final
			-		

Identification des pièces après le processus de plastination

Une fois le processus de plastination achevé, nous avons retiré le fil et placé les pièces dans des sachets plastiques fermés auxquels nous avons adjoint une étiquette plastifiée sur laquelle est écrit le numéro de la pièce de sorte à retrouver facilement la pièce souhaitée et à faciliter le stockage.

b. Améliorer la tenue du registre et les illustrations

A partir du moment où nous avons décidé de procéder à des modifications du protocole initial, il a fallu ajouter des critères au registre pour décrire le plus précisément possible le protocole subi par chaque pièce ainsi que son code fil pour l'identifier au cours du processus. Une exemple de ligne du registre est indiqué dans le tableau 34.

Tableau 34 : Exemple d'une ligne du registre tenu pour chaque pièce.

N° pièce	Organe	Espèce	Lésion	Date réception Abattoir	Enseignant responsable	Code fil	Procédé fixation	Photographie état frais	Prélèvement / coupe
35	Rein	Veau	Néphrite	26/03/2015 Saint Gaudens	JD Bailly	Fil simple 2 boucles	Formol rapide	OUI	NON

Pour améliorer la qualité des photos, nous nous sommes également munis d'une planche blanche pour poser les pièces et d'un appareil photo NIKON D7100 pour optimiser les prises de vue pour les photographies des pièces finales.

C. Préciser les lésions de façon plus fine en cas de doute

Dans le but d'identifier les lésions de façon la plus précise possible, nous avons réalisé des coupes sur plusieurs pièces pour lancer des analyses histologiques. Nous avons notamment prélevé les pièces n°12 et 26, récupérées sur un même bovin et avons obtenu le résultat suivant : néphrite tubulo-interstitielle suppurée chronique multifocale, ce qui a permis de confirmer et de préciser la pyélonéphrite.

De plus, dans un but pédagogique, il a paru intéressant de tenter des coupes d'organes, et en particulier dans les zones lésées. D'une part, cela permettrait de familiariser les étudiants aux structures internes des organes. D'autre part, cela leur permettrait de visualiser l'aspect de certaines lésions en profondeur. Ces deux points seraient utiles dans plusieurs domaines : d'abord en abattoir, où l'inspection des carcasses implique d'effectuer des coupes obligatoires sur certains organes comme le cœur ou le foie ; et également en autopsie où des coupes sont réalisées systématiquement sur l'ensemble des organes.







En tout, nous avons effectué des coupes sur six pièces présentées dans le tableau 35.

Tableau 35 : Bilan de l'essai sur les coupes d'organes.

	BV (foies)	BV (reins)
N° pièces testées (nombre total)	2, 23, 74 (3)	9, 12, 26 (3)
N° pièces finales conservées pour l'enseignement (nombre total)	23 (1)	9, 12, 26 (3)

Ci-dessous, le tableau 36 présente les résultats de notre essai sur les trois reins de bovins (les essais sur les coupes de foie ayant déjà été présentés en deuxième partie : réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse II.B.2.b).

Tableau 36 : Bilan des résultats obtenus concernant les 3 reins de bovin testés lors de l'essai sur les coupes d'organes.

N° pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion
9	Rein BV (veau) - Macules - Formol			<p><u>Couleur</u> : correcte <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : lisible - <u>Lésion</u> : visible</p>
12	Rein BV - Pyélonéphrite - Congélation			<p><u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : en partie lisible - <u>Lésion</u> : visible</p>
26	Rein BV - Pyélonéphrite - Formol			<p><u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : difficilement observable - <u>Lésion</u> : visible</p>

Comme vu dans la deuxième partie (réalisation d'une collection d'organes à l'école vétérinaire Toulouse II.B.2.b), la structure interne du foie n'a pas été idéalement préservée et n'était pas lisible, et ce quelque soit le mode de fixation utilisé. En revanche en ce qui concerne les reins, de bovins tout au moins, les résultats obtenus étaient plutôt encourageants : dans deux cas sur trois, la structure interne était au moins en partie lisible.

III. Bilan de notre travail et perspectives pour le projet

Lors de ce travail 61 pièces ont été collectées en tout. Nous en avons dressé le bilan dans le tableau 37.

Tableau 37 : Bilan des pièces collectées lors de notre étude associé au mode de fixation utilisé.

Espèce (nb)	Organe (nb)	Lésion (nb)	Procédé de fixation (nb)	Intégration et conservation dans la bibliothèque	
				n° pièce : oui / non	Nb pièces conservées / nb totales
Bovin (15)	Foie (3)	Cirrhose (2)	Congélation (2 morceaux)	2 : non (pièce plastinée inutilisable) 74 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 2
		Grande douve (1)	Formol (1 morceau)	23 : oui	1 / 1
		Abcès (1)	Formol (1 morceau)	23 : oui	1 / 1
	Cœur (1)	Normal (1)	Congélation (1)	10 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 1
	Rein (11)	Kystes (3)	Congélation (1)	1 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 1
			Formol (2)	17 : oui 21 : oui	2 / 2
		Macules (3)	Congélation (1)	51 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation)	0 / 1
			Formol (2)	9 : oui 56 : non (pièce subtilisée pendant étape durcissement)	1 / 2
		Pyélonéphrite (2)	Formol (1)	26 : oui	1 / 1
			Congélation (1)	12 : oui	1 / 1
		Néphrite (2)	Formol rapide (2)	27 : non (pièce plastinée entièrement noircie et moisie) 35 : non (pièce plastinée entièrement noircie et moisie)	0 / 2
	Normal (1)	Formol (1)	4 : oui	1 / 1	
	Petit ruminant (25)	Foie (12)	<i>Cysticercus tenuicollis</i> (9)	Congélation (2)	7 : oui 53 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation)
Formol (2)				39 : non (pièce	0 / 2

				plastinée inutilisable) 55 : non (lésion non visible et lobes pliés)	
			Formol rapide (3)	18 : non (pièce plastinée inutilisable) 37 : non (pièce plastinée inutilisable) 38 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 3
			Aucun : directement dans acétone (2)	68 : non (pièce plastinée entièrement noircie et moisie) 69 : non (pièce plastinée entièrement noircie, moisie)	0 / 2
		Petite douve (1)	Congélation (1)	5 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 1
		Abcès (2)	Congélation (2)	6 : oui 62 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation)	1 / 2
	Poumon (4)	Strongylose (1)	Congélation (1)	28 : oui	1 / 1
		Abcès (1)	Congélation (1)	8 : oui	1 / 1
		Pneumonie (1)	Congélation (1)	61 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation)	0 / 1
		Normal (1)	Congélation (1)	60 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation)	0 / 1
	Cœur (3)	Normal (3)	Formol (1)	54 : non	0 / 1
			Congélation (2)	58 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation) 59 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation)	0 / 2
	Bloc poumons – cœur (1)	Ecoffrage (1)	Formol (1)	3 : oui	1 / 1
	Fressure (2)	Normal (2)	Aucun : directement dans acétone (2)	65 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain d'acétone et non récupérable dans la suite du processus) 66 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain d'acétone et non récupérable dans la suite du processus)	0 / 2
	Rein (3)	Néphrite (1)	Formol rapide (1)	36 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 1
		Normal (2)	Formol (2)	13 : oui	2 / 2

				25 : oui	
Porc (17)	Foie (7)	Normal (6)	Congélation (2)	49 : non (pièce plastinée moisie et suintante) 50 : non (congélateur tombé en panne pendant fixation)	0 / 2
			Formol (4)	22 : non (pièce plastinée inutilisable) 64 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain de formol et non récupérable par la suite) 70 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain de formol et non récupérable par la suite) 71 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain de formol et non récupérable par la suite)	0 / 4
		Hépatite interstitielle (1)	Formol (1)	67 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain de formol et non récupérable par la suite)	0 / 1
		<i>Ascaris suum</i> (1)	Formol (1)	67 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain de formol et non récupérable par la suite)	0 / 1
	Poumons (2)	Echaudage (1)	Congélation (1)	16 : oui	1 / 1
		Ecoffrage (2)	Congélation (1)	16 : oui	1 / 1
			Formol (1)	24 : oui	1 / 1
	Rein (4)	Normal (4)	Congélation (2)	11 : non (pièce plastinée inutilisable) 15 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 2

			Formol (1)	44 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 1
			Formol rapide (1)	42 : non (pièce plastinée inutilisable)	0 / 1
	Cœur (1)	Normal (1)	Formol (1)	30 : oui	1 / 1
	Bloc poumons-cœur (2)	Normal (1)	Formol (1)	72 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain de formol et non récupérable par la suite et mauvaise formulation)	0 / 1
		Echaudage (1)	Formol (1)	45 : oui	1 / 1
Cheval (4)	Rein (3)	Normal (3)	Formol (3)	14 : oui 19 : non (pièce plastinée inutilisable) 43 : non (pièce plastinée inutilisable)	
	Foie (1)	Strongylose (1)	Formol (1)	73 : non (pièce ayant pris une position anormale dans bain de formol et non récupérable par la suite et mauvaise formulation)	0 / 1









Comme indiqué dans le tableau 38, parmi toutes les pièces ayant subi le processus complet de plastination, toutes ne sont pas intéressantes à garder. En effet, sur les 42 pièces qui ont subi le protocole complet de plastination, 35 ont été gardées pour illustrer notre travail et nos essais successifs. Certaines ont été jetées au cours du procédé et d'autres ont été gardées pour illustrer nos essais, quelques-unes seront d'ailleurs présentées lors de la restitution orale. Toutes les pièces que nous avons décidé de conserver sont présentées dans le tableau 39, le code couleur utilisé est précisé dans le tableau 38.










Tableau 38 : Code couleur utilisé dans le tableau 39.







Couleur	Interprétation
Rouge	Non utilisable
Orange	Utilisable pour l'enseignement de l'anatomie mais pas de l'HIDAOA
Vert	Utilisable pour l'enseignement de l'anatomie et de l'HIDAOA







Tableau 39 : Bilan des pièces ayant subi le protocole complet de plastination et conservables au moins à moyen terme.








N° Pièce	Organe - Lésion - Fixation	Photographie pièce à l'état frais	Photographie pièce à l'état plastiné	Commentaires : Organe - Lésion	Intérêt : Anatomie - HIDAOA
1	Rein BV - Petits kystes - Congélation	-		<u>Couleur</u> : conservée <u>Forme</u> : une face aplatie <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : visible, mais non interprétable (les kystes sont devenus des dépressions)	NON - NON
2	Morceau foie BV - Cirrhose - Congélation	-		<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON
3	Bloc poumons-cœur PR - Ecoffrage - Formol	-		<u>Couleur</u> : ternie <u>Forme</u> : une face aplatie <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible	OUI - OUI
4	Rein BV - Normal - Formol			<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : en partie visible	OUI - OUI

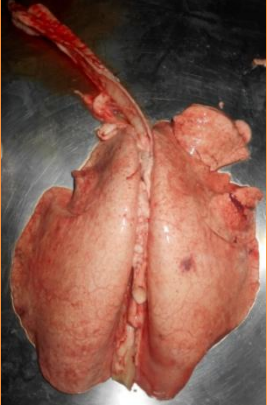

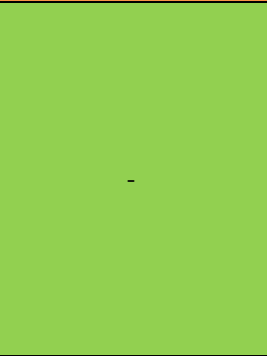





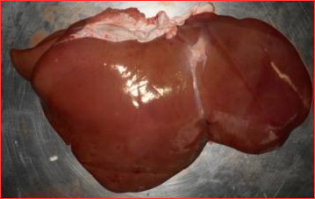

5	Foie PR - Petite douve - Congélation			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie, l'autre « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON
6	Foie PR - Absès - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte <u>Forme</u> : correcte, mais « rétractée » à certains endroits <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible	OUI - OUI
7	Foie PR - <i>Cysticercus tenuicollis</i> - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte, mais noircie à certains endroits <u>Forme</u> : correcte, mais enfoncée et « rétractée » par endroits <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : visible, mais non interprétable (les kystes sont devenus des dépressions)	OUI - NON
8	Poumons PR - Absès - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte <u>Forme</u> : correcte mais globalement aplatie <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible	OUI - OUI











9	Rein BV (veau) - Macules - Formol			<u>Couleur</u> : correcte <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : lisible - <u>Lésion</u> : visible	OUI - OUI
10	Cœur bovin - Normal - Congélation			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie, l'autre « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : /	NON - NON
11	Rein porc - Normal - Congélation			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie, l'autre « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : /	NON - NON
12	Rein BV - Pyélonéphrite - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : en partie lisible - <u>Lésion</u> : visible	OUI - OUI
13	Rein PR - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais zones blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /	OUI - OUI



14	Rein CV - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /	OUI - NON
15	Rein PC - Normal - Congélation			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : une face aplatie, l'autre « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : /	NON - NON
16	Hémi-poumon PC - Ecoffrage / Echaudage - Congélation	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais noircie par endroits <u>Forme</u> : correcte mais globalement aplatie <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : en partie visible	OUI - OUI
17	Rein BV - Kystes discrets - Formol	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : non visible	OUI - NON
18	Foie PR - <i>Cysticercus tenuicollis</i> - Formol rapide	-		<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible, mais non interprétable (les kystes sont	NON - NON

				devenus des dépressions)	
19	Rein CV - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : noircie et précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Structure interne</u> : non lisible <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /	NON - NON
21	Rein BV - Kystes discrets - Formol	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : non visible	OUI - NON
22	Foie PC - Normal - Formol	-		<u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : lobes pliés <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /	NON - NON
23	Morceau foie BV - Grande douve (Hyperplasie biliaire) / abcès - Formol			<u>Couleur</u> : ternie <u>Forme</u> : correcte <u>Structure interne</u> : en partie lisible <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible	OUI - OUI

					
24	Poumons PC - Ecoffrage - Formol	-		<p><u>Couleur</u> : ternie <u>Forme</u> : correcte mais globalement aplatie <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible</p>	OUI - OUI
25	Rein PR - Normal - Formol	-		<p><u>Couleur</u> : ternie <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : /</p>	OUI - OUI
26	Rein BV - Pyélonéphrite - Formol			<p><u>Couleur</u> : correcte, mais précipitations blanchâtres visibles <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : difficilement observable - <u>Lésion</u> : visible</p>	OUI - OUI
27	Rein veau - Néphrite - Formol rapide			<p><u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : rétractée <u>Conservation</u> : non durable, plages moisies - <u>Lésion</u> : non visible</p>	NON - NON

28	Poumons PR - Strongylose - Congélation			<u>Couleur</u> : correcte, mais noircie par endroits <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible, mais difficilement interprétable	OUI - NON
30	Demi – cœur PC - Normal - Formol			<u>Couleur</u> : pâle et ternie <u>Forme</u> : repliée <u>Conservation</u> : durable <u>Structure interne</u> : en partie observable - <u>Lésion</u> : /	OUI - OUI
35	Rein BV (veau) - Néphrite - Formol rapide			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : rétractée <u>Conservation</u> : non durable, pièce suintante - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON
36	Rein PR - Néphrite - Formol rapide			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : rétractée <u>Conservation</u> : non durable, pièce suintante - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON
37	Foie PR - <i>Cysticercus tenuicollis</i> - Formol rapide			<u>Couleur</u> : noircie et plages blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : non durable, plages de moisissures - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON

38	Foie PR - <i>Cysticercus tenuicollis</i> - Formol rapide			<u>Couleur</u> : noircie et plages blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : non durable, plages de moisissures - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON
39	Foie PR - <i>Cysticercus tenuicollis</i> - Formol			<u>Couleur</u> : noircie et plages blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : non durable - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON
42	Rein PC - Normal - Formol rapide			<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON
43	Rein CV - Normal - Formol rapide			<u>Couleur</u> : noircie et plages blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : non durable, plages de moisissures - <u>Lésion</u> : /	NON - NON
44	Rein PC - Normal - Formol rapide			<u>Couleur</u> : noircie et plages blanchâtres <u>Forme</u> : correcte <u>Conservation</u> : non durable, plages de moisissures - <u>Lésion</u> : /	NON - NON

45	Bloc poumons- cœur PC - Echaudage - Formol	-		<u>Couleur</u> : pâle et ternie <u>Forme</u> : un lobe plié et 2 morceaux cassés <u>Structure interne</u> : lisible <u>Conservation</u> : durable - <u>Lésion</u> : visible	OUI - OUI
74	Morceau foie BV - Cirrhose - Congélation	-		<u>Couleur</u> : noircie <u>Forme</u> : « rétractée » <u>Conservation</u> : une face moisie - <u>Lésion</u> : non visible	NON - NON

Parmi les 35 pièces plastinées que nous avons conservées, 19 pièces seront finalement gardées pour l'enseignement. Mais, parmi ces pièces, toutes ne seront pas utilisables pour l'HIDAOA, car les lésions qu'elles présentaient ne sont plus identifiables. Toutefois, il peut être intéressant de conserver ces pièces pour l'enseignement de l'anatomie par exemple.

Dans la suite de cet exposé, nous proposerons des recommandations pour la plastination de pièces anatomiques présentant des lésions macroscopiques et nous proposerons d'autres protocoles à tester en vue d'essais ultérieurs, et ce dans le but d'améliorer encore les résultats.

Il est toutefois important de noter que ce ne sont que des recommandations. En effet, nous avons testé plusieurs protocoles pour nous faire notre propre idée de ce qu'il était intéressant de faire ou de ne pas faire, mais pour valider au mieux nos résultats il aurait fallu tester les différents protocoles sur un grand nombre de pièces, sur différents types de pièces et sur de

nombreuses lésions.

A. Choix du protocole en fonction de l'organe et de la lésion à plastiner

Au vu des résultats de nos essais, nous recommandons de conserver l'étape de fixation pour le protocole de plastination. Parmi les modes de fixation testés, nous avons obtenu des résultats intéressants pour la formolation classique et la congélation.

Au vu de nos résultats, nous recommandons la poursuite de la plastination pour les organes indiqués dans le tableau 40.

Tableau 40 : Bilan de nos recommandations concernant les organes pour les prochains essais de plastination.

Espèce	Organe	Mode de fixation à envisager selon nos résultats	Précautions à envisager
BV	Rein	Formolisation classique ou Congélation	<u>Durcissement et séchage</u> : - Réduire l'étape de durcissement au temps minimum - Limiter l'humidité et réaliser des essais avec du chlorure de calcium déliquescent
	Coupe foie	Formolisation classique	<u>Coupe pièce fraîche</u> : - Garder une épaisseur d'au moins 10 cm pour limiter les risques de déformation et pour voir correctement une éventuelle lésion
	Cœur	Formolisation classique	<u>Fixation</u> : - Ouvrir le cœur pour le nettoyer, suturer et réaliser des injections de formol dans les vaisseaux du cœur - Envisager essai dilatation
PR	Rein	Formolisation classique et Essai congélation à envisager	-
	Foie	Formolisation classique	<u>Fixation</u> : - Prendre garde à la disposition des lobes pour limiter le risque de torsion
	Cœur	Formolisation classique	<u>Fixation</u> : - Ouvrir le cœur pour le nettoyer, suturer et réaliser des injections de formol dans les vaisseaux du cœur - Envisager essai dilatation
	Poumons	Formolisation classique ou Congélation	<u>Fixation par formolisation</u> : - Réaliser des injections de formol dans les vaisseaux du cœur - Prendre garde à la disposition des lobes pour limiter le risque de torsion Ensemble des étapes - S'assurer que la totalité des lobes soit immergée dans les bains successifs et ne pas hésiter à utiliser un poids
PC	Rein	Formolisation classique	-
	Foie	Formolisation classique	<u>Fixation</u> : - Prendre garde à la disposition des lobes pour limiter le risque de torsion <u>Durcissement et séchage</u> : - Réduire l'étape de durcissement au temps minimum - Limiter l'humidité par l'utilisation et réaliser des essais avec du chlorure de calcium déliquescent
	Cœur	Formolisation classique	<u>Fixation</u> : - Ouvrir le cœur pour le nettoyer, suturer et réaliser des injections de formol dans les vaisseaux du cœur - Envisager essai dilatation
	Poumons	Formolisation classique ou Congélation	<u>Fixation par formolisation</u> : - Réaliser des injections de formol dans les vaisseaux du cœur - Prendre garde à la disposition des lobes pour limiter le risque de torsion Ensemble des étapes - S'assurer que la totalité des lobes soit immergée dans les bains successifs et ne pas

			hésiter à utiliser un poids
CV	Rein	Formolisation classique	<u>Durcissement et séchage :</u> - Réduire l'étape de durcissement au temps minimum - Limiter l'humidité et réaliser des essais avec du chlorure de calcium déliquescent
	Coupe foie	Formolisation classique	<u>Coupe pièce fraîche :</u> - Garder une épaisseur d'au moins 10 cm pour limiter les risques de déformation et pour voir correctement une éventuelle lésion
	Cœur	Formolisation classique et Essai congélation à envisager	<u>Fixation :</u> - Ouvrir le cœur pour le nettoyer, suturer et réaliser des injections de formol dans les vaisseaux du cœur - Envisager essai dilatation

En plus des précautions spécifiques aux organes, nous en recommandons d'autres de manière plus générale. Par exemple, quel que soit le mode de fixation choisi, il est important :

- d'anticiper la position dans laquelle l'organe va être fixé afin de conserver une forme naturelle à la pièce finale et surtout de pouvoir observer la lésion d'intérêt
- de rincer les pièces de leur sang résiduel avant de lancer le processus de fixation
- d'injecter le formol dans les gros vaisseaux accessibles de l'organe

Au vue de nos résultats, nous recommandons la poursuite de la plastination pour les lésions indiquées dans le tableau 41.

Tableau 41 : Bilan de nos recommandations concernant les lésions pour les prochains essais de plastination.

Type de lésions	Lésion	Mode de fixation à envisager selon nos résultats
Différence de volumes et/ou de consistances	Macule	Formolisation classique ou Congélation
	Ecoffrage	Formolisation classique ou Congélation
Différence de couleurs	Echaudage	Formolisation classique ou Congélation
	Pneumonie	Essai formolisation classique et congélation à envisager
	Strongylose	Formolisation classique et Essai congélation à envisager
Différence de volumes et de couleurs	Pyélonéphrite	Formolisation classique et Essai congélation à envisager
	Néphrite	Formolisation classique et Essai congélation à envisager
	Abcès	Formolisation classique ou Congélation

La formolisation paraît tout de même être le moyen de fixation le plus fiable pour fixer les organes avant les étapes de plastination.

Nous pouvons toutefois noter qu'il pourrait être intéressant de tester d'autres protocoles et ce dans le but d'améliorer encore les résultats obtenus. Nous vous en proposons quelques-uns dans la partie ci-dessous.

B. Modifications de protocole à envisager et à tester lors des prochains essais

1. Protocoles de fixation non testés à envisager

a. Pour limiter la décoloration des organes

Maintien de la formolisation

Comme vu dans la deuxième partie (réalisation d'une collection d'organes à l'Ecole Vétérinaire de Toulouse II.B.1.a), de nombreuses modifications du protocole de formolisation

ont été proposées pour diminuer l'effet du formaldéhyde sur les couleurs au moment de la fixation et ainsi conserver au maximum les couleurs naturelles de l'organe. Nous en avons testé quelques-unes, mais les professeurs Oostrom [OOSTROM, 1987] et Von Hagens [VON HAGENS, 1984, 1986] préconisaient également de réaliser par exemple :

- Une fixation au froid positif, à environ $+5^{\circ}\text{C}$, ce qui ne retarderait pas pour autant l'imprégnation du formol
- Une fixation par la méthode de Kaiserling, dite « fixation Kaiserling », qui consiste à utiliser le fluide Kaiserling comme fixateur (300 g d'acétate de potassium, 150 g de nitrate de potassium, 200 ml de formaldéhyde et 800 ml d'eau déminéralisée)
- Une fixation simultanée à la déshydratation en utilisant un mélange constitué à 95% d'acétone et à 5% de formol, le tout menée à -25°C .
- Une fixation associée à une injection de polymère coloré pour améliorer la coloration finale de la pièce

Par ailleurs, lors de nos essais avec fixation au formol, nous n'avons pas consigné le temps que chaque pièce a passé dans le formol. Pour chaque type d'organes, il pourrait être intéressant, voire même judicieux, de réaliser différents essais sur la durée de fixation, sachant que 3 semaines de formolisation est un maximum à ne pas dépasser. Ces tests permettraient à terme de choisir le temps idéal de formolisation pour chaque type d'organe et ainsi d'obtenir une pièce bien fixée et en même temps décolorée le moins possible.

Congélation rapide au froid négatif

Comme nous l'avons vu précédemment dans la deuxième partie (réalisation d'une collection d'organes à l'Ecole Vétérinaire Toulouse III.B.1.a), des experts de la plastination ont suggéré une étape de fixation au formol à très basse température (-25°C) pour limiter l'impact du formol sur la couleur des pièces. Nous pourrions peut-être envisager, de la même façon, qu'une congélation rapide à des températures négatives limiterait le risque d'altérations des couleurs et notamment le risque d'apparition d'hétérogénéités importantes. Nous n'avons pas trouvé de données concernant un tel essai en plastination, mais il pourrait peut être intéressant de le réaliser.

En ce qui nous concerne, nous n'avons pas pu tester cette technique car le congélateur du service d'anatomie est tombé en panne.

b. Pour amélioration l'imprégnation au formol et pour limiter la déformation des organes dans le cas de la fixation au formol

Pour optimiser l'infiltration du formol dans les organes épais (foie et poumons) ou cavitaires (poumons, cœur), le professeur Oostrom [OOSTROM, 1987] a estimé intéressant de réaliser des injections ou des perfusions de formol dans les vaisseaux ou dans la trachée (dans le cas du poumon), de manière unique ou continue (perfusion) ou encore de réaliser des infiltrations de formol, c'est-à-dire d'injecter directement le formol dans les tissus si le système vasculaire n'est pas accessible.

En ce qui nous concerne, nous n'avons pas eu l'occasion de tester la procédure du professeur Oostrom concernant la mise sous perfusion continue des organes. Cela paraissait trop compliqué à mettre en place, mais lors de prochains essais un montage pourrait être envisagé pour tester cette méthode.

Cas particulier du cœur

Concernant les organes creux, type cœur, des techniques ont été proposées dans le but d'améliorer la formolisation des pièces et de limiter les risques de déformation au cours du procédé de plastination.

Le professeur Tiedemann conseillait d'ouvrir, de vider, de rincer et de refermer par sutures pour les nettoyer de façon optimale [TIEDEMANN et al. 1982]. Le professeur Oostrom [OOSTROM, 1987] proposait également de réaliser une formolisation par dilatation. Cela consiste à appliquer le fluide à l'intérieur de l'organe de manière continue, par pression hydrostatique, à l'aide d'une pompe péristaltique. Concernant le procédé de dilatation, le professeur Gomez et son équipe proposaient un protocole bien défini [GÓMEZ, DEL PALACIO, LATORRE, HENRY, SARRI'A, LÓPEZ ALBORS, 2011] :

- Ouvrir le péricarde et nettoyer le cœur du sang résiduel
- Placer des cathéters dans les veines caves crânielles et caudales, dans la veine azygos, dans l'aorte, dans la veine pulmonaire provenant du lobe moyen droit, dans le tronc brachiocéphalique et dans l'artère sous-clavière gauche ; ligaturer l'ensemble des autres vaisseaux
- Fixer le cœur avec une perfusion de formol à 5% en utilisant une pompe péristaltique. La perfusion de formol se déroule en plusieurs étapes. D'abord, les artères, la veine

cave crâniale et la veine azygos cathétérisées sont bouchées. Le formol est alors injecté par le cathéter de la veine cave caudale. Lorsque la pression intracardiaque provoque la dilatation de l'atrium et du ventricule droits, l'injection de formol est arrêtée et la veine cave caudale est bouchée.

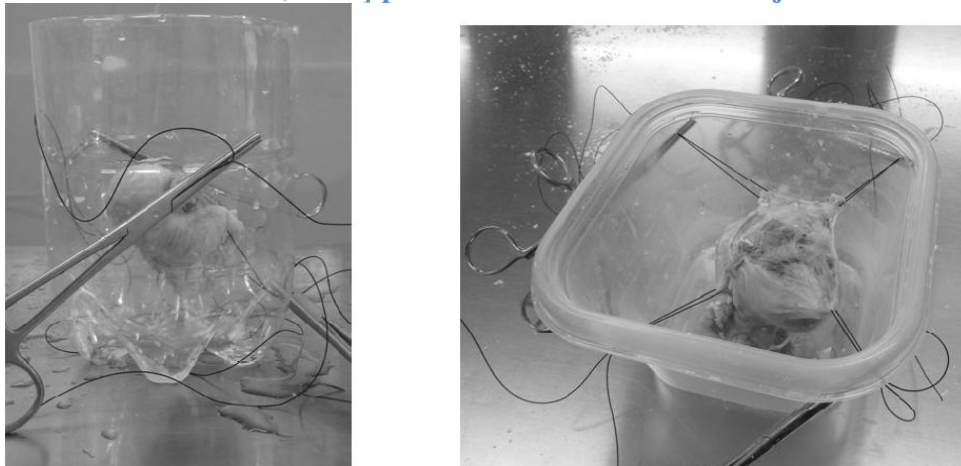
Un protocole similaire est ensuite utilisé pour la dilatation de l'atrium et du ventricule gauches : le formol est pompé via le cathéter de la veine pulmonaire provenant du lobe moyen droit qui sera ensuite à son tour bouchée pour maintenir le formol à l'intérieur du cœur.

Le cœur entier est ensuite plongé dans une solution de formol à 5 % pendant 3 à 5 jours. Les ligatures et bouchons sont ensuite retirés et le cœur rincé et flushé à l'eau du robinet pendant au moins 24 heures.

La suite de la plastination se déroule ensuite sans spécificité particulière. Cette méthode jugée efficace par le professeur Gomez présente toutefois un inconvénient : pendant la fixation, les quatre chambres du cœur sont soumises à de hautes pressions, cela induit une perte de tonicité du muscle cardiaque et de ce fait l'atrium et le ventricule droits ont tendance à s'élargir, ce qui peut potentiellement être gênant.

D'autres méthodes, plus élaborées, étaient également proposées par l'équipe du professeur Tiedemann [TIEDEMANN et al. 1982], comme utiliser du matériel pour conserver la position anatomique normale des organes : fils de suture ou l'utilisation de pinces pour tendre les pièces, tubulures à insérer dans les vaisseaux ou trachée pour maintenir leur dilatation. Cette technique a d'ailleurs été utilisée dans la thèse d' A.Poissonier et C. Schartz [POISSONIER et SCHARTZ, 2009]. Leur but était de proposer une aide à l'apprentissage de l'examen transrectal de la jument en réalisant notamment la plastination d'utérus et d'ovaires. Lors de leurs essais, elles ont testé la technique de dilatation sur certains ovaires avec plus ou moins de succès. L'ovaire était tout d'abord suspendu dans un récipient en plastique (type fond de bouteille) qui servait de coffrage. Des fils de suture à aiguille sertie étaient passés au travers de la paroi du récipient, puis de l'ovaire. Ces fils étaient tendus à l'extérieur du récipient grâce à des clamps (figure 17).

Figure 17 : Deux exemples de montage mis en place par A. Poissonier et C. Schartz [POISSONIER et SCHARTZ, 2009] pour la fixation d'ovaires de juments.



2. Compenser les modifications de couleurs lors de la plastination

Lors de nos essais, le principal problème auquel nous avons été confrontés était les modifications de couleurs induites soit par la fixation (décoloration) ou lors du séchage (précipitations blanchâtres). Or, les organes plastinés sont destinés principalement à l'observation par les étudiants. Le fait que les couleurs ne soient pas conformes à celles rencontrées à l'état frais pourrait donc sembler gênant. Pour palier cela, deux solutions n'impliquant pas de modification du protocole de plastination peuvent être envisagées.

Tout d'abord, nous pourrions peindre les pièces une fois plastinées, totalement si celles-ci sont fortement décolorées ou partiellement : sur les zones où les lésions ne se voient plus, ou sur les parties où est apparue une précipitation blanchâtre. Dans ce cas, le plus simple serait de transposer ce qui est fait actuellement en taxidermie pour redonner des couleurs naturelles sur les museaux, les pattes ou le pourtour des yeux. En effet, dans cette discipline, une fois la pièce terminée, le taxidermiste applique de la peinture type acrylique diluée dans de l'eau, à l'aide d'un aérographe sur les zones décolorées [Maison de la taxidermie, 2007]. Cependant si cette solution devait être testée, il faudrait prendre soin de ne pas trop surcharger les pièces en peinture et au contraire appliquer une couche assez fine. En effet, à la différence des pièces de taxidermie, dont le cuir est capable d'absorber la peinture, les pièces plastinées ont une surface qui réagit comme du plastique. La peinture excessive ne sera donc pas absorbée par l'organe mais aura tendance à couler, ce qui reste de provoquer des traces indésirables.

De plus, l'utilisation de photographies ou de vidéos pourrait être un bon moyen de montrer aux étudiants la couleur des organes dans leur état frais.

1. *Tenter de plastiner des organes avec des lésions type vésicules ou kystes*

Parmi les lésions que nous avons tentées de plastiner, il y en a un type qui s'est avéré très frustrant pour nous : les kystes et les vésicules. En effet, comme nous l'avons déjà souligné dans la deuxième partie (réalisation d'une collection d'organes à l'Ecole Vétérinaire Toulouse II.A.2.b), une fois le processus de plastination terminé, nous nous retrouvons avec une dépression au lieu d'une collection liquidienne.

D'autres que nous ont également fait ce constat et ont tenté de trouver des solutions pour s'en prémunir. L'étudiante vétérinaire Maryline Bourcet [BOURCET, 2007], qui réalisait des essais de plastination d'ovaires de vaches, a remarqué que ceux présentant des petits follicules à l'état frais donnaient de bons résultats mais ceux présentant de gros follicules, affichaient tous un affaissement des cavités à la fin du procédé. Elle a alors tenté d'injecter, préalablement à l'imprégnation forcée, du silicone dans les follicules. Malheureusement, cette opération s'est révélée inefficace pour rétablir la forme des follicules. En effet, l'injection de silicone n'a pas été suffisante pour éviter le collapsus de la paroi du follicule. Par la suite, elle a sectionné les ovaires qui présentaient de gros follicules avant le durcissement, afin de combler la cavité à l'aide de papier absorbant, dans le but de redonner une forme plus physiologique.

Selon Maryline Bourcet, cette technique était plus ou moins satisfaisante et nous pourrions peut-être envisager de la tester lors de prochains essais pour plastiner de manière plus satisfaisante les foies à cysticerose ou les reins à kystes.

D'une manière générale, ce qu'il faut retenir et ce que le professeur Oostrom [OOSTROM, 1987] a très bien expliqué est que la plastination reste un procédé délicat et complexe qui nécessite d'acquérir de l'expérience ainsi qu'une certaine intuition et qu'il n'y a rien de mieux que de multiplier les essais et les tentatives pour se créer son propre protocole et ainsi obtenir des résultats satisfaisants.

CONCLUSION

Le développement d'une collection de pièces anatomiques plastinées présentant des lésions était une première dans une école vétérinaire française.

Nos résultats prometteurs ont montré que la plastination peut parfaitement s'inclure dans un processus d'enseignement à la fois en école vétérinaire mais aussi au sein d'autres formations comme par exemple en master qualité et sécurité des aliments.

Cela dit, 19 pièces seulement composent cette collection actuellement et certaines présentent malgré tout des défauts évidents, tels que la décoloration des organes, induite par la fixation. Nos résultats, qu'ils soient bons ou mauvais, nos erreurs pourront sans doute contribuer à aider les prochains à vouloir compléter cette collection ou ceux qui souhaiteraient en démarrer une, et à terme à améliorer la technique. Il reste encore pour cela de nombreuses pistes à envisager. L'important est de tester, multiplier les essais et persévérer. Pour relativiser les éventuels échecs et se rassurer, on peut se remémorer l'une des citations du professeur Ostrom : "As you see, this is pretty complex. If you are just starting ; you will need some experience, some intuition, some common sense [...] to achieve the best results." [OOSTROM, 1987].

La plastination fêtera sous peu ses 40 ans, mais elle reste encore un procédé délicat, qui ne cesse d'être développé et perfectionné.

Un jour peut être les vétérinaires cliniciens eux-mêmes auront accès à des organes plastinés présentant des lésions pour montrer et expliquer la gravité d'un symptôme ou d'une maladie aux propriétaires d'animaux domestiques ou aux éleveurs.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussigné, Giovanni MOGICATO, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse de **MARTEL Mathilde** intitulée « **Création d'une collection durable de pièces anatomiques pour l'apprentissage de l'inspection sanitaire en Ecole Vétérinaire.** » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 14 octobre 2016
Docteur Giovanni MOGICATO
Enseignant chercheur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse



Vu :
La Directrice de l'Ecole Nationale
Vétérinaire de Toulouse
Isabelle CHMITELIN



Vu :
Le Président du jury :
Professeure Isabelle BERRY



Faculté de Médecine Rangueil
Biophysique Médicale - CHU Rangueil
1, avenue Jean Poulhès TSA 50032
31059 TOULOUSE Cedex

Vu et autorisation de l'impression :
Président de l'Université
Paul Sabatier
Monsieur Jean-Pierre VINEL



Le Président de l'Université Paul Sabatier
par délégation,
La Vice-Présidente de la CFVU
Régine ANDRE-OBRECHT

Conformément à l'Arrêté du 20 avril 2007, article 6, la soutenance de la thèse ne peut être autorisée qu'après validation de l'année d'approfondissement.

BIBLIOGRAPHIE

- BICKLEY H.C., DONNER R.S., WALKER A.N., JACKSON R.L. (1987). Preservation of tissue by silicone rubber impregnation. *Journal of International Society for Plastination*, **1** (1), 30-39.
- BOURCET M. Aide à l'apprentissage de la palpation transrectale chez la vache : création d'une banque d'ovaires artificiels. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Maisons-Alfort, 2007, n°87, 71p.
- FRIERSON H., WALKER A.N., JACKSON R.L., POWELL S. (1988). Technical communication : DNA ploidy analysis of plastinated tissue. *Journal of International Society for Plastination*, **2** (2), 13-17.
- GERARD-ROSAY H. (2004). De l'embaumement au soin d'hygiène et de présentation moderne : bref retour historique, *Etudes sur la mort*, **125** (1), 97-104.
<https://www.cairn.info/revue-etudes-sur-la-mort-2004-1-page-97.htm>
- GÓMEZ A., DEL PALACIO J., LATORRE R., HENRY R., SARRIÀ R., LÓPEZ ALBORS O. (2011). Plastinated heart slices aid echocardiographic interpretation in the dog. *Veterinary Radiology & Ultrasound*, **00** (00), 1-7.
- GUINTARD C, BETTI E, DESFONTIS J.C., GRONDIN G (2001). Starting plastination in the years 2000's. /12th International Conference on Plastination/, Murcia, Espagne, 11-16 july 2001, *Poster*.
- HENRY R.W, NEL P.P.C. (1993). Forced impregnation for the standard S10 method. *Journal of International Society for Plastination*, **7** (1), 27-31.
- HENRY R.W., JANICK L., HENRY C. (1997). Specimen preparation for silicone plastination. *Journal of International Society for Plastination*, **12** (1), 13-17.
- INRS (2008a). Fiches toxicologiques – Aldéhyde formique et solutions aqueuses, INRS, 12 p.
- INRS (2008b). Le point sur les connaissances – Le formaldéhyde, INRS, 4 p.
- IARC (2004). Formaldéhyde, *IARC monographs on the evaluation of the carcinogenic risk of chemicals to humans*, Lyon, Centre international de recherche sur le cancer, 39-324.
- KINNAMON KE., HOLBOROW GS., SIMMONDS RC., & SHERIDAN MN. (1984). Preparation of veterinary gross anatomy specimen : a method that allows storage at room temperature for four years. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, **184**, 704-705. Pubmed
- LATORRE RM, GARCIA-SANZ MP, MORENO M, HERNANDEZ F, GIL F, LOPEZ O, AYALA MD, RAMIREZ G, VAZQUEZ JM, ARENCIBIA A, HENRY RW (2007). How Useful Is Plastination in Learning Anatomy? *J. Vet. Med. Educ.*, **34** (2), 172-176.
- LE BESCOND C. (2011). Plastination d'une série de cœurs de chevaux : outil d'aide à la compréhension des images échocardiographiques. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Alfort, 103p.
- Maison de la taxidermie. Nos techniques [en ligne]. Disponible sur : http://www.taxidermiste.fr/taxidermiste_technique.htm (consulté le 06/10/2016).

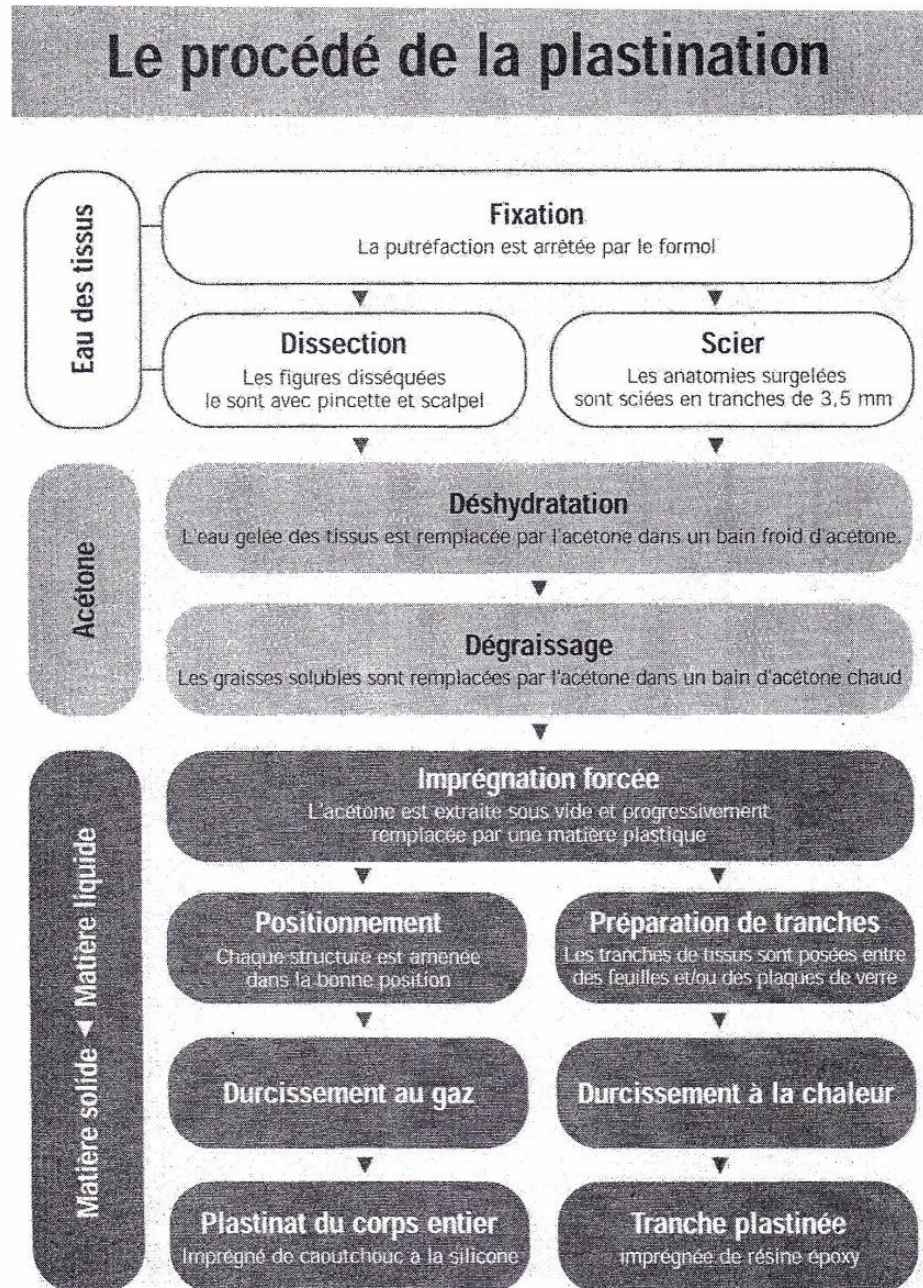
- McLAHAN JC, BLIGH J, BRADLEY P, SEARLE J (2004). Teaching anatomy without cadavers. *Med. Educ* 2004, **38**, 418-424.
- MAUSSERVEY M. (1989). La zoologie dans les musées, capture, préparation et présentation des vertébrés du XIXème siècle à aujourd'hui. Thèse Méd. Vét., Nantes, 88 p. ECOLE
- MEJZA B. (2001). Contribution à l'étude des méthodes de conservation des pièces anatomiques. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes, Nantes, 88p.
- OOSTROM K. (1987), Fixation of tissue for plastination : General principles. *Journal of International Society for Plastination*, **1** (1), 3-11.
- POISSONIER A. et SCHARTZ C. (2009). Aide à l'apprentissage de l'examen transrectal de la jument : réalisation d'une banque d'ovaires et d'utérus artificiels. Thèse Méd. Vét., Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort, Nantes, 94p.
- RIPANI M., DI FILIPPO A. (1996), Plastination : Technical advice in the phase of forced impregnation. *Journal of International Society for Plastination*, **11** (1), 22-25
- REIDENBERG J.S., LAITMAN J. (2002), The new face of gross anatomy. *The anatomical record (new anat)*, **269** (2), 81-88.
- TIEDEMANN K. (1987), Tools for the infiltration of deshydrated specimen with silicone rubber. *Journal of International Society for Plastination*, **1** (2) pp 25-28.
- TIEDEMANN K., IVIC-MATIJAS D. (1988), Dehydration of macroscopic specimens by freeze substitution in acetone. *Journal of International Society for Plastination*, **2**, 351-361.
- ULMER D. (1994), Fixation, the key to good tissue preservation. *Journal of international Society for plastination*, **8** (1), 7-10.
- VON HAGENS G. (1986), *Heidelberg plastination folder : collection of technical leaflets for plastination*, 2nd edition, Heidelberg.
- WALKER A.N., JACKSON R.L., POWELL S. (1988), Technical communication : Routine microscopy of deplastinated tissue. *Journal of International Society for Plastination*, **2** (1), 40-42.

ANNEXES

- Annexe 1 : Schéma du procédé de plastination
- Annexe 2 : Devis technique de plastination - U.P. Anatomie Embryologie
- Annexe 3 : Coordonnées des organismes cités

Schéma du procédé de plastination

Extrait du catalogue de l'exposition " Körperwelten. La fascination de l'authentique " du Professeur Gunther von Hagens. Schéma page 23.



DEVIS Technique de Plastination - U.P. Anatomie Embryologie

DESIGNATION	Référence	Nombre	Prix Unitaire	Prix HT
Matériel Spécifique				
Deep Freezer	Biodur	1	2450	2450
Stainless steel drum 100 L	Biodur HD06	1	695	695
Plastination Keetle 100 L	Biodur HI03	1	1470	1470
Acetometer 0-100 %	Biodur HD01	1	46,5	46,5
Acetometer 90-100 %	Biodur HD02	1	61,5	61,5
Gas Curing Membrane Pump	Biodur HH02-1	1	30	30
Vacuum pump	Biodur HI30-1	1	900	900
Vacuum adjustment	Biodur HI15	1	44,5	44,5
Bennert manometer	Biodur HI20	1	138	138
Silicone et durcisseurs				
Silicone S10 (50 kg)	Biodur SR10-2	2	1065	2130
Hardener S6 (1L)	Biodur SH06	6	38	228
Hardener S3 (1L)	Biodur SH03	2	31	62
Acétone				
Acétone (bidon de 25 L)	Gaches Chimie	40	49,25	1970
Récipients				
Conges inox 25 L	Manutan 582M4	1	376	376
Conges inox 50 L	Manutan 582M6	1	526	526
Bac rectangulaire 55 L	Manutan 164M17	1	33,5	33,5
Bac rectangulaire 15 L	Manutan 164M14	1	12,89	12,89
couvercle bac 55 L	Manutan 164M19	1	14,25	14,25
couvercle bac 15 L	Manutan 164M18	1	7,37	7,37
Bac polypropylène 325*176*150	Manutan 1005M21	1	6,05	6,05
Bac polypropylène 354*325*150	Manutan 1005M18	1	10	10
Bac polypropylène 176*162*150	Manutan 1005M24	1	3,54	3,54
couvercle 2/3	Manutan 1005M19	1	3,98	3,98
couvercle 1/3	Manutan 1005M22	1	2,66	2,66
couvercle 1/6	Manutan 1005M25	1	2,18	2,18
Sécurité				
Panneau adhésif matières inflammables 300 mm	Manutan 276M127	1	4,79	4,79
Bouchons, raccords, etc...				
Raccord en T 10 mm polypropylène (x10)	VWR 229-0707	1	7,6	7,6
Raccords droits 10-12 polypropylène (x10)	VWR 229-3176	1	16,7	16,7
Bouchons silicone 13D	VWR 217-0155	2	13,2	26,4
			TOTAL	11279

Coordonnées des organismes cités

Abattoir Arcadie Sud-Ouest Auch	Route d'Agen, 32000 Auch Tél. : 05 62 60 02 02
Abattoir Arcadie Sud-Ouest Montauban	450 avenue de Gasseras, 82000 Montauban Tél. : 05 63 66 73 92
BIODUR® Products	Angelina Whalley, M. D. – Rathausstr. 11 – 69126 Heidelberg, Germany Tél. : +49 (0)6221 33 11 11 - Tél. : +49 (0)6221 33 11 23
Centre International de Recherche sur le Cancer (CIRC)	150 Cours Albert Thomas – 69372 Lyon Cedex 08 Tél. : + 33 (0)4 72 73 84 85 - fax : +33 (0)4 72 73 85 75
Ecole Nationale Vétérinaire d'Alfort	7 avenue du Général de Gaulle – 94700 Maisons-Alfort Tél. : 01 43 96 71 00
Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes	Atlantopole – La Chantrerie – BP 40706 – 44 307 Nantes Cedex 3 Tél. : 02 40 68 77 77 - Fax : 03 81 66 55 27
Ecole Nationale Supérieure Agronomique de Toulouse (ENSAT)	Avenue de l'Agrobiopole, 31326 Auzeville-Tolosane Tél. : 05 34 32 39 00
Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse (ENVT)	23 Chemin des Capelles - 31300 Toulouse Tél. : 05 61 19 38 00
Ecole d'Ingénieurs de Purpan (EIP)	75 voie du TOEC, 31076 Toulouse Tél. : 05 61 15 30 30
Institut National Polytechnique de Toulouse (INPT)	6 Allée Emile Monso, 31400 Toulouse Tél. : 05 34 32 30 00
INRS	Centre de Paris : Siège social, 65 boulevard Richard Lenoir - 75011 Paris Tél. : +33 (0)1 40 44 30 00 - Fax : +33 (0)1 40 44 30 99 Centre de Lorraine : Rue du Morvan, CS 60027, 54519 Vandoeuvre Les Nancy Cedex Tél. : +33 (0)3 83 50 20 0000 - Fax : +33(0)3 83 50 20 97
Régie municipale de l'abattoir de Saint Gaudens	Rue Leconte de Lisle, 31800 Saint Gaudens Tél. : 05 62 00 38 34 - Fax : 05 62 00 39 03

Toulouse, 2016

NOM : MARTEL

PRENOM : Mathilde

TITRE : CREATION D'UNE COLLECTION DURABLE DE PIECES ANATOMIQUES POUR L'APPRENTISSAGE DE L'INSPECTION SANITAIRE EN ECOLE VETERINAIRE

RESUME :

Les vétérinaires doivent acquérir, au cours de leur formation, la capacité à reconnaître certaines lésions et altérations pouvant survenir sur les organes des animaux de boucherie et justifiant leur retrait de la consommation humaine.

Notre projet avait pour objectif de mettre en place un nouvel outil pédagogique utilisable pour l'apprentissage de l'inspection sanitaire des viandes en réalisant une collection d'organes plastinés permettant d'illustrer différentes lésions et altérations. La plastination est un procédé de conservation de pièces biologiques qui repose sur le remplacement des différents liquides organiques par du silicone. Les pièces ainsi obtenues peuvent ensuite être conservées longtemps, à température ambiante et manipulées facilement.

Jusqu'ici, la plastination n'avait encore jamais été utilisée pour préserver des organes ou tissus présentant des anomalies (lésions ou altérations). Nos essais ont montré que cette méthode était prometteuse mais perfectible : une première collection de 19 pièces a été obtenue pour l'enseignement et des pistes ont été évoquées pour améliorer encore les résultats et compléter la collection.

MOTS CLES : COLLECTION / INSPECTION SANITAIRE / LESIONS / OUTIL PEDAGOGIQUE / PLASTINATION

ENGLISH TITLE : CREATION OF A DURABLE COLLECTION OF ANATOMICAL PIECES FOR SANITARY INSPECTION LEARNING IN VETERINARY SCHOOL

ABSTRACT :

During their training veterinarians have to learn capacity to recognize some lesions and alterations which may appear on cattle's organs and account for their withdrawal of human consumption.

The aim of our project was to work out a new pedagogic tool to teach sanitary inspection, by setting up a collection of plastinated organs which illustrate many lesions and alterations. Plastination is a preservation process for anatomical pieces which consists in substitution of organic liquids by silicone. Thanks to that process pieces can be stored for a long time, at room temperature and can be easily manipulated.

Until now plastination was never used to preserve organs or tissues with anomalies (lesions or alterations). Our attempts showed that this method was promising but perfectible : a first collection of 19 anatomical pieces was obtained for teaching and trails were alluded to improve again results and complete collection.

KEYWORD : COLLECTION / SANITARY INSPECTION / LESIONS / PEDAGOGIC TOOL / PLASTINATION