
ASEPSIE CHIRURGICALE EN PRATIQUE VÉTÉRINAIRE (ASEPSIE DU MATÉRIEL ET DU CHIRURGIEN)

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VÉTÉRINAIRE

DIPLOME D'ÉTAT

*présentée et soutenue publiquement en 2006
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Noémie, Marie, Renée TREDEZ
Née le 15 juin 1980 à Seclin (Nord)

Directeur de thèse : **M. le Docteur Erik ASIMUS**

JURY

PRESIDENT :
M. Paul BONNEVIALLE

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEUR :
M. Erik ASIMUS
M. André AUTEFAGE

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

MINISTERE DE L'AGRICULTURE ET DE LA PECHE
ECOLE NATIONALE VETERINAIRE DE TOULOUSE

Directeur	M.	A. MILON
Directeurs honoraires	M.	G. VAN HAVERBEKE
	M.	J. FERNEY
	M.	P. DESNOYERS
Professeurs honoraires	M.	L. FALIU
	M.	C. LABIE
	M.	C. PAVAU
	M.	F. LESCURE
	M.	A. RICO
	M.	D. GRIESS
	M.	A. CAZIEUX
	Mme	V. BURGAT
	M.	J. CHANTAL
	M.	J.-F. GUELF
	M.	M. EECKHOUTTE

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BRAUN Jean-Pierre**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **CABANIE Paul**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **DARRE Roland**, *Productions animales*
M. **DORCHIES Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **EUZEBY Jean**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. **TOUTAIN Pierre-Louis**, *Physiologie et Thérapeutique*

PROFESSEURS 1^{ère} CLASSE

- M. **AUTEFAGE André**, *Pathologie chirurgicale*
M. **BODIN ROZAT DE MANDRES NEGRE Guy**, *Pathologie générale, Microbiologie, Immunologie*
M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie pathologique*
M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
M. **FRANC Michel**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **HENROTEAUX Marc**, *Médecine des carnivores*
M. **MARTINEAU Guy-Pierre**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*
M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **REGNIER Alain**, *Physiopathologie oculaire*
M. **SAUTET Jean**, *Anatomie*
M. **SCHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

PROFESSEURS 2^{ème} CLASSE

- Mme **BENARD Geneviève**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
M. **CORPET Denis**, *Science de l'Aliment et Technologies dans les industries agro-alimentaires*
M. **DUCOS Alain**, *Zootéchnie*
M. **DUCOS de LAHITTE Jacques**, *Parasitologie et Maladies parasitaires*
M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
Mme **KOLF-CLAUW Martine**, *Pharmacie -Toxicologie*
M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
M. **LIGNEREUX Yves**, *Anatomie*
M. **PICAVET Dominique**, *Pathologie infectieuse*

INGENIEUR DE RECHERCHES

- M. **TAMZALI Youssef**, *Responsable Clinique équine*

PROFESSEURS CERTIFIES DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRE DE CONFERENCES HORS CLASSE

M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de basse-cour*

MAÎTRES DE CONFERENCES CLASSE NORMALE

M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
Mme **BOUCRAUT-BARALON Corine**, *Pathologie infectieuse*
Mlle **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
Mme **BRET-BENNIS Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
Mlle **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie*
Mme **CAMUS-BOUCLAINVILLE Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
Mme **COLLARD-MEYNAUD Patricia**, *Pathologie chirurgicale*
Mlle **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **DOSSIN Olivier**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie du bétail*
Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
M. **GUERIN Jean-Luc**, *Elevage et Santé Avicoles et Cunicoles*
Mme **HAGEN-PICARD Nicole**, *Pathologie de la Reproduction*
M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
Mme **MEYNADIER-TROEGELER Annabelle**, *Alimentation*
M. **MONNEREAU Laurent**, *Anatomie, Embryologie*
Mme **PRIYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
Mme **RAYMOND-LETRON Isabelle**, *Anatomie pathologique*
M. **SANS Pierre**, *Productions animales*
Mlle **TRUMEL Catherine**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*
M. **VERWAERDE Patrick**, *Anesthésie, Réanimation*

MAÎTRES DE CONFERENCES CONTRACTUELS

Mlle **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées Alimentaires d'Origine Animale*
M. **CASSARD Hervé**, *Pathologie du bétail*
M. **DESMAIZIERES Louis-Marie**, *Clinique équine*
Mlle **LE MINOR Odile**, *Epidémiologie*
M. **NOUVEL Laurent-Xavier**, *Pathologie de la reproduction*
M. **REYNOLDS Brice**, *Pathologie médicale des Equidés et Carnivores*
M. **VOLMER RE Romain**, *Infectiologie*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
Mlle **LACROUX Caroline**, *Anatomie pathologique des animaux de rente*
M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
Mlle **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*

REMERCIEMENTS

A NOTRE PRESIDENT DE THESE

Monsieur le Professeur Paul BONNEVIALLE

Professeur à l'Université Paul Sabatier

Praticien hospitalier

Chirurgie orthopédique et traumatologique

Qui a bien voulu nous faire l'honneur d'accepter la présidence de ce jury
Qu'il trouve ici l'expression de nos remerciements et soit assuré de notre respect

A NOTRE JURY DE THESE

Monsieur le Docteur Erik ASIMUS

Maître de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie Chirurgicale

Qui nous a guidé dans l'élaboration de ce travail
Qu'il trouve ici l'expression de notre profonde reconnaissance
et de nos sentiments respectueux

Monsieur le Professeur AUTEFAGE

Professeur à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

Pathologie Chirurgicale

Qui nous a fait l'honneur de participer à notre jury de thèse
Qu'il trouve ici l'expression de notre sincère gratitude

Remerciements encore à tous ceux sans qui cette thèse n'aurait pas pu être réalisée:

- Valérie Martin, *chef de bloc à l'ENVT*
- Laurence Lajou et Monique Pelou, de Centravet, ainsi que Martine
- Agnès Brasiles, *infirmière hygiéniste au CHU Purpan*
- M. Pinel, et Mölnlycke France

A ma famille

A mes amis



INTRODUCTION	7
---------------------------	----------

ASEPSIE DU MATERIEL.....	9
---------------------------------	----------

1. ETAPES D'ASEPSIE DES INSTRUMENTS METALLIQUES	11
--	-----------

1.1. Méthodes de stérilisation.....	11
--	-----------

1.1.1. Choix d'une méthode	11
----------------------------------	----

1.1.2. Etapes de désinfection et de stérilisation	13
---	----

1.2. Pré-désinfection.....	15
-----------------------------------	-----------

1.3. Nettoyage.....	19
----------------------------	-----------

1.3.1. Nettoyage manuel	22
-------------------------------	----

1.3.2. Nettoyage par ultrasons	23
--------------------------------------	----

1.3.3. Laveurs et laveurs désinfecteurs	26
---	----

1.3.4. Validation du nettoyage.....	27
-------------------------------------	----

1.4. Contrôle	29
----------------------------	-----------

1.4.1. Etat de surface	29
------------------------------	----

1.4.1.1. Taches.....	29
----------------------	----

1.4.1.2. Corrosion.....	31
-------------------------	----

1.4.2. Etat physique	33
----------------------------	----

1.5. Maintenance	34
-------------------------------	-----------

1.5.1. Lubrification.....	34
---------------------------	----

1.5.2. Rénovation.....	34
------------------------	----

1.5.3. Identification.....	35
----------------------------	----

1.6. Conditionnement	36
-----------------------------------	-----------

1.6.1. Intérêts et qualités nécessaires.....	36
--	----

1.6.2. Types	36
--------------------	----

1.6.2.1. Champs tissés.....	37
-----------------------------	----

1.6.2.2. Protectors individuels, à usage unique.....	37
--	----

1.6.2.3. Conteneurs réutilisables.....	44
--	----

1.6.3. Modalités de conditionnement	48
---	----

1.7. Stérilisation	50
---------------------------------	-----------

1.7.1. Rôle	50
-------------------	----

1.7.2. Efficacité	50
-------------------------	----

1.7.3. Circuit.....	51
---------------------	----

1.8. Stockage et conservation de la stérilité	52
--	-----------

1.8.1.	Méthode de stockage.....	52
1.8.2.	Durée de stockage.....	53
1.8.2.1.	<i>En fonction de l'emballage.....</i>	53
1.8.2.2.	<i>En fonction des conditions de stockage.....</i>	57
1.8.3.	Stérilité au moment de l'utilisation.....	57
1.8.3.1.	<i>Conservation de la stérilité pendant l'intervention.....</i>	57
1.8.3.2.	<i>Déballage du matériel.....</i>	58
1.9.	Matériaux utilisés pour l'instrumentation métallique et particularités	61
1.9.1.	Instruments neufs	61
1.9.2.	Matériaux.....	61
1.9.3.	Finitions.....	64
2.	METHODES DE STERILISATION DISPONIBLES.....	66
2.1.	Moyens physiques de stérilisation	66
2.1.1.	Chaleur sèche : Poupinel.....	68
2.1.1.1.	<i>Principe.....</i>	68
2.1.1.2.	<i>Paramètres de stérilisation.....</i>	69
2.1.1.3.	<i>Utilisation.....</i>	70
2.1.2.	Chaleur humide : autoclave	72
2.1.2.1.	<i>Principe.....</i>	72
2.1.2.2.	<i>Types d'autoclaves.....</i>	76
2.1.2.3.	<i>Paramètres de stérilisation.....</i>	79
2.1.2.4.	<i>Particularités de conditionnement</i>	80
2.1.2.5.	<i>Cycle total.....</i>	81
2.1.2.6.	<i>Déchargement.....</i>	82
2.1.2.7.	<i>Entretien des autoclaves.....</i>	83
2.1.3.	Ebullition	84
2.1.4.	Flambage à l'alcool	85
2.1.5.	Radiations	86
2.1.6.	Micro-ondes	88
2.2.	Moyens chimiques de stérilisation	89
2.2.1.	Oxyde d'éthylène	89
2.2.1.1.	<i>Propriétés.....</i>	89
2.2.1.2.	<i>Toxicité.....</i>	92
2.2.1.3.	<i>Paramètres.....</i>	94
2.2.1.4.	<i>Particularités de conditionnement</i>	96
2.2.1.5.	<i>Chargement.....</i>	96
2.2.1.6.	<i>Cycle.....</i>	97
2.2.2.	Formol.....	99
2.2.2.1.	<i>Propriétés.....</i>	99
2.2.2.2.	<i>Utilisation de formol gazeux</i>	100
2.2.3.	Glutaraldéhyde.....	103
2.2.4.	"Stérilisation à froid"	104
2.2.4.1.	<i>Alcools.....</i>	104
2.2.4.2.	<i>Ammoniums quaternaires.....</i>	105
2.2.4.3.	<i>Chlorhexidine</i>	105
2.2.4.4.	<i>Composés iodés.....</i>	106

2.2.4.5.	<i>Eau de Javel</i>	106
2.2.4.6.	<i>Phénols</i>	106
2.2.4.7.	<i>Solution de formol</i>	107
2.2.4.8.	<i>Autres désinfectants</i>	107
2.2.5.	Gaz plasma.....	108
2.2.5.1.	<i>Propriétés</i>	108
2.2.5.2.	<i>Toxicité</i>	109
2.2.5.3.	<i>Fonctionnement</i>	109
2.2.5.4.	<i>Utilisation</i>	110
2.3.	<i>Moyens de stérilisation physico-chimiques</i>	111
2.3.1.	Ultrasons, antiseptiques et ultraviolets.....	111
2.3.2.	Radiations et formol	111
2.4.	<i>Contrôles de stérilisation et de stérilité</i>	112
2.4.1.	Intérêt.....	112
2.4.2.	Contrôles physiques	113
2.4.3.	Contrôles chimiques	114
2.4.3.1.	<i>Indicateurs de passage</i>	114
2.4.3.2.	<i>Les témoins de pression</i>	115
2.4.3.3.	<i>Les dosimètres</i>	116
2.4.3.4.	<i>Les témoins de gaz</i>	117
2.4.3.5.	<i>Les témoins de température et de temps</i>	117
2.4.3.6.	<i>Les intégrateurs</i>	117
2.4.4.	Contrôles biologiques	120
2.4.5.	Contrôles de stérilité	121
3.	TECHNIQUES D'ASEPSIE DU MATERIEL CHIRURGICAL HORS INSTRUMENTS METALLIQUES	122
3.1.	<i>Implants</i>	122
3.2.	<i>Endoscopes</i>	122
3.3.	<i>Matériel d'anesthésie-ventilation</i>	124
3.4.	<i>Instruments à moteur</i>	124
3.5.	<i>Aspirateur chirurgical</i>	125
3.6.	<i>Compressees et champs</i>	125
3.7.	<i>Tondeuses</i>	127
	ASEPSIE DU CHIRURGIEN ET DE L'EQUIPE OPERATOIRE	129
1.	TECHNIQUES D'ASEPSIE DU CHIRURGIEN ET DE L'EQUIPE OPERATOIRE	131
1.1.	<i>Douche</i>	131
1.2.	<i>Tenue de bloc</i>	132

1.2.1.	Matériaux	132
1.2.2.	Coupes.....	132
1.2.3.	Utilisation	134
1.2.4.	Entretien.....	134
1.3.	Surchaussures, surbottes et sabots	135
1.4.	Masque.....	136
1.4.1.	Intérêt.....	136
1.4.2.	Types	136
1.4.3.	Efficacité	138
1.4.4.	Port	139
1.5.	Coiffe.....	141
1.6.	Lavage des mains.....	143
1.6.1.	Règles à respecter	144
1.6.2.	Types de lavage.....	145
1.6.2.1.	<i>Description et indications.....</i>	<i>145</i>
1.6.2.2.	<i>Choix d'une technique d'hygiène des mains.....</i>	<i>149</i>
1.6.2.3.	<i>Terminologie européenne et équivalences.....</i>	<i>150</i>
1.6.3.	Méthode de lavage	151
1.6.4.	Méthode de friction	156
1.6.5.	Equipement du poste de lavage.....	156
1.6.6.	Produits utilisables, avantages/inconvénients, intérêts	162
1.6.6.1.	<i>Composition générale.....</i>	<i>162</i>
1.6.6.2.	<i>Normes antimicrobiennes.....</i>	<i>163</i>
1.6.6.3.	<i>Produits utilisés pour le lavage des mains.....</i>	<i>163</i>
1.6.6.4.	<i>Produits utilisés pour les frictions</i>	<i>167</i>
1.6.7.	Irritations cutanées et dermatoses induites par l'hygiène des mains	168
1.6.7.1.	<i>Dermites d'irritation.....</i>	<i>168</i>
1.6.7.2.	<i>Eczémas de contact</i>	<i>169</i>
1.6.7.3.	<i>Conduite à tenir</i>	<i>170</i>
1.6.7.4.	<i>Prévention</i>	<i>170</i>
1.6.8.	Observance.....	171
1.7.	Casaque.....	173
1.7.1.	Qualités requises	173
1.7.2.	Stérilisation	175
1.7.3.	Enfilage.....	176
1.8.	Gants.....	178
1.8.1.	Historique.....	178
1.8.2.	Stérilisation	179
1.8.3.	Choix.....	179
1.8.4.	Poudrage	183
1.8.5.	Utilisation	185

1.8.6.	Efficacité et durabilité	186
1.8.7.	Enfilage	188
1.8.8.	Dermatoses liées au port de gants	192
2.	LES TEXTILES EN CHIRURGIE	194
2.1.	Qualités nécessaires	194
2.2.	Matériaux	195
2.2.1.	Tissu	195
2.2.1.1.	<i>Fabrication</i>	195
2.2.1.2.	<i>Types</i>	195
2.2.1.3.	<i>Avantages des tissés</i>	197
2.2.1.4.	<i>Inconvénients des tissés</i>	197
2.2.2.	Non-tissé	198
2.2.2.1.	<i>Fabrication des non-tissés</i>	198
2.2.2.2.	<i>Types de non-tissés</i>	199
2.2.2.3.	<i>Avantages des non-tissés</i>	199
2.2.2.4.	<i>Inconvénients des non-tissés</i>	199
2.2.3.	Comparaison tissé vs. non-tissé	201
2.2.3.1.	<i>Cahier des charges</i>	201
2.2.3.2.	<i>Economique</i>	202
2.2.3.3.	<i>Asepsie</i>	203
2.2.3.4.	<i>Pratique</i>	203
2.3.	Circuit du linge : utilisation et nettoyage / stérilisation	205
2.3.1.	Cycle du linge	205
2.3.2.	Ramassage et stockage du linge sale	207
2.3.3.	Lavage	207
2.3.4.	Finition	209
2.3.5.	Stockage	210
2.3.6.	Stérilisation	210
2.3.7.	Cas particulier du Gore-Tex®	211
CONCLUSION	213	
ANNEXES	219	
1. PRINCIPAUX ANTISEPTIQUES ET DESINFECTANTS	220	
2. GLOSSAIRE	222	
BIBLIOGRAPHIE	227	

La lutte contre les infections du site opératoire est un leitmotiv en chirurgie, humaine ou vétérinaire. On dispose pour cela de deux modes d'action : une méthode curative, qui vise à éliminer les germes une fois qu'ils sont dans le site, par exemple grâce à des antibiotiques ou des antiseptiques, et une méthode préventive, qui consiste à éviter que les germes ne contaminent le site : c'est l'asepsie.

Elle trouve ses racines dans les travaux de Semmelweis, obstétricien autrichien qui avait remarqué vers 1843 que les complications puerpérales étaient moins nombreuses avant que les étudiants ne fréquentent les hôpitaux, et travaillent leur anatomie en dissection : les étudiants venaient directement de la salle d'autopsie, sans se laver les mains ni changer de vêtements. Semmelweis incrimina des "particules cadavériques", transportées par les mains. Au même moment, aux Etats-Unis, Wendell-Holmes avait fait les mêmes observations sur des faits similaires [78].

Déjà en 1550, Ambroise Paré prônait la propreté opératoire, qui lui permit d'extraire sans complications septiques un fragment de pierre du genou d'un tailleur de pierre, alors que les premières arthrotomies n'eurent lieu que 3 siècles plus tard !

Mais c'est avec la découverte par Pasteur des bactéries, et de leur implication dans l'infection des plaies opératoires par Lister, que l'asepsie fit un bond en avant. Une phrase de Pasteur résume très bien cette notion, par opposition à la méthode antiseptique utilisée jusqu'alors ; "au lieu de s'ingénier à tuer les microbes dans les plaies, ne serait-il pas plus raisonnable de ne pas en introduire ?". En 1867, Lister recommanda l'utilisation d'acide carbolique comme mesure d'asepsie pour la chirurgie, tant pour désinfecter l'air ambiant que les pansements ou les mains des chirurgiens, mais ces pratiques ne furent pas bien acceptées à cette époque [14].

Les Allemands, réceptifs aux théories de Lister, introduisent la stérilisation par la vapeur en 1886, puis un rituel aseptique élaboré en 1891 [88], rituel qui ne cesse d'évoluer. En 1913, les gants de chirurgie sont adoptés par Halsted, qui est lui aussi un fervent défenseur de l'asepsie et d'une technique méticuleuse.

Pour des raisons principalement économiques, l'asepsie n'a pas été grandement adoptée en chirurgie vétérinaire avant 1940. Les coiffes, masques, casaques et gants n'ont pas été utilisés en pratique courante avant 1960 [88]. Elle s'inspirait alors largement de ce qui était fait en médecine humaine, comme elle le fait encore aujourd'hui : la plupart des notions abordées dans la suite sont tirées des normes humaines, et sont souvent plus strictes que ce que l'on applique dans le monde vétérinaire.

On distingue deux niveaux d'asepsie [79] :

- La désinfection et l'antisepsie, permettant une destruction des germes pathogènes
- La stérilisation, consistant en une destruction totale de tous les germes, pathogènes ou non

On ne peut pas oublier le simple nettoyage, qui n'est pas à proprement parler un niveau d'asepsie, mais qui est par contre une étape indispensable et à ne pas négliger.

Les germes contaminant la plaie opératoire peuvent avoir différentes sources [120], exogènes (air et locaux, instruments, équipe opératoire, patient) ou endogènes. L'asepsie ne s'intéresse qu'aux sources exogènes, et nous nous limiterons ici à l'étude des mesures applicables au matériel du bloc opératoire, puis au chirurgien et à son équipe. Les mesures relatives à l'asepsie de l'air, des locaux, et de l'animal sont abordées dans un autre travail [62], mené parallèlement à celui-ci.

1° partie

Asepsie du matériel

L'essentiel des micro-organismes est apporté dans le bloc opératoire par ce qui y entre, c'est-à-dire l'air, le patient, l'équipe chirurgicale mais aussi les instruments et le matériel d'anesthésie, ainsi que les consommables (fils, compresses...) et les implants (plaques, vis, prothèses...). Tout ce matériel se doit donc d'être aseptique, c'est-à-dire stérile, tout en ayant conservé ses qualités [9]. L'ordre adopté ici suit le cycle "nettoyage désinfection stérilisation" des instruments de chirurgie métalliques, avant de détailler les différentes méthodes de stérilisation disponibles, et d'envisager le cas des autres matériels, comme par exemple le matériel d'endoscopie ou d'anesthésie, les compresses et les champs, les moteurs...

1. Etapes d'asepsie des instruments métalliques

1.1. Méthodes de stérilisation

1.1.1. Choix d'une méthode

Ce choix, capital, dépend bien sûr du matériau qui constitue les objets à stériliser, lequel n'est pas toujours compatible avec toutes les méthodes de désinfection ou stérilisation, mais également de l'utilisation des instruments, et donc du risque septique encouru : la classification de Spaulding, qui spécifie les diverses utilisations du matériel, est présentée dans le Tableau 1 [56]. Les instruments de chirurgie se doivent d'être stériles ; les autres techniques peuvent éventuellement s'appliquer au matériel annexe.

Quelle que soit la méthode utilisée, elle doit respecter les propriétés physiques du

matériel : les compatibilités entre différents matériaux et techniques de stérilisation ou de désinfection sont présentées dans la Figure 1, elles seront développées dans les paragraphes suivants.

Classification	Définition	Exemples	Niveau minimum de désinfection
Critique	Objets introduits directement dans le sang ou dans d'autres parties normalement stériles de l'organisme	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Instruments chirurgicaux ▪ Cathéters ▪ Systèmes de perfusion ▪ Implants 	Stérilisation (autoclave, oxyde d'éthylène, autres procédés...). A défaut, désinfection de haut niveau
Semi-critique	Objets en contact avec les muqueuses saines ou la peau lésée superficiellement	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Endoscopes souples (fibres optiques) ▪ Sondes trachéales ▪ Sondes gastriques ▪ Tube de respiration assistée 	Désinfection de niveau intermédiaire
Non critique	Objets en contact avec la peau saine	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Doppler ▪ Pincés de l'électrocardiographe ▪ Stéthoscope 	Simple nettoyage : étape la plus importante Désinfection chimique de bas niveau (ammoniums quaternaires)

Tableau 1 : Classification de Spaulding : catégories de matériels, d'après [74]

1.1.2. Etapes de désinfection et de stérilisation

"On ne stérilise que ce qui est propre et sec" (AFNOR - Association Française de NORmalisation) : ceci s'applique en particulier aux instruments, qui sont impérativement nettoyés, le plus rapidement possible après utilisation, et avant d'être stérilisés, dans l'attente d'une nouvelle utilisation, comme le montre la Figure 1. Cet impératif du nettoyage s'explique facilement par le fait que les matières organiques, comme le sang séché, protègent les micro-organismes de l'action de l'agent stérilisant [10], et contribuent ainsi à l'apparition de biofilms.

La Figure 1 présente les différentes étapes subies par le matériel une fois utilisé pour pouvoir l'être de nouveau. Ces étapes sont cruciales à deux points de vue : tout d'abord bien évidemment pour l'obtention d'instruments parfaitement stériles, mais également pour leur longévité. En effet, un cycle nettoyage-désinfection-stérilisation inadapté peut diminuer le tranchant des lames ou favoriser l'apparition de la corrosion [42]. Cette corrosion peut constituer une niche pour les micro-organismes, et les protéger des techniques de nettoyage et stérilisation, ce qui rend la stérilisation ineffective... Toutes ces étapes sont des "points critiques", aucune n'est à négliger, et on peut même parler d'une véritable chaîne [86], dont la qualité globale dépend de celle de son maillon le plus faible.

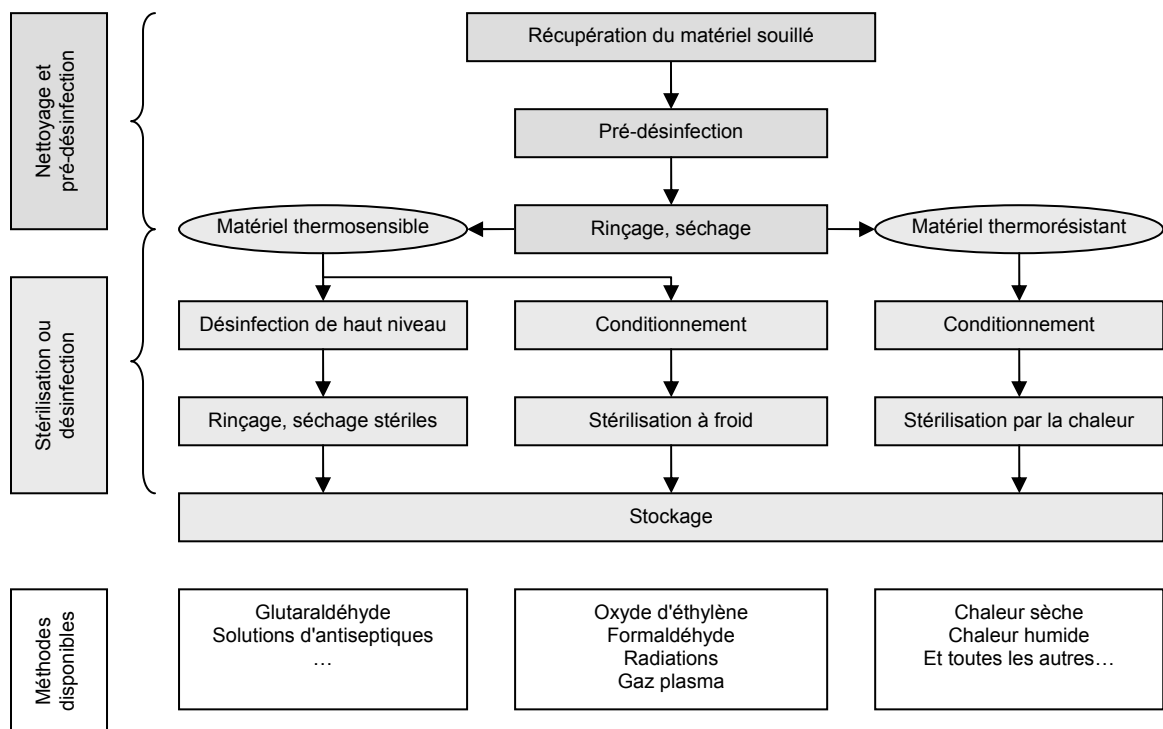


Figure 1 : Etapes de traitement des instruments, d'après [12]

1.2. Pré-désinfection

La pré-désinfection est une étape au résultat momentané, permettant d'éliminer, de tuer ou seulement d'inhiber les micro-organismes indésirables en fonction des objectifs fixés ; le résultat de cette opération est limité aux micro-organismes présents à ce moment [12].

Son ancien nom de *décontamination* doit être réservé à des opérations de nature physico-chimique, visant à diminuer un risque de contamination radioactive ou chimique [45].

▪ Objectifs :

- Eviter la persistance de matières organiques sur le matériel, par la dissolution des débris [21], et ainsi prévenir la détérioration des instruments [46]. Cette étape est particulièrement importante pour les instruments canaux, comme les canules d'aspirateur chirurgical, qui sont difficiles à bien nettoyer mécaniquement [5]
- Eliminer les résidus d'antiseptiques, notamment iodés, pouvant interférer avec les processus de nettoyage et stérilisation, ou corroder le matériel, et les traces collantes, par exemple dues à des champs adhésifs [98]
- Diminuer le nombre de micro-organismes présents [46], ce qui permet de [21] :
 - ▶ Protéger le personnel lors de la manipulation des instruments
 - ▶ Améliorer les étapes de désinfection ou de stérilisation
 - ▶ Eviter la contamination de l'environnement au travers des effluents

▪ Quand ?

Les instruments sont pré-désinfectés aussitôt que possible après usage : si on leur laisse le temps de sécher, le sang et les fluides tissulaires peuvent rester coincés dans les charnières et les creux [42], contribuant ainsi à la formation de biofilms,

éliminables uniquement par une action mécanique ou détergente, et non pas par celle d'un désinfectant : les bactéries y sont protégées.

▪ Avec quoi ?

Les produits utilisés doivent être adaptés à cet usage, et répondre aux normes européennes et AFNOR les concernant [57]. Ils sont composés d'un *détergent*, qui élimine les souillures, d'un *désinfectant*, virucide, bactéricide, fongicide et/ou sporicide, et éventuellement d'une *enzyme protéolytique* [45], ou de *peroxyde d'hydrogène* [5], qui lysent les matières organiques : il est généralement qualifié de *détergent-désinfectant*. Ils doivent bien évidemment être compatibles avec les objets à prédésinfecter ; de préférence agir rapidement, et être inoffensif pour le personnel et l'environnement [57]. Un nouveau mode de pré-désinfection a testé l'action de dodécylsulfate de sodium (SDS) et de protéinases sur les prions : la combinaison SDS-protéinase K permet une réduction très significative de l'infectiosité des fils de fer ainsi traités, et permet donc d'espérer une meilleure performance de la stérilisation qui s'ensuit [73].

Leur action nettoyante est prédominante sur l'action antimicrobienne, et elle est vérifiée par un contrôle visuel, macroscopique. Les produits contenant des aldéhydes sont à bannir : ceux-ci alkylent les protéines, et les micro-organismes enfermés sous cette couche de protéines dénaturées ne seront pas inhibés ni éliminés [12]. De même, l'emploi de sérum physiologique ou de produits iodés est à éviter, puisqu'ils favorisent l'apparition de corrosion. L'eau seule n'a pas d'effet anti-microbien, et donc ne suffit pas pour cette phase [46].

Le cercle de Sinner, représenté par la Figure 2, symbolise l'interaction entre les différents paramètres qui concourent à l'efficacité de toutes les étapes de nettoyage, y compris la pré-désinfection [57] :

- Le temps
- L'*action physico-chimique* du détergent ou du détergent-désinfectant
- L'*action thermique*, à condition d'utiliser les températures recommandées

- L'*action mécanique*, de l'eau, du frottement

Si un de ces paramètres ("quadrant") est en défaut, il faut compenser par un autre.

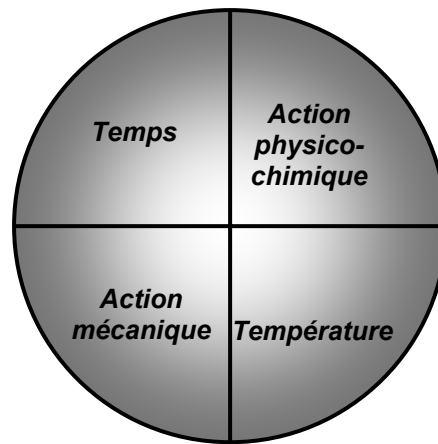


Figure 2 : Cercle de Sinner

- **Comment ?**

Le bain de pré-désinfection est préparé selon les recommandations du fabricant, en quantité suffisante pour immerger les instruments, et juste avant son utilisation : la réutilisation d'un bain peut conduire à des modifications dans sa concentration (dilution si instruments mouillés, concentration si évaporation de l'eau), voire des contaminations du bain. Le récipient utilisé, en général en plastique, possède un couvercle, qui est fermé pendant l'immersion [46], et parfois un panier perforé, dans lequel sont disposés les instruments, qui sont ainsi plus faciles à sortir. Ces récipients sont nettoyés régulièrement, avec un produit détergent désinfectant, puis rincés et séchés [45].

A la fin de l'intervention, les instruments sont rassemblés, par exemple avec le champ de l'assistant muet. Ils sont ensuite triés par taille et type de métal : les instruments fragiles ou de petite taille peuvent être abîmés par des instruments plus massifs, et le mélange d'instruments constitués de métaux différents dans un même bain peut provoquer une électrolyse, qui accélère l'apparition de corrosion [42].

Ils sont ouverts (clamps, ciseaux...), éventuellement bloqués sur le premier cran d'une crémaillère, ou démontés lorsque cela est possible. Les instruments creux sont irrigués plusieurs fois avec la solution de pré-désinfection, à l'aide d'une seringue par exemple [46]. Les traces d'antiseptiques sont éliminées par essuyage, et les traces collantes grâce à un solvant organique [98]. Les instruments sont laissés à tremper pendant la durée préconisée par le fabricant, en général 15 minutes [12], à compter de l'immersion du dernier instrument [45].

- **Où ?**

La pré-désinfection est potentiellement contaminante : les instruments ne sont donc pas amenés dans une zone propre, mais au contraire traités sur le lieu même d'utilisation des instruments, bien sûr si cela est possible [46].

- **Restrictions**

Tous les instruments ne sont pas immersibles, à l'instar des moteurs ou du bistouri électrique. La pré-désinfection s'effectue alors grâce à un spray désinfectant à large spectre [46]. (voir également 3 :*Techniques d'asepsie du matériel, hors instruments métalliques*)

1.3. Nettoyage

- **Objectif :**

Eliminer toutes les traces de salissures sur les instruments, pour les rendre propres, exempts de toute salissure visible à l'œil nu [45].

- **Quand ?**

Le nettoyage est souvent jumelé avec la pré-désinfection. Si ce n'est pas le cas, il a lieu après que les instruments aient eu le temps de tremper dans leur bain de pré-désinfection [89].

- **Comment ?**

De toutes les techniques existantes, le lavage manuel est le plus répandu [42]. Mais les nettoyeurs à ultrasons sont de plus en plus disponibles dans de petites tailles et surtout à de petits prix, et ils sont de loin plus efficaces [42]. Il existe également des laveurs-désinfecteurs, genre de lave-vaisselle adapté aux instruments chirurgicaux [89]. Ces trois méthodes de nettoyage sont comparées dans le Tableau 2.

En pratique, tout dépend de la quantité d'instruments à nettoyer par jour et de l'investissement possible : les laveurs désinfecteurs sont intéressants pour une utilisation intensive d'instruments de chirurgie, le nettoyage par ultrasons est une technique efficace qui ne nécessite pas trop d'investissement, tandis que le lavage manuel est intéressant pour de petites quantités d'instruments à laver.

Type de lavage	Nettoyage manuel	Nettoyage par ultrasons	Laveur-désinfecteur
Avantages	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Peu coûteux (?) 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Efficacité, y compris sur zones difficiles d'accès ▪ Moins agressif sur les surfaces 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Gain de temps - libération du personnel ▪ Quantité lavée par cycle
Inconvénients	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Répétabilité ▪ Efficacité ▪ Coût réel : temps de travail + coût des produits 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Capacité de charge limitée ▪ Inutilisable sur matériaux souples 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Durée du cycle ▪ Nettoyage aléatoire des surfaces difficiles d'accès ▪ Risque de dégradation des couleurs ▪ Séchage parfois imparfait ▪ Coût d'achat élevé

Tableau 2 : Comparaison des différents méthodes de nettoyage, d'après [35]

- **Avec quoi ?**

Quelque soit la méthode adoptée, une attention particulière sera prêtée à la sélection des détergents et la qualité de l'eau, qui est particulièrement importante pour les bacs à ultrasons, pour lesquels il est recommandé de suivre les instructions du fabricant [42].

Une **eau** peu minéralisée, et notamment pauvre en ions chlorure, qui aggravent la corrosion, est préférable : une eau dure inhibe l'efficacité antimicrobienne, et des métaux comme le cuivre, le fer, le manganèse peuvent provoquer des taches sur les instruments [98]. En pratique, l'utilisation d'une eau du robinet, pas trop dure, est acceptable en pratique vétérinaire. Si l'eau du robinet est trop dure, on peut envisager de la filtrer, de l'adoucir, ou même d'utiliser de l'eau déminéralisée.

Les **produits** utilisés sont souvent les même que pour la pré-désinfection [12]. Les savons simples sont à éviter, ils laissent un résidu alcalin insoluble sur les instruments, alors que les composés abrasifs en détériorent la surface, favorisant l'apparition de la corrosion. On leur préfère donc un détergent adapté, peu alcalin, qui mousse peu [89].

Après le lavage, les instruments sont soigneusement rincés et essuyés, puisque, s'ils sèchent à l'air libre, l'évaporation de l'eau peut laisser un dépôt à leur surface.

- **Où ?**

Le nettoyage est encore une fois une étape potentiellement contaminante. Il n'est donc pas réalisé en zone propre (qui peut être une notion temporelle : par exemple pas en même temps ou au même endroit que le conditionnement pour la stérilisation) [86]. Il peut avoir lieu au même endroit que la pré-désinfection, ou ailleurs : les bacs de pré-désinfection étant alors déplacés pleins, ils doivent pouvoir bien fermer, ne pas être trop grands (pour ne pas être trop lourds une fois remplis), et éventuellement être déplacés sur un chariot.

1.3.1. Nettoyage manuel

A l'issue de la pré-désinfection, les instruments sont versés dans l'évier avec le bain de détergent-désinfectant [12], puis ils sont soigneusement rincés. Un nouveau bain de détergent désinfectant est alors préparé, avec lequel les instruments sont brossés grâce à une brosse souple ou un écouvillon [45]. Toutes les anfractuosités des instruments, comme les mors, les articulations, les canaux... sont soigneusement nettoyés. Le nettoyage s'arrête une fois que toute la surface des instruments a été traitée, et qu'aucune salissure n'est visible macroscopiquement [46]. Les instruments sont alors rincés minutieusement et abondamment, puis égouttés et essuyés, avec un torchon propre et sec, non pelucheux [45].

Les produits spécifiques pour le nettoyage des instruments sont à préférer aux produits domestiques (type produit à vaisselle) [89]. Des nettoyeurs abrasifs, des brosses trop dures (en métal...) ou des éponges grattoirs sont à proscrire, ils abîment la finition des instruments, et favorisent ainsi l'apparition de la corrosion : on utilise plutôt une brosse en nylon, un écouvillon souple ou une éponge simple [46].

Comme pour la pré-désinfection, il est recommandé de porter des gants, voire un masque, un tablier et des lunettes de protection [46], en raison du risque d'aérosols produits par la brosse.

1.3.2. Nettoyage par ultrasons

Les bacs à ultrasons nettoient par l'*action mécanique* des ultrasons, à l'origine d'un processus appelé *cavitation*, complétée par l'*action chimique* d'un détergent (dans lequel les instruments sont immergés), et par une *action thermique* (chauffage de la cuve autour de 40°C) [47].

▪ Principe

L'appareil produit des ondes vibratoires d'une fréquence très élevée (supérieure à la fréquence maximale audible par l'oreille humaine : entre 25 et 50 kHz). Ces ondes génèrent de minuscules bulles de gaz, et les font vibrer, ce qui leur permet de grossir. Plus elles grossissent, plus elles sont instables, jusqu'à ce qu'elles implosent. Le vide miniature ainsi créé est à l'origine du nettoyage : les ultrasons sont capables de nettoyer des salissures bien accrochées ou inaccessibles, inamovibles par d'autres techniques [47]. On peut utiliser des appareils à ultrasons à destination chirurgicale, comme ceux de la Figure 3 et de la Figure 4, efficaces, mais relativement chers et de petite taille, ou des bacs d'éviers avec générateur d'ultrasons, qui sont nettement moins coûteux [11].



Photo Centravet

Figure 3 : Appareil à ultrasons à destination chirurgicale, pour le petit matériel



Figure 4 : Bacs à ultrasons de bloc opératoire, avec bain de décontamination, bain de rinçage et bac de séchage

▪ Utilisation

La cuve de l'appareil est remplie avec de l'eau, qui est ensuite dégazée (élimination des gaz dissous) lors de la mise à température, selon la procédure du fabricant, avant d'ajouter le détergent-désinfectant. La température de l'eau est contrôlée à ce moment avec un thermomètre [45].

Comme pour le nettoyage manuel, le bain de pré-désinfection est éliminé, et les instruments rincés [45], avant de les charger, ouverts ou démontés, dans des bacs grillagés qui permettent la pénétration des bulles [42], en évitant de les surcharger. Ils sont ensuite immergés pendant la durée préconisée par le fabricant, 5 minutes semblent généralement suffire (sans compter le temps de dégazage). Les débris les plus gros tombent sur le fond, alors que les plus fins restent à la surface : les instruments doivent être soigneusement rincés [89], puis égouttés, avant d'être séchés, comme précédemment [45].

La présence d'instruments corrodés dans un bain à ultrasons accélère la corrosion, à la fois sur ces instruments et sur les autres [42]. Les objets en plastiques ou caoutchouc ne sont pas nettoyables par cette méthode : leur matériau absorbe les

ondes [46].

Le bac et la cuve de l'appareil sont nettoyés en fin de journée, avec le détergent-désinfectant, tandis que le filtre panier est rincé à l'eau du réseau après chaque cycle. Les joints de porte et des panneaux en inox sont entretenus régulièrement, en fonction de l'utilisation [45].

1.3.3. Laveurs et laveurs désinfecteurs

Ces machines lavent grâce à un bain de détergent agité, un peu comme un lave-vaisselle domestique. Il existe plusieurs types de machines à laver les instruments : les laveurs, qui procèdent uniquement au lavage, et les laveurs désinfecteurs, dans lesquels on a une étape de désinfection par de la vapeur sous pression, après laquelle les instruments sont prêts à être stockés en attendant d'être utilisés. Cependant, ils ne sont pas emballés, et ce procédé n'est pas très adapté à la stérilisation en routine de matériel chirurgical [89]. On distingue également les laveurs par aspersion, à bras horizontaux (type lave-vaisselle domestique), et les laveurs à tambour rotatif, vertical (type lave-linge domestique).

Le procédé est rapide, et minimise la manipulation des instruments contaminés. Il est très efficace, à la fois d'un point de vue microbiologique et propreté, à condition d'être chargé correctement [52] : ce système de nettoyage est supérieur au nettoyage par ultrasons, même s'il nécessite des installations beaucoup plus conséquentes de par l'équipement nécessaire, l'encombrement, et le coût [113].

En pratique, tout comme pour les méthodes précédentes, le bain de pré-désinfection est éliminé et les instruments rincés avant d'être disposés dans la machine, après avoir été triés en fonction de leur composition. Comme toujours, les paniers sont chargés, sans abus, et les instruments sont ouverts [45] ; ils sont disposés de manière à éviter les zones d'ombre dues aux grands objets, comme les plateaux [98]. L'ouverture des instruments creux est disposée vers le bas, pour favoriser l'écoulement. Après contrôle du niveau de détergent désinfectant, le cycle est lancé [45].

Le cycle de séchage de la machine est bien souvent insuffisant, les instruments doivent alors être séchés à la main, le plus tôt possible après la fin du fonctionnement de la machine [98].

1.3.4. Validation du nettoyage

▪ Tests de salissure

Des tests de salissure ont été mis au point pour contrôler l'efficacité du lavage. Ils sont surtout utilisés pour des lavages automatisés, par ultrasons ou en laveurs désinfecteurs. Ces tests sont des mélanges de protéines responsables de diverses réactions colorées [63]. Ils sont en principe réalisés une fois par mois, ou après une opération de maintenance sur les machines (curative ou préventive), mais également en cas de doute sur l'efficacité du nettoyage.

- *Test sous forme de solution*

La solution est répartie sur les instruments tests, qui sont ensuite disposés dans le laveur. Si le nettoyage est efficace, la solution a disparu après le cycle.

- *Test sous forme de plaque*

Il simule l'articulation d'un instrument souillé par des protéines solubles, par exemple du sang, grâce à une pastille rouge, et de protéines non solubles au moyen d'une pastille blanche. Un changement de couleur ou une disparition des pastilles indique que le lavage est efficace (Test Tosi – Test Objects Surgical Instruments, laboratoire *Lanser, Tournefeuille, France*)

- *Test orthophtalaldéhyde*

Ce test n'est utilisé que pour comparer différentes méthodes de nettoyage, expérimentalement, et ne peut être employé en routine. Il consiste à déposer sur différentes surfaces porteuses différents types de protéines, éventuellement à les fixer par une solution de formaldéhyde, puis à révéler ce qui reste après lavage [par une solution alcoolique d'orthophtalaldéhyde (OPA)] et hydrolyse : les mesures de fluorescence permettent, après constitution d'une échelle de référence, d'évaluer la quantité de protéines restantes et donc l'efficacité du lavage [113].

▪ **Validation des paramètres de lavage**

Certains tests permettent d'affirmer que les paramètres de lavage ont bien été respectés lors du cycle d'un laveur-désinfecteur. Il s'agit de [63] :

- tests thermométriques : 9 capteurs de température sont disposés dans le laveur désinfecteur et fonctionnent tout au long du cycle. Si les 9 courbes de température se superposent, la température est homogène dans le laveur désinfecteur.
- indicateurs physico chimiques : on peut utiliser soit de l'encre, qui vire après l'étape de thermo-désinfection, soit des pastilles collantes. Le changement de couleur, selon les codes fournis par le fabricant, indique un respect plus ou moins bon des paramètres de lavage.

▪ **Inconvénients**

Malgré leurs incontestables qualités (mettre en évidence l'efficacité du lavage), ces tests présentent bon nombre d'inconvénients. Des difficultés ont pu être relevées lors de la réalisation même du test, que ce soit au niveau de la mise en pratique (conditions d'utilisation différentes de celles du laboratoire, difficultés d'homogénéisation des solutions, temps de séchage long – jusqu'à 3 heures), ou relevant de la présentation (certains tests sont vendus par lot de 10 unités, avec une péremption d'environ un an, toutes les unités n'étant pas forcément utilisés dans cette période). De plus, ils restent extrêmement onéreux [63].

1.4. Contrôle

On pense bien souvent que les instruments en acier inoxydable sont inusables et inaltérables. C'est loin d'être le cas : les tranchants peuvent s'émousser, les articulations se fausser... et les instruments peuvent également présenter des taches suspectes ! Ce contrôle permet de garantir la qualité finale des dispositifs stériles.

Le contrôle est réalisé sur des instruments froids, propres, et secs. On vérifie alors l'état de "fonctionnement" des instruments, et leur état de "propreté".

1.4.1. Etat de surface

C'est un contrôle avant tout visuel : on vérifie l'absence de souillures macroscopiques, y compris dans les recoins et les articulations (traces de sang...). En cas de doute, on peut également utiliser une loupe éclairante [63].

Seuls les instruments propres et en bon état peuvent être stérilisés, les autres sont traités de manière à éliminer ces défauts : soit un nouveau nettoyage, éventuellement avec d'autres produits plus spécifiques, lorsqu'il s'agit d'un instrument qui n'est pas propre, soit une réforme si les défauts sont trop graves.

La corrosion est irréversible, alors que, dans la plupart des cas, les taches "proprement" dites peuvent être éliminées. Il convient donc de les différencier.

1.4.1.1. Taches

On trouve deux types de taches : les adhérentes, dues par exemple, à un dépôt de calcium ou à une fonte acide, et les non adhérentes, dues par exemple, à l'oxyde de fer [63]. Elles sont résumées dans le Tableau 3.

Certaines taches sont dues à l'utilisation d'une eau du robinet de qualité inadaptée (trop calcaire par exemple) ; on peut alors utiliser de l'eau distillée ou déminéralisée, ou contrôler la qualité de l'eau du robinet : degré hydrométrique, teneur en différents composants par rapport aux intervalles de référence [63]... et la traiter si nécessaire.

COULEUR DE LA TACHE	IDENTIFICATION	CAUSE POSSIBLE	SOLUTIONS
Auréoles irisées aux contours nets	Dépôts de métaux	Présence importante de fer, cuivre, manganèse... dans l'eau de rinçage ou la vapeur	Utiliser de l'eau distillée ou déminéralisée
Taches irisées aux contours nets	Dépôts de substances organiques		Rincer immédiatement les instruments à l'eau déminéralisée ou distillée après utilisation. Prédésinfection immédiate
Taches blanchâtres à jaune orangées	Dépôt de phosphates		Vérifier la composition des solutions nettoyantes, utiliser de l'eau déminéralisée ou distillée
Couleurs jaune à brun foncé	Dépôt de résidus	Solution nettoyante ancienne	Changer les bains après chaque utilisation
		Instruments mal nettoyés	Rincer immédiatement les instruments à l'eau déminéralisée ou distillée après utilisation. Pré-désinfection immédiate
Taches noires	Réaction caustique	Détergent avec un pH faible (6 ou moins)	Utiliser un détergent neutre
Taches bleu noir	Couche métallique ou tôle	Stérilisation de différents types de métaux ensemble (ex : inox et argent, chrome...)	Stériliser ensemble des instruments constitués d'un même métal
Plusieurs couleurs	Excès de chaleur (oxyde chromatique)	Autoclave ne fonctionnant pas bien, ou réglé sur une température trop élevée (peut faire perdre des propriétés au métal, comme la dureté...)	Corriger la température.
Taches sombres ou claires	Dépôt de minéraux (sodium, cobalt, magnésium...)	Evaporation de l'eau	Sécher les instruments
Taches orangées	Sang séché après stérilisation		Renettoyer les instruments...

Tableau 3 : Principales taches présentes à la surface des instruments, causes et solutions, d'après [65]

1.4.1.2. Corrosion

La corrosion peut survenir sur les instruments chromés, lorsque le chromage présente une solution de continuité, et parfois même sur des instruments en acier inoxydable. Elle est influencée par l'état de surface de l'instrument : une surface lisse ne présentera qu'une coloration jaune, la patine, alors qu'une surface rayée peut montrer des points de rouille par endroits. Elle est également conditionnée par la géométrie de l'instrument : les zones confinées (creux, interstices...) sont préférentiellement atteintes, et la corrosion peut ensuite s'étendre [59].

Elle se manifeste sous différentes formes [63, 98] :

- la **corrosion par piqûre** peut être due à un non nettoyage des instruments immédiatement après l'intervention, qui sont alors attaqués par les liquides biologiques, ou par l'action d'ions halogènes (iodure, chlorure, bromure) des solutions désinfectantes, de solutions salines... Elle est caractérisée par la présence de trous de faibles dimensions, mais souvent de profondeur importante, dans un métal qui est peu attaqué par ailleurs.
- la **corrosion par plaques** est très proche de la corrosion par piqûre, elle se développe notamment sur les surfaces en regard, dans les articulations des pinces par exemple.
- la **corrosion caverneuse**, ou par **crevasses**, se développe surtout dans les parties cachées des instruments, puisqu'elle se produit sur une pièce métallique en contact avec une autre pièce de même métal ou non métallique, l'ensemble étant susceptible de créer une zone occluse. Elle se manifeste essentiellement sous la forme d'une inflorescence de rouille sortant de fentes étroites, et peut être souvent confondue avec des résidus d'opération ou de produits de nettoyage.
- la **corrosion par aération différentielle** se produit quand un instrument est partiellement immergé : la partie aérée se couvre d'un film de passivation suite à l'action de l'oxygène de l'air (phénomène normal et intéressant pour la protection de la surface). Il se forme alors un couple entre cette partie et la partie immergée, privée d'oxygène, qui joue le rôle d'anode dans la pile ainsi créée, et peut être le

siège d'une corrosion très sévère. Le même phénomène peut se manifester au niveau d'un assemblage.

- la **corrosion par frottements** se produit entre les interstices de deux parties en mouvement l'une sur l'autre, par exemple, lames de ciseaux : le frottement à sec produit des micro-copeaux, et détériore la couche de passivation, ce qui permet à la rouille de se former. Elle peut être prévenue en lubrifiant les instruments, et en les séparant par du papier crêpé pour la stérilisation.

- la **corrosion par contact** provient d'un contact rapproché entre deux métaux de nature différente, en présence d'un électrolyte (eau, vapeur d'eau...). Aux points de contact apparaissent des traces de rouille. Elle peut devenir très importante si des instruments en inox sont mélangés à des instruments en acier simple, nickelé ou chromé, et dont le revêtement s'est détérioré. Ce contact est à l'origine d'une électrolyse, au cours de laquelle l'acier, jouant le rôle de l'anode, se désagrège et corrode ainsi l'inox.

- la **corrosion par fissuration sous contrainte** : les instruments en acier austénitique (acier inoxydable riche en chrome et en nickel ; les différents matériaux utilisés pour la fabrication des instruments chirurgicaux métalliques sont précisés dans le paragraphe 1.9.2) sont les plus concernés ; sous l'action de contraintes thermique ou mécanique, et en présence d'ions chlorures, ils se fissurent ou se détériorent au niveau des articulations, lors des montées en température ou des refroidissements. Ces fissures favorisent l'apparition de la corrosion. Pour prévenir ce type de corrosion, les instruments sont stérilisés ouverts, crémaillères bloquées au premier cran. Il faut toutefois différencier ces fissures des fêlures produites lorsque l'instrument a été forcé.

- la **corrosion superficielle** est très rare ; elle peut être provoquée par le contact des instruments avec des solutions caustiques ou des acides forts. Le dépôt de rouille environnante ou en suspension peut également en être à l'origine.

La corrosion est irréversible, il faut donc absolument la prévenir. Pour cela [63] :

- éviter les solutions salines, pour le rinçage des instruments.

- bien éliminer toute trace de produits iodés, les éviter pour la pré-désinfection
- séparer les instruments en fonction des métaux constitutifs
- éviter les brosses et écouvillons métalliques pour le nettoyage
- n'utiliser que de l'eau déminéralisée dans l'autoclave
- éliminer les instruments corrodés : ils peuvent contribuer à l'apparition de corrosion sur d'autres instruments, puisque les particules de rouille peuvent être transmises par l'intermédiaire des produits de nettoyage, ou de stérilisation. Ceci peut également se produire avec des particules de rouille provenant des installations (tuyauterie, installations de production de vapeur...). De plus, la corrosion, une fois apparue, ne fait que s'amplifier avec les différentes opérations de nettoyage, désinfection et/ou stérilisation [98].

1.4.2. Etat physique

Il convient de vérifier le bon fonctionnement des instruments : s'ils coupent, clampent...

Les instruments trop usés, poreux, ou endommagés doivent être remplacés, tout comme les instruments corrodés, qui pourraient induire une corrosion de contact sur des instruments en bon état. La surface des instruments chromés ou nickelés a droit à une attention particulière : le revêtement peut s'écailler, laissant à découvert l'acier, qui peut alors se corroder. Tous les défauts dans l'état des instruments nécessitent une maintenance, ou une réforme, en fonction de la gravité du défaut, de l'état général de l'instrument et du coût de remplacement par rapport au coût de réparation.

1.5. Maintenance

Les instruments sont vérifiés après le nettoyage, et entretenus si nécessaire : un entretien adapté permet de maintenir la résistance à la corrosion, de conserver le tranchant des lames, et la souplesse des charnières.

1.5.1. Lubrification

Si nécessaire, et particulièrement après l'utilisation d'ultrasons, les charnières sont lubrifiées, pour maintenir un fonctionnement optimal, avec un produit spécial, compatible avec les moyens de stérilisation. L'utilisation d'huile ou de graisse non spécifique est à éviter, car elles peuvent interférer avec la stérilisation ou devenir collantes avec le chauffage. Le lubrifiant peut être appliqué en bain ou en spray, puis les instruments sont séchés et stockés ou stérilisés, sans besoin de rincer [98]. L'huile *Sterilit*® d'Aesculap, *Tuttlingen, Allemagne*, est compatible avec la chaleur humide.

1.5.2. Rénovation

Comme point final de l'entretien des instruments, on peut évoquer les programmes de rénovation mis au point par les fabricants, ou proposés par des firmes spécialisées (IS Médical SA, à Nogent (France) : www.ismedical.com, ou Medicatech, à Yens (Suisse) : www.medicotech.ch/f_remiseneuf). Ils consistent en un nettoyage complet, un polissage, et une nouvelle finition, pour retarder la corrosion. Les inserts de carbure de tungstène abîmés ou usés sont remplacés, les tranchants sont affûtés. Le coût de ces programmes de rénovation est bien souvent inférieur au coût du remplacement des instruments [42].

1.5.3. Identification

L'identification des instruments a de nombreux avantages, notamment de pouvoir reconstituer les "boîtes" nécessaires pour tel ou tel type de chirurgie ou associées à une salle. Elle permet également, associée à un suivi détaillé, d'avoir une complète traçabilité des instruments [86].

Il existe plusieurs méthodes, mais il faut éviter celles qui abîment la surface des instruments (gravage, par exemple), puisqu'elles retirent la finition qui protège l'instrument de la corrosion. Le marquage électrochimique est acceptable, mais les instruments doivent ensuite être soigneusement rincés pour neutraliser le fluide de marquage, acide [42].

L'utilisation de bande adhésive autoclavable, en plastique, est possible, mais elle ne résiste pas à la chaleur sèche. Elle permet un codage couleur des instruments, sans en détériorer la surface, et est simple à utiliser. Par contre, une bande mal appliquée, ou abîmée, peut commencer à se décoller, créant des crevasses susceptibles d'héberger des débris ou des bactéries. Le choix d'un tel système de marquage doit prendre en compte la durabilité de la couleur et des propriétés adhésives, pour garantir la stabilité du marquage dans le temps [42].

1.6. Conditionnement

1.6.1. Intérêts et qualités nécessaires

Le conditionnement permet aux objets stérilisés de garder leur stérilité une fois que le cycle de stérilisation est terminé [10]. Il doit pour cela répondre à plusieurs impératifs [21] :

- Etre perméable à l'agent stérilisant
- Assurer le maintien de la stérilité
- Permettre l'extraction et l'utilisation du matériel dans des conditions aseptiques
- Résister aux contraintes habituelles de stérilisation, de transport et de stockage, et permettre une ouverture et une fermeture facile
- Et bien sûr être adapté au moyen de stérilisation utilisé. Il existe en effet des conditionnements similaires, mais différents, entre les différents modes de stérilisation : sachets spécial autoclave ou pour oxyde d'éthylène, boîtes pour autoclave ou chaleur sèche...

1.6.2. Types

Plusieurs types de conditionnement sont utilisables, en fonction du procédé de stérilisation, mais également des habitudes et préférences personnelles.

1.6.2.1. Champs tissés

Les champs en tissu ont longtemps été utilisés pour emballer les instruments avant la stérilisation. Ils sont souples, faciles à manipuler, mais ils ont pour inconvénient une durée de vie de la stérilité courte [89], et les coûts de blanchissage pour la réutilisation.

On trouve des champs en mousseline de coton ou en coton pima, tissé plus serré, donc un peu plus résistant à la traversée des germes (voir partie *Asepsie du chirurgien, 2 : Les textiles au bloc opératoire*). Cependant, les germes traversent quand même assez vite : les champs en tissu sont donc utilisés en double épaisseur. Même doublés, ils ne conservent pas la stérilité plus de quelques semaines [42]. On peut de la sorte les utiliser en double couche (deux emballages consécutifs), ou sous un autre type de conditionnement [89].

1.6.2.2. Protecteurs individuels, à usage unique

Ils peuvent être utilisés pour de nombreux modes de stérilisation, auxquels ils sont bien souvent spécifiques. Les paramètres de stérilisation modifient leurs propriétés, il ne faut donc pas les réutiliser. Ce peut être [21] :

- Des feuilles de papier crêpé
- Des feuilles en non-tissé
- Des sachets de papier
- Des sachets de papier et plastique
- Des sachets tout plastique

Ils sont disponibles en différentes tailles, à choisir en fonction de la taille des objets à emballer : des emballages trop grands, qui plient pour rentrer dans les plateaux ou l'autoclave, peuvent piéger de l'eau, qui permet éventuellement le passage de micro-

organismes. Certains sachets ou gaines incorporent des témoins de stérilisation [42]. Ils peuvent être utilisés seuls ou en combinaison avec un support rigide :

- Boîte ou plateau en carton, non réutilisables
- Plateaux en plastique
- Plateaux en métal, massifs, perforés ou grillagés en acier inoxydable
- Conteneurs

Les **feuilles en non-tissé ou en papier crêpé** partagent certains des inconvénients des champs en tissu (notamment pour visualiser le contenu [42]), mais permettent une durée de stérilité plus longue. Comme elles sont jetables, à usage unique, les frais de blanchisserie sont évités [42]. Elles sont de plus hydrophobes, donc imperméables à l'eau, mais perméables à la vapeur d'eau, et imperméables aux germes [21]. Les feuilles en papier crêpé sont les plus intéressantes : elles sont plus flexibles, plus résistantes, et plus faciles à manipuler [89]. Elles peuvent être utilisées en simple ou double épaisseur, mais une épaisseur simple ne garantit pas une durée de vie de la stérilité aussi longue. On peut employer une couleur différente pour chaque couche d'emballage : ceci permet de voir plus rapidement les déchirures.

Les différents pliages utilisables sont détaillés dans les figures suivantes : le pliage enveloppe, représenté par la Figure 5, est surtout utilisé pour conditionner des champs, le pliage carré de la Figure 6 pour du matériel plus volumineux, et le pliage Pasteur, montré en Figure 7, pour les plateaux ou conteneurs [54]. Il faut bien penser que les pliages avec beaucoup de (re)plis font obstacle au passage des germes... [21]. Les pliages sont fixés avec de l'adhésif, qui peut éventuellement être un marqueur de stérilisation. Les paquets ainsi constitués sont fragiles, et nécessitent une manipulation précautionneuse, ainsi qu'un stockage dans de bonnes conditions, pour éviter toute déchirure, perforation ou ouverture de l'emballage [79]. Ces paquets contiennent le plus souvent un petit nombre d'objets à stériliser [59].

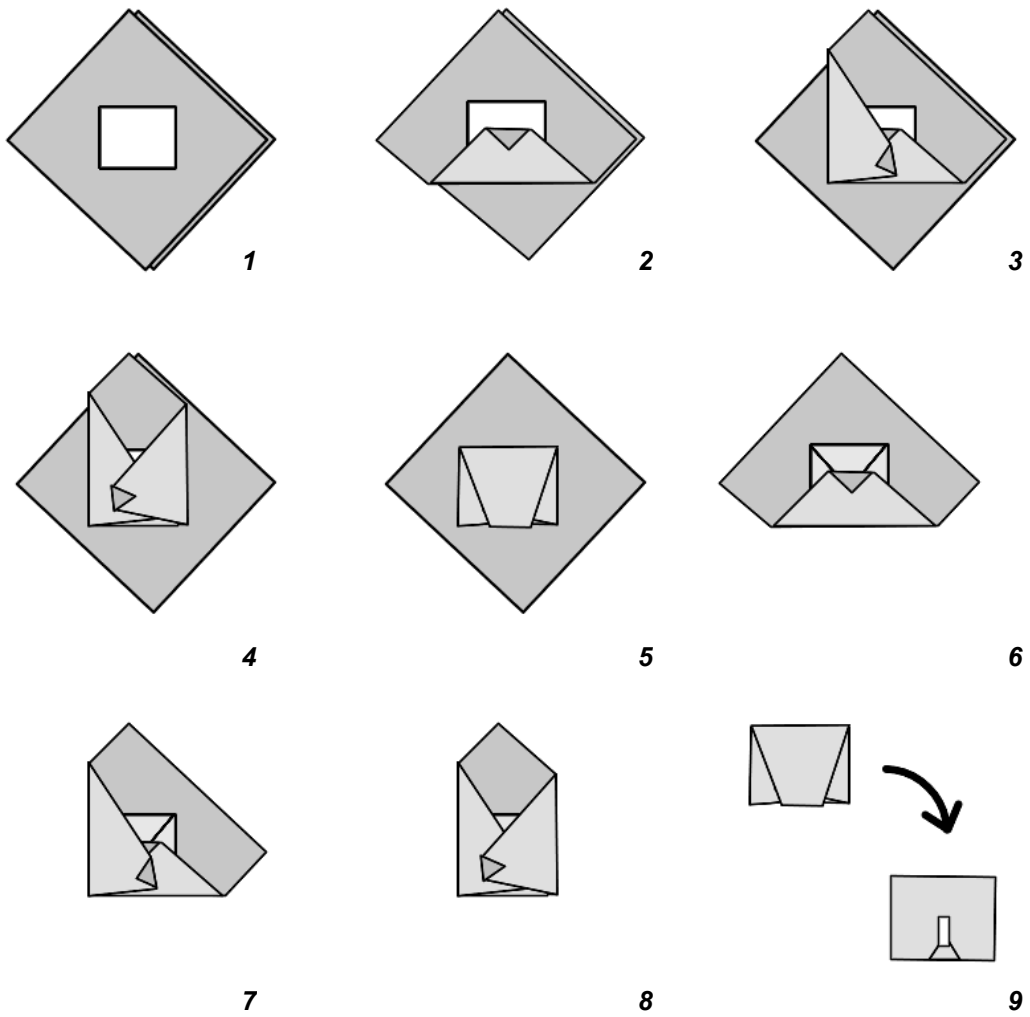


Figure 5 : Pliage enveloppe, d'après [51] et [54]

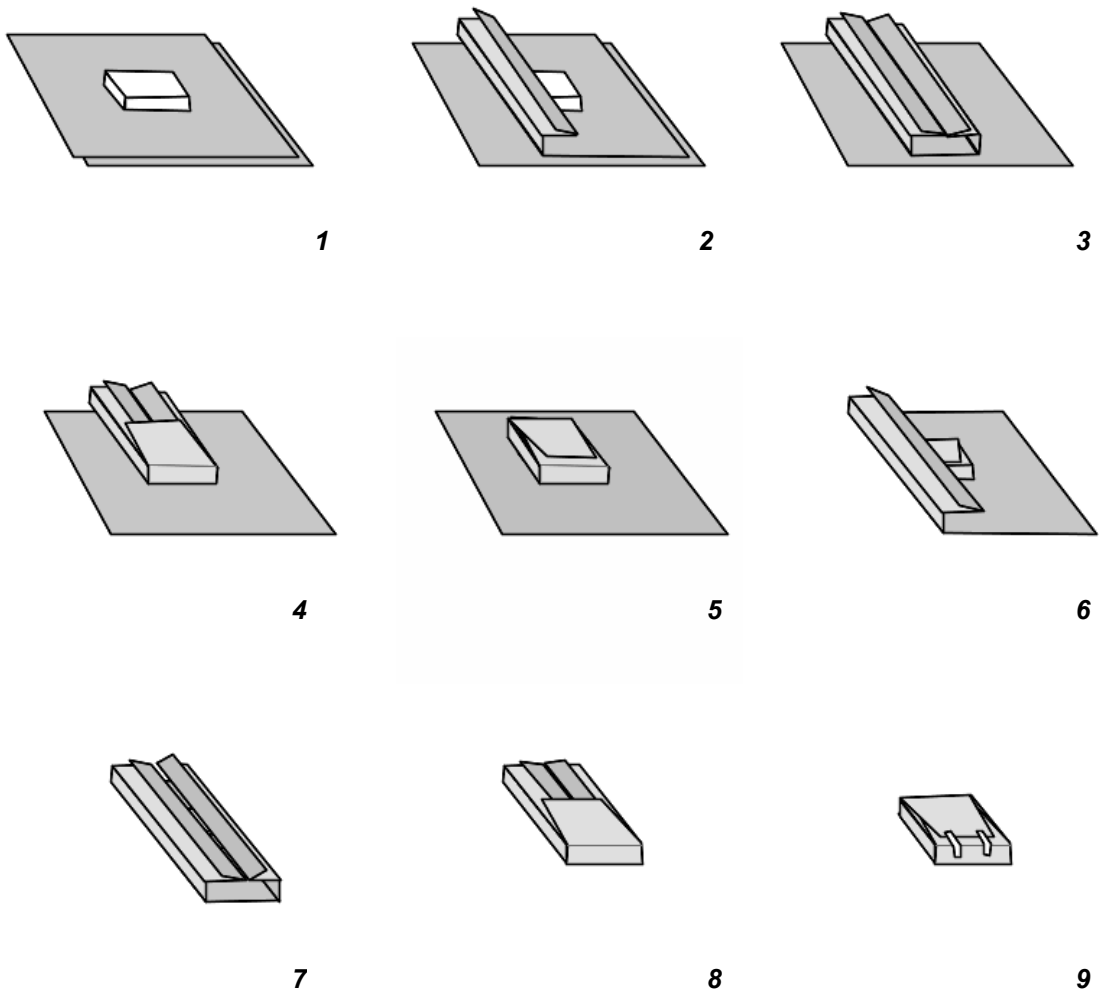


Figure 6 : Pliage carré, d'après [54]

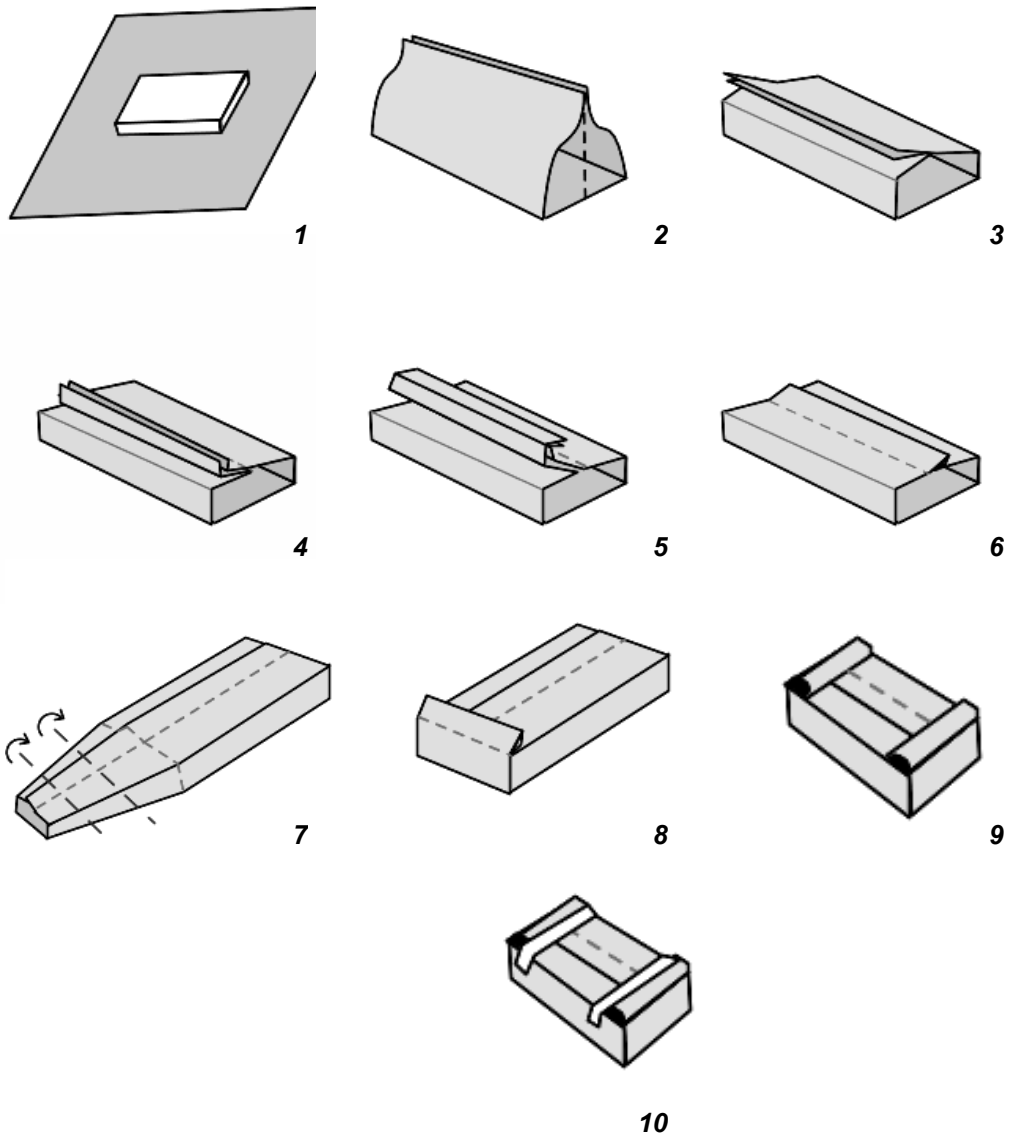


Figure 7 : Pliage Pasteur, d'après [54]

Les **sachets**, comme celui de la Figure 8, sont thermosoudables ou autocollants ; ils peuvent également se présenter sous forme de **gaine** (telles celles de la Figure 9 ou de la Figure 10), à découper à la bonne longueur et à thermosouder sur deux côtés. Les deux faces peuvent être ou non constituées du même matériau.

On trouve des sachets ou des gaines [79] :

- tout papier non enduit, non pelables, donc à ouvrir avec des ciseaux, ce qui représente un risque de contamination du contenu. Ce sont les plus économiques [59], la vapeur d'eau y pénètre facilement.
- une face papier et une face papier enduit, pelables
- une face papier et une face plastique transparent, pelables, comme la gaine de la Figure 9 : ce sont les plus solides, les plus efficaces mais aussi les plus chers. Leur principal intérêt est de permettre la visualisation de leur contenu [42]. Seule la face papier est perméable à la vapeur d'eau.
- tout plastique, telle la gaine de la Figure 10, non pelables, difficiles à ouvrir. Ils sont transparents, et permettent également la visualisation du contenu [21].



Photo Centravet

Figure 8 : Sachet papier et plastique, autocollant, pour autoclave



Figure 9 : Gaine plastique et papier enduit, thermosoudable, pour autoclave



Figure 10 : Gaine tout plastique, thermosoudable, pour chaleur sèche

Les gaines et sachets sont utilisables en chaleur sèche, en chaleur humide, ou avec l'oxyde d'éthylène, mais ne sont pas interchangeables entre les différents moyens de stérilisation (incompatibilité sachet pour autoclave et utilisation en chaleur sèche par exemple). Ils sont souvent utilisés pour conditionner un seul objet par sachet [59].

1.6.2.3. Conteneurs réutilisables

▪ **Propriétés**

Ce sont des récipients rigides et réutilisables, qui peuvent être constitués de différents types de matériaux : métal (inox, aluminium), matériaux synthétiques, composites ou non, colorés ou non [21], illustrés par la Figure 11. L'étanchéité du couvercle est assurée sur les conteneurs "modernes", par un joint (caoutchouc ou mieux silicone, à raccords soudés [79]) et un système de maintien qui fait ressort, écrasant progressivement le joint [21]. Les ouvertures, obstruables (par un filtre, par exemple), sont facultatives pour la chaleur sèche, mais impératives pour les autres modes de stérilisation. Cependant, même pour l'utilisation en chaleur sèche, les conteneurs ne doivent pas être totalement hermétiques, pour permettre à l'air contenu de s'en échapper lors des phases de chauffage. Ceci permet également l'entrée d'air froid, pas forcément stérile, ce qui explique que la durée de conservation de la stérilité dans ce type de conditionnement est extrêmement courte. Pour limiter ce phénomène, on peut les entourer d'un ruban adhésif (sur les boîtes : à la jointure couvercle-base) dès la fin de la stérilisation [59].

Les conteneurs sont en général utilisés pour conditionner un grand nombre d'objets.

▪ **Critères de choix [21]**

- Dimensions
- Résistance : on préfère des conteneurs emboutis dans une seule pièce de métal, assez épaisse pour ne pas se déformer en cas de chute [59]
- Poids
- Qualité de la fixation du filtre
- Moyen d'obtention de l'inviolabilité

- Facilité de nettoyage

▪ **Types**

- *Boîtes*

Elles sont généralement rectangulaires, constituées d'une base et d'un couvercle qui s'y adapte étroitement. Elles ne présentent pas de joint [21], et peuvent avoir un système de fermeture et/ou de filtres, comme la boîte de la Figure 12.



Photos Céntra vet

Figure 11 : Différents types de boîtes simples, de droite à gauche et de haut en bas : inox, aluminium anodisé, polypropylène



Figure 12 : Boîte avec système de fermeture et filtres

- *Tambours*

Ce sont des cylindres métalliques, percés de trous (guichets) pour laisser passer la vapeur : ceci représente un danger en terme de stérilité [46]. Ils sont stérilisés à guichets ouverts, les guichets sont refermés dès la fin du cycle : ceci est illustré par la Figure 13. Il vaut mieux les éviter [21]. D'autres présentent un système de filtres, qui peuvent être en textile, réutilisables, ou, mieux, en papier, à usage unique [21]. Ces filtres sont fixés par un système de porte-filtres, en silicone robuste mais souple [59].



Figure 13 : Tambours ; guichets ouverts à gauche, fermés à droite

- *Cylindres*

Ce sont des cylindres métalliques, normalisés par l'AFNOR, beaucoup plus onéreux que les précédents. Ils sont ouverts sur l'extérieur par un système de soupape, qui fonctionne par pression-dépression, et est donc actionné par les différents régimes de l'autoclave. Il est recommandé d'utiliser un bouclier protecteur, protégeant le filtre ou les soupapes de la chute de poussières, mais laissant passer l'air et la vapeur par effet de chicane [21].

Tous sont disponibles en une grande variété de tailles.

- **Matériaux**

- *Conteneurs en inox*

Ils sont robustes, tout en étant constitués de la même matière que les instruments de chirurgie, ce qui limite la corrosion [21]. Ils ont pour inconvénients leur poids et le risque de condensation, puisqu'ils sont peu propices aux échanges thermiques [59].

- *Conteneurs en aluminium*

Ils sont plus légers que les conteneurs en inox [21], mais moins résistants. Cependant, ils permettent des échanges thermiques plus rapides et limitent donc les risques de condensation [59].

- *Conteneurs en matériaux synthétiques*

Ils sont robustes, et limitent les risques de condensation, mais leur durée de vie est à vérifier [21]. Un fabricant a développé des boîtes en polycarbonate, matériau coloré mais transparent, ce qui permet la visualisation des instruments. Ces boîtes, celles de la Figure 11, sont uniquement utilisables à l'autoclave [7].

1.6.3. Modalités de conditionnement

Les instruments ne sont conditionnés que parfaitement propres, secs (y compris l'intérieur des instruments creux), et en bon état [120].

Quel que soit le type de conditionnement adopté, les instruments sont disposés sans être serrés (l'idéal étant de conserver un espace de 3 à 5 mm [120]), légèrement ouverts ou démontés, pour laisser circuler la vapeur d'eau ou les gaz [42] : les boîtes ne sont pas trop remplies [10]. Il existe des portoirs, pour maintenir les instruments en place, qui sont particulièrement utiles pour les instruments fragiles, comme ceux de microchirurgie. Les instruments les plus lourds ou les plus grands sont placés au fond, du conditionnement comme de l'enceinte de stérilisation [98]. Les plus fréquemment utilisés (pince, porte-aiguille...) peuvent être stérilisés à l'unité, en sachet pelable par exemple : ainsi, s'ils viennent à ne plus être stériles pendant une intervention (suite à une chute par exemple), leur remplacement n'entraînera pas l'ouverture d'une boîte complète, qui impose un délai de re-stérilisation pour son utilisation ultérieure [59].

Les textiles sont emballés sans les serrer, et disposés de telle manière à alterner l'orientation des fibres, pour permettre une meilleure pénétration de l'agent stérilisant (oxyde d'éthylène, vapeur d'eau...). Les textiles denses sont de préférence emballés individuellement [120].

L'emballage est réalisé de manière à être facile à débiller ou à identifier, sans nuire à sa stérilité : coins accessibles, bout de la bande adhésive replié sur lui-même... [120] Tous les paquets d'instruments doivent être identifiés et datés, si possible avec une date de péremption [42], de préférence sur le bord de l'emballage ou sur une étiquette. On peut également profiter de cette étiquette pour préciser le contenu des emballages opaques.

Quel que soit le mode d'emballage choisi, il est bon de ne pas trop le manipuler, avant, mais surtout après, stérilisation : les manipulations les plus dangereuses sont le pliage, l'écrasement ou la compression, qui peuvent induire des fuites dans le conditionnement (surtout ceux à usage unique), rompre les moyens de fermeture, ou

même causer une perforation de l'emballage [120].

1.7. Stérilisation

1.7.1. Rôle

La stérilisation consiste en la mise en œuvre d'un ensemble de méthodes et de moyens visant à éliminer par destruction tous les micro-organismes vivants de quelque nature et sous quelque forme que ce soit, portés par un objet parfaitement nettoyé (norme AFNOR, d'après [21]). Elle prend en charge le matériel une fois conditionné, ce qui permet de le stocker dans de bonnes conditions, et de le garder stérile.

Les différentes méthodes de stérilisation sont détaillées dans le paragraphe 2 : Méthodes de stérilisation disponibles, de cette même partie.

1.7.2. Efficacité

L'efficacité de la stérilisation dépend de [21] :

- La quantité de germes présents au début de la stérilisation : d'où l'importance de la pré-désinfection et du nettoyage
- Du contact de l'agent stérilisant avec les germes à détruire
- Du maintien des différents paramètres de stérilisation tout au long du cycle
- De la possibilité de l'emballage de se laisser traverser par l'agent stérilisant.

1.7.3. Circuit

Dans tout le circuit de stérilisation, on respecte le respect de la marche en avant, pour aller d'un instrument propre vers un instrument stérile, sans possibilité de contamination. Le chargement du matériel devrait ainsi se faire du côté conditionnement, le déchargement par la zone de stockage du matériel stérile [21], ce qui n'est pas réalisable en pratique avec les fours à chaleur sèche et les autoclaves utilisés en vétérinaire, puisqu'ils n'ont qu'une seule porte. On peut cependant respecter ce circuit en créant une "zone propre" à la sortie de l'appareil après stérilisation, par l'organisation, le rangement et le nettoyage des locaux.

1.8. Stockage et conservation de la stérilité

1.8.1. Méthode de stockage

Le matériel est contrôlé à la sortie du stérilisateur : un témoin de stérilisation qui n'a pas viré, un emballage froissé ou déchiré, une charge sortie humide de l'autoclave sont autant de raisons de considérer le matériel comme non stérile [46], et donc de le restériliser avant de le stocker (éventuellement après l'avoir reconditionné).

Si possible, les instruments une fois stérilisés sont stockés dans des armoires fermées, plutôt que sur des étagères ouvertes : dans ces conditions, la durée de conservation de la stérilité est plus longue, et les paquets ont moins de risques d'être mouillés [89]. Les systèmes de rangement doivent avoir une capacité suffisante, pour éviter tout entassement, toute surcharge et toute chute, pouvant nuire à l'intégrité des instruments et à la conservation de la stérilité ; de plus, aucun emballage ne doit être posé à même le sol, ou entrer en contact avec les murs, le plafond, ou les parois. Ils peuvent être organisés selon un système de classement. Les rayonnages de rangement sont de préférence lisses et sans angle aigu (surtout si le rayonnage est métallique), faciles à entretenir, et supportant l'usage répété des désinfectants [22]. Ils sont disposés à l'écart des lieux de passage, ainsi que des vestiaires, et les rayonnages sont placés loin des sources de lumière ou de chaleur, des systèmes anti-incendie (sprinklers), des canalisations de ventilation [120], ainsi que des produits corrosifs [98].

Le lieu de stockage, propre et sec [46], est dédié au stockage des objets stérilisés, et est suffisamment grand. Sa conception et son entretien permettent d'éviter la production et l'accumulation de poussières : surfaces lisses, sans recoins, plafonds étanches, matériaux faciles d'entretien. Les conditions de température sont stables, entre 15 et 25°C, tout comme les conditions d'humidité (entre 40 et 75% d'humidité), et les conditions d'éclairage évitent toute lumière directe : les UV décolorent et rigidifient les emballages, en augmentant la température des produits ; si le local possède des fenêtres, on peut les occulter [22].

Les objets stérilisés sont manipulés avec des mains et une blouse propres, et avec délicatesse, en évitant les piles hasardeuses, le froissement ou la perforation des emballages, etc... [22]

Le stock tourne, de manière à ce que le premier entré soit également le premier sorti [89]. On peut tenir à jour une liste des produits stérilisés présents, en vérifiant périodiquement les dates de péremption de la stérilisation [22].

1.8.2. Durée de stockage

1.8.2.1. En fonction de l'emballage

La péremption de la stérilité dépend de deux facteurs : le vieillissement du moyen de conditionnement, qui peut devenir perméable aux agents microbiens, et les conditions de stockage. Logiquement, les instruments devraient être stockés avant la stérilisation, pour ne pas avoir de souci de durée de péremption de la stérilité : ils seraient alors stérilisés au dernier moment. Cependant, pour des raisons de disponibilité du matériel, ce sont souvent les instruments stériles qui sont stockés [86].

▪ Durée imposée

En chirurgie humaine, la durée de validité n'était imposée par la législation que pour le papier crêpé : 1 mois, pour un double emballage, selon la Pharmacopée Française (recueil des normes utilisées pour les produits pharmaceutiques ; la stérilisation est gérée par les pharmaciens dans les hôpitaux humains). Cependant, cette loi a été supprimée [22] : il appartient donc à chacun de déterminer cette durée pour chacun des modes de conditionnement, en fonction des conditions réelles d'utilisation [21]. On peut trouver des estimations de durées de péremption de l'état de stérilité dans la littérature [11, 21, 59, 79], résumées dans le Tableau 4.

Procédé de stérilisation	Conditionnement du matériel	Péremption de la stérilité	
		Simple emballage	Double emballage
Poupinel	Sachets et gaines plastique	3 mois	12 mois
	Boîtes et tambours métalliques	1 à 2 jours	
Autoclave	Boîtes et tambours métalliques	1 à 2 jours	
	Conteneurs à filtre : - papier - textile - soupape	8 à 30 jours 30 à 90 jours 3 mois	
	Papier crêpé : - rayonnage ouvert - armoire fermée	1 semaine 3 semaines	3 semaines 8 semaines
	Feuilles en non-tissé		6 mois
	Sachets et gaines plastique	3 mois	12 mois
	Oxyde d'éthylène	Sachets et gaines plastique	3 mois
Irradiation	De 1 à 5 ans, en fonction de l'emballage (date de péremption sur l'emballage)		

Tableau 4 : Péremption de la stérilité, en fonction du conditionnement, d'après [11, 21, 59, 79]

▪ **Système d'évaluation de la durée de péremption de la stérilité**

Une grille, réalisée en Belgique (Tableaux 5), permet d'évaluer plus précisément la durée de conservation maximum, pour n'importe quel type de conditionnement, de moyen ou de lieu de stockage, grâce à un système de points [22] :

- pour le premier emballage, la valeur de ces points varie suivant la résistance de l'emballage : de 20 (pour le papier crêpé) à 210 (pour le conteneur).
- pour le second emballage, le papier crêpé demeure le moins résistant donc le moins côté (60 points)
- pour l'éventuel emballage de protection, contre la poussière..., les points vont de 250 (pour un emballage de protection clos quelconque) à 400 (pour un sac de

polyéthylène)

- pour les moyens de stockage, les chariots de soin, les étagères et les rayons ouverts ont reçu la valeur 0 ; tandis que les armoires fermées acquièrent 100 points
- enfin, pour les lieux de stockage, les couloirs valent 0 point tandis que les zones stériles (comme les blocs chirurgicaux) valent 300 points.

A la fin de l'évaluation, on additionne les différents points. Plus le nombre total de points est faible, plus la durée de stérilité sera faible (et inversement). En fait, on a remarqué que les durées obtenues grâce à la grille étaient proches de celles déterminées arbitrairement en pratique : de 24h à 5 ans.

Par exemple, pour des plateaux sains, emballés dans un double sachet plastique, stockés dans le service dans une armoire ouverte, le cumul des points s'élève à 230 points, ce qui correspond une durée de stérilité de 3 mois. Si on rajoute un emballage secondaire, la date de péremption est supérieure à 6 mois.

Cette grille d'évaluation des dates de péremption permet de les uniformiser, et elle est utilisable même dans les conditions les plus défavorables. Par contre, il faut toujours vérifier si elle est en accord avec les conditions de stockage, éviter toute fausse sécurité, et parfaire les conditions de stockage.

Il est ainsi intéressant de préciser la date de péremption de stérilité, et/ou la date de stérilisation, sur chaque paquet non destiné à un usage immédiat [41].

Type d'emballage	Nombre de points
Premier emballage	
▪ Papier crêpé	20
▪ Feuille non-tissé	40
▪ Sachet papier/papier	40
▪ Sachet papier/plastique	80
▪ Blister fermeture papier	80
▪ Blister fermeture renforcée	100
▪ Conteneur avec filtre ou soupape	100
▪ Conteneur + emballage interne non-tissé	210
Deuxième emballage	
▪ Papier crêpé	60
▪ Feuille non-tissé	80
▪ Sachet papier	80
▪ Sachet papier/plastique	100
▪ Blister fermeture papier	100
▪ Blister fermeture renforcée	120
▪ Conteneur	250
Emballage de protection	
▪ Sac polyéthylène hermétiquement clos	400
▪ Bouclier de protection (conteneur avec)	250
▪ Emballage de protection clos (bac, carton)	250
Total 1	
<i>Poursuivre les calculs si Total 1 > 50 points</i>	
Moyens de stockage	
▪ Chariot de soins	0
▪ Étagère ou rayon ouvert	0
▪ Armoire fermée, régulièrement entretenue	100
Lieu de stockage	
▪ Couloir	0
▪ Salle de soins	50
▪ Magasin de matériel	75
▪ Zone stérile (bloc chirurgical...)	300
Total 2	

Total 1+2	1-25	26-50	51-100	101-200	201-300	301-400	401-600	601-750	>750
Durée de validité de l'état stérile	24h	7 jrs	1 mois	2 mois	3 mois	6 mois	1 an	2 ans	5ans

Tableaux 5 : Evaluation de la durée de l'état stérile par des points, d'après [22]

1.8.2.2. En fonction des conditions de stockage

Cette méthode d'évaluation de la durée de stérilité complète la méthode précédente. S'ils sont emballés, stérilisés et manipulés correctement, les objets restent stériles tant que leur emballage reste étanche, c'est-à-dire tant qu'il n'est pas ouvert, mouillé, déchiré, ou abîmé de quelque manière que ce soit. Les dates de stérilisation sont précisées sur les emballages, avec éventuellement un numéro de lot, qui permet d'assurer la traçabilité des instruments. Les objets qui ne sont pas utilisés souvent sont entourés d'une couverture anti-poussière, qui est retirée ou nettoyée avant l'arrivée au bloc pour l'utilisation [120].

1.8.3. Stérilité au moment de l'utilisation

1.8.3.1. Conservation de la stérilité pendant l'intervention

Le principe de conservation de la stérilité pendant l'utilisation est simple : tout ce qui est stérile ne le reste que s'il n'est au contact que de surfaces stériles. Les instruments sont donc posés sur un champ stérile, par exemple sur un assistant muet, manipulés uniquement avec des gants stériles, et écartés à la moindre faute d'asepsie les concernant. Il est donc intéressant de prévoir des emballages individuels pour les instruments fréquemment utilisés, comme les porte-aiguilles ou les manches de bistouri ; ainsi, s'ils sont victimes d'une faute d'asepsie, leur remplacement n'entraînera pas l'ouverture d'une boîte complète, qui impose un délai de re-stérilisation pour son utilisation ultérieure [59].

Ces mesures se combinent avec une disposition et un déballage des instruments dans des conditions d'asepsie optimales.

1.8.3.2. Déballage du matériel

- **Vérification de l'état du conditionnement**

S'ils sont utilisés, les témoins de stérilisation présents à la surface de l'emballage sont vérifiés : une absence de virage indique que le paquet n'est pas stérile. Au contraire, un virage ne préjuge pas de la stérilité du contenu. Il convient alors de vérifier l'état extérieur : l'emballage est-il ouvert, déchiré, percé ? A-t'il été mouillé ? La date de péremption (si elle existe) est-elle dépassée ? La stérilité est alors compromise.

Si l'emballage est correct, on peut alors l'ouvrir et en sortir le matériel.

- **Ouverture du conditionnement**

Le matériel est déballé de manière à ne pas contaminer l'intérieur du paquet, et uniquement après que l'animal soit positionné sur la table, et recouvert des champs [120]. Les paquets lourds ou encombrants sont déposés sur un assistant muet avant d'être ouverts. Les paquets plus légers sont tenus dans la main gauche (pour les droitiers), pendant que la main droite les ouvre.

Si l'emballage est constitué de feuilles (champs, non-tissé, papier...), elles sont saisies par leurs bords, de l'extérieur, pour chacun des plis. Lorsque l'emballage est double, deux possibilités se présentent : un assistant non stérile peut ouvrir l'enveloppe extérieure seule, et laisser le soin au personnel stérile de défaire la couche interne, ou ouvrir les deux. Cette dernière solution semble plus judicieuse : l'enveloppe interne peut en effet être contaminée par des poussières et débris de la couche extérieure, et elle pourrait contaminer le personnel stérile. Dans le cas d'un paquet tenu à la main, les coins du papier sont tenus par la main sur laquelle celui-ci repose (comme le montre la Figure 14), pour éviter qu'ils ne se recourbent et contaminent le contenu [120].

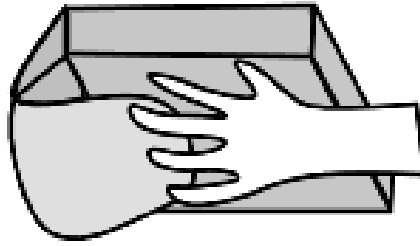


Figure 14 : Ouverture des paquets, vue de dessous

Pour les sachets papier et/ou plastique, ils sont simplement pelés, en les recourbant vers l'extérieur, de manière à ce que le bout déchiré (qui n'est pas stérile) ne vienne pas en contact avec le contenu [120], comme sur la Figure 15.



Figure 15 : Ouverture des sachets

L'ouverture des boîtes et conteneurs métalliques est encore plus simple ; il convient néanmoins d'attendre qu'elles soient froides avant de les ouvrir [46], et d'éviter de les tenir directement par leurs bords [120].

- **Disposition**

Les objets lourds ou encombrants sont présentés dans l'emballage ouvert à une

personne stérile, qui les retire de l'emballage avant de les poser sur une surface stérile (ex : assistant muet couvert d'un champ stérile, suffisamment grand pour le couvrir entièrement). Cette personne prend garde à ne pas toucher les emballages non stériles [120].

Le chirurgien dispose ensuite les instruments à sa convenance sur l'assistant muet, de manière à ne pas faire de pile, instable, qui risquerait de s'écrouler.

1.9. Matériaux utilisés pour l'instrumentation métallique et particularités

1.9.1. Instruments neufs

Généralement présentés dans des sachets en plastique, les instruments neufs doivent être déballés avant d'être stockés, afin de limiter la condensation. La plupart d'entre eux, et surtout ceux présentant une ou des articulations, sont recouverts d'un film de protection/lubrification, qui peut être constitué d'un mélange d'huile et de silicone : ils sont donc soigneusement lavés avant d'être stérilisés [98].

Pour ne pas les détériorer, les manipulations douces sont de rigueur : ils ne sont pas jetés ou poussés les uns sur les autres dans les boîtes, les objets les plus lourds sont placés au fond, et ils sont maniés individuellement ou par petits lots, plutôt qu'en pile hasardeuse. Les instruments fragiles sont traités séparément, les parties délicates sont protégées (extrémités, tranchants...) : il existe pour cela des embouts plastique autoclavables. Enfin, ils ne sont pas lavés (en machine ou par ultrasons), ou stérilisés, en même temps que des instruments corrodés, ou constitués de métaux différents [98].

1.9.2. Matériaux

Le type de métal utilisé pour la fabrication des instruments, ainsi que sa finition, ont un effet sur l'apparition de la corrosion et donc la durée de vie des instruments, mais également sur l'efficacité du cycle nettoyage-désinfection-stérilisation.

- **Acier inoxydable**

C'est le matériau le plus utilisé pour la fabrication des instruments de chirurgie. Le

fait qu'il soit "inoxydable" ne signifie pas qu'il est "inaltérable".

Il présente un certain nombre de propriétés le rendant apte à la fabrication des instruments : dureté, résistance à l'usure et à la corrosion, et capacité à être affûté pour obtenir un tranchant [42].

Alors que le chrome lui apporte la résistance à la corrosion, le carbone apporte la dureté à l'acier inoxydable. Les variations dans la teneur en carbone produisent des variations dans les caractéristiques de manipulation des instruments, ce qui permet aux fabricants d'ajuster la composition du matériau pour remplir des conditions particulières. Actuellement, la plupart des instruments sont fabriqués avec de l'acier inoxydable à forte teneur en carbone [42]. On trouve quatre grandes familles d'aciers inoxydables [93, 98], différenciées par leur composition chimique, qui conditionne leurs propriétés :

- les aciers **martensitiques** (12-17% de chrome, 0,1-1% de carbone, 0-2% de molybdène) : ils sont durs (après trempe), utilisés pour les instruments à fonction mécanique (tranchants). Ils présentent un très beau "poli", mais ils sont peu résistants à la corrosion face à l'action des désinfectants et de la stérilisation.
- les aciers **austénitiques** (16-25% de chrome, <0,15% de carbone, 7 à 25 % de nickel, 0-6% de molybdène et cuivre) : ce sont les plus connus. Ils sont très malléables à froid, et ils sont durcis par écrouissage, ce qui leur confère alors une bonne aptitude à la coupe. Ils sont principalement utilisés pour les instruments à fonction statique. Cependant, le durcissement n'est pas très important sur les nuances les plus résistantes à la corrosion, c'est-à-dire les plus riches en chrome.
- les aciers **ferritiques** (13-29% de chrome, <0,1% de carbone, 0-2% de molybdène), durcis à froid par écrouissage, économiques pour l'usage unique, mais peu résistants à la corrosion caverneuse dans les zones confinées.
- les aciers **austéno-ferritiques** (20-27% de chrome, <0,03% de carbone, 5-7% de nickel), durcis à froid, à résistance mécanique et à la corrosion élevées, mais inaptes à la fabrication d'outil de coupe, et donc peu connus en instrumentation chirurgicale.

Ces deux derniers types sont moins utilisés en instrumentation chirurgicale.

D'autres métaux sont également employés dans l'alliage, le nickel et le cuivre pour leur résistance à la corrosion en milieu acide, et le molybdène pour la résistance à la piquûre en milieu halogéné (notamment en présence d'ions chlorures) [93]. D'autres, enfin, sont employés pour constituer des inserts :

- **Tungstène**

Même si l'acier inoxydable est suffisamment dur pour garder un bord fin et résistant à l'usure, des inserts de carbure de tungstène viennent de plus en plus remplacer les surfaces de coupe et de prise en main. Ces inserts sont encore plus résistants et plus durs, prolongeant la durée de vie de l'instrument. Les inserts sont soudés au corps de l'instrument, mais cette soudure peut se fragiliser avec un usage répété ou la stérilisation. Les instruments abîmés ou dont les soudures laissent à désirer peuvent éventuellement être remplacés par le fournisseur, dans le cadre d'un programme de rajeunissement des instruments [42].

- **Titane**

Les bords fins et les surfaces de coupe nécessaires à la micro-chirurgie ont conduit à l'utilisation d'alliages de titane pour ce type d'instrumentation. Les alliages de titane peuvent présenter d'excellentes capacités de résistance à la corrosion et à la température, qualités appréciables pour des instruments de précision. Cependant, leur friabilité complique le procédé de fabrication, et impose une attention particulière pour l'utilisation et l'entretien : les consignes du fabricant pour l'entretien et la stérilisation d'instruments de micro-chirurgie en alliages de titane sont à suivre de près [42].

- **Acier chromé**

Avant que ne se généralisent des instruments en inox de coût raisonnable, un grand nombre d'instruments étaient fabriqués avec de l'acier au carbone chromé. Le chromage confère à ces instruments une résistance à la corrosion que n'a pas l'acier

au carbone seul. Malheureusement, il est très sensible à la détérioration précoce suite à une manipulation brutale ou l'exposition à des solutions acides. La rupture de la couche de chrome expose l'acier, qui se corrode. Les instruments ainsi abîmés pourraient être remis à neuf, et chromés de nouveau, mais leur remplacement avec des instruments en inox moins chers, de meilleure qualité et à durée de vie plus longue, est probablement la meilleure solution d'un point de vue sanitaire et économique [42].

1.9.3. Finitions

C'est la couche la plus externe de l'instrument, qui lui confère sa résistance aux fluides biologiques (tout en étant non toxique), et aux procédures de nettoyage, désinfection et stérilisation, donc à la corrosion. La résistance à la corrosion dépend à la fois de l'état de la surface, mais également de sa nature : couche de passivation, plaquage de chrome ou de nickel (qui ne sont plus utilisés pour les instruments chirurgicaux modernes)...

Même s'il est inutile de chromer les instruments en inox, leur résistance à la corrosion est améliorée par le procédé de **passivation**. Ce procédé utilise de l'acide nitrique pour enlever tous les matériaux étrangers présents à la surface de l'inox, tout en formant une fine couche d'oxyde de chrome : pour l'obtenir, l'inox doit ainsi contenir du chrome (au moins 11,5%, puisque la solidité de cette couche de passivation augmente avec la teneur en chrome) [42]. Cette couche de passivation s'entretient seule au contact de l'oxygène de l'air, à condition de ne pas être lésée, par des chocs, ou un gravage, par exemple [93].

Les instruments sont disponibles en plusieurs **aspects de surface**, qui n'ont pas de relation avec la couche de passivation : plus le grain de la surface est fin, meilleure est la résistance à la corrosion [42]. Une surface très polie, qui ressemblait au chromé, était traditionnellement utilisée pour sa résistance aux taches et à la décoloration. Elle a récemment été remplacée par une texture satinée, moins

brillante, obtenue par des techniques de sablage ou d'abrasion. Elle réduit la réflexion de la lumière, et donc la fatigue oculaire. Une finition noire, qui vise le même but, est aussi disponible. L'électroplaquage des anneaux des instruments avec de l'or ne fait pas grand-chose pour améliorer leur préhension, mais est reconnu comme un symbole d'une instrumentation de bonne qualité [93].

2. Méthodes de stérilisation disponibles

Les méthodes de stérilisation sont extrêmement diverses, et leur choix est complexe. Certains moyens historiques sont abandonnés (comme le flambage à l'alcool ou l'ébullition), d'autres sont en plein essor, par exemple la chaleur humide, et d'autres enfin commencent à se développer, par exemple les procédés plasma. Cette partie les présente par type : d'abord les méthodes physiques, puis chimiques, et enfin mixtes, alliances entre méthodes physiques et chimiques.

2.1. Moyens physiques de stérilisation

Il existe plusieurs moyens physiques de stérilisation, les plus connus étant la chaleur sèche et la chaleur humide, mais on peut aussi citer la filtration, pour les liquides, ainsi que l'emploi de radiations, comme les radiations gamma ou même les micro-ondes comparables à celles produites par un four à micro-ondes domestique : tous les moyens physiques de stérilisation disponibles sont présentés dans le Tableau 6.

Méthode	Equipement	Applications	Inconvénients
Chaleur sèche	Four de type PoupinelND	Instruments métalliques	Non utilisable pour les dispositifs sensibles à la chaleur Inutilisable sur la plupart des optiques Temps de stérilisation important
Chaleur humide	Autoclave	Instruments métalliques Textiles	L'usage répété peut abîmer les tranchants délicats Non utilisable pour les dispositifs sensibles à la chaleur Inutilisable sur la plupart des optiques
Filtration	Divers	Fluides	Surtout pour de petits volumes Retire les particules, mais pas les toxines
Radiations	Source de radiations gamma puissante et très protégée.	Uniquement industriels. Stérilisation d'articles à usage unique et d'implants.	Cher. Potentielle exposition aux radiations. Peut altérer certains plastiques et médicaments.
Ondes	Four à micro-ondes domestique	Petits objets (sondes urinaires...)	Peu défini. Application limitée.

Tableau 6 : Moyens physiques de stérilisation, d'après [41]

2.1.1. Chaleur sèche : "Poupinel"

2.1.1.1. Principe

La chaleur sèche tue les micro-organismes en combinant l'oxydation des protéines, par l'oxygène de l'air, et l'enlèvement de l'eau, indispensable au maintien de la structure protéique [41]. Ceci s'effectue dans une enceinte portant le nom de son promoteur, le docteur Poupinel [21], à une température comprise entre 160°C et 180°C. Le stérilisateur de type PoupinelND ressemble à un four ménager, non vitré et hermétique, muni de grilles permettant d'y déposer les paquets à stériliser [47], comme représenté par la Figure 16.



Photo ENVVT



Photo Centravet

Figure 16 : Intérieur et extérieur d'un four de type PoupinelND

Le four de type PoupinelND doit présenter certaines qualités, pour permettre d'avoir de bonnes conditions de stérilisation [59] :

- Garantir une répartition homogène de la chaleur dans l'enceinte, par exemple avec un système de ventilation ("chaleur pulsée")
- Atteindre et maintenir la température nécessaire, et affichée, pendant toute la durée nécessaire à la stérilisation

- Assurer un chargement permettant le passage de l'air : le surchargement est à éviter.

2.1.1.2. Paramètres de stérilisation

Deux paramètres sont à prendre en compte : le temps de stérilisation et la température. 30 minutes à 170°C suffisent à détruire tous les micro-organismes, même les spores bactériennes les plus résistantes [10], mais on trouve également d'autres couples temps-température, rassemblées dans le Tableau 7 :

Temps	24h	4h	3h	2h30'	2h	1h	30'
Température	125°C	140°C	140°C	150°C	160°C	170°	180°C

Tableau 7 : Couples temps-température utilisables en chaleur sèche, d'après [21, 79]

Les trois valeurs grisées correspondent aux recommandations de la Pharmacopée française, et sont les plus utilisées.

Le temps de stérilisation est décompté à partir du moment où la température est atteinte dans l'ensemble de la charge [59], et y est homogène : le cycle total est donc plus long que les temps précisés ci-dessus. Pour obtenir ce palier de stérilisation, il est nécessaire de maintenir le fonctionnement de l'appareil pendant plus longtemps, entre 1h et 1h30. Pour obtenir 30 minutes à 180°C dans l'ensemble de la charge [10], on maintient la température de 180°C pendant 90 minutes.

Le problème est qu'aucun four ne donne d'indication sur l'homogénéité de la température, et que l'air est un mauvais fluide caloporteur. Comme les objets sont entourés d'un "coussin d'air", surtout s'ils sont emballés, et que la paroi du conditionnement constitue un obstacle supplémentaire au passage de la chaleur, ils ne sont pas toujours portés à une température suffisante pour la stérilisation [59].

2.1.1.3. Utilisation

- **Objets stérilisables par cette technique**

La chaleur sèche ne peut s'utiliser que sur les matériaux supportant des températures élevées, comme les instruments métalliques, la verrerie, et éventuellement les compresses [10]. Elle détériore trop les textiles pour un usage fréquent ; l'utilisation sur les compresses n'est possible que du fait de leur usage unique. Elle peut même émousser les tranchants [46], bien que ce ne soit pas toujours le cas (aucun effet sur des inserts en acier inoxydable [112]), et bien évidemment fait fondre les plastiques et caoutchoucs [11]. Cette méthode n'est donc pas la meilleure, même si elle est encore couramment pratiquée dans les cliniques vétérinaires.

- **Particularités de conditionnement**

On ne peut bien sûr utiliser que des matériaux résistants à des températures élevées. Les conteneurs métalliques sont les plus employés, mais il existe également des sachets ou des gaines spécifiques pour Poupinel, telle celle représentée par la Figure 10, qui ne sont pas pelables, et ne s'ouvrent donc qu'avec des ciseaux, d'où un risque de contamination [11].

Lors de la stérilisation, l'air chaud contenu dans les boîtes se dilate, et s'en échappe. Lors du refroidissement, l'air se contracte, et de l'air froid peut alors rentrer dans les boîtes, source de contamination potentielle. Il faudrait ainsi attendre que le contenu du four ait complètement refroidi avant d'en sortir les boîtes, ce qui n'est pas toujours réalisable si les instruments sont utilisés en rotation au cours de la journée [79], et utiliser du ruban adhésif pour les fermer à leur sortie du four [11].

▪ **Chargement**

L'air est un mauvais conducteur de chaleur. Cette mauvaise conduction est aggravée par une surcharge du "Poupinel", ou lorsque les charges sont mal réparties : les boîtes ne doivent pas être trop serrées, ni toucher les parois du four [10].

La chaleur sèche n'est plus utilisée en chirurgie humaine actuellement, de par ses inconvénients, du fait de l'avènement de nouvelles méthodes de stérilisation, et surtout parce qu'elle est inefficace sur les ATNC (Agents Transmissibles Non Conventionnels, ou prions) [12]. Il n'est techniquement pas possible de mettre un capteur de température au cœur de la charge : il y aura donc un décalage entre la température indiquée et celle réellement obtenue à cœur [21]. De plus, le temps nécessaire est considérablement plus long que pour d'autres méthodes de stérilisation.

2.1.2. Chaleur humide : autoclave

C'est la technique la plus sûre et la moins onéreuse en pratique hospitalière, mais l'installation ainsi que l'utilisation sont soumises à des règles strictes.

2.1.2.1. Principe

La stérilisation par la chaleur humide aboutit à une hydrolyse des protéines bactériennes par action conjuguée de la chaleur, de l'humidité, et d'une pression élevée, qui permet d'atteindre des températures de vapeur d'eau saturante plus hautes qu'à pression atmosphérique [41]. L'autoclave, enceinte dans laquelle a lieu cette stérilisation, doit donc être capable de supporter de fortes pressions [79].

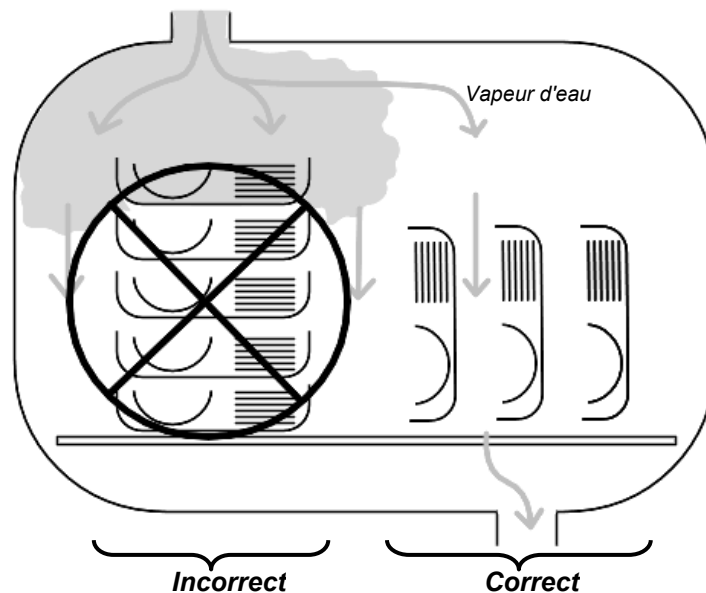


Figure 17 : Chargement d'un autoclave, d'après [41]

Il apparaît que, en présence d'eau, l'élimination des bactéries se fait plus rapidement et à une température plus faible qu'avec la chaleur sèche ; il en est de même pour les spores [89]. Le processus semble réversible dans ses premiers stades [14] : si la stérilisation est arrêtée trop tôt, les micro-organismes ne sont pas tués.

La vapeur est plus légère que l'air, et remplit donc l'enceinte à partir du haut [41]. La pression de vapeur force la vapeur vers le bas. Dans les autoclaves sans pompe à vide d'air : les containers sont disposés de manière à laisser la vapeur circuler. On peut schématiser cela en imaginant que la vapeur est une cascade, qui ruisselle du haut vers le bas, exactement comme de l'eau : le grand axe des emballages est vertical, le chargement est espacé, et les objets creux sont posés sur le côté ou à l'envers, pour limiter la formation de poches d'air [41], comme le montre la Figure 17. De plus, les paquets ne doivent pas être trop comprimés lors de leur réalisation, surtout ceux de textiles, pour que la vapeur puisse les pénétrer. L'existence de pompe à vide d'air dans les autoclaves plus récents permet d'éviter bon nombre de ces restrictions de chargement, puisque l'air contenu dans les objets creux, textiles... est éliminé, et ne s'oppose donc pas à la pénétration de la vapeur, qui doit venir au contact des objets pour les stériliser. L'air est un effet un mauvais conducteur thermique, et dans un autoclave contenant 25% d'air, le temps nécessaire à la chaleur pour pénétrer au centre de la charge peut être multiplié par quatre [11].

A la différence de la chaleur sèche, qui brûle les micro-organismes après une phase d'augmentation de température, la vapeur d'eau "rend" sa chaleur (chauffe les micro-organismes, donc) en se condensant au contact des objets à stériliser, qui deviennent légèrement humides au cours du cycle [89].

- **Intérêts**

- La chaleur humide a une excellente action sur les bactéries, spores, virus, champignons, et même prions : c'est le mode de stérilisation le plus fiable [14]
- Son coût de revient est faible [41]
- La vapeur d'eau est facile à obtenir [59]

- Elle ne produit pas de résidu toxique [41]
- Elle pénètre plus rapidement que la chaleur sèche dans les matériaux poreux : l'eau est un meilleur fluide caloporteur [59]
- Elle permet de stériliser presque tout le matériel chirurgical, sauf certains plastiques, et les moteurs électriques chirurgicaux (les instruments métalliques, compresses, textiles, blouses, gants, drains en caoutchouc, moteurs pneumatiques... peuvent être stérilisés par cette méthode) [10].

Tout ceci fait que c'est un procédé à employer en première intention.

▪ Restrictions

L'**air** doit être éliminé en totalité de l'enceinte, puisque sa présence entraîne deux inconvénients [89] :

- Si la vapeur d'eau est mélangée avec de l'air, elle n'est plus saturante, et on ne peut atteindre les mêmes températures qu'avec de la vapeur d'eau seule. Les conditions de stérilisation ne sont donc pas respectées (température, humidité...) Une enceinte ne contenant que de la vapeur d'eau (saturante, donc), à 2 bars, est à 134°C. Avec 33% d'air, à la même pression, la température n'est plus que de 129°C [51].
- De plus, l'air et la vapeur d'eau saturante ne se mélangent pas bien, et il peut persister des poches d'air, par exemple dans les objets creux. Comme l'air est plus un isolant thermique qu'un conducteur de chaleur, ces poches empêchent le contact entre l'objet à stériliser et la vapeur, contact qui est indispensable à la stérilisation.

Toutes les **surfaces à stériliser** doivent être **exposées à la vapeur**. La présence de poches d'air, l'utilisation de récipients hermétiques (tambours avec des guichets fermés, par exemple), ou la présence de corps gras à la surface des matériaux à stériliser, sont les principales restrictions à la stérilisation avec un autoclave [41]. Les

petits objets peuvent être placés dans un tube dont les extrémités sont obturées avec du coton, laissant passer la vapeur mais pas les micro-organismes [89].

Les autoclaves répondent à une **réglementation stricte**, pour ce qui est de leur installation (décret ministériel du 2 avril 1926). Cette réglementation ne s'applique qu'au dessus d'une certaine capacité (supérieure à 25 L et/ou pression supérieure à 2,5 bars pour un vase clos, de type Lequeux, ou générateur supérieur à 25 L et récipient supérieur à 100 L, pour un groupe de stérilisation, avec générateur séparé, fournissant de la vapeur à une enceinte), nécessitant alors [79] :

- Une autorisation d'installation, à demander à la préfecture
- Une mise à l'épreuve et ré-épreuve obligatoire dans un délai prescrit (10 ans), contrôlée par un organisme agréé (APAVE le plus souvent), comprenant une épreuve hydraulique et un re-timbrage de l'enceinte.
- Une visite annuelle par ce même organisme.

Alors qu'ils sont prévus pour une utilisation entre 2 et 3 bars, les autoclaves sont éprouvés par le service des Mines à une pression double de celle d'utilisation [11]. Les autoclaves de capacité inférieure ou égale à 24L sont soumis à une réglementation beaucoup moins lourde [54].

Les normes (qui s'intéressent à l'autoclave en fonctionnement) n'existent que pour les autoclaves de volume supérieur à 54L (NF EN 285), même si un projet est en cours pour les plus petits (prNF EN 13060) [56].

Cette réglementation, contraignante, est mal adaptée à l'exercice quotidien en médecine vétérinaire, où les autoclaves sont de plus petite taille que ceux utilisés dans les hôpitaux humains (en général, entre 20 et 40L [92]).

2.1.2.2. Types d'autoclaves

La plupart des autoclaves modernes diffèrent principalement par la manière dont ils évacuent l'air de la chambre de stérilisation [89]. On en distingue trois types principaux :

- **Type N**

Il ne dispose pas de pompe à vide : on l'appelle aussi *autoclave à déplacement par gravité* (de la vapeur), son ancien nom était *désinfecteur à vapeur d'eau* [21]. Dans cet autoclave, la vapeur est introduite sous pression par le haut ; comme elle est plus légère que l'air, elle "flotte" dans la zone supérieure, et comprime l'air dans le bas, avant qu'il soit évacué, toujours par le bas, grâce à une valve thermostatique, avec le condensat, comme le montre la Figure 17. Son cycle est représenté par la Figure 18. C'est avec ce genre d'autoclaves que le danger de persistance d'air dans la chambre est le plus grand [89].

La plupart des autoclaves de ce type sont également équipés de condenseurs, de pompes à air, et de systèmes d'éjection, qui aident à l'extraction de l'air, dont l'efficacité peut être mesurée par la température du gaz extrait. Une fois que tout l'air "pur" a été éliminé, et remplacé par de la vapeur, la température indiquée monte pour atteindre la température de la vapeur. La vapeur la plus froide, c'est-à-dire la plus chargée en air, est celle qui est éliminée : on a ainsi accès à la température de la zone la plus froide de l'enceinte, alors qu'un thermomètre placé à l'intérieur ne donnerait qu'une valeur ponctuelle de température, sans lien réel avec la température de l'ensemble [89].

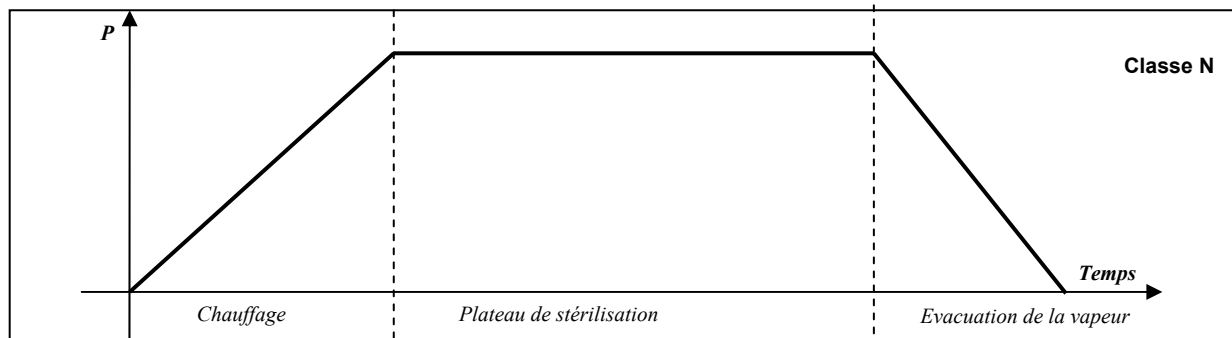


Figure 18 : Profil d'un cycle de stérilisation effectué avec un autoclave sans pompe à vide d'air, [56]

L'autoclave de type N permet de stériliser des objets de forme pleine, non emballés, destinés à un usage immédiat – *stérilisation extemporanée* - (ex : autoclave utilisé en stérilisation d'urgence, lors d'une faute d'asepsie, et devant être placé à proximité du lieu d'utilisation !!!), ou si transport il y a, à une utilisation non stérile : les objets ne sont pas secs à la sortie, et ne peuvent être utilisés que dans un laps de temps très court (1 à 2 heures après la stérilisation). Il ne peut être employé pour stériliser des matériaux poreux (tissus...), ou des instruments creux (sondes, tuyaux...), contenant de l'air ne pouvant être éliminé par la descente de la vapeur par gravité [59].

▪ Type S

Il est équipé d'une pompe à vide, avec une seule phase de vide [21] : son cycle est représenté dans la Figure 19. L'air est évacué de l'enceinte avant la pénétration de la vapeur. Ce système élimine le temps de retard lié au déplacement de l'air par la vapeur des autoclaves de type N, ce qui permet de réduire le temps total de stérilisation : la vapeur pénètre la charge quasiment instantanément, ce qui permet de faire des stérilisations en urgence ("flash"), en cas de rupture d'asepsie. De plus, il limite les problèmes liés à la présence d'air [89].

Il permet la stérilisation des produits emballés (sachets ou boîtes spéciales autoclave), et des produits creux peu profonds, à cavités larges [56]

Il ne permet pas la stérilisation d'objets poreux, de compresses ou de textiles ; l'air contenu dans ces objets n'est pas suffisamment évacué par l'unique phase de vide.

▪ Type B

Cet autoclave dispose également d'une pompe à vide, et réalise un vide fractionné (en plusieurs fois) [21]. En fait, c'est un système à vapeur pulsée : la vapeur est envoyée jusqu'à ce que la pression à l'intérieur de l'enceinte atteigne une valeur prédéfinie, puis l'enceinte est vidée pour atteindre une pression minimale, avant la salve de vapeur suivante. Le temps requis pour évacuer l'air de l'enceinte dépend de l'amplitude ou de la force de chaque salve de vapeur, et du temps accordé à chaque salve. Même si la durée du cycle total pour ce type d'autoclave est supérieure à celle des autoclaves de classe S, elle est considérablement inférieure à celle des autoclaves de classe N [89].

Ce système permet donc de tout stériliser :

- produits solides emballés (sachets ou boîtes spéciales autoclave)
- textiles
- objets creux quelque soit la forme (sonde etc...)

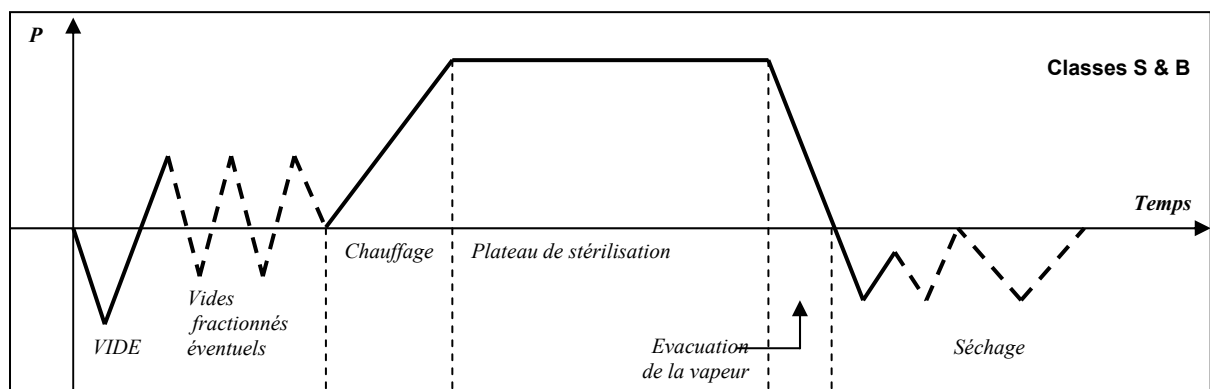


Figure 19 : Profil d'un cycle de stérilisation effectué à l'aide d'un autoclave avec pompe à vide, [56]

2.1.2.3. Paramètres de stérilisation

3 paramètres sont à prendre en compte pour la stérilisation à l'autoclave [21] :

- Pression
- Température
- Temps de stérilisation

Dans une enceinte totalement close (volume fixé), l'augmentation de la température de la vapeur d'eau saturée entraîne également une augmentation de la pression. Autrement dit, à une pression donnée, il n'existe qu'une seule température possible pour la vapeur d'eau saturée (donnée par les tables de Regnault, publiées en 1857). Les manomètres des autoclaves sont gradués en bar, avec une valeur en pression relative, le zéro correspondant à la pression atmosphérique [51] : par exemple, à 1 bar (valeur indiquée par le manomètre), la température de la vapeur d'eau saturée est de 120,2°C, et à 2 bars, 133,5°C.

La pression en elle-même n'ayant pas d'effet sur la destruction des micro-organismes, on ne la fait augmenter que pour atteindre une température supérieure [89]. Avec de la vapeur d'eau saturante, 20 minutes à 120°C suffisent à tuer tous les micro-organismes, même les spores bactériennes les plus résistantes [10]. En pratique, en chirurgie humaine, on utilise les valeurs reportées dans le Tableau 8 :

Caoutchouc et matériel thermo-sensible	125°C	20 min.	1,3 bars
Cycle de stérilisation, instruments ou linge	134°C	10 min.	2,1 bars
"Cycle prion" : services à risques (neuro-chir, ORL-OPH)	134°C	18 min.	2,1 bars

Tableau 8 : Paramètres de stérilisation par la chaleur humide, d'après [21]

De la même manière que pour la chaleur sèche, le temps précisé ci-dessus correspond au plateau de stérilisation [56], et est décompté à partir du moment où la

température à la sortie atteint la température nécessaire ; le cycle entier est plus long. Par exemple, pour un temps de stérilisation de 18 minutes à 134°C, il faut compter un cycle de 1h.

On trouve également d'autres valeurs dans la littérature, rassemblées dans le Tableau 9. Les temps de stérilisation varient en fonction de la température, évidemment, mais aussi de l'emballage : malgré le vide d'air, la vapeur met plus de temps pour atteindre la surface des instruments que lorsque l'emballage est absent, il faut donc adapter la durée.

	Instruments emballés			Instruments non emballés	
Temps	20 min	15 min	5 min	15 min	3 min
Température	121°C	126°C	134°C	121°C	131°C

Tableau 9 : Couples temps-température utilisables en chaleur humide, d'après [59, 79, 89, 102]

2.1.2.4. Particularités de conditionnement

Il existe des sachets et gaines à découper et thermosceller spécifiques pour autoclave (Figure 8 et Figure 9). Ils sont différents de ceux employés pour la chaleur sèche. Les papiers crêpés spéciaux peuvent également être utilisés [10], ainsi que des containers à guichets, qui sont stérilisés avec les guichets ouverts [120], et refermés dès la fin du cycle [10], comme le montre la Figure 13.

Les instruments creux ou cylindriques peuvent être irrigués avec un peu d'eau, qui va se vaporiser pendant la stérilisation à chaleur humide, et ainsi chasser l'air contenu dans le creux (cette technique est intéressante surtout pour les autoclaves de classe N) [120].

2.1.2.5. Cycle total

Le déroulement du cycle total est représenté par la Figure 18 et la Figure 19, en fonction du type d'autoclave.

- **Chargement** : les objets creux sont placés avec le côté creux sur le côté ou vers le bas, les paquets d'instruments verticalement, et les textiles avec leurs plis verticaux, pour que la vapeur puisse se glisser entre les épaisseurs, au lieu de les traverser. De l'espace est laissé entre les différents paquets [89], éventuellement les sachets papier/plastique peuvent être accolés par leurs faces plastique, les faces papier laissant seules entrer la vapeur. Une charge ne comprend que des objets constitués d'un même métal, pour limiter les risques de corrosion [121]. Une surcharge de l'appareil entraîne une répartition de la vapeur aléatoire, donc une stérilisation défailante, ainsi qu'un séchage insuffisant [36].

- **Prétraitement avant la montée en température**, très court si l'autoclave possède une pompe à vide. Il peut être divisé en plusieurs temps [11] :
 - ▶ Un *temps de chauffage*, qui correspond à la montée en température des parois, puis au début de la production et de la circulation de la vapeur d'eau à 100°C
 - ▶ Un *temps de ventilation*, pendant lequel tout l'air est expulsé
 - ▶ Un *temps de montée* en température de l'intérieur de la chambre, jusqu'à atteindre la température de stérilisation
 - ▶ Un *temps d'introduction de la vapeur*, sous pression [59]
 - ▶ Un *temps d'équilibrage*, où la température de la charge s'équilibre progressivement avec celle de la vapeur

- **Atteinte du plateau thermique** : c'est le *temps de stérilisation*, précisé dans les paramètres cités précédemment [21]

- **Post-traitement :**

- ▶ D'abord une *mise sous vide* de l'enceinte, avec évacuation de la vapeur, ce qui permet de sécher et de refroidir la charge
- ▶ Puis *retour à la pression atmosphérique*
- ▶ Et pour finir *déchargement* de l'autoclave, après vérification des dispositifs de contrôle de la stérilisation

La durée totale du cycle peut varier en fonction de la charge (quantité et qualité) totale de l'autoclave : la phase d'équilibrage est alors plus ou moins longue [11]. Par exemple, les gros paquets de textiles nécessitent 30 minutes à 121°C dans les autoclaves de type N, et 4 minutes à 121°C dans les autoclaves avec pompe à vide [89]. La remise en route de l'autoclave juste à la fin d'un cycle diminue la durée du nouveau cycle, puisque les parois n'ont pas eu le temps de refroidir [11].

2.1.2.6. Déchargement

On laisse refroidir les paquets de préférence dans l'autoclave, sinon sur des grilles, le plus espacés possible [120] : l'empilage favorise l'apparition de la condensation entre deux paquets, et donc une éventuelle contamination [121].

2.1.2.7. Entretien des autoclaves

- **Préventif :**

- *Entretien hebdomadaire*

L'utilisation d'eau déminéralisée, à chaque utilisation, est impérative, pour éviter les dépôts calcaires. Malgré cela, pour éliminer les quelques dépôts qui auraient pu se produire, il convient de nettoyer la chambre et le réservoir à l'eau acide, environ une fois par semaine (périodicité à faire varier en fonction de la fréquence d'utilisation). Le filtre est également nettoyé régulièrement, en fonction des indications du fabricant. Les surfaces extérieures sont désinfectées en même temps que le reste des surfaces du bloc [47].

- *Entretien périodique*

Le calendrier d'entretien est défini par le constructeur, en fonction du nombre de cycles (grande structure fonctionnant intensivement), ou sur une périodicité fixée (petite structure). Différents contrôles sont effectués, ils sont indiqués par le constructeur [21]. Les opérations de maintenance sont à prendre en compte dans le contrôle de stérilisation (un autoclave non entretenu peut avoir des dysfonctionnements, même si les paramètres semblent corrects) ; l'autoclave ne devrait pas être utilisé tant que les opérations de maintenance nécessaires n'ont pas été effectuées [4].

- **Interventions sur panne (entretien curatif) :**

Ce type d'intervention peut être organisé par le fournisseur ou sous-traité [21].

2.1.3. Ebullition

Même si on peut la considérer comme une forme de chaleur humide, l'eau bouillante, à pression atmosphérique, n'atteint pas une température suffisante pour détruire les spores, même si les formes végétatives des bactéries sont détruites après 30 minutes à 100°C, soit dans de l'eau en ébullition, soit dans la vapeur d'eau [11]. Autres inconvénients, les instruments en sortent humides, et doivent être utilisés immédiatement. L'utilisation d'une eau dure peut de plus conduire à un dépôt calcaire à la surface des instruments [11]. Son usage n'est donc pas recommandé pour la stérilisation [41], même si à la rigueur on peut l'utiliser pour désinfecter [89], en ajoutant éventuellement du borate de soude (qui améliore l'efficacité, en faisant augmenter la température d'ébullition de 5°C, et en dégraissant les instruments [11]), dans les conditions citées précédemment [9].

2.1.4. Flambage à l'alcool

Le flambage consiste à verser de l'alcool dans un plateau métallique où sont disposés les instruments, et à y mettre le feu [11]. Cette méthode est inefficace : la durée est nettement inférieure au temps nécessaire pour avoir une vraie stérilisation [11]. De plus, il se forme une mince couche d'air entre la flamme et la surface de l'instrument, qui suffit à protéger les micro-organismes présents. Cette technique peut être dangereuse, surtout si elle est effectuée à proximité de produits inflammables [97]. Elle est donc à proscrire [9].

2.1.5. Radiations

Les radiations sont un moyen sûr et efficace de stérilisation des dispositifs médicaux, et ne nécessitent le contrôle que d'un seul paramètre : la dose de radiations. Elles sont très utilisées à cette fin en milieu industriel, pour la préparation de divers matériaux qui ne supportent pas les autres moyens de stérilisation, physiques ou chimiques. En plus de produire des objets stériles immédiatement utilisables, elles permettent la stérilisation d'objets conditionnés dans leur emballage définitif [41], celui dans lequel ils seront commercialisés. Cet emballage devra obligatoirement comporter le nom et l'adresse de l'établissement de stérilisation, la dose minimale de rayonnement absorbée, la date de stérilisation, le numéro de lot de stérilisation, la date limite de stérilité [59].

Les installations très lourdes nécessaires à ce mode de stérilisation les rendent inutilisables en pratique vétérinaire courante, même si elles sont très employées dans l'industrie (pour les gants, les casques et les champs à usage unique [120], mais également les seringues, les lames de bistouri... [11]).

Les **radiations ionisantes** sont constituées de photons, qui ionisent les molécules présentes dans ou aux alentours des micro-organismes ainsi bombardés, qui sont alors tués par les radicaux libres destructifs et les molécules activées ainsi formés [41]. Elles sont également à l'origine de lésions des protéines et des acides nucléiques, conduisant au blocage du développement cellulaire [59]. Ces effets sont obtenus sans génération excessive de chaleur, ce qui rend ce mode de stérilisation utilisable pour des objets ne supportant pas des températures élevées [41]. Les rayons utilisés sont les **rayons γ** , émis par une source de cobalt 60 ou de césium 137. La stérilisation est obtenue par l'absorption de 25 kiloGray (kGy) [9]. L'ionisation par **faisceau d'électrons (rayons β)** est également utilisée, aux mêmes doses (25 kGy), à l'aide d'électrons accélérés à la vitesse de la lumière par un canon à électrons. L'avantage est un temps de stérilisation plus court (quelques minutes, contre environ 24 heures [122]), un prix de revient plus faible, et une mise en marche/arrêt des installations plus rapides, ainsi que l'absence de source radioactive [90]. Par contre, la pénétration des rayons dans la charge est plus hétérogène. Cette

technique est donc utilisée pour des objets homogènes, ou de faible épaisseur.

Quelque soit le type de radiation utilisé, **l'effet bouclier** du matériau à stériliser vis-à-vis des micro-organismes est important à prendre en compte. Les objets en métal sont les plus connus pour cet effet, mais presque tous les matériaux le produisent dans une certaine mesure.

En raison de toutes les limitations et complexités impliquées dans l'utilisation des radiations ionisantes, leur application en dehors de l'industrie restera probablement limitée pour un certain temps.

2.1.6. Micro-ondes

Au contraire de ces radiations ionisantes, les micro-ondes chauffent l'objet à stériliser. En plus de cette chaleur, elles ont aussi un effet bactéricide à travers d'autres mécanismes, non encore élucidés. La production de chaleur peut cependant être jugulée (avec un récipient d'eau ou l'utilisation de matériau absorbant les micro-ondes), et l'utilisation de fours micro-ondes domestiques a été rapportée pour la stérilisation de certains matériaux (sondes urinaires, matériel dentaire) : 2450 MHz pendant 8 minutes semblaient suffire à tuer les micro-organismes [101].

L'effet bouclier peut être contourné dans la stérilisation par micro-ondes en utilisant un système de rotation en trois dimensions, système qui n'est pas très répandu [41].

Même si cette technique semblait prometteuse d'un point de vue pratique, au moment où cet article a été publié (1985), pour la stérilisation de petits objets bien choisis, dans des conditions de tous les jours [101], elle n'est pas encore reconnue. A l'époque, il restait encore à approfondir les méthodes d'exposition, les niveaux d'énergie, les temps d'action, mais également les moyens de contrôle de stérilisation, avant que son utilisation ne puisse se généraliser [41]. Nulle autre étude n'est parue depuis sur le sujet : on ne peut conseiller cette méthode pour la stérilisation.

2.2. Moyens chimiques de stérilisation

2.2.1. Oxyde d'éthylène

C'est un excellent moyen de stérilisation, utilisable sur quasiment tout le matériel, y compris les matériaux ne supportant pas la chaleur. Il nécessite cependant un matériel sophistiqué et coûteux. L'oxyde d'éthylène est toxique, et son utilisation est très réglementée [11].

2.2.1.1. Propriétés

- **Agent stérilisant**

C'est un éther simple, cyclique, gazeux à température ambiante : il se liquéfie à 10,5°C et se solidifie à -111,3°C. Il est explosif et inflammable en mélange avec de l'air : un mélange contenant seulement 3% d'oxyde d'éthylène peut brûler [89]. Il est donc fourni sous forme de mélange avec un gaz porteur : fréon ou dioxyde de carbone, le seul utilisé actuellement [41]. Cependant, du fait d'un poids atomique différent, l'oxyde d'éthylène et le dioxyde de carbone ont tendance à se séparer dans les containers de stockage : les derniers 20% ne contiennent ainsi pas forcément assez d'oxyde d'éthylène pour assurer la stérilisation. Ceci ne se produisait pas avec le fréon [89].

Les variations spécifiques pour la manipulation en toute sécurité de l'oxyde d'éthylène doivent se baser sur les recommandations du fabricant [41].

- **Intérêt**

Du fait de son état gazeux, il diffuse rapidement et pénètre facilement les objets à stériliser, qui peuvent ainsi être emballés [89]. Il permet la stérilisation à des températures tolérées par quasiment tous les matériaux, et il est notamment actif à température ambiante, ce qui en permet l'utilisation sur des matériaux qui ne supporteraient pas la chaleur humide ou sèche, notamment les objets de soins constitués de hauts polymères thermosensibles, devant être stérilisés à basse température (inférieure à 70°C) [21].

- **Mode d'action**

Il intervient comme agent alkylant, tuant les micro-organismes en interférant avec les protéines et les acides nucléiques. Il agit sur le métabolisme microbien : il entraîne son blocage et donc la capacité de reproduction des bactéries.

- **Efficacité**

Il est fongicide, virucide, bactéricide et sporicide, mais inefficace vis-à-vis des ATNC. Son activité nécessite un minimum d'eau. Elle augmente avec la température. Les installations permettant une humidification de l'air ainsi qu'un chauffage sont nettement plus complexes que les installations de base [41].

- **Appareil de stérilisation**

Il consiste en une enceinte hermétique et une chambre de désorption. Il existe deux principaux types d'appareils :

- des appareils complexes et très performants, permettant un contrôle de la

température. De par leurs performances et leur coût d'achat élevé, ils sont destinés essentiellement à l'industrie et aux hôpitaux.

- des appareils plus simples, mais moins performants (plus lents) et nettement moins chers – à l'achat, l'utilisation étant, elle, plus onéreuse. Ce type d'appareil est utilisé dans certaines cliniques vétérinaires [11].

▪ **Restrictions d'usage**

Presque tous les matériaux sont stérilisables par cette méthode, sauf bien évidemment ceux qui réagissent avec l'oxyde d'éthylène, notamment le plastique, contenant des polymères chlorés, ayant été irradié (voir partie toxicité). Le caoutchouc et le plastique peuvent être abîmés par des dépôts de condensation, lorsqu'ils sont humides au début du cycle de stérilisation (ils doivent donc être stérilisés parfaitement secs). Certains plastiques peuvent de plus être détériorés par le fréon. Les matériaux poreux, adsorbant beaucoup de gaz, sont désorbés plus longtemps (plastique, caoutchouc, textiles...) que les matériaux non poreux (verre, inox...) [89].

L'utilisation de l'oxyde d'éthylène nécessite des installations complexes, constituées d'une enceinte hermétique et une chambre de désorption. Elle est soumise à une législation stricte, qui concerne également les locaux (J.O. du 10 Janvier 1980, pp 307-309) [11].

Ainsi, malgré tous ses avantages, la stérilisation à l'oxyde d'éthylène est peu répandue du fait de sa toxicité, du coût de l'appareillage et du temps nécessaire. De plus, elle est considérée comme moins fiable que la chaleur humide, et est donc recommandée uniquement pour les objets ne supportant pas la chaleur [41]. Elle ne convient pas non plus pour les objets qui ne peuvent être démontés [120].

2.2.1.2. Toxicité

▪ **Aiguë et chronique**

Une exposition prolongée à de faibles concentrations d'oxyde d'éthylène peut conduire à des déficits cognitifs, des pertes de sensations, des problèmes de reproduction, et une fréquence augmentée d'anomalies chromosomiques. La toxicité aiguë se manifeste par une irritation de la peau et des muqueuses, des nausées et vomissements, et des migraines [41]. Il peut parfois se produire une hémolyse [42]. Un contact avec de l'oxyde d'éthylène liquide n'irrite pas immédiatement la peau, mais cause des brûlures retardées, se manifestant par de larges ampoules [89]. A forte dose, le gaz agit comme un dépresseur du système nerveux central [21]. Il a été montré, sur des animaux de laboratoire, que l'oxyde d'éthylène est cancérigène et mutagène [41] : les femmes enceintes doivent éviter tout contact avec le gaz [102].

En plus d'une exposition directe, l'oxyde d'éthylène adsorbé par les objets peut suffire à provoquer des réactions anaphylactiques ainsi que des réactions d'irritation autour des implants [41] : quelques cas de trachéite associée à une pneumonie ont été décrits sur des chiens et un chat intubés avec des sondes caoutchoucs stérilisées à l'oxyde d'éthylène, pour lesquelles l'étape de désorption avait pourtant été correctement menée [110].

▪ **Limites et détection**

Le niveau limite d'oxyde d'éthylène dans l'air a été défini à 5 ppm, ne devant pas être dépassé pendant plus de 15 minutes. Sur une semaine de travail (8 heures de travail par jour, 39 heures par semaine), la moyenne de gaz dans l'air ne doit pas excéder 1 ppm [51]. On le détecte à l'odeur à partir de 700 ppm : il est donc évident que, quand on détecte une odeur d'oxyde d'éthylène, les personnes ont été exposées à des niveaux dangereux. De plus, une exposition chronique à de l'oxyde d'éthylène peut conduire à une fatigue olfactive, diminuant encore la détection par ce moyen. Tous les efforts doivent être faits pour réduire l'exposition du personnel

pendant la stérilisation et surtout la désorption. Des temps d'aération suffisamment longs (jusqu'à 15 jours) doivent être accordés pour tous les implants ou trajets de liquides (ex : cathéters...), pour éviter une réaction à des éventuels résidus d'oxyde d'éthylène de la part du patient [41].

- **Toxicité des dérivés**

Un des produits de dégradation de l'oxyde d'éthylène, le chloroéthanol (ou éthylène chlorhydrine), est nettement plus toxique que l'oxyde d'éthylène. Il se forme plus facilement sur des objets qui ont déjà été stérilisés par des radiations ; l'utilisation d'oxyde d'éthylène pour la stérilisation de matériel réutilisable en plastique, comportant des polymères chlorés (PVC : seringues...), qui a déjà été stérilisé par des radiations, doit être évité. Le chloroéthanol est difficile à évacuer une fois qu'il est formé [41].

- **Exposition**

Il est préférable de ne pas s'exposer à ce gaz plus d'un quart d'heure par jour [21].

La Pharmacopée française fixe à 1 ppm la teneur maximale en oxyde d'éthylène contenue dans le matériel chirurgical, stérilisé par ce gaz, au moment de son utilisation [21].

- **Conséquences**

Le stérilisateur à oxyde d'éthylène est placé dans une zone à fort renouvellement d'air (renouvellement du volume d'air 10 fois par heure au moins), l'air étant expulsé à l'extérieur des locaux, après passage dans un convertisseur catalytique [89].

Si la charge est manipulée directement à sa sortie, des gants sont portés, et l'inhalation des vapeurs est évitée autant que possible [89].

2.2.1.3. Paramètres

La stérilisation par l'oxyde d'éthylène dépend de plusieurs paramètres :

- **Concentration de gaz**

L'oxyde d'éthylène est actif à des concentrations allant de 450 à 1500 mg/L. Si on la double, on divise par deux le temps de stérilisation [89], mais on augmente la quantité de gaz adsorbée et donc le temps de désorption [51].

- **Température**

Même s'il se vaporise à des températures inférieures à la température ambiante, et est un moyen de stérilisation acceptable à ces températures (utilisation possible entre 21 et 61°C), la vitesse et donc l'efficacité de la stérilisation augmentent rapidement avec la température : les moyens optimum de stérilisation par cette méthode utilisent des températures entre 50°C et 55°C. Les temps de stérilisation doivent bien entendus être adaptés à la température utilisée [41].

- **Humidité**

Une humidité minimale est requise au sein de l'objet à stériliser : les formes microbiennes sèches, les spores par exemple, nécessitent un temps d'humidification pour que l'activité de l'oxyde d'éthylène soit optimale. Une humidité ambiante minimale de 35% est recommandée, mais on peut travailler à "humidité ambiante",

l'idéal se situant entre 40 et 80% [89]. Si le climat est sec, et l'enceinte basique, on peut placer des récipients contenant de l'eau, ou des éponges mouillées, dans l'enceinte de stérilisation, en accordant du temps pour l'équilibration avec l'humidité ambiante (30 à 60 minutes en général) [41].

Il faut cependant éviter de mouiller franchement les objets à stériliser : l'oxyde d'éthylène forme des dépôts avec l'eau, qui peuvent endommager les surfaces en caoutchouc ou en plastique. De plus, l'efficacité est diminuée dans les zones mouillées [41], et en présence d'eau : l'oxyde d'éthylène se dissout dans l'eau, ou est converti en éthylène glycol, inactif, ce qui réduit la concentration disponible [89].

- **Durée d'exposition au gaz**

Les temps d'exposition permettant d'obtenir une humidification adéquate et un équilibre de température avec la charge dépendent de l'appareil utilisé. Une phase d'équilibration de la charge en humidité et température trop courte peut résulter en des conditions de stérilisation inadéquates, qui le restent durant toute la durée d'exposition [41].

A température ambiante, on compte 12 heures d'exposition [89]. Quand l'humidité et la température peuvent être contrôlées, respectivement à 40% et 54°C, une exposition totale de 4 heures (temps comprenant la durée d'équilibration) est recommandée. A 1,7 bars, entre 52 et 58°C, la durée d'exposition n'est que de 2 heures [21]. Ces paramètres sont très variables en fonction du type de chambre de stérilisation possédée, il faut donc se conformer aux instructions du fabricant [41]. On laisse souvent une période de "sur stérilisation", pour être sûr qu'une exposition adéquate a eu lieu [89].

- **Pression**

Elle dépend directement de la température et de la concentration de gaz à laquelle on désire travailler, et du modèle d'appareil (possibilité ou non de la faire varier). Certains systèmes commencent par une phase de vide, avant l'envoi du gaz.

2.2.1.4. Particularités de conditionnement

Puisque l'oxyde d'éthylène pénètre plus facilement les matériaux que la vapeur d'eau, une plus grande variété d'emballages peut être utilisée pour le conditionnement et le stockage. Cependant, des matériaux d'emballage relativement résistants à l'humidité sont recommandés, puisqu'ils permettent d'avoir une date de péremption de la stérilité plus éloignée : des films de polyéthylène, de polypropylène et de PVC sont disponibles dans le commerce [41]. On trouve aussi du Mylar, du papier enduit ou non, ou une association de tous ces matériaux [89]. Le nylon est à éviter, sauf en association (par exemple, une face d'un sachet), puisqu'il est peu traversé par l'oxyde d'éthylène [41].

2.2.1.5. Chargement

A la différence des autoclaves, où la vapeur circule essentiellement en descente, le chargement dans ce type d'enceinte n'a que peu d'importance : le gaz se diffuse dans toutes les directions. Il ne faut pas cependant la surcharger [89].

2.2.1.6. Cycle

- **Phases test : phase de vide**

La plupart des systèmes de stérilisation à oxyde d'éthylène commencent par un vide dans l'enceinte, pour améliorer la pénétration de l'agent stérilisant.

- **Préchauffage et humidification**

Cette phase correspond à l'équilibrage décrit plus haut.

- **Stérilisation**

Elle se fait à température, pression et humidité plus ou moins contrôlées selon le type d'appareil. A la fin de cette phase, l'oxyde d'éthylène est retiré de l'enceinte, et de l'air, de préférence filtré, y est envoyé, jusqu'à rétablissement de la pression atmosphérique [89].

- **Désorption**

Tous les matériaux absorbent l'oxyde d'éthylène, de manière plus ou moins importante en fonction de leur porosité [11]. Après exposition les objets subissent donc une phase de désorption, indispensable, à cause de la toxicité du gaz [42], pour permettre la diffusion ou l'éluion (extraction d'une substance par lavage, par exemple avec un solvant, ici avec l'air) du gaz absorbé. Deux méthodes sont possibles : la *ventilation naturelle*, dans des zones bien aérées, à température ambiante, ou la *ventilation mécanique* (en chambre de désorption, où l'air est renouvelé 3 fois par minute [59]) avec augmentation de la température, qui fait gagner du temps, en extrayant l'oxyde d'éthylène de la chambre et donc des objets stérilisés : réduction de 2 à 14 fois de la durée de désorption, pour un même matériau, par rapport à l'aération naturelle. Cependant, la plupart des stérilisateurs à oxyde d'éthylène utilisés en pratique vétérinaire ne possèdent pas de tels systèmes [41].

Une désorption d'au moins 24 heures est conseillée pour tous les objets, elle peut être augmentée à 72 heures (ventilation mécanique) ou 7 jours (ventilation naturelle), pour des objets qui adsorbent beaucoup, comme le plastique, le tissu ou le caoutchouc. Pour les implants, on attend même 10 à 15 jours [89].

2.2.2. Formol

Ce gaz, comme l'oxyde d'éthylène, permet de stériliser des matériaux ne supportant pas la chaleur, humide ou sèche, mais également ceux qui ne supportent pas l'immersion, comme les moteurs électriques. Il présente les mêmes inconvénients que l'oxyde d'éthylène, c'est-à-dire temps de stérilisation important et toxicité, les installations nécessaires étant elles plus simples. Les vapeurs de formol sont également considérées comme moins fiables que la vapeur d'eau en termes de stérilisation, et ne sont donc recommandées qu'en l'absence d'alternative [41], même si cette technique de stérilisation est simple et peu coûteuse [11].

2.2.2.1. Propriétés

▪ Caractéristiques

Il se présente sous forme de solution ou de gaz. Celui-ci est incolore, obtenu par dépolymérisation du para-formaldéhyde entre 160°C et 220°C, par vaporisation de formaldéhyde en solution [21], ou par sublimation de pastilles de trioxyméthylène [10]. La solution comme le gaz peuvent être utilisés comme moyen de stérilisation.

Son odeur forte et sa toxicité contribuent à limiter son usage [41].

Le formaldéhyde n'est pas inscrit à la Pharmacopée française, il n'existe pas non plus de spécification pour les emballages dans cette même Pharmacopée [21].

▪ Mode d'action

Il agit par alkylation et dénaturation des protéines et des acides nucléiques, ce qui provoque la mort des micro-organismes.

- **Efficacité**

Il est fongicide, virucide, bactéricide et sporicide (toutes les bactéries et spores sont tuées par ce gaz). Son activité nécessite un minimum d'eau, et elle augmente avec la température [41] : il existe des autoclaves vapeur d'eau - formol [21]. Il est par contre inhibé par la présence de matières organiques, comme tous les aldéhydes : la propreté des instruments doit être irréprochable [11].

- **Toxicité**

La toxicité du formol est semblable à celle de l'oxyde d'éthylène : il est très irritant, notamment pour les yeux et les voies aériennes supérieures [10] et a des effets mutagènes. La condensation de paraformaldéhyde sur les instruments donne une toxicité persistante, dont le seul remède est une bonne aération [41].

Même si l'odeur caractéristique de formol permet une détection facile, le seuil de détection olfactive est suffisamment proche du seuil d'exposition maximal, pour rendre ce moyen inadapté à la sécurité [41].

2.2.2.2. Utilisation de formol gazeux

- **Cycle**

Les objets à stériliser, parfaitement propres et secs, sont placés dans un container hermétique, de type Tupperware®, comme celle de la Figure 20. Les pastilles de trioxyméthylène sont déposées dans une boîte trouée, qui permet le passage des vapeurs mais évite le dépôt de poussière sur les instruments. La solution de formaldéhyde est versée sur des compresses, elles aussi contenues dans une boîte percée (mais à fond étanche). La boîte contenant la source de vapeurs de formol

choisie est alors placée dans le container avec les instruments, comme dans la Figure 21. La quantité de matière première à utiliser dépend bien évidemment du volume de l'enceinte où sont placés les instruments : 2 pastilles de trioxyméthylène pour une boîte d'un litre [10]. L'utilisation de ces pastilles est proscrite en médecine humaine.



Photo ENVT

Figure 20 : Boîte percée contenant des pastilles de trioxyméthylène



Photo ENVT

Figure 21 : Perceuse en place pour la stérilisation par le formol ; les pastilles sont dans la boîte percée

Il existe également des "autoclaves" ("Low Temperature Steam Formaldehyde"), utilisant la combinaison entre la vapeur d'eau et le formol, mais à température nettement plus faible que les autoclaves pour chaleur humide (environ 50°C) [76]. Ce processus semble intéressant de par son efficacité sur de petites charges, sa rapidité, et sa sécurité d'emploi, mais il n'est pas inscrit à la Pharmacopée.

Suite à la stérilisation, la toxicité du formol nécessite une aération.

▪ Paramètres

La multiplicité des paramètres à prendre en compte, comme pour l'oxyde d'éthylène, contribue à rendre ce mode de stérilisation moins fiable que la chaleur humide :

- Concentration du gaz
- Température
- Humidité relative
- Temps de contact

Le **temps de contact** est conditionné par la **température** : à température ambiante (20°C), un temps de contact de 24 heures minimum est nécessaire [10]. Ceci impose d'écrire la date et l'heure de fermeture du container sur celui-ci, pour vérifier que la durée de contact est suffisante au moment de l'utilisation [11].

Lorsque la **température** augmente, le temps de contact diminue (2h à 55°C, 1h à 80°C [21]) : ceci peut être obtenu dans des "autoclaves" formol-vapeur d'eau, qui permettent également d'avoir une **humidité** adéquate, ou en plaçant les boîtes sur le Poupinel si elles le supportent [79].

▪ Restrictions d'utilisation

Les vapeurs de formol sont irritantes : les boîtes doivent toujours être fermées [11].

Les champs et les blouses en tissu ne peuvent être stérilisés par cette technique : les vapeurs de formol seraient relarguées progressivement pendant l'intervention [10].

L'utilisation du formol comme moyen de stérilisation est proscrit en médecine humaine pour la stérilisation des dispositifs médicaux à destination chirurgicale (circulaire 2001/138 du 14 Mars 2001). Il est en effet inefficace sur les ATNC, et peut même contribuer à fixer leur infectiosité résiduelle. Même si cette technique est fréquemment utilisée en médecine vétérinaire, on ne peut la conseiller.

2.2.3. Glutaraldéhyde

Tout comme le formol, le glutaraldéhyde est un aldéhyde, qui est bactéricide, sporicide, fongicide, virucide. Les solutions commerciales, qui sont de plus en plus utilisées pour la stérilisation et la désinfection de matériel non stérilisable par des moyens physiques, contiennent en plus des inhibiteurs de la corrosion [11]. Une solution de glutaraldéhyde à 2% est adéquate pour la stérilisation des instruments chirurgicaux ; ils sont alors complètement immergés pendant une heure [56].

Après l'immersion dans le glutaraldéhyde, les instruments doivent être soigneusement rincés avant de toucher les tissus vivants [10]. On utilise pour cela une solution ou de l'eau stérile [56]. L'objet est ensuite séché (avec une compresse stérile par exemple), avant d'être utilisé, le plus rapidement possible après la stérilisation : un stockage de plus de 12 heures impose une nouvelle stérilisation avant utilisation [44].

Les solutions de glutaraldéhyde sont irritantes, et peuvent engendrer des hypersensibilités chez des individus qui y sont régulièrement exposés. Des gants doivent être portés systématiquement, pour retirer les objets des bains de glutaraldéhyde. La toxicité par inhalation est rare, mais il est recommandé de travailler dans des lieux bien ventilés [41].

L'activité antimicrobienne du glutaraldéhyde est nettement plus marquée en milieu alcalin. Malheureusement, la polymérisation du glutaraldéhyde est plus rapide à pH élevé, ce qui limite la durée de vie des produits. Pour contourner ce problème, les solutions commerciales sont le plus souvent vendues sous forme de solution acide, et alcalinisées au moment de l'utilisation. Les instructions du fabricant, relatives à la durée de vie et à la concentration du produit, doivent être suivies scrupuleusement. De plus, la solution doit être changée régulièrement, sous peine de dilution, voire de contamination [41].

2.2.4. "Stérilisation à froid"

On appelle "stérilisation à froid" l'immersion d'instruments dans des solutions désinfectantes, pendant une dizaine de minutes, mais le terme de désinfection de haut niveau est plus approprié. En effet, l'AFNOR demande une efficacité de réduction, et non pas d'élimination (comme pour la stérilisation), de la flore selon les critères suivants :

- Réduction d'un facteur 100 000 du nombre de bactéries, en 5 minutes
- Réduction d'un facteur 10 000 du nombre de champignons, en 15 minutes
- Réduction d'un facteur 10 000 du nombre de virus, en 1 heure.

L'immersion est donc réalisée selon ces temps minimaux ; on compte également au moins 1 heure pour la sporicidie, selon le type de désinfectant (tous ne sont pas actifs sur les spores).

Dans la plupart des cas, ce type de "stérilisation" n'est donc pas employé pour les instruments critiques. Il doit le plus fréquemment être considéré comme un procédé de dépannage [115]. De plus les instruments, non conditionnés, ne peuvent être stockés : ils doivent être utilisés immédiatement, après rinçage (certains désinfectants sont toxiques pour les tissus vivants), et séchage, stériles bien sûr...

L'utilisation de nombreux désinfectants peut être envisagée, en plus du glutaraldéhyde cité précédemment : alcools, ammoniums quaternaires, chlorhexidine, composés iodés, eau de Javel, phénols, formol en solution... (Tableau 21 en annexe)

2.2.4.1. Alcools

Comme les alcools s'évaporent plus vite que l'eau, les solutions alcooliques mal stockées voient donc leur concentration diminuer avec le temps [89]. Leur activité

virucide, fongicide et sporicide est faible, de plus, à concentration réduite, ils deviennent bactériostatiques (et non pas bactéricides) : ils ne doivent donc pas être utilisés pour la désinfection de haut niveau [89].

2.2.4.2. Ammoniums quaternaires

Ce sont des détergents cationiques de synthèse, tensio-actifs, efficaces sur les bactéries (gram positive et négative dans une moindre mesure), mais sans effet sur les virus et les spores. Ils sont incolores, peu toxiques pour les tissus vivants, et donc populaires. Cependant, ils sont adsorbés par de nombreux composés (textiles : coton, compresses, verre, caoutchouc...), inactivés par les cations et donc l'eau dure, les matières organiques... [89]. Ils sont donc peu utilisés seuls pour la désinfection de haut niveau, mais pourraient être utilisés avec d'autres désinfectants, en mettant à profit leur effet détergent.

2.2.4.3. Chlorhexidine

Elle est bactéricide, mais pas fongicide, et son action sur les virus et les champignons est irrégulière. Elle a l'avantage d'être à la fois rapide d'action et rémanente [89].

Son utilisation comme désinfectant est acceptable, mais sa faible activité sur les spores, les virus et les champignons n'en font pas un agent de stérilisation [41]. En pratique, on ne devrait donc pas non plus s'en servir pour la désinfection de haut niveau.

2.2.4.4. Composés iodés

Que ce soit sous forme d'iodophore, de teinture d'iode, etc... les composés iodés ne sont pas adaptés à un usage désinfectant, notamment en raison de leur action corrosive sur les métaux, de leur coloration persistante et de leur faible action sur les spores [41].

2.2.4.5. Eau de Javel

Il s'agit d'une solution d'hypochlorite de sodium, considéré souvent comme le désinfectant de référence.

Un bain dans de l'eau de Javel à 6 degrés chlorométriques (eau de Javel fraîchement diluée au demi), pendant 1 heure à 20°C est considéré comme efficace pour inactiver les prions, par l'Organisation Mondiale de la Santé [1, 98], préalablement à la stérilisation. Cependant, les ions chlorures présents dans cette solution peuvent favoriser l'apparition de la corrosion, ou son aggravation. Elle est donc utilisée, avant la stérilisation, en évitant d'y mettre les métaux.

2.2.4.6. Phénols

Le phénol, ou acide carbolique, est le plus ancien désinfectant connu. Les dérivés phénolés l'ont remplacé, et peuvent être divisés en deux groupes : les crésols, principalement utilisés sur les surfaces, et les biphénols, utilisés comme antiseptiques. Les phénols sont bactéricides, mais n'ont pas d'action sur les virus ou les spores. Au contraire de beaucoup de désinfectants, ils ne sont pas affectés par la présence de matière organique. Les phénols sont couramment utilisés aux Etats-Unis comme désinfectants à froid en combinaison avec des détergents ou des savons, pour élargir leur spectre d'action [89], mais, à notre connaissance, il n'existe pas de produit commercialisé avec ce principe actif pour la stérilisation des

instruments, en France.

2.2.4.7. Solution de formol

Les instruments sont complètement plongés dans la solution de formol (2-4%), mais un rinçage soigneux est nécessaire ensuite (avec une solution stérile), pour éviter une irritation sévère des tissus [41]. Cette technique a le double désavantage d'utiliser un produit irritant, et de ne pas être un véritable moyen de stérilisation : elle est donc peu utilisée.

2.2.4.8. Autres désinfectants

- La soude 1N, pendant 1 heure à 20°C, peut également être utilisée pour inactiver les ATNC [1, 98], préalablement à la stérilisation.
- Le DodécylSulfate de Sodium (SDS) à 10%, en trempage 30 minutes entre 60°C et 100°C, peut diminuer nettement le titre infectieux des prions, mais ce n'est pas encore une méthode validée [98].
- Une solution de désinfection à action rapide a été développée : elle est composée de 13,4% de peroxyde d'hydrogène, en tampon acide (pH=3,7), et semble plus efficace que le glutaraldéhyde : elle est sporicide, bactéricide, virucide et fongicide, et permet une désinfection de haut niveau en 5 minutes et une stérilisation en 30 minutes, à 20°C. De plus, elle ne présente pas les inconvénients du glutaraldéhyde liés à sa toxicité [71]. Mais elle n'est pas encore commercialisée...

2.2.5. Gaz plasma

C'est une nouvelle méthode de stérilisation, qui utilise la synergie entre le peroxyde d'hydrogène (eau oxygénée), ou plus rarement, l'acide peracétique, et le gaz plasma à basse température. Il résulte en une rapide inactivation des micro-organismes, par destruction des acides nucléiques et des membranes [56], sans production de résidus dangereux. Cette méthode est utilisée pour la plupart des objets qui sont actuellement stérilisés par la chaleur humide ou l'oxyde d'éthylène. Elle prend environ une heure, et ne nécessite pas d'aération : il n'y a pas de résidus ou d'émissions toxiques rapportés [89].

Cette forme de stérilisation peut inactiver un large spectre de micro-organismes, y compris les mycobactéries, les spores bactériennes résistantes, les champignons et les virus [89].

2.2.5.1. Propriétés

Le gaz plasma est un quatrième état de la matière, composé d'ions, d'électrons et de neutrons. Il peut être produit grâce à l'action d'un champ électrique ou magnétique (comme c'est le cas pour la stérilisation), par le froid ou les basses températures, par la chaleur (torches plasma, à 10 000°C), ou par de hautes températures (bombes atomiques, soleil). On distingue [23] :

- « le plasma », sous vide (de 1 à 10 Pa environ), qui forme des arcs de gaz plasma mesurant jusqu'à 3 m de long
- « le corona », à pression atmosphérique, qui forme des arcs mesurant quelques mm de long
- « le plasma atmosphérique », ou « corona 3D », qui forme des arcs mesurant jusqu'à 1 m de long. C'est le plus récent.

Pour cette méthode de stérilisation, le peroxyde d'hydrogène est transformé en gaz

plasma, le temps nécessaire à la stérilisation. Le plasma de peroxyde d'hydrogène contient un certain nombre de dérivés, qui réagissent avec les molécules essentielles au métabolisme normal et à la reproduction des micro-organismes [89].

2.2.5.2. Toxicité

Le peroxyde d'hydrogène concentré est irritant pour la peau, et peut causer de sérieuses blessures aux yeux par contact direct. Une fois vaporisé, il est irritant pour les yeux, le nez, la gorge et les poumons. Des procédés de sécurité sont donc incorporés au système de stérilisation pour éviter le contact avec ce produit : la solution concentrée (peroxyde d'hydrogène à 58%) est scellée dans une cartouche, enveloppée de plastique, à laquelle on a adjoint un indicateur de fuite. La cartouche est placée dans la chambre de stérilisation, de telle manière à ce que l'opérateur n'entre pas en contact avec le produit actif. Tout le processus se déroule à pression réduite : les fuites vers l'extérieur sont donc hautement improbables, qu'il s'agisse de peroxyde d'hydrogène ou de ses dérivés. Tout le produit est ensuite éliminé de l'enceinte à travers un filtre, étudié pour transformer le peroxyde d'hydrogène en oxygène et en eau [89]. Les émissions d'ondes radio sont surveillées attentivement : leur source peut uniquement être mise en route quand l'enceinte est fermée, et que le vide y est fait [89].

L'un des plus grands avantages de ce type de stérilisation est l'absence de résidu dangereux ou toxique [89].

2.2.5.3. Fonctionnement

Les objets à stériliser sont placés dans l'enceinte, où le vide est fait, par aspiration de l'air. Le cycle comporte deux grandes étapes, appelées phases de diffusion et de gaz.

Durant la première, une solution aqueuse de peroxyde d'hydrogène est injectée dans la chambre à vide d'air, puis vaporisée, afin que les objets à stériliser en soient entourés pendant 50 minutes, à une concentration de 6mg/L. A la fin de la phase de diffusion, la pression est réduite, et une énergie radiofréquence est appliquée à l'enceinte. Les ondes radio créent un champ électrique, qui à son tour fait apparaître le gaz plasma : la brume de peroxyde d'hydrogène donne des radicaux libres. L'état de plasma est maintenu suffisamment longtemps pour que ces radicaux libres puissent interagir avec et tuer les micro-organismes. Durant cette phase, le peroxyde d'hydrogène diminue constamment, les radicaux libres se transforment continuellement en oxygène, eau, et d'autres résidus non toxiques. Quand la phase plasma est accomplie, la source d'ondes radio est désactivée, et le vide relâché. De l'air filtré est introduit à l'intérieur de l'enceinte, qui retrouve la pression atmosphérique [89].

Les paramètres à contrôler sont nombreux : la pression en vide, et en injection, la concentration en peroxyde d'hydrogène, le temps et la température (45°C).

2.2.5.4. Utilisation

Il peut être utilisé sur la plupart des métaux et plastiques, le silicone, et le latex. Par contre, il ne peut pas être utilisé sur la cellulose et ses dérivés (textiles, bois...), les éponges, le cuivre ou l'argent, les objets non démontés, les cylindres (tubes, cathéters, endoscopes souples...) de plus de 30 cm ou de moins de 3 mm [120], et les liquides. L'utilisation de conteneurs métalliques est impossible. Il peut provoquer une aggravation de la corrosion, sur des instruments déjà abîmés [23].

Les objets à stériliser sont conditionnés dans des sachets thermoscellés, en Tyvek/Mylar ou en polyéthylène [120].

Il s'agit d'une technique d'avenir, mais elle n'est malheureusement pas encore applicable en routine, à cause des installations nécessaires.

2.3. Moyens de stérilisation physico-chimiques

2.3.1. Ultrasons, antiseptiques et ultraviolets

L'association d'un bain d'antiseptiques, avec des ultrasons et des ultraviolets permet de combiner une méthode physique avec une méthode chimique : les instruments sont d'abord immergés dans une solution antiseptique, contenue dans la cuve d'un appareil à ultrasons, puis séchés grâce à de l'air chaud et des rayons ultraviolets. L'efficacité irrégulière des bains d'antiseptiques (voir paragraphe 2.2.4), ainsi que l'efficacité des ultraviolets limitée au côté des instruments qui leur est exposé, n'augurent pas d'une efficacité à toute épreuve de cette technique. De plus, les instruments ne sont pas conditionnés : ils ne peuvent être stockés, et doivent donc être utilisés immédiatement [11]. En pratique, ce n'est pas une solution envisageable comme moyen de stérilisation fiable ; on peut éventuellement le prendre en considération comme moyen de dépannage.

2.3.2. Radiations et formol

L'associations de rayons γ et de formaldéhyde sous forme gazeuse a été testée pour stériliser des fils de suture (monofilaments de polypropylène et tressés de polyglycoside), qui étaient détériorés par l'utilisations des rayons γ aux doses habituelles (25kGy). Les objets sont conditionnés, sous atmosphère contrôlée riche en diazote, dans des sacs hermétiques contenant un précurseur du formol sous forme de polyformaldéhyde, solide. La dose de formol libérée est contrôlée par la dose de radiations (entre 5 et 7,5 kGy, soit environ un tiers de la dose habituelle), et après la stérilisation, le formol excédentaire est repolymérisé. Cette méthode n'offre donc pas les inconvénients des deux méthodes séparées, mis à part la nécessité des installations pour l'irradiation, et semble donc prometteuse [107]... mais ne sera probablement pas accessible pour une pratique courante.

2.4. Contrôles de stérilisation et de stérilité

2.4.1. Intérêt

On distingue les **contrôles de stérilisation**, qui vérifient que les paramètres imposés, pour que les chances de survie d'un micro-organisme soient proches de zéro, ont été respectés, et les **contrôles de stérilité**, beaucoup plus difficiles à mettre en œuvre, qui vérifient que l'objet stérilisé est bien stérile et se maintient stérile dans le temps [59].

Il existe pour cela des pour cela des **témoins**, tests qui vérifient les paramètres ou l'efficacité d'une stérilisation, et qui sont obligatoires en médecine humaine, pour laquelle ils sont strictement définis par les normes NF EN 550 à 556 [4]. Si un seul indicateur est utilisé, il doit être placé au centre de la charge, point le plus difficilement atteignable par l'agent stérilisant [89].

Avant de les utiliser, il convient de vérifier :

- Qu'ils sont compatibles avec le mode de stérilisation que l'on veut vérifier
- Que les paramètres qu'ils évaluent sont ceux correspondant au cycle de stérilisation à venir, puisqu'il existe bien souvent plusieurs combinaisons de constantes possibles.

Il existe plusieurs types de contrôles de stérilisation : physiques, chimiques ou bactériologiques. Les contrôles de stérilité sont abordés à la fin de cette partie.

2.4.2. Contrôles physiques

Ils vérifient les paramètres de stérilisation (température, pression, temps), grâce à des sondes placées dans l'appareil, elles-mêmes contrôlées par des organismes spécialisés [21]. Ces paramètres peuvent être indiqués sur le tableau de bord de l'appareil, ou traduits sous forme de graphique, notamment sur certains autoclaves qui effectuent un enregistrement graphique de la température, de la pression et de l'humidité tout au long du cycle [11]. Ces enregistrements sont conservés, avec la date et un numéro, correspondant au numéro de lot de la stérilisation. Pour la chaleur sèche, les contrôles physiques sont permis par des cadrans indiquant la durée et la température [59].

Ces mesures ne dispensent pas pour autant de faire d'autres contrôles de la stérilisation, les sondes pouvant être défectueuses.

Pour la radiostérilisation, on a également un contrôle des doses reçues (dosimétrie), ainsi qu'un contrôle de l'absence de radiations dans l'environnement, associé à des contrôles chimiques (témoins de passage) et biologiques.

2.4.3. Contrôles chimiques

2.4.3.1. Indicateurs de passage

Ils témoignent de la montée en température, sans tenir compte de la durée d'exposition. Ce sont des **papiers thermosensibles**, éventuellement sous forme de **rubans adhésifs**, comme ceux de la Figure 22. Ces derniers peuvent être utilisés pour maintenir les boîtes fermées [10] (leur rupture ou absence indiquant alors que la boîte a été ouverte et n'est donc plus stérile). Les papiers thermosensibles sont imprégnés d'une substance qui change de couleur à une certaine température [59], ce qui se traduit par des raies qui deviennent brunes ou noires lorsque cette température a été atteinte [21]. La plupart des sachets et gaines présentent ces raies sur une face de l'emballage [11] : la Figure 23 en présente un exemple.



Photo ENVT

Figure 22 : Rubans indicateurs utilisables en chaleur sèche : à gauche, avant stérilisation, à droite, après stérilisation



Photo ENVT

Figure 23 : Indicateurs de stérilisation sur une gaine pour autoclave ; à droite, avant stérilisation, à gauche, après stérilisation

Ils sont faciles d'utilisation, mais ne préjugent en aucun cas de la qualité de la stérilisation : ils indiquent que la température recherchée a été atteinte, mais ne donne pas d'indication sur le temps pendant lequel elle a été maintenue. Leur principal intérêt est de pouvoir se placer à l'extérieur du conditionnement, et donc d'informer le chirurgien que le paquet concerné est bien passé par la stérilisation [89].

Ils sont disponibles pour autoclave, chaleur sèche, oxyde d'éthylène... On trouve également des indicateurs de passage sous forme de pastilles de papier pour la stérilisation par les vapeurs de formol [79], mais aussi pour la radiostérilisation (passage du jaune au rouge après irradiation) [59].

2.4.3.2. Les témoins de pression

- **"Vacuum test", ou test de vide**

C'est un test d'étanchéité au vide (de la réalisation et du maintien corrects du vide)... qui ne s'utilise donc que sur un autoclave avec pompe à vide [21]. Il mesure, pendant 10 minutes, l'entrée d'air dans l'autoclave en phase de vide, après arrêt de la pompe à vide. Un test négatif montre une entrée d'air, qui pourrait empêcher une bonne pénétration de la vapeur dans la charge, ou présenter un risque de contamination de la charge pendant la phase de séchage, quand les conditionnements sont encore poreux. En pratique, il n'est réalisable que sur des autoclaves munis d'une touche de test de fuite automatique [51].

- **Test Helix**

Le test Helix est un test de pénétration de la vapeur dans les charges creuses [56], également utilisé dans les autoclaves avec pompe à vide. Il consiste en une bandelette comportant un indicateur coloré, placé dans un tube : si le vide est bien réalisé, de la vapeur d'eau vient remplacer l'air dans le tube, et la couleur passe du

bleu au vert-noir, si le contact est maintenu pendant 3,5 minutes à 134°C. La Figure 24 schématise son fonctionnement.

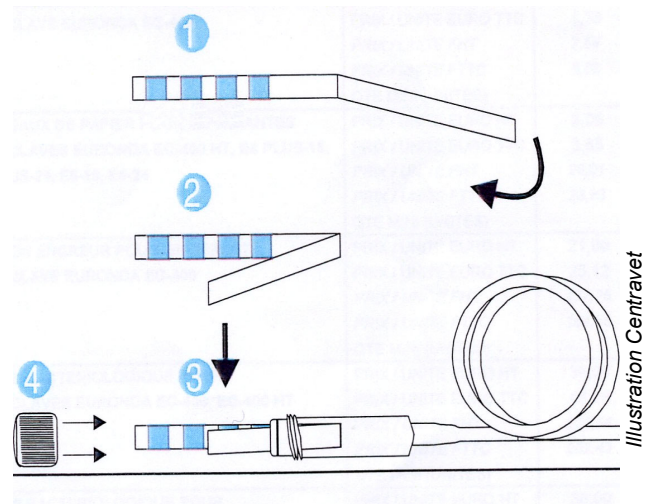


Figure 24 : Principe du test Helix : la bandelette placée dans le tube vire au vert-noir après stérilisation, si le vide a été correct

Les autoclaves de classe B satisfont à ces deux tests, ainsi qu'au test de Bowie et Dick (voir page 119) : les trois sont en fait des tests de performance de ce type d'autoclave.

2.4.3.3. Les dosimètres

Des films dosimétriques sont placés sous chacun des cartons à stériliser par radiations ; leur changement de couleur après stérilisation est mesuré par spectrophotométrie. Ils sont utilisés pour vérifier qu'en tout point du lot à stériliser, la dose minimale de radiations a été délivrée [59].

2.4.3.4. Les témoins de gaz

Ils identifient le passage de l'oxyde d'éthylène : ce sont des bandelettes réactives qui virent en présence du gaz.

2.4.3.5. Les témoins de température et de temps

Les tubes de Browne sont de petits tubes en verre, scellés, contenant un liquide dont la couleur vire en fonction du couple température-temps : après 40 minutes à 170°C en chaleur sèche, la couleur est définitive [11]. Ils existent pour chaleur sèche et chaleur humide [59]. La Figure 25 montre le virage des tubes de Browne, en parallèle avec celui des rubans indicateurs.

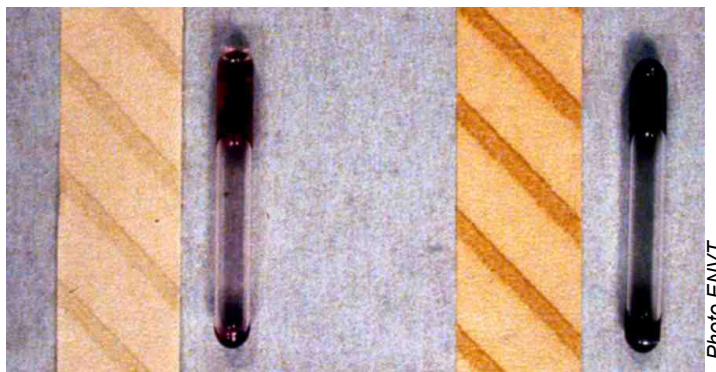


Figure 25 : Tubes de Browne et rubans indicateurs utilisés en chaleur sèche : à gauche, avant stérilisation, à droite, après stérilisation

2.4.3.6. Les intégrateurs

Ils prennent en compte plusieurs paramètres à la fois :

- **Gaz, hygrométrie, température et temps.**

Il s'agit alors de bandelettes qui changent de couleur, elles sont utilisables pour l'oxyde d'éthylène.

- **Vapeur d'eau saturée, température et temps.**

Ces tests sont relativement fiables, faciles d'interprétation et de manipulation, et notamment faciles à répartir dans l'autoclave, et ils donnent un résultat immédiat sur la pénétration de la vapeur. Ils sont cependant assez chers à mettre en œuvre [21].

Ce peut être :

- des tubes scellés, contenant une substance chimique sensible à ces paramètres
- du papier réactif, dont l'indication colorée est obtenue soit par le changement de couleur d'une ou de plusieurs zones de réactifs physico-chimiques, comme le montre la Figure 26, soit par la migration d'une substance colorée, lorsque les conditions requises ont été atteintes. Ces tests sont disponibles pour différents couples temps-température (134°C - 3,5 minutes ; 121°C – 15 minutes). Ils se rapprochent du test de Bowie-Dick, mais testent ces paramètres sur une moins grande surface.



Photo Centravet

Figure 26 : Intégrateurs papier : noir, après stérilisation, bleu, avant stérilisation

▪ Test de Bowie-Dick

Ce test est utilisé pour les autoclaves disposant d'une pompe à vide (classe B ou S). Il permet de vérifier que la pénétration de la vapeur dans l'autoclave a été complète et rapide, jusqu'au centre de la charge, et donc de vérifier que le vide a été fait dans de bonnes conditions : on le qualifie de "test de pénétration de la vapeur pour emballage et charges poreuses" [56]. Il mesure ainsi l'interaction des trois paramètres, temps, température et qualité de la vapeur d'eau saturée, mais aussi qu'il n'existe pas de poche d'air résiduelle. Pour cela, on le place au centre de l'autoclave, le plus souvent au milieu d'une pile de champs textiles ou de compresses d'environ 30 cm [59].

Il consiste en un rectangle de papier, sur lequel est imprimée un dessin, souvent une spirale, avec une encre indicatrice bleue qui change de couleur dans certaines conditions. Il est très sensible à la présence d'air [54]. Le test est satisfaisant lorsque le papier a viré du bleu au noir de manière homogène (après une exposition de 3,5 minutes à de la vapeur d'eau saturée à 134-138°C). Si le virage de couleur se fait de manière hétérogène, cela signifie que la pénétration de la vapeur était incomplète, et donc qu'il existait des poches d'air résiduelles, au centre de la charge ou en périphérie ... ceci signale un autoclave défectueux. La Figure 27 en illustre l'interprétation.

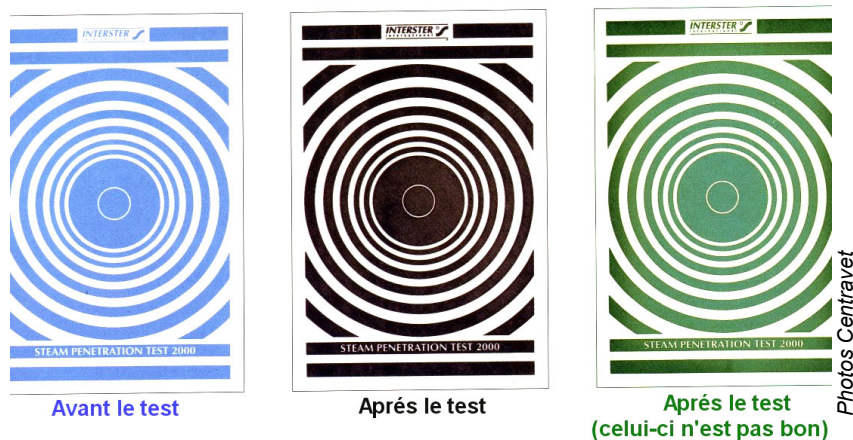


Figure 27 : Test de Bowie-Dick : aspect avant le test (à gauche) et après celui-ci, lorsqu'il est bon (au milieu) et lorsqu'il n'est pas bon (à droite)

En chirurgie humaine, ce test doit être réalisé chaque jour avant de débiter les programmes de stérilisation [21], mais cela revient vite cher (environ 4€ HT le test [34]).

Il ne faut pas cependant accorder une confiance aveugle à tous ces indicateurs, et en particulier à l'adhésif thermosensible. La plupart d'entre eux indiquent seulement que les conditions de stérilisation (température, humidité...) ont été respectées, à l'endroit où ils étaient placés, et pas dans l'ensemble du chargement. Ils ne sont donc pas un indicateur de *stérilité du chargement*, mais plutôt une preuve que tout a été mis en œuvre pour qu'il soit stérile [41]. Même si les indicateurs indiquent un cycle correct, une faute d'asepsie après la stérilisation (par exemple ouverture des boîtes)... fait que les instruments ne sont plus stériles !

Les contrôles biologiques permettent d'avoir une approche plus fine de l'efficacité de la stérilisation.

2.4.4. Contrôles biologiques

Ils consistent à introduire dans l'appareil une culture de germes connus, à réaliser un cycle normal de stérilisation, et à vérifier l'absence de culture microbienne après 24 à 48 heures d'incubation après stérilisation [21, 89] : ils ne sont pas utilisables en pratique quotidienne, pour contrôler la charge que l'on veut utiliser immédiatement [59]. Il est cependant important de pouvoir apprécier biologiquement la valeur d'une stérilisation : ce type de contrôle permet de vérifier que la stérilisation est réellement efficace [11], et donc de contrôler le bon fonctionnement d'un autoclave, par exemple. Ils devraient être effectués au moins une fois par semaine [49].

Ils se présentent sous forme d'un flacon de verre scellé, contenant un milieu de culture sous forme liquide, avec un indicateur coloré, inséminé avec des spores bactériennes [89]. Les souches utilisées sont *Bacillus stearothermophilus*, et *Bacillus*

subtilis, variété *niger*, en chaleur humide et sèche. Les spores de *Bacillus* sont en effet plus thermorésistantes que les spores des bactéries pathogènes : leur destruction donne alors l'assurance qu'une quantité équivalente de spores pathogènes a été détruite, avec une marge de sécurité [89].

La culture après une bonne stérilisation ne doit pas conduire à une turbidité du milieu. Si c'est le cas, c'est que la stérilisation n'était pas efficace [89].

Pour l'oxyde d'éthylène, ce contrôle est effectué à chaque cycle. On utilise alors des spores de *Bacillus subtilis* var. *globigii*, plus résistantes à l'oxyde d'éthylène que d'autres micro-organismes [89].

2.4.5. Contrôles de stérilité

Ils ne sont jamais faits systématiquement, mais leur importance théorique est capitale : ce sont eux, et eux seuls, qui permettent de donner des informations sur la stérilité d'un objet stérilisé. Ils permettent par exemple d'étudier la stérilité d'objets stockés depuis longtemps, et ainsi d'avoir des informations sur les modes de conditionnement et les dates de péremption [59].

Les prélèvements sont soit des rinçages avec une solution saline stérile, qui est ensuite mise en culture [100], soit des écouvillons.

Ces contrôles sont effectués de manière très rigoureuse. Le choix des prélèvements (lieu, nombre...) est primordial, pour qu'ils soient significatifs. Celui des conditions ainsi que du personnel qui réalise ces prélèvements est également important, pour pouvoir accorder une entière confiance aux résultats [59].

3. Techniques d'asepsie du matériel chirurgical hors instruments métalliques

3.1. Implants

Les implants métalliques (vis, plaques, broches...) sont traités comme les instruments de chirurgie. Leur stérilisation se fait de préférence à l'autoclave, la méthode de référence en médecine humaine, même si toutes les méthodes de stérilisation sont possibles.

Les implants en polyéthylène (prothèses...) sont stérilisés par rayonnement : leur conditionnement est donc primordial, pour permettre de maintenir la stérilité en attendant l'utilisation, mais également de protéger l'état de la surface [59].

3.2. Endoscopes

Les endoscopes sont constitués de divers matériaux : plastiques (PVC, résines synthétiques), verre optique, néoprène. Les endoscopes modernes peuvent être immergés totalement, mais sont sensibles à la chaleur, seuls quelques accessoires y résistent (pinces à biopsie...).

Les endoscopes sont pré-désinfectés, puis nettoyés aussitôt après utilisation : en effet, les matières organiques séchées, dans les canaux, sont extrêmement difficiles à nettoyer correctement. Le prétraitement se fait par essuyage, pour enlever les salissures visibles à l'œil nu, et par rinçage des canaux d'irrigation ou d'insufflation avec de l'eau. L'étanchéité de l'appareil est ensuite vérifiée, comme indiqué par le

fabricant. La prédésinfection est réalisée de manière classique, avec un détergent désinfectant, après avoir démonté les soupapes et capuchons, et les canaux sont rincés par aspiration. Le nettoyage se fait dans le bain de pré-désinfection, en essuyant la gaine, en brossant les extrémités, recoins et anfractuosités, et en écouvillonnant soigneusement tous les canaux de l'endoscope et des accessoires. Le tout est ensuite soigneusement rincé, à l'eau, et séché, avec un chiffon propre et non pelucheux pour l'extérieur, ou avec de l'air comprimé, une source lumineuse ou une pompe aspirante pour les canaux, selon les instructions du fabricant [65]. Le matériel utilisé pour le nettoyage doit être adapté à l'endoscope, et nettoyé et désinfecté après chaque stérilisation d'endoscope, tout comme les bacs de trempage [44].

Les parties rigides des endoscopes ainsi que certaines optiques peuvent être stérilisées à l'autoclave : certains fabricants assurent qu'ils supportent 134°C en chaleur humide, ce qui impose d'avoir un autoclave qui fonctionne parfaitement. Les accessoires tels les pinces à biopsies peuvent également être stérilisés de cette manière.

L'oxyde d'éthylène ne peut être utilisé que si on possède beaucoup de matériel... ou si on s'en sert très peu souvent, à cause du temps de désorption nécessaire après la stérilisation. Le formol gazeux est à déconseiller, à cause de sa toxicité, et de sa faible efficacité dans des canaux réduits comme ceux des endoscopes. Le gaz plasma est intéressant, mais peu utilisé en pratique, car peu répandu [54].

Les fibres optiques et les oculaires sont le plus souvent désinfectés par immersion, dans du glutaraldéhyde [59], puis rincés et séchés. Le stockage se fait dans un lieu propre et sec, à l'abri de toute contamination microbienne, si possible dans une armoire réservée à cet usage ou dans un meuble à tiroirs (un appareil par tiroir), mais en aucun cas dans une mallette de transport. Cette dernière contient en effet de la mousse qui n'est ni lavable ni désinfectable [44, 51]. Ils peuvent être conditionnés individuellement, par exemple dans un champ stérile à usage unique, mais ils doivent être restérilisés s'ils sont utilisés plus de 12h après la stérilisation.

3.3. Matériel d'anesthésie-ventilation

Le matériel d'anesthésie est lui-aussi potentiellement contaminé et contaminant. Tout comme les instruments de chirurgie et les endoscopes, il répond à la classification de Spaulding, citée dans le Tableau 1, qui classe les différents objets en non critique, semi-critique et critique [50]. Seules les sondes trachéales, potentiellement en contact avec les amygdales, sont "à risque prions" en humaine : elles seront donc stérilisés à l'autoclave, à 134°C pendant 18 minutes [50]. Le reste du matériel est démonté, nettoyé et désinfecté régulièrement [32].

Le stéthoscope, utilisé pour la surveillance, est nettoyé et désinfecté entre deux patients, au niveau du pavillon et de la membrane [32]. Au cours de la chirurgie, l'anesthésiste qui surveille 2 patients à la fois devrait se changer, et bien se relaver les mains entre les deux... ce qui n'est pas pratique [78].

3.4. Instruments à moteur

Les instruments à moteurs sont traités selon les mêmes principes que les instruments. Ils sont démontés rapidement après utilisation, selon les instructions du fabricant, les pièces démontables étant nettoyées, désinfectées et stérilisées exactement comme des instruments avec les même caractéristiques. Les pièces démontables sont, elles, pulvérisées avec un désinfectant pour surfaces, et frottées à l'aide d'un chiffon non pelucheux, ou d'une brosse souple pour les zones difficiles d'accès [65].

Ils sont lubrifiés selon les instructions du fabricant, avec un lubrifiant en spray ou non. Les moteurs sont ensuite mis en route quelques instants, pour permettre une meilleure répartition du lubrifiant. Le contrôle est visuel, et éventuellement en fonctionnement, notamment sur les moteurs pneumatiques, avec une vérification de

l'étanchéité du circuit d'air.

La plupart de ces instruments ne peuvent être immergés : ils sont stérilisés par chaleur humide (pour les moteurs pneumatiques ou à batterie, après avoir enlevé la batterie), ou oxyde d'éthylène... quand il est disponible. En médecine vétérinaire, les vapeurs de formol sont utilisées, même si on ne peut conseiller cette technique.

3.5. Aspirateur chirurgical

La canule en contact avec l'animal, ainsi que la tubulure, sont nettoyées, désinfectées et stérilisées, comme indiqué précédemment pour les instruments de chirurgie, sans oublier de nettoyer l'intérieur. On peut également utiliser des canules et tubulures à usage unique.

Le bocal collecteur est nettoyé et désinfecté après utilisation ; il n'est pas nécessaire de le stériliser à chaque fois, même si une stérilisation régulière peut permettre de juguler le développement des micro-organismes [47].

3.6. Compresse et champs

Les champs textiles sont lavés et repassés avant d'être stérilisés (voir 2 :

Les textiles en chirurgie, dans la partie suivante). Lors du conditionnement, il faut penser à plier les champs, surtout les champs fenestrés, de manière à pouvoir les disposer sans les contaminer : pliage en accordéon de part et d'autre de la fenêtre, parallèlement à celle-ci, puis perpendiculairement. La fenêtre se retrouve alors sur le dessous, le champ est replié en deux [120], comme le montre la Figure 28.

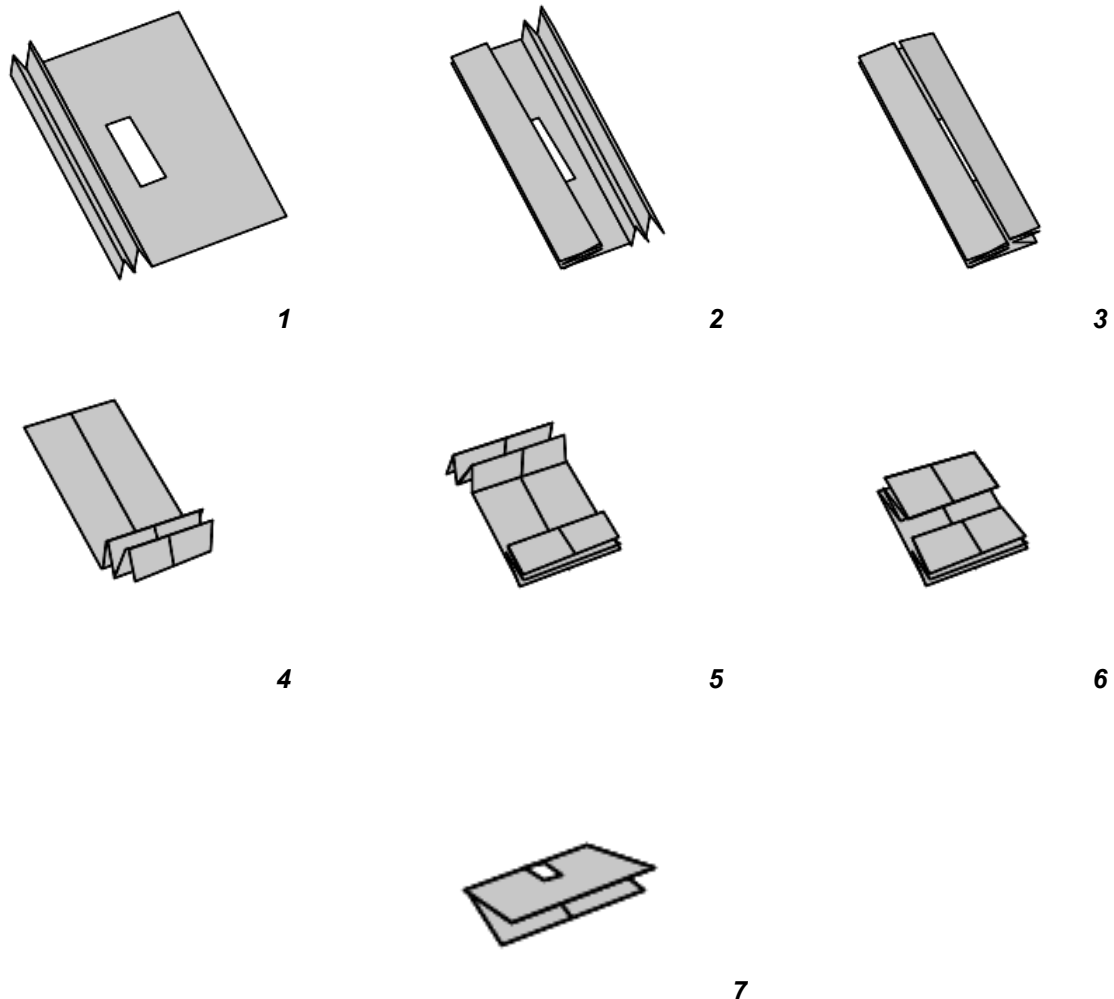


Figure 28 : Pliage des champs fenestrés, d'après [120]

Lors de l'emballage, les champs sont emballés individuellement : du fait de leur structure serrée, qu'il soient tissés ou non, ils sont difficilement traversables par la vapeur. On évite de plus de trop les compacter, et on alterne le sens des plis/champs en chargeant [89]. Ils peuvent être conditionnés en conteneurs ou en paquets [59].

La stérilisation se fait de préférence à l'autoclave, à 138°C : plateau thermique de 10 minutes à 138°C, ou éventuellement de 12 minutes à 134°C [59].

De plus en plus, les champs textiles sont remplacés par des champs à usage unique, en non-tissé : ceux-ci peuvent être achetés stériles (stérilisés par radiations, sous emballage individuel) ou non ; ils sont alors stérilisés à l'autoclave, de la même manière que les champs textiles [59].

Les compresses sont de préférence stérilisées à l'autoclave, même si la stérilisation au PoupinelND est envisageable, du fait de leur usage unique.

3.7. Tondeuses

Les peignes sont nettoyés après chaque utilisation, puis désinfectés et lubrifiés légèrement (il existe des lubrifiants désinfectants). A la fin de la préparation, ils sont démontés complètement, puis nettoyés et désinfectés, tandis que la tête de tonte est nettoyée, désinfectée, graissée et essuyée [47]. Ils peuvent également être stérilisés périodiquement.

La chaîne de stérilisation est relativement complexe, et sa qualité dépend de celle de son maillon le plus faible.

Le choix d'une méthode de stérilisation se fait en fonction [11] :

- Des objets à stériliser et du matériau dont ils sont constitués
- De l'équipement disponible, pour une stérilisation immédiate (court-terme)
- Ou du nombre et de la fréquence des utilisations, si l'on envisage d'investir (long terme)
- De l'efficacité et de la fiabilité de la méthode : certaines sont à proscrire, comme l'ébullition ou le flambage à l'alcool
- Du coût financier
- Du temps de stérilisation

Si aucune méthode de stérilisation, adaptée à l'environnement de la clinique, ne permet d'avoir un résultat acceptable, on peut envisager de passer à l'usage unique ; ceci est particulièrement valable pour les champs.

Asepsie du chirurgien et de l'équipe opératoire

1. Techniques d'asepsie du chirurgien et de l'équipe opératoire

Tout comme les instruments et le matériel, le chirurgien doit être "aseptique". La préparation de l'équipe opératoire devra donc respecter certaines règles, pour que l'asepsie soit optimale du début à la fin de la chirurgie. L'ordre adopté ici est celui de l'habillage du chirurgien, avant l'arrivée dans la salle d'opération, donc en partant des étapes les moins stériles (enfilage du pyjama, du masque...) jusqu'à celles qui ne supportent aucune contamination (lavage des mains et enfilage des gants).

1.1. Douche

Une douche juste avant une intervention chirurgicale serait-elle nécessaire, ou tout du moins intéressante pour l'asepsie ? Un article de la revue britannique "The Lancet" publié en 1966, traitant du savon et de la douche [109], montre que celle-ci a un effet néfaste sur l'émission de bactéries. Des volontaires, dont certains avaient été préalablement reconnus porteurs de staphylocoques, sont introduits tour à tour dans une salle de déshabillage, une salle de douche puis une salle de rhabillage. Dans une dernière pièce, de l'air aspiré près d'eux est envoyé sur des milieux de culture. Les résultats de ces cultures montrent que les volontaires passés à la douche disséminent plus de bactéries que ceux qui n'y sont pas passés, et ce jusqu'à 49 fois plus, pour certains d'entre eux.

Cette étude est ancienne, mais aucune autre n'a été publiée sur ce thème depuis. Ses résultats peuvent être nuancés, un chirurgien "propre" est quand même source de moins de contaminations que quelqu'un qui ne se lave pas.

1.2. Tenue de bloc

La tenue de bloc, ou "pyjama", est portée afin de limiter l'apport de particules, poussières et micro-organismes dans l'enceinte du bloc, par les vêtements de ville, mais aussi pour limiter la perte de squames et de micro-organismes, normalement libérés par les membres de l'équipe opératoire.

1.2.1. Matériaux

Les pyjamas sont généralement réalisés dans un matériau souple, qui ne permet pas pour autant le passage des micro-organismes. Ce matériau doit être durable, facile à entretenir mais résistant (il ne doit pas rétrécir au lavage, par exemple), confortable, et sans peluches ; il en existe en tissu (coton ou mélange coton-polyester) et en non-tissé [108]. Les textiles utilisés en chirurgie seront détaillés ultérieurement (voir page 194).

1.2.2. Coupes

Les pyjamas sont généralement composés d'une tunique et d'un pantalon, la tunique ayant le plus souvent des manches courtes et un col en V, sans poche, ni revers, ni bouton [31]. Le pantalon comporte habituellement une ceinture élastiquée ou avec un cordon, qui doit recouvrir le bas de la tunique (le périnée est émetteur de particules et de micro-organismes, qui peuvent être mis en suspension par les mouvements d'air liés à la ceinture [48], comme sur la Figure 29) ; le bas du pantalon peut être recouvert par les surbottes lorsqu'elles sont employées, afin de minimiser l'émission de particules et de microbes [40].

Certaines tenues sont plus occlusives, avec un tissu tissé plus serré, une encolure en jersey élastique, et des bas de jambe élastiqués pour réduire la dissémination de squames et de bactéries [108]. Ces tenues sont à privilégier pour les personnes présentes dans la salle pendant la chirurgie, mais n'ayant pas besoin de porter une casaque et de faire un lavage chirurgical des mains, comme les observateurs, ou certains assistants [40], même si l'idéal est d'avoir le moins de monde possible dans le bloc pendant une intervention.

Les tailles sont standards, cependant, la taille choisie doit être suffisante pour recouvrir le chirurgien du cou aux chevilles, en laissant les avant-bras nus [40].



Figure 29 : Tenue de bloc, avec masque, sabots et coiffe : a. charlotte, b. cagoule

1.2.3. Utilisation

Ce type de tenue devrait être utilisé systématiquement, et pas seulement être réservé aux interventions nécessitant un degré élevé d'asepsie, type chirurgie orthopédique. Il doit bien évidemment être propre, mais pas forcément stérile [68].

Les pyjamas ne sont pas utilisés pour faire des pansements, poser des plâtres ou examiner des patients si une autre chirurgie est prévue dans la même journée [116], et, de manière plus générale, sont confinés dans la zone propre du bloc et réservés à un usage chirurgical.

1.2.4. Entretien

Pour conserver l'intérêt de ce type d'habillement, les pyjamas en tissu sont lavés dès qu'ils sont sales ou mouillés, à chaque intervention, ou au minimum tous les jours [31, 40]. Un entretien régulier type blanchisserie ne tue pas les bactéries, mais une stérilisation périodique, par exemple toutes les semaines, diminue le nombre de bactéries pathogènes [108]. Si cela n'est pas possible, l'emploi d'eau de Javel ou d'un autre désinfectant lors du lavage contribue à réduire le nombre de micro-organismes... il faut pour cela que le textile le supporte !

Pour ce qui est des pyjamas en non-tissé, ils sont simplement changés à chaque intervention, ou chaque jour.

1.3. Surchaussures, surbottes et sabots

Les surchaussures, surbottes ou sabots dédiés au bloc (ils n'en sortent pas [31]) sont portés dans le but de réduire la contamination microbienne de la salle d'opération, mais également pour protéger les chaussures du personnel opératoire des projections de sang et des germes hospitaliers [108].

Les surchaussures, telles celles de la Figure 30, peuvent être en tissu classique ou en non-tissé, préféré pour sa résistance à l'usure et son imperméabilité, ainsi que sa praticité d'utilisation (usage unique, donc sans d'entretien). Les surbottes sont conçues sur le même principe, mais elles sont plus hautes.

Les sabots peuvent être en caoutchouc, plastique ou cuir, comme sur la Figure 31 ; il faudrait cependant privilégier des matériaux facilement lavables voire stérilisables, puisqu'idéalement, ils sont lavés, et même stérilisés, à intervalles réguliers [108].



Photo Centravet

**Figure 30 : Surchaussures en non-tissé...
elles sont portées avec un pyjama pour un usage chirurgical**



Photo ENVT

Figure 31 : Sabots en caoutchouc

1.4. Masque

1.4.1. Intérêt

Les masques sont obligatoires pour toute personne entrant dans une salle de chirurgie, juste avant ou pendant une intervention [108].

Le masque couvre le nez et la bouche : son intérêt majeur est d'empêcher la projection de gouttelettes de salive et donc de germes sur la plaie opératoire [58], en redirigeant le flux d'air vers les côtés et le bas. Même si peu de micro-organismes sont en général excrétés par la seule respiration, cela augmente lorsque l'on parle, éternue, ou lorsque l'intervention se prolonge. En éternuant, on excrète 39000 particules porteuses de bactéries, 710 en toussant, et 36 en prononçant une centaine de mots [116].

Les masques ne modifient pas la contamination de l'environnement [116], puisque l'air ressort sur les côtés sans être filtré. Dans un bloc en surpression, le fait de diriger le flux d'air et les particules qu'il véhicule sur les côtés et le bas permet d'éviter le dépôt des germes sur la plaie opératoire, et de les faire sédimenter hors de la zone stérile.

1.4.2. Types

Il existe plusieurs types de masques, les plus courants sont constitués de fibres synthétiques souples, avec un filet de fibre de verre pris en sandwich entre deux épaisseurs de cellulose non-tissée. Certains possèdent également une bande de métal dans le haut du masque, qui peut être modelée pour améliorer la tenue sur le nez. On les trouve en forme de coquille ou de bande allongée, avec des plis qui permettent de mieux l'adapter au visage : la Figure 32 montre ces deux types de

masques à usage unique, les plus courants.



Figure 32 : Types de masques à usage unique : a. coquille et b. bande allongée

Ces masques jetables sont à préférer aux anciens modèles en gaze, constitués de plusieurs épaisseurs de tissu et réutilisables, ainsi qu'aux masques parfois incorporés aux casques, car ils sont beaucoup plus efficaces [108] : ces derniers "n'offrent qu'une protection symbolique" [58], mais peuvent être utilisés en complément du masque à usage unique, en se plaçant au-dessus de lui. L'existence de mouvements sur les côtés, avec le souffle d'air, est le principal reproche à faire aux masques souples, car ils augmentent la dispersion des bactéries [116].

Le type de masque est également important pour le confort de celui qui le porte. Les grands masques sont plus confortables pour respirer au travers, et sont également plus efficaces car ils couvrent plus le visage [116]. Les plis permettent d'écarter le masque de la bouche et de réduire la friction avec le visage [40]. L'adjonction d'une bande de métal sur le bord supérieur améliore la tenue, mais un masque avec un cadre plus rigide, bien qu'intéressant pour écarter le matériau de la bouche et ainsi permettre une diction plus claire, couvre moins le visage et est donc moins efficace [116].

1.4.3. Efficacité

Même parmi les masques jetables, certains sont plus performants que d'autres, l'efficacité variant en fonction de la taille, de la présence ou non de plis, et de la souplesse [108].

Les bactéries venant des voies aériennes supérieures sont portées par des particules de 5 à 30 μ m. Les plus grosses particules projetées (plus de 3,3 μ m) sont bien filtrées par les masques, alors que 10% des plus petites (moins de 3,3 μ m) parviennent à passer au travers, ce qui est moins important, puisque ces particules ne sont pas porteuses de bactéries [116]. Des masques filtrant des particules plus petites (en dessous de 0,3 μ m) peuvent être indiqués pour la protection inversée, celle de l'équipe opératoire vis-à-vis des poussières générées par un laser employé lors de la chirurgie, ou des aérosols de sang dues à l'utilisation d'instruments à moteur.

Les masques, même humides, sont efficaces jusqu'à huit heures, malgré les rejets sur les côtés et le bas, qui augmentent avec le temps. Recouvrir les côtés et le bas du masque avec une coiffe de type cagoule en augmente ainsi l'efficacité [108], comme le représentent la Figure 29.b et la Figure 33.



Figure 33 : Positionner la cagoule sur les bords du masque permet d'augmenter l'efficacité de celui-ci

1.4.4. Port

Les masques sont à porter correctement pour être efficaces, c'est-à-dire bien positionnés, couvrant le nez et la bouche, et attachés assez serrés, ce qui limite les fuites [116] :

- Attraper le masque par les cordons du haut, le positionner sur le haut du nez.
- Attacher les cordons du haut en premier, sur le haut de la tête, pour l'empêcher de glisser.
- Attacher les cordons du bas sur la nuque. Bien vérifier que le menton et la bouche sont entièrement couverts.
- Ajuster la bande de métal sur le nez. Si l'on porte des lunettes, les poser sur le bord supérieur du masque, pour limiter la formation de buée sur les verres, ce qui est représenté par la Figure 34.
- On peut également nouer les cordons du haut sur la nuque et ceux du bas sur le haut de la tête, comme sur la Figure 34.b, ce qui aide au maintien du masque dans le temps.

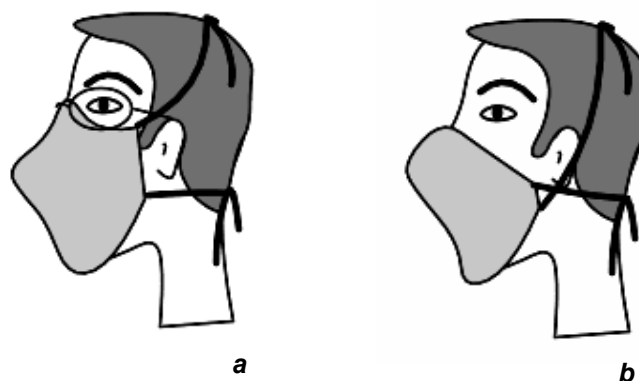


Figure 34 : Positionnement des cordons du masque et des lunettes

Il ne faut pas laisser pendre le masque autour du cou ou le mettre dans une poche, même entre deux chirurgies, car cette pratique favorise la contamination des pyjamas [40].

Avant de l'enlever, il est préférable de se laver les mains, pour limiter la contamination du visage, du cou et des cheveux par les micro-organismes récoltés lors de l'intervention chirurgicale ; défaire en premier les cordons du bas puis ceux du haut, et jeter le masque sans le toucher [116].

1.5. Coiffe

Les coiffes sont portées dans le but de limiter la chute de cheveux, particules et germes sur le site opératoire [108]. Les cheveux hébergent en effet des bactéries, notamment *Streptococcus viridans*, *Staphylococcus aureus*, et *Escherichia coli* [58] (environ 10^5 à 10^6 micro-organismes par cm^2 de cuir chevelu [10]).

Toutes les personnes présentes dans la salle d'opération devraient porter une coiffe. Celles-ci sont idéalement confortables, résistantes, sans produire trop de peluches, et couvrent l'ensemble des cheveux, et la barbe le cas échéant [68]. Plusieurs types sont disponibles, les plus courants étant les calots, charlottes et cagoules (Figure 29 et Figure 35). Les calots ne couvrent pas les zones temporales et occipitales [58], c'est pourquoi les charlottes, voire les cagoules, leur sont à préférer. Cependant, les cagoules, plus couvrantes, peuvent sembler moins confortables quand on n'en a pas l'habitude [40]. On trouve des coiffes en tissu ou en non-tissé, le tissu étant un peu plus chaud, et nécessite un lavage après chaque utilisation, avec une stérilisation périodique, comme pour les pyjamas, alors que les coiffes non-tissées sont simplement jetées.

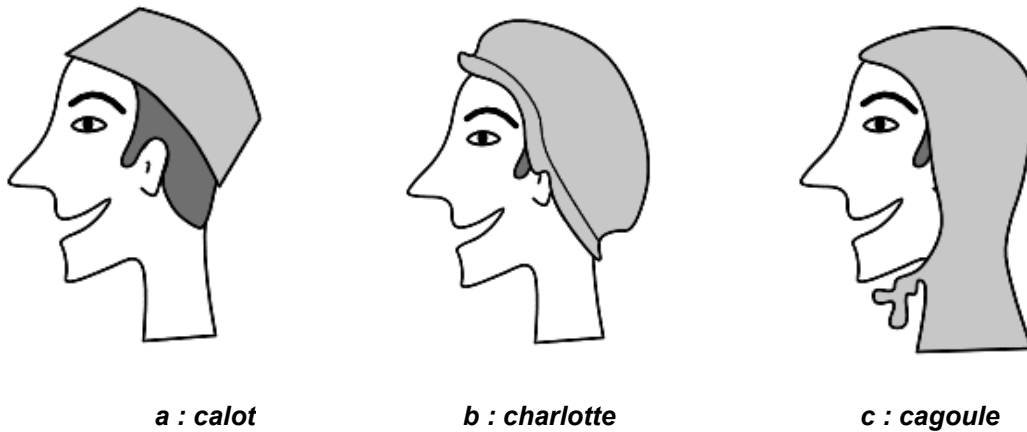


Figure 35 : Types de coiffes
(Le masque doit être enfilé avant...)

En plus des coiffes, certains chirurgiens portent un bandeau, sur le front, pour empêcher la sueur de tomber dans les yeux ou sur la zone opératoire. Cette pratique est meilleure du point de vue de l'asepsie que d'avoir un assistant qui essuie le front, et les chirurgiens qui transpirent beaucoup ou facilement ont tout intérêt à adopter ces bandes à usage unique [40].

1.6. Lavage des mains

Le rôle des mains dans les infections nosocomiales est déterminé depuis les travaux de Semmelweis (1846) [18], mais également par ceux de Pasteur (1878) et Lister (1867). Outre le point de vue historique, c'est la première mesure d'hygiène par son importance et son efficacité [26], malgré son apparente simplicité.



Figure 36 : Empreinte d'une main sur une boîte de Pétri

Le lavage des mains a pour but d'éliminer les impuretés cutanées (poussières, squames, poils, sébum... même avec une apparence propre, les mains sont riches en impuretés de toutes sortes, comme le montre la Figure 36) mais aussi et surtout de réduire autant que possible la flore présente à la surface des mains, tout en amoindrissant les possibilités de multiplication ultérieure des germes survivants. Ceci se fait par l'action chimique des produits de lavage employés, mais également par l'action mécanique de frottement et de rinçage. Le port des gants ne peut en rien se substituer à une carence du lavage des mains [27] : "les gants se posent en addition, et non en remplacement, d'un lavage des mains efficace" [70].

Un problème qui se pose fréquemment est celui de l'observance, c'est-à-dire du lavage des mains quand et comme il faut ; en effet, le lavage des mains est souvent mal respecté en milieu hospitalier, du fait des contraintes qu'il impose (notamment d'équipement), mais également de l'irritation et de la sécheresse cutanée [81] qui en découlent souvent.

1.6.1. Règles à respecter

Pour que le lavage soit efficace, certaines grandes règles doivent être respectées [77].

Tout ce qui est susceptible d'héberger des bactéries, de diminuer l'extensivité (la surface de peau pouvant être lavée) et donc l'efficacité du lavage, mais également de perforer les gants [40], doit être évité :

- Les mains et les avant-bras doivent être dépourvus de bijou : bagues et alliances, bracelets, montres... sont ôtés, et remis uniquement après la fin de la chirurgie [68]
- Les ongles doivent être courts, propres, sans vernis ni faux-ongles [26, 68]

Les tenues sont de préférence à manches courtes, ce qui facilite le lavage des coudes et avant-bras [26, 68], les manches longues sont donc retroussées [37].

Les robinets et distributeurs de savon ne sont jamais touchés avec les doigts ; en fonction du système, on utilise le front, le coude, le genou, le pied... ou les rayons infrarouges pour les plus perfectionnés d'entre eux. De plus, les distributeurs de savons ou de solutions pour frictions ne doivent pas être contaminables [114] – les pains de savon sont donc à éviter. Ces distributeurs sont gardés propres, tout comme les points d'eau [27].

Afin d'éviter tout risque d'intolérance au produit, le rinçage doit être abondant, et le séchage soigneux et par tamponnement, avec des essuie-main [26].

1.6.2. Types de lavage

1.6.2.1. Description et indications

▪ Lavages

On distingue différents types de lavage, en fonction du degré d'asepsie souhaité :

- Le lavage simple,
- Le lavage antiseptique, proche du lavage simple, mais plus poussé,
- Et enfin le lavage chirurgical, encore plus soutenu.

Ces trois types de lavage sont décrits et comparés dans le Tableau 10. Seuls les lavages simple et chirurgical sont utilisés avant une intervention, le lavage simple étant un préalable à l'utilisation de frictions chirurgicales (elles-mêmes abordées dans le paragraphe 1.6.4). Le choix d'une technique d'hygiène des mains est guidé dans la Figure 37.

Le port des gants ne dispense pas du lavage des mains, bien au contraire.

Type de lavage	Lavage simple	Lavage antiseptique	Lavage chirurgical des avant-bras et des mains	
But	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Eliminer les souillures, les squames cutanées ▪ Réduire la flore transitoire 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Eliminer la flore transitoire 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Eliminer la flore transitoire ▪ Diminuer la flore résidente de manière significative (d'un facteur 100 à 1000) 	
Quand ?	<ul style="list-style-type: none"> ▪ A la prise et à la fin du service ▪ Après être allé aux toilettes, s'être mouché ▪ Avant et après tout soin infirmier non invasif (manipulation de matériel contaminé, administration orale de médicaments, injections IM, SC, IV...) ▪ Après tout contact avec des fluides corporels ▪ Avant et après tout examen médical ▪ Avant la réalisation de frictions chirurgicales 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Avant la pratique d'un acte invasif (pose d'une sonde vésicale ou d'un cathéter intra-veineux) ▪ Après tout contact septique ▪ Avant et après des soins à un animal immunodéprimé, contagieux ou colonisé par un germe multirésistant 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Avant une intervention chirurgicale ▪ Avant la pose d'un cathéter central, une ponction lombaire... 	
Préalable	Retirer bijoux si préalable à une intervention chirurgicale		Retirer montre, bagues, bracelets	
1° lavage	Avec quoi ?	Humidifier les mains		
		Savon liquide ordinaire	Savon antiseptique	
	Comment ?	Faire mousser le savon, et savonner toute la surface des mains, notamment les espaces inter-digités, le dos des mains, les extrémités des doigts et les poignets Rincer abondamment, doigts vers le haut		
2° lavage	Avec quoi ?			
	Comment ?	<i>Un seul lavage</i>		2 à 3 doses de savon antiseptique sur une main et l'avant-bras correspondant, puis 2 à 3 doses de savon antiseptique sur la face éponge d'une brosse chirurgicale
				"Brosser" chaque côté de chacun des doigts, entre les doigts, la paume et le dos des mains, pendant 2 minutes.
				"Brosser" ensuite les avant-bras jusqu'au dessus du coude, en gardant les mains plus hautes que les coudes, pendant 1 minute
		Rincer la brosse à l'eau claire, la transférer dans la main déjà brossée		
		Répéter les étapes précédentes pour l'autre côté		
		Abandonner la brosse dans le lavabo		
		Rincer les mains et les avant-bras en commençant par l'extrémité des doigts, l'eau doit toujours s'écouler du bout des doigts vers les coudes, les doigts ne doivent donc jamais se trouver plus bas que les coudes.		
		Ne jamais secouer les mains pour l'évacuation de l'eau, toujours la laisser couler vers les coudes.		
Combien de temps ?	30 secondes maximum	Une minute maximum	7 lavages consécutifs 5 minutes de lavage minimum (voir paragraphe 1.6.3)	
Séchage	Sécher par tamponnement avec un essuie-mains à usage unique		Tenir les mains devant soi en hauteur	
	Fermer le robinet avec l'essuie-main		A l'aide de l'extrémité d'un essuie-mains stérile, sécher un côté en commençant par les doigts et en finissant par le coude.	
			De la main séchée, attraper l'autre extrémité du linge et sécher l'autre côté. Tenir les mains devant soi en hauteur	
Jeter l'essuie-main dans la poubelle sans la toucher avec les mains				

Tableau 10 : Les différents types de lavage des mains, d'après [26, 81, 114, 118]

▪ **Frictions**

Le lavage antiseptique ou chirurgical peut être remplacé par un lavage simple, que l'on fait suivre par des frictions avec un produit adéquat, voire uniquement par des frictions dans des conditions bien particulières (mains propres – pas de poudre déposée par les gants par exemple -, sèches, non lésées [77]). Elles consistent à appliquer un produit en général hydro-alcoolique, solution ou gel, qui a une activité bactéricide sans effet nettoyant. Ce produit s'utilise sans eau : on peut donc en déduire des indications intéressantes (pas de source d'eau propre : urgence par exemple) et les restrictions (uniquement sur mains propres), qui seront développées dans le paragraphe 1.6.4.

Les indications sont les mêmes que pour le lavage antiseptique ou chirurgical, selon le degré d'asepsie que l'on veut atteindre : les deux types de traitement par friction sont comparés et détaillés dans le Tableau 11.

Type	Traitement hygiénique par frictions	Désinfection chirurgicale par frictions
Quand ?	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Avant la pratique d'un acte invasif (pose d'une sonde vésicale ou d'un cathéter intra-veineux) ▪ Après tout contact septique ▪ Avant et après des soins à un animal immunodéprimé, contagieux ou colonisé par un germe multirésistant 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Avant une intervention chirurgicale ▪ Avant la pose d'un cathéter central
Avec quoi ?	(Savon non désinfectant) Produit désinfectant pour frictions : 3mL en général, il faut une quantité suffisante permettant l'imprégnation totale de la surface à frictionner	
Comment ?	Lavage des mains si nécessaire, avec séchage	
	Déposer une dose de gel ou solution hydro-alcoolique pour friction dans le creux de la main, puis frictionner jusqu'à séchage complet. Ne pas rincer ni sécher.	1° et 2° friction des mains aux coudes, jusqu'à séchage complet, 3° friction des mains aux avant-bras, coudes exclus, jusqu'à séchage complet
Combien de temps ?	Friction : 30 secondes	Par friction : 1 minute (⇒ 3 minutes)
Comment sécher ?	Pas de séchage	
Contre-indications	Mains souillées, humides, poudrées, talquées ou lésées ⇒ procéder au lavage des mains Un lavage simple des mains s'impose après 5 frictions	

Tableau 11 : Types de frictions, d'après [77]

Les frictions sont loin d'être un pis-aller en humaine [26], mais le travail avec des animaux implique souvent un degré de salissure des mains supérieur... qui impose alors un vrai lavage des mains. Elles ne peuvent en aucun cas s'utiliser sur les gants [43].

▪ **Comparaison lavage-friction**

Plusieurs études, comparant des solutions pour friction à base d'alcool et de chlorhexidine, à des solutions moussantes de gluconate de chlorhexidine à 4% et de polyvidone iodée à 7,5% (pour un lavage "classique") [72, 91], montrent une efficacité supérieure du produit pour frictions sur la réduction microbienne, et une autre montre un effet équivalent [84]. Cependant, cette technique n'est pas encore normalisée pour l'utilisation au bloc opératoire en humaine.

	Lavage classique	Frictions
Avantages	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Utilisable sur mains mouillées, sales, poudrées : effet mécanique significatif ▪ A faire après les gestes de la vie courante (repas, toilettes, ...) 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Activité antimicrobienne et antivirale importante et rapide ▪ Large spectre d'action (sauf spores) ▪ Bonne tolérance cutanée ▪ Economie de temps (surtout si éloignement du point d'eau)
Inconvénients	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Besoin d'eau propre ▪ Moins bonne tolérance cutanée si répété 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Inflammabilité des produits à base d'alcool ▪ Non utilisable sur mains mouillées, sales ▪ Non utilisable après les gestes de la vie courante (repas, toilettes, ...) ▪ Non efficace sur les spores

Tableau 12 : Avantages et inconvénients des lavages et des frictions, d'après [12, 26]

1.6.2.2. Choix d'une technique d'hygiène des mains

Les techniques d'hygiène des mains sont nombreuses : l'algorithme de la Figure 37 permet d'en orienter le choix.

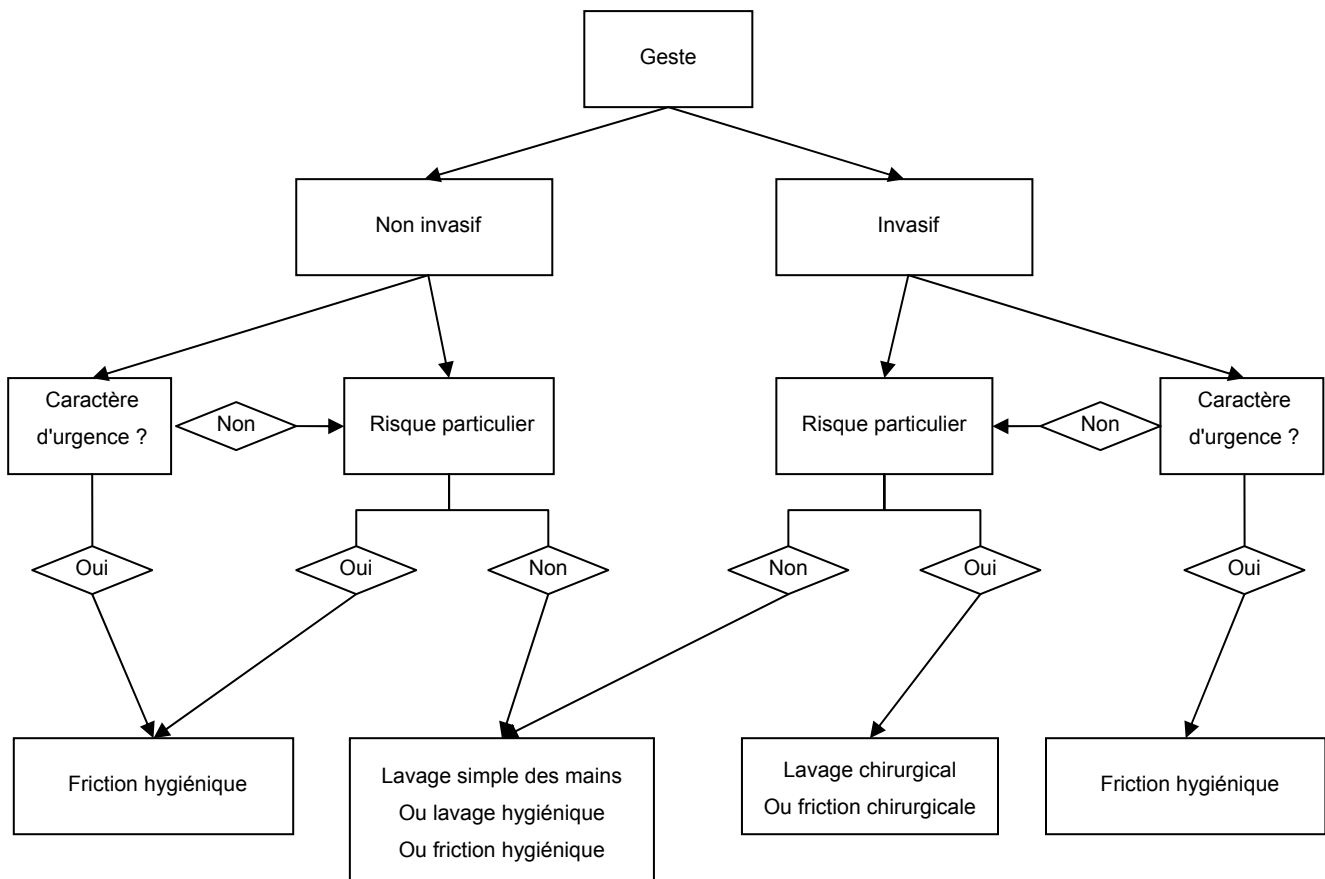


Figure 37 : Algorithme décisionnel pour le choix d'une technique d'hygiène des mains

Un risque particulier est défini par la présence d'une des caractéristiques du patient ou de son contexte environnemental :

- Patient :
 - immuno-déprimé et/ou sous traitement immuno-suppresseur
 - malade infecté ou colonisé
- Contexte environnemental :
 - présence ou absence de point d'eau
 - présence ou absence d'équipement autour du point d'eau
- Prestation de soins en situation particulière
- Secteur architectural particulier

1.6.2.3. Terminologie européenne et équivalences

En médecine humaine, les différents types de lavage des mains sont normalisés selon les normes citées dans le Tableau 13 ; les différentes dénominations utilisées sont également précisées.

Dénominations européennes et françaises	Norme de référence	Dénominations courantes	Équivalents possibles utilisables dans les établissements de santé en France
Lavage simple des mains	0	Lavage simple	Lavage des mains Lavage hospitalier Lavage « social » (USA)
Lavage hygiénique des mains	NF EN 1499 ou NF T72-501	Lavage antiseptique Lavage hygiénique	Lavage désinfectant
Traitement hygiénique des mains par frictions	NF EN 1500 ou NF T72-502	Frictions hygiéniques des mains Antisepsie rapide des mains	Désinfection des mains Désinfection des mains par frictions
Désinfection chirurgicale des mains par lavage	NF EN 12791 ou NFT 72-503	Lavage chirurgical des mains	Lavage chirurgical des mains Désinfection chirurgicale des mains par lavage
Désinfection chirurgicale des mains par friction	NF EN 12791 ou NF T72-503	Désinfection chirurgicale des mains Antisepsie chirurgicale des mains	Frictions chirurgicales des mains

Tableau 13 : Dénominations françaises et européenne et normes de référence, d'après [26, 77]

1.6.3. Méthode de lavage

La méthode de lavage est normalisée (norme NF EN 1499), elle est représentée dans la Figure 38. Cette méthode est valable pour tous les types de lavages, cependant, seule la méthode de lavage chirurgical sera détaillée dans le texte.

- **Ordre**

Le lavage a toujours lieu dans le même ordre : d'abord les ongles, puis les doigts, les paumes, les faces dorsales des mains, les poignets, les avant-bras, d'un côté puis de l'autre.

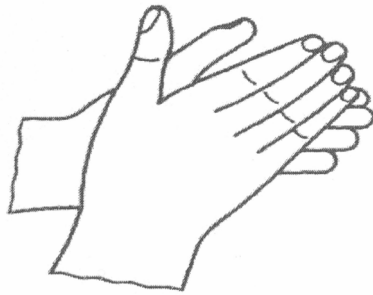
- **Application de l'antiseptique**

Les méthodes d'application de l'antiseptique varient grandement selon l'éducation et l'expérience personnelle. Certains recommandent une approche "minutage anatomique", où l'on passe tant de temps sur les doigts, tant sur les mains..., d'autres préfèrent compter le nombre de coups de "brosse". Les deux techniques sont satisfaisantes, quand l'application est faite consciencieusement, avec un antiseptique adéquat [40].

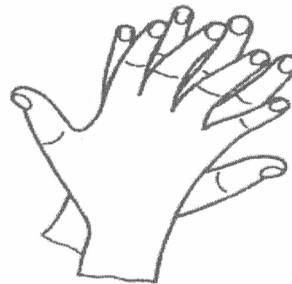
- **Lavage**

Quelle que soit la méthode choisie, il faut prendre soin de bien nettoyer les avant-bras (jusqu'au dessus du coude) et les mains.

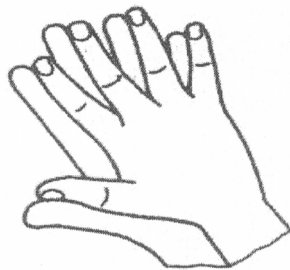
Pendant longtemps, l'usage d'une brosse dure a été recommandé pour le lavage pré-opératoire ; ce procédé crée des micro-lésions de la peau, qui peuvent favoriser le développement de bactéries [68], ou de dermatite voire de sensibilité aux antiseptiques par la suite. L'usage d'une "éponge" ou d'une brosse souple est préférable, comme dans la Figure 39. On peut également se servir des mains seules, sans brosse ni "éponge" [40].



1. Paume contre paume



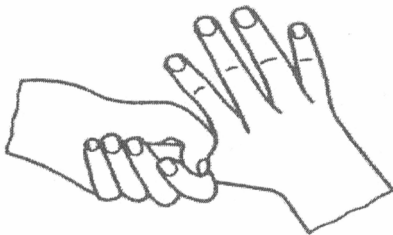
2. Paume de la main droite sur le dos de la main gauche et vice-versa



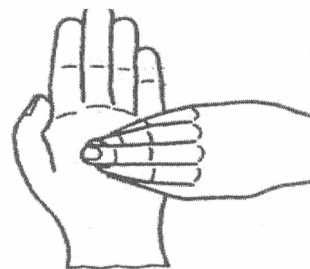
3. Paume contre paume, avec les doigts entrelacés



4. Dos des doigts contre la paume opposée, avec les doigts emboîtés



5. Friction en rotation du pouce droit enchâssé dans la paume gauche et vice-versa



6. Friction en rotation en mouvement de va et vient, avec les doigts joints de la main droite dans la paume gauche et vice-versa

Figure 38 : Procédure standardisée de lavage (NF EN 1499) et de friction (NF EN 1500) des mains, d'après [26]



Figure 39 : Utilisation d'une brosse, pour les ongles (a), ou d'une éponge (b), pour les mains et les avant-bras.

L'utilisation des combinaisons "brosse-éponge" stériles disponibles dans le commerce (comme celle de la Figure 39), certaines déjà imprégnées d'antiseptiques (usage unique), évite le nettoyage, la stérilisation et la réutilisation des anciennes brosses [40] (voir également le paragraphe 1.6.6.3 ci-dessous).

Pour toutes les techniques utilisables, le massage doit être très soigneux, en insistant sur la pulpe des doigts, les espaces interdigités, la paume, le bord externe de la main et le pli du coude [79].

- **Rinçage**

Lors du rinçage, les doigts sont maintenus en hauteur, pour que l'eau puisse s'écouler de ceux-ci vers les avant-bras, et ainsi l'eau contaminée ne vient pas contaminer les zones lavées [9] ; ceci est illustré par la Figure 40. Le rinçage se fait en évitant de toucher le robinet ou le lavabo.



Figure 40 : Rinçage, du bout des doigts vers les coudes

- **Nombre de lavages et durée**

Alors que toutes s'accordent pour ce qui est du lavage simple (un lavage, 30 secondes) et du lavage hygiénique (un lavage, une minute), différentes sources suggèrent différentes durées pour le lavage chirurgical :

Soit *3 cycles lavage-rinçage, pour 5 minutes* [40]. De nombreuses études effectuées n'ont trouvé aucune différence entre un lavage de 5 ou de 10 minutes [18], et une de

ces études conseille de faire un premier lavage de 3 à 5 minutes, puis de se contenter de lavages de 2 à 3 minutes avant les chirurgies suivantes [116].

Les CCLIN Paris-Nord et Sud-Est conseillent un lavage chirurgical en *3 temps* : un *prélavage* et un *lavage de 30 secondes* par côté chacun, suivis d'un *deuxième lavage de 1 minute par main et de 30 secondes par avant-bras*, ce qui fait un total de 6 minutes [26, 29]. (Les CCLIN sont les Centres de Coordination inter-régionaux de Lutte contre les Infections Nosocomiales, qui ont des antennes présentes dans tous les hôpitaux publics humains (les CLIN, Comités de Lutte contre les Infections Nosocomiales), regroupant des représentants de différents métiers - pharmacien, biologiste, médecin, chirurgien, services techniques..., et responsables de tous les aspects de la lutte contre les infections nosocomiales, de la prévention aux statistiques. Les CCLIN émettent des "recommandations", grandes lignes à suivre, que les CLIN traduisent en "notes", qui détaillent les procédures à respecter dans un hôpital.)

Enfin, un projet de norme européenne pr EN 12 054 prévoyait une durée de *5 minutes pour tout lavage chirurgical*, alors que le lavage antiseptique dure 60 secondes [26]. Ce projet de norme a été retiré fin 2004, pour une raison inconnue.

▪ **Séchage**

Des serviettes en papier ou en éponge, stériles (pour le lavage chirurgical, non stérile pour le lavage simple précédant des frictions chirurgicales), sont utilisées pour le séchage, l'idéal étant d'utiliser des essuie-mains à usage unique (cf paragraphe 1.6.5). Si un seul essuie-main est utilisé, il doit être divisé en 4 zones, une pour l'avant bras gauche, une pour la main gauche, une pour l'avant bras droit et une pour la main droite. La disposition de ces zones importe peu, mais chacune ne doit être utilisée qu'une seule fois. Si on utilise deux essuie-mains, un par côté, chacun est divisée en 2 parties. L'idéal est d'utiliser quatre essuie-mains [68].

1.6.4. Méthode de friction

La procédure est semblable à celle du lavage, représentée dans la Figure 38, notamment pour ce qui s'agit de la technique de friction, cependant, la brosse n'est pas utilisée ici, et le produit est différent. Elle est décrite dans le Tableau 11.

1.6.5. Equipement du poste de lavage

Pour permettre un lavage des mains correct, dans de bonnes conditions, le poste de lavage doit présenter un certain nombre d'équipements obligatoires. Ce poste comporte au moins un lavabo, avec un distributeur de savon liquide, un distributeur d'essuie-mains à usage unique (stériles pour le lavage chirurgical, non stériles pour le lavage simple précédant les frictions chirurgicales), et un collecteur de déchets. Ceci doit être soigneusement agencé, pour faciliter l'organisation du travail, ainsi que l'observance, mais surtout une bonne hygiène des mains ! Le poste de lavage doit également être entretenu, puisque l'absence d'entretien peut être à l'origine de lavages de mauvaise qualité.

- **Lavabo et robinetterie**

La vasque est d'une grandeur et d'une profondeur suffisante pour éviter les projections lors du lavage des mains. Elle est de préférence fixée au mur, pour favoriser l'entretien des sols : alors que pour un usage domestique, on préconise une fixation à 90 cm du sol, pour les auges de lavage chirurgical on recommande plutôt une fixation à 1,1 m [26].

Elle peut être en inox de qualité normalisée, en céramique, ou en résine haute densité ; les matériaux utilisés sont de toute manière résistants aux désinfectants habituellement employés dans ce contexte, et présentent une surface lisse, pour éviter toute colonisation par des micro-organismes de l'environnement. Leur qualité doit permettre un détartrage à une fréquence imposée par la dureté de l'eau

disponible [26].

Enfin, la vasque présente une surface lisse, sans zone de stagnation de l'eau, ni trop-plein ou bonde, sources de multiplication microbienne. Les accessoires sont démontables sans outil, pour les entretenir facilement, en particulier le siphon qui peut ainsi être facilement nettoyé, éventuellement désinfecté par immersion ou même stérilisé, dans des unités à haut risque infectieux [26].

Le robinet est à commande non manuelle : il peut être déclenché par le pied, le genou, le coude, le front, ou même par infra rouges. Il est placé suffisamment haut par rapport à la vasque pour que les mains ne risquent pas de toucher celle-ci ou le robinet lui-même, en prenant en compte que l'écoulement doit se faire vers les coudes... et donc que les doigts se trouvent assez haut par rapport à une position de lavage domestique. Le débit utilisé pour le lavage des mains doit être modéré, afin d'éviter les éclaboussures potentiellement contaminantes [46].

▪ **Distributeurs de savon liquide**

Ils contiennent une réserve de savon, et en délivrent une petite quantité, par une commande non manuelle de préférence. Il existe 2 principaux types de présentation :

- "Couvrante", comprenant une platine murale, permettant la fixation du support, un capot mural, qui protège la cartouche et le dispositif de distribution du produit, et un système de commande, qui en permet l'écoulement.
- "Ouverte", comprenant uniquement un panier, qui accueille le conditionnement, avec un système de commande [26].

Les recharges existent sous différentes présentations, on distingue les *cartouches* (venant en remplacement de la précédente, qu'elle soit pour un système de pompe ou pour une valve à pression continue) et les *réservoirs*, réutilisés car remplis régulièrement. Il existe également un *système mixte*, par cartouche avec un réservoir tampon. Ces systèmes permettent d'éviter une contamination du contenu [26]. La contenance est à choisir en fonction de l'activité, du nombre de personnes l'utilisant et éventuellement... des prix.

Les distributeurs sont nettoyés régulièrement, voire désinfectés et même stérilisés. Les matériaux utilisés doivent donc supporter les désinfectants habituels, être résistants à l'usure et aux chocs, et ne pas craindre la corrosion liée au produit distribué [26].

Enfin, les systèmes de commandes peuvent être au bras, au coude, au genou, au pied, voire par détection de la présence des mains. Ces trois dernières options sont à privilégier pour le bloc opératoire [26], mais toutes sont acceptables.

▪ **Distributeurs de produit pour frictions**

Pour un usage chirurgical, ils sont de préférence placés au poste de lavage, ce qui simplifie l'hygiène des mains.

On préférera un petit conditionnement, avec pompe doseuse si possible, en vérifiant que la dose distribuée correspond bien à la dose efficace recommandée par le fabricant [26]. Il est indispensable de noter la date de mise en place, ou mieux, la date de péremption après ouverture, du flacon, et de se conformer à la durée maximale d'ouverture (risque d'évaporation de l'alcool et de contamination microbienne).

Les pompes distributrices sont, comme pour le savon, actionnables sans les mains, et ne doivent pas permettre de reflux.

Pour éviter les problèmes de contamination croisée, problème de dosage, de reflux et contamination du flacon et du système de distribution possible, ces distributeurs de produit pour friction restent au poste de lavage, et ne sont pas déplacés dans les poches des utilisateurs [116].

▪ **Moyens de séchage**

Trois systèmes sont disponibles : distribution de formats à usage unique, distribution d'articles textiles, ou séchage à air chaud.

Distributeur	Avantages	Inconvénients
Essuie mains pliés	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Le pliage enchevêtré permet la distribution unitaire et uni-manuelle, et évite la contamination de la recharge 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Distribution unitaire aléatoire en raison de la grande diversité des formats d'essuie-mains par rapport aux distributeurs ▪ Existence de modes de pliage non enchevêtrés ▪ Repère visuel souvent inadapté ▪ Contrainte d'ouverture par une clé
Rouleau	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Prédécoupage unitaire théorique 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Pas de distribution unitaire effective en raison du prédécoupage souvent inefficace ▪ Pas de distribution unimanuelle (bouton presseur, manivelle) ▪ Fragilité des systèmes de distribution
Dévidage central	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Accessibilité facile de la recharge ▪ Format non limitant 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Découpage unimanuel difficile ▪ Risque de surconsommation lié au mode de distribution ▪ Risque de lésion cutanée avec certaines griffes de découpage

Tableau 14 : Avantages et inconvénients des différents systèmes de distribution d'essuie-mains non tissés, d'après [26]

- Les **essuie-mains à usage unique** idéaux sont souples (pour bien épouser les caractéristiques anatomiques de la main et des doigts), absorbants (pour un séchage par tamponnement), résistants tant à l'état sec qu'à l'état humide (pour ne pas se déchirer lors de l'essuyage), et non pelucheux (pour ne pas déposer de fibres sur les mains lors de l'utilisation). Ils sont disponibles sous différents modèles, à adapter au distributeur : pliés, en rouleau, ou en bobine à dévidage central (comparés dans le Tableau 14). L'utilisation d'essuie-mains stériles n'est pas indispensable après un lavage simple qui sera suivi de frictions chirurgicales, mais les essuie-mains utilisés après un lavage chirurgical sont impérativement stériles. Le format de distributeur n'est donc pas vraiment adapté à ce dernier cas : on lui préfère des essuie-mains délivrés au moment où ils sont nécessaires, en les sortant au dernier moment de leur conditionnement de stérilisation. L'aide d'une personne non stérile est alors indispensable.

- Les **textiles** ne sont pas employés dans les milieux à haut risque infectieux, comme le bloc opératoire, dans les hôpitaux humains.

- Les **systèmes à air chaud** ne sont pas adaptés à l'utilisation chirurgicale (séchage lent, pas d'essuyage mécanique, irritant à long terme, mise en suspension de poussières et condensation donc risque de dissémination des germes).

▪ **Collecteur de déchets**

Un collecteur de déchets, à commande non manuelle bien évidemment, est placé à proximité du poste de lavage. Sa taille est adaptée à la place disponible, mais surtout à l'importance de l'activité et à la consommation moyenne d'essuie-mains. Ce peut être un réceptacle de type poubelle (à nettoyer régulièrement) ou un dispositif à usage unique (sac, carton...)

▪ **Eau**

L'eau utilisée pour le lavage des mains (simple, hygiénique ou chirurgical) est bien entendu une eau propre, par exemple l'eau de ville potable [29]. Dans les hôpitaux humains, cette eau a une qualité bactériologique maîtrisée de niveau 1 (eau "propre") ; il s'agit le plus souvent de l'eau du réseau, chlorée à 0,1mg/L. Les exigences microbiologiques émises sont les suivantes : après 24h de culture à 37°C et 72h à 22°C, moins de 100 UFC/100mL (Unités Formant Colonie par 100 millilitres) de bactéries aérobies et anaérobies facultatives, et absence de *Pseudomonas aeruginosa* dans 100 mL. L'eau du réseau interne peut parfois répondre à ces critères de qualité sans traitement complémentaire (filtre ou microfiltre terminal). Afin de maintenir cette qualité, un détartrage périodique des points d'eau et un nettoyage désinfectant quotidien des gicleurs des robinets sont nécessaires [26]. La qualité de l'eau est bien sûr vérifiée périodiquement.

La dureté de l'eau intervient également : plus une eau est dure, moins elle fait mousser le savon, donc le nettoyage avec une eau dure est plus difficile qu'avec une eau douce. La dureté de l'eau dépend à la fois de la concentration des ions calcium et magnésium. D'autres ions comme les ions fer, aluminium ou manganèse interviennent aussi mais dans une moindre mesure car ils sont très peu concentrés.

Enfin, la température de l'eau est également à prendre en considération : trop chaude, elle brûle, trop froide, les savons sont moins efficaces et le lavage risque d'être raccourci par souci de confort.

- **Horloge/chronomètre**

C'est un équipement important, indispensable pour mesurer la durée du lavage des mains, et ainsi respecter la durée optimale.

- **Equipements et consommables selon le type d'hygiène des mains**

Ces équipements et consommables sont bien évidemment différents, selon le type de lavage des mains que l'on réalise : le Tableau 15 en résume les principaux (seuls sont cités les équipements nécessaires pour une hygiène chirurgicale des mains, par lavage simple et frictions, ou lavage chirurgical).

Utilisation d'eau	Utilisation de produit hydro-alcoolique
<i>Lavage simple et friction chirurgicale</i>	
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Lavabo ▪ Eau du réseau ▪ Savon liquide doux avec distributeur et conditionnement unitaire à usage unique ▪ Essuie-mains à usage unique en distributeur, non stériles ▪ Sac à déchets 	<ul style="list-style-type: none"> ▪ Produit hydro-alcoolique pour friction chirurgicale, en distributeur
<i>Lavage chirurgical</i>	
<ul style="list-style-type: none"> ▪ Lavabo ▪ Eau contrôlée ▪ Savon liquide antiseptique avec distributeur et conditionnement unitaire à usage unique ▪ Essuie-mains stériles ▪ Sac à déchets 	

Tableau 15 : Equipements et consommables nécessaires selon le type d'hygiène des mains, d'après [26]

1.6.6. Produits utilisables, avantages/inconvénients, intérêts

Le produit idéal pour le lavage ou la désinfection des mains doit avoir à la fois une bonne action antiseptique, et une action protectrice, ou tout du moins non-irritante, pour les mains de l'équipe opératoire suite à un usage fréquent [116].

1.6.6.1. Composition générale

Les produits employés pour l'hygiène des mains sont composés d'un mélange de produits chimiques [26] :

- Principe actif antiseptique, qui détruit ou inhibe momentanément la croissance de la flore cutanée,
- Agents tensio-actifs nettoyants ou détergents,
- Adjuvants, qui renforcent l'action des principes actifs,
- Excipients, qui diluent les principes actifs,
- Agents surgraissants (glycérine, allantoiné, lanoline...), qui diminuent l'agressivité du produit de base.
- Parfums et colorants, qui rendent le produit plus agréable à utiliser

Ils doivent répondre à la fois à des critères d'innocuité et d'efficacité :

► **Efficacité**, sur les germes : les produits sont au minimum bactériostatique/fongistatique, et ils peuvent être bactéricides, virucides, fongicides, sporicides.

► **Innocuité**, sur la peau : elle est définie par la tolérance du produit en application locale :

- Tolérance cutanée

- Absence de transformation du produit en produit toxique
- Absence de persistance anormale après action antimicrobienne
- Limite l'induction de dermatite d'irritation ou d'allergie de contact

1.6.6.2. Normes antimicrobiennes

L'efficacité des produits vis-à-vis de la flore cutanée est évaluée de manière standardisée, en fonction de normes émises par l'AFNOR (en France : NF EN 1040, pour l'activité bactéricide de base, NF EN 12791, pour les produits pour frictions, et NF EN 1499, pour les produits pour lavage), qui sont de plus en plus remplacées par des normes européennes. Les normes en question décrivent des méthodes *in vitro* permettant d'évaluer la concentration minimale du produit qui, dans des conditions déterminées de température et de temps de contact, provoque la réduction de la flore microbienne, dans des proportions préalablement définies.

1.6.6.3. Produits utilisés pour le lavage des mains

La flore de passage ne se multiplie pas sur la peau, et elle est facilement réduite par l'action mécanique d'un lavage avec un savon classique (savon de Marseille par exemple), alors que la diminution de la flore résidente nécessite des produits antiseptiques : les produits utilisés pour le lavage des mains diffèrent donc selon le type de lavage (les types de lavage et les produits utilisés sont récapitulés dans le Tableau 10).

- **Savons simples**

Ce sont des produits nettoyants à action détergente, c'est-à-dire qu'ils permettent

une émulsion des substances non solubles dans l'eau (hydrophobes), qui sera éliminée par le rinçage. Ils éliminent 40 à 50% de la flore cutanée transitoire des mains [26], sans la détruire, mais en la séparant de son support. Ils sont donc utilisés pour le lavage simple des mains, avant une application de solution hydro-alcoolique pour frictions.

Il existe 2 types de savons :

- Les savons solides ou liquides vrais, issus de la saponification d'un corps gras par une base, et dont le pH est basique. Pour le lavage chirurgical, les savons solides sont à déconseiller : toujours humides, parfois craquelés, ils peuvent héberger des bactéries et contribuent aux contaminations entre différentes personnes. Il est préférable d'utiliser des savons liquides ou des émulsions du plus petit volume possible. Leur qualité ainsi que leurs conditions d'utilisation doivent être régulièrement surveillées.
- Les solutions moussantes : ce sont des mélanges de substances détergentes, de type laurylsulfate de sodium, dont le pH est généralement neutre. Ce sont les plus utilisées.

▪ **Solutions moussantes antiseptiques**

Les solutions moussantes antiseptiques utilisées sur la peau ne doivent pas l'irriter, et en particulier ne pas la dessécher. Elles peuvent avoir une action antimicrobienne de par leurs *constituants*, leur *pH*, ou par *ajout de principes actifs bactéricides ou bactériostatiques* à leur formulation, évitant ainsi la contamination secondaire de la solution. Ces solutions répondent aux normes NF EN 1040 (activité bactéricide de base) et NF EN 1499 (traitement hygiénique des mains par lavage). Elles sont utilisées pour un lavage des mains de type hygiénique ou chirurgical [26], en permettant une élimination de la flore transitoire et une diminution de la flore résidente.

L'antiseptique idéal est à la fois bactéricide, virucide, fongicide, et sporicide, à large spectre d'action, non sensible aux substances interférentes, à action rapide et soutenue [114]. Sa toxicité, locale et systémique, est faible, il est actif en présence

de matière organique (sang, pus, tissu nécrotique, fécès...), il réussit à entrer dans les crevasses, cavités et films de matière organique... sans toutefois corroder les métaux... et en restant économiquement intéressant ! [80] Il ne doit pas non plus être transformé en une substance toxique au niveau des tissus, tandis que son action ne doit pas se prolonger anormalement, une fois l'effet obtenu [60]. Cet antiseptique "idéal" n'existe pas, mais parmi ceux du marché, les trois les plus utilisés pour le lavage des mains sont l'hexachlorophène, la polyvidone iodée (ou PVPI), et la chlorhexidine. Ces deux derniers sont préférés au premier, car ils sont plus efficaces pour la réduction des bactéries, et sont moins souvent associés à des réactions de la part de l'utilisateur. Les deux sont acceptables en pratique [117], même si les préparations à base de chlorhexidine sont considérées comme supérieures (spectre large, effet antimicrobien rapide, effet résiduel long et cumulable [75], effet détergent, irritation cutanée minimale, actif même en présence de matière organique) [80]. Certains individus trouvent que la chlorhexidine dessèche moins la peau [40]. Deux autres principes actifs, moins connus et moins efficaces, sont le parachlormétaxylénol (PCMX, ou chloroxylénol), et le triclosan (5-chloro, 2-[2,4-dichlorophenoxy]phénol) [116]. Ces produits sont également moins répandus (l'annexe 1 rassemble les différents désinfectants utilisables).

L'application d'une solution du produit utilisé après le lavage n'a pas d'intérêt, et pourrait même augmenter la probabilité d'une réaction chez les individus sensibles [40].

▪ **Supports imprégnés d'antiseptique**

Ces supports, brosses et/ou éponges, comme celles de la Figure 41, ne rentrent pas dans la catégorie des dispositifs médicaux : ils ne relèvent donc pas de leur réglementation, mais de celle sur les biocides [26] (directive européenne n°93/421/CEE, transposée en droit français par la loi n°93/43 ; un biocide est un produit chimique qui a la capacité de tuer des organismes vivants, nuisibles pour la santé humaine ou animale, ou qui endommagent les produits naturels ou manufacturés ; par exemple pesticide, herbicide [3, 64]). Leur dossier technique ne comporte donc pas le même nombre d'informations que ceux des savons ayant le

même principe actif possédant, le cas échéant, une AMM.

Il n'existe pas pour le moment d'étude publiée dont la méthodologie permet de montrer la supériorité ou non du lavage avec ces dispositifs imprégnés par rapport au lavage classique. Deux études [83, 96] semblent cependant montrer une plus grande efficacité du lavage sans utilisation de ces dispositifs imprégnés, avec un savon de chlorhexidine ou de polyvidone iodée suivi d'une application d'isopropanol ou d'alcool à 70°.

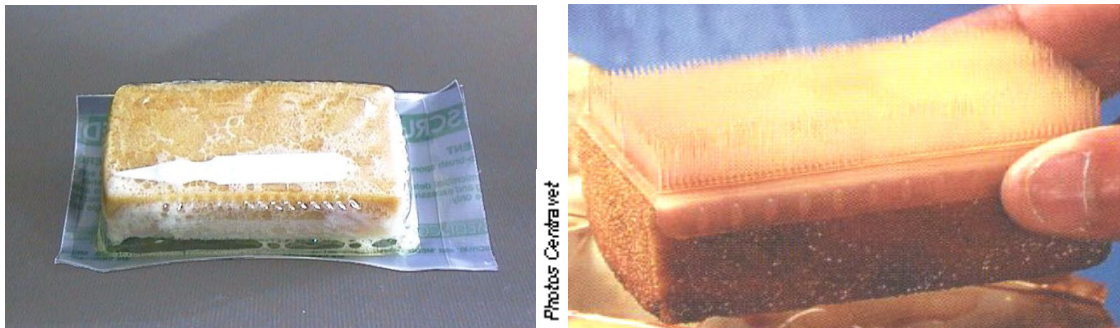


Figure 41 : Brosse-éponge imprégnée d'antiseptique, dans son emballage et déballée

Si on les emploie, la différence par rapport au lavage chirurgical décrit ci-dessus consiste à remplacer la deuxième dose de savon antiseptique du premier lavage par l'utilisation d'un support imprégné de produit moussant antiseptique, sur des mains et avant-bras préalablement mouillés. Il peut arriver que l'utilisation du cure-ongles à usage unique contenu dans l'emballage de ces dispositifs vienne remplacer le brossage des ongles ; cette procédure n'est cependant pas validée. Il reste également à craindre un raccourcissement de la durée de lavage des mains suite à l'emploi de tels dispositifs. Pour le lavage antiseptique ou hygiénique, le savon est simplement remplacé par l'utilisation du dispositif.

Du fait de leur "marginalité" dans les normes, les critères à inclure dans le cahier des clauses techniques pour ces produits sont particulièrement importants [26] :

- mention “état stérile” et procédé de stérilisation
- résultats de l'activité bactéricide en conformité avec la directive sur les biocides s'il y a lieu
- absence de contamination
- teneur en antiseptique conforme à la norme
- qualité des supports d'imprégnation (brosse ou éponge).

1.6.6.4. Produits utilisés pour les frictions

Les préparations utilisées pour les frictions sont des produits à séchage rapide, qui se présentent sous forme de gel ou de solution, les gels semblant plus faciles d'emploi [12]. Ils sont généralement à base d'alcool, et peuvent éventuellement comporter un autre agent désinfectant (triclosan et chlorhexidine sont les plus courants [43, 51], mais on trouve aussi des ammoniums quaternaires, des dérivés phénoliques ou de l'octénidine), qui prolonge l'effet désinfectant de l'alcool. Ils contiennent parfois des agents protecteurs de la peau (le plus souvent de la glycérine), importants pour l'amélioration de la tolérance : ils limitent le dessèchement cutané, principal effet indésirable induit par l'alcool [114].

Les solutions hydro-alcooliques n'ont aucune action sur les spores... Dans les cas d'épidémies liées à *Clostridium* par exemple, il est donc préférable d'utiliser des solutions moussantes pour un lavage des mains "classique", type chlorhexidine ou PVPI. Elles n'ont pas non plus d'action détergente, ce qui explique les restrictions émises à leur utilisation [114], sur des mains propres entre autres.

1.6.7. Irritations cutanées et dermatoses induites par l'hygiène des mains

Le lavage des mains, qu'il soit simple, hygiénique ou chirurgical, tout comme les frictions, font appel à des produits dont l'utilisation répétée et/ou prolongée peut entraîner des dermatoses chez les utilisateurs, toutes catégories confondues, qui sont une source fréquente de consultations en médecine du travail [26].

Elles semblent plus fréquemment se produire en hiver, sans influence réelle d'un changement d'emploi du temps ou de produit utilisé, mais simplement parce que le froid est un facteur aggravant [26].

1.6.7.1. Dermites d'irritation

Elles constituent le motif de consultation le plus fréquent, et leur clinique se traduit par des phénomènes subjectifs : picotements, tiraillements, sensations de brûlure, ou, plus rarement, prurit. La peau est lisse, vernissée ou érythémateuse avec des squames en quantité variable, le plus souvent sur le dos des mains [18]. On peut même observer des lésions craquelées ou fissuraires, douloureuses, des pulpes des doigts ou des paumes. Les espaces interdigités sont souvent atteints, suite à l'accumulation de produits irritants [26].

Le degré d'irritabilité dépend de nombreux facteurs [18, 26] :

- Terrain (dermatite atopique, psoriasis...)
- Fréquence des lavages de mains
- Durée d'utilisation
- Dose utilisée

- Nature du produit
- Concentration
- Température de l'eau : l'eau chaude aggrave le processus
- Qualité des essuie-mains
- Port de gants, qui peut également contribuer à aggraver les lésions

Il convient de différencier les réactions d'irritation qui surviennent immédiatement après avoir utilisé, sans précautions particulières, un produit irritant, délipidant, voire caustique, de la dermatite d'irritation qui apparaît plus progressivement avec des produits modérément agressifs [26].

1.6.7.2. Eczémas de contact

Plus rares que les dermatites, ils se manifestent par des lésions érythémato-squameuses, papuleuses ou parfois vésiculeuses, pouvant prendre l'aspect d'une dysidrose [26], trouble des glandes sudoripares voisin de l'eczéma [85].

Ces atteintes sont prurigineuses, mais parfois difficiles à différencier des lésions d'irritation. La clinique est cependant plus évocatrice d'un phénomène allergique : prurit, manifestations objectives, tandis que pour les dermatites d'irritation on a surtout des manifestations subjectives (picotements, tiraillements), et un aspect clinique voisin des "mains gercées". Seuls les tests épicutanés permettent de faire la différence de manière absolue [26].

Les allergènes les plus fréquents en milieu hospitalier humain sont les parfums, les aldéhydes (formaldéhyde et glutaraldéhyde), la chlorhexidine, la polyvidone iodée et les ammoniums quaternaires [26].

1.6.7.3. Conduite à tenir

Le traitement le plus efficace contre les dermatites d'irritation reste l'arrêt d'utilisation des produits, associé à un traitement émollient. Elles réapparaissent fréquemment à la reprise des lavages des mains, d'où l'intérêt de la prévention.

Par contre, les eczémas de contact nécessitent, après la suppression de l'allergène mis en cause par les tests cutanés, un traitement corticoïde lentement dégressif, associé à un traitement émollient. Si les mesures d'éviction sont respectées, la reprise des lavages des mains se fait sans problèmes.

1.6.7.4. Prévention

Elle est essentielle, puisque les dermatoses précédemment citées sont à l'origine de nouveaux problèmes [26] :

- En altérant la barrière cutanée, elles favorisent de nouvelles sensibilisations (au latex par exemple)
- En facilitant le portage sain de germes, elles favorisent leur transmission : les antiseptiques cutanés utilisés de manière répétitive diminuent la flore normale, qui peut être remplacée par une flore plus virulente, les lésions cutanées étant propices à la colonisation.

Les dermatoses peuvent se prévenir en mouillant les mains avant d'appliquer le savon [29], en rinçant et en séchant soigneusement les mains (surtout les espaces interdigitaux), et en appliquant une crème hydratante non grasse, matin et soir ou idéalement après chaque lavage des mains, chez les sujets à risque [26].

Ces mesures de prévention permettent à leur tour d'améliorer l'observance du lavage...

1.6.8. Observance

Le lavage des mains est souvent mal traité en milieu hospitalier humain, tant par sa mise en application (méthode de lavage) que par sa répétition (pas assez souvent). Plusieurs facteurs peuvent être mis en cause : le facteur "matériel", tant mobilier qu'immobilier (architecture), le facteur "humain" et le facteur "organisation du travail".

Pour ce qui s'agit du **facteur humain**, on peut envisager d'enseigner à tous les personnels intégrant le service comment se laver les mains correctement et au bon moment, mais aussi d'effectuer périodiquement des campagnes de sensibilisation [26], par exemple par l'intermédiaire d'affiches ou de mémotos. "L'élément prépondérant de l'efficacité d'une telle politique est la prise de conscience par l'ensemble du personnel du bien-fondé du lavage des mains" [55].

L'**organisation du travail** peut être améliorée en créant des procédures d'entretien et d'approvisionnement des postes de lavage [26]. Ceci est intéressant pour des grandes structures, mais trouve moins d'application dans un cabinet vétérinaire. Le rythme de travail a également un effet sur l'observance [29] : plus le nombre de soins à faire augmente, plus l'observance diminue.

L'**équipement** joue également un grand rôle [29], puisque certaines études montrent qu'en positionnant mieux les lavabos et les distributeurs de savon, l'observance augmente sensiblement. Ceci est surtout applicable pour les soins infirmiers, moins pour la chirurgie ; on peut cependant noter qu'un équipement inadapté nuit à l'efficacité du lavage, par exemple un robinet placé trop bas ne permet pas de se rincer les mains en laissant l'eau s'écouler du bout des doigts vers les coudes. Il est vrai que ceci est difficilement applicable une fois la clinique vétérinaire construite, mais pourvoir chaque lavabo d'un distributeur de savon et d'essuie-mains, ainsi que d'un collecteur de déchets sans commande manuelle (poubelle ouverte ou à commande au pied) peut grandement contribuer à une meilleure observance [26].

Finalement, la **qualité** du **savon**, voire des **essuie-mains**, peut améliorer l'observance du lavage des mains, puisqu'un savon adapté, moins desséchant, et des essuie-mains efficaces (secs, propres, absorbants etc...) rendrait cette étape de

l'hygiène moins désagréable.

Le lavage des mains est une étape primordiale dans la préparation du chirurgien et de l'équipe opératoire. Il s'agit ici du lavage chirurgical, réalisé avec un savon antiseptique, du bout des doigts vers les coudes, selon la technique normalisée (NF EN 1499) exposée dans la Figure 38. Il doit durer au moins 5 minutes et comporter au moins 3 passages. Ce lavage chirurgical peut être remplacé par un lavage simple suivi d'une désinfection chirurgicale par frictions, elle aussi normalisée (NF EN 1500).

Une fois les mains lavées, on peut procéder au reste de la préparation, dont l'étape suivante est l'enfilage de la casaque.

1.7. Casaque

Qu'on la nomme blouse, sarrau, chasuble ou casaque, il s'agit du même vêtement, indispensable à porter au cours d'une chirurgie pour isoler la peau du chirurgien et ses vêtements, non stériles, du patient, des champs et du matériel.

1.7.1. Qualités requises

- **Matériau**

Les matériaux seront plus largement abordés dans la partie 2 : *Les textiles en chirurgie*, page 194.

La casaque constitue une barrière entre la peau de l'équipe opératoire et le patient. Pour qu'elle soit efficace, le matériau constitutif doit donc être lui-même une barrière aux micro-organismes (empêcher le passage de ceux-ci des zones non stériles vers les zones stériles), et ce pendant toute la durée de la chirurgie. Il doit donc être résistant aux liquides, à l'étirement, à la pression et à la friction, surtout sur les avant-bras, coudes et abdomen, ainsi qu'être facile à stériliser. Le matériau devrait également libérer aussi peu de particules que possible. On favorisera en outre un matériau confortable, économique et qui garde ses propriétés dans des conditions d'usage normal, y compris l'entretien s'il est nécessaire (usage multiple).

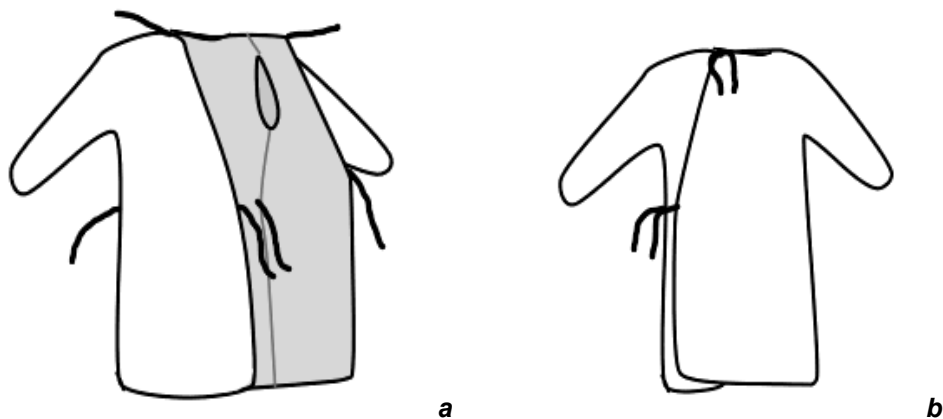
En fait, la plupart des matériaux utilisés constituent un compromis entre toutes ces qualités [40]. Ce peut être un textile, réutilisable, ou un non-tissé, à usage unique, plus simple d'entretien (puisque'il n'y en a pas !), mais pas forcément moins coûteux. Les blouses textiles peuvent être louées à une entreprise qui en assure le nettoyage, l'entretien et la stérilisation, ou appartenir à la clinique, qui se charge de ces opérations [79].

Les propriétés de barrière d'une casaque sont améliorées si les manches et le devant sont doublés, pour les rendre plus imperméables.

- **Forme**

La forme est également importante : le col est légèrement montant, pour être bien ajusté [58], les manches sont larges, pour le confort du chirurgien. Les poignets peuvent être élastiqués ou en jersey, avec éventuellement une anse passe-doigt où s'enfile le pouce, ceci afin d'éviter que les manches ne remontent lors de l'enfilage des gants, qui peuvent alors recouvrir les poignets de la casaque, zones non-étanches, particulièrement ceux en jersey, qui agissent comme une mèche et sont rapidement contaminés, sans même besoin d'un frottement [116].

La fermeture dans le dos est le meilleur système de fermeture, beaucoup de casaques ont également un pan de recouvrement dorsal (pan américain), qui permet au dos de rester stérile. Le pan américain est représenté dans la Figure 42.



**Figure 42 : Casaque avec un pan américain, vue de dos.
a : déplié, b : replié**

Les coutures des manches de certaines blouses non-tissées (collées ou cousues) sont positionnées de telle manière qu'elles se mouillent pendant la chirurgie [116], alors qu'elles devraient être placées de manière à limiter les frottements et tiraillements pendant la chirurgie.

Plus le textile est imperméable, plus la forme doit permettre d'éviter un "effet cheminée", c'est-à-dire une sortie des squames et micro-organismes par les orifices de la blouse.

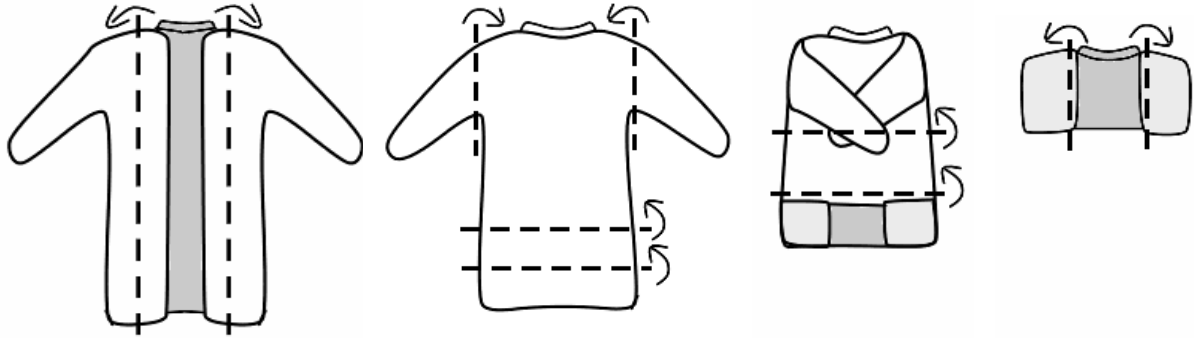
1.7.2. Stérilisation

- **Méthode de stérilisation**

La casaque se doit d'être stérile pour être efficace. La stérilisation peut se faire par différents moyens, tant que ceux-ci permettent d'obtenir une stérilité sur l'ensemble du vêtement : autoclave pour les blouses non-tissé ou textiles (le Poupinel n'est pas recommandé, il les brûle lors d'un usage fréquent, et diminue donc nettement leur durée de vie), lors d'une stérilisation sur place, éventuellement oxyde d'éthylène, ou rayons gamma pour les casaques non-tissées achetées stériles [79].

- **Conditionnement**

Les casaques sont emballées en tambour ou individuellement, parfois avec des essuie-mains, et pliées de manière à ce que l'intérieur de la casaque soit à l'extérieur du paquet (Figure 43). Ceci en permet la manipulation par le chirurgien sans contaminer la surface extérieure de la casaque, qui sera en "contact" avec le patient, les champs, les instruments... Les casaques non tissées sont également disponibles en emballage individuel stérile.



**Figure 43 : Pliage de la casaque pour son conditionnement
(l'intérieur est en gris, l'extérieur en blanc)**

1.7.3. Enfilage

Un assistant soulève la casaque de son emballage d'un bloc, par l'intérieur du col (qui est sur l'extérieur du paquet), dans une zone dégagée de la salle d'habillage. La casaque est secouée pour qu'elle se déplie vers le sol, puis elle est ouverte afin que son intérieur fasse face au chirurgien, qui met ses bras dans les manches. S'il s'habille seul, le principe est le même : il soulève la casaque par le col ou l'épaule (Figure 44), à l'intérieur, du côté de la manche qu'il veut enfiler (main gauche en haut de la manche droite pour y enfiler le bras droit et vice-versa [58]). Un aide, placé derrière le chirurgien, attrape alors l'intérieur des manches et les tire pour mettre les épaules en place, puis ferme le dos (Figure 45). Il faut bien faire attention en dépliant la casaque et en l'enfilant de ne rien lui faire toucher. Lorsque les cordons sont en contact avec l'extérieur de la casaque, le chirurgien les tend à son assistant, après s'être penché pour les attraper, de manière à ne pas toucher l'extérieur de la casaque. Si la casaque a un pan américain, le chirurgien noue lui-même les cordons à l'avant, un aide lui ayant fait passer le cordon du pan arrière grâce au carton sur lequel il est enroulé [116]. Durant toute l'opération d'enfilage, l'aide ne touche jamais la partie avant de la casaque [58], et, sur l'arrière, essaie de ne toucher que l'intérieur.



Figure 44 : Enfilage de la casaque 1



Figure 45 : Enfilage de la casaque 2

Une fois la casaque enfilée, on considère comme stériles la région à l'avant qui va de la ligne des épaules jusqu'au niveau de la table, ainsi que les manches.

1.8. Gants

Malgré un lavage rigoureux des mains, des micro-organismes subsistent à la surface de la peau, et s'y multiplient [79]. Les gants sont donc portés par l'ensemble de l'équipe opératoire pour protéger le patient des micro-organismes présents sur la peau des mains de l'équipe opératoire, mais également pour protéger celle-ci des micro-organismes du patient. Lors de chirurgie nécessitant un haut degré d'asepsie (chirurgie ostéo-articulaire, neurochirurgie...), deux paires de gants doivent être portées. Les gants ne sont enfilés que sur des mains parfaitement propres et sèches [46].

1.8.1. Historique

Les gants stériles n'ont pas été acceptés aussi facilement que les blouses dans la pratique chirurgicale, en partie parce qu'ils interféraient avec la dextérité et la rapidité du chirurgien. Déjà utilisés au XVIème siècle par Plenck en obstétrique, pour l'accouchement des femmes syphilitiques, les gants commencèrent à être utilisés en chirurgie en 1889 avec Halsted [28], et en 1893 avec Bloodgood [38], mais ils étaient encore peu employés dans les années 1900. Leur principale fonction à cette époque était de protéger les mains du chirurgien, une fois lavées, pour attraper des objets non stériles, et éviter de les relaver. En 1910, les gants stériles étaient parfois utilisés pour limiter les taux d'infection, et en 1915 leur usage était déjà beaucoup plus fréquent, même si, les blouses s'arrêtant à hauteur du coude, il restait encore une grande surface de peau non protégée [102]. Dans les années 1970, les gants à usage unique se généralisent, pour être largement diffusés en 1985, avec l'épidémie du SIDA : les intolérances apparaissent alors [28].

1.8.2. Stérilisation

- **Conditionnement**

Les gants de chirurgie sont vendus par paire dans des emballages individuels. Ils sont déposés sur un papier, qui permet, lorsqu'il est déplié, de différencier le gant gauche du droit. Ce papier, une fois plié, est lui-même contenu dans un emballage pelable, en papier ou en polyéthylène [6], sur lequel sont précisés toutes les caractéristiques du gant (marque, modèle, taille, date de péremption...)

- **Mode de stérilisation**

Les gants sont stérilisés par les rayons gamma ou par l'oxyde d'éthylène. La stérilité est garantie tant que l'emballage est intact (ni perforé, ni mouillé, ni déchiré...), et avant la date de péremption [58].

1.8.3. Choix

- **Forme**

Les gants de chirurgie, à la différence des gants de soin ou d'examen, doivent épouser au mieux la main et les doigts du chirurgien, pour son confort et la conservation de sa sensibilité tactile. Il existe donc un gant "gauche" et un gant "droit". (Attention ! Il existe 2 types des gants stériles : les gants dits "de chirurgie" et les gants dits "de soin" ou "d'examen". Les deux types répondent aux mêmes normes NF EN 455-1 et 2 [28])

Ils sont également plus longs que les gants d'examen, puisque leurs manchettes sont plus développées, ce qui leur permet de venir recouvrir les poignets de la casaque.

▪ **Matériaux**

Les gants de chirurgie sont idéalement en latex [40], ou en matériau à base de néoprène. Les autres matériaux, vinyle, polyéthylène, ou nitrile, s'adaptent souvent moins bien à la forme de la main, et sont moins imperméables aux micro-organismes. Ils sont donc à éviter pour la chirurgie, même lorsqu'ils sont stériles [40]. Les différents matériaux sont comparés dans le Tableau 16.

- *Gants en caoutchouc naturel ou latex*

Les gants en latex assurent, du fait de leurs propriétés de souplesse et d'élasticité, une sensibilité et une dextérité presque équivalente à celle de la main non gantée et sont ainsi très utiles à la précision de certains gestes chirurgicaux. Cependant, ils peuvent être à l'origine d'allergies (voir paragraphe 1.8.8).

- *Gants vinyle*

PVC (polychlorure de vinyle) - Polymère thermoplastique de synthèse.

Les gants en PVC semblent procurer une moins bonne sensibilité tactile et présentent plus facilement des trous ou fissures, assurant une protection plus courte que les gants en latex [33].

- *Gants polyéthylène*

Le polyéthylène offre une bonne résistance mais ne se moule pas, il est donc mal adapté à la conformation de la main et difficile à utiliser pour des gants nécessitant une finesse de toucher comme les gants de chirurgie [33].

- *Gants nitrile*

Polymère de synthèse, sa vulcanisation lui confère des caractéristiques similaires à celles du latex naturel et de nombreux avantages [33].

Les propriétés de ce polymère proviennent des 3 monomères qui le composent [33] :

- l'acrylonitrile renforce la résistance aux produits chimiques
- le butadiène contribue à la souplesse et à la flexibilité avec un rôle important dans la vulcanisation
- l'acide carboxylique avec l'oxyde de zinc agissent sur les résistances mécaniques du matériau.

- *Gants synthétiques*

Principalement à base de néoprène, élastomère haute performance de synthèse, qui est obtenu par polymérisation d'un composé chloré.

Les gants en caoutchouc synthétique semblent procurer des sensations tactiles satisfaisantes aux chirurgiens. Leur utilisation est fréquemment limitée du fait de leur coût plus élevé que celui des autres types de gants (environ 5 à 7 fois le prix d'un gant en latex) [33].

- **Fibre Spectra®**

Elle est à l'origine de gants en maille résistants aux coupures, utilisés comme sous-gants. Ces gants sont réutilisables 10 fois, après stérilisation à l'autoclave ou à l'oxyde d'éthylène [33].

- **Associations de matériaux**

Certains gants sont constitués de plusieurs couches, ce qui allie les avantages des différentes matières : par exemple latex à l'extérieur, pour la souplesse, l'élasticité et la résistance à la traction, et nitrile à l'intérieur, pour la résistance, la facilité du gantage et la diminution du risque d'allergie [33].

Composition des gants	Indications	Commentaires	Avantages / Inconvénients
Latex poudré	Chirurgie ou examen	Confort +++ Sensibilité élevée Facilité du gantage	Allergie au latex
Latex non poudré	Chirurgie ou examen	Confort ++ Sensibilité élevée	Allergie au latex
Vinyle	Examen	Confort - Sensibilité -	Prix -
Polyéthylène	Examen	Plus raide / moins moulant	Prix - -
Nitrile	Chirurgie ou examen	Confort ++ Sensibilité ++	Prix +
Synthétiques	Chirurgie	Confort ++ Sensibilité élevée	Prix ++
Couches multiples	Chirurgie	Confort++ Sensibilité + Facilité du gantage	Prix ++

Tableau 16 : Comparaison des différents matériaux utilisés pour la synthèse des gants [33]

- **Epaisseurs**

Les gants existent en différentes épaisseurs, adaptées aux différents usages : plus épais pour la chirurgie orthopédique, plus fin pour la microchirurgie [58] : de 0,20 mm ± 0,03 mm, à plus de 0,30 mm pour les plus épais.

- **Tailles**

Taille du gant	Dimension de la main (mm)	Longueur minimale du gant (mm)
6	152/160	220
7	178/171	230
8	203/182	240
9	229/192	250
10	254/204	260
11	279/215	270

Tableau 17 : Tailles de gants, d'après [99] – non exhaustif

Les gants sont disponibles en de nombreuses tailles, présentées dans le Tableau 17, et même demi-tailles (5 ½, 6 ½,...). L'utilisation d'un gant de taille bien adaptée à la main est primordiale, pour diminuer la fatigue et pour assurer une sensibilité adéquate du bout des doigts. Un gant trop petit crée un "effet trampoline" sur la musculature des paumes, diminue l'apport sanguin au bout des doigts, et peut même se déchirer. Un gant trop grand laisse le bout des doigts de gants flotter, ce qui nuit à la dextérité [40], et peut se prendre dans les mors des instruments ou les nœuds [46].

1.8.4. Poudrage

- **Gants poudrés**

L'intérieur de la plupart des gants, notamment en latex, est enduit de poudres non-absorbables, pour faciliter l'enfilage et limiter les effets de la transpiration. Le poudrage permet également un démoulage plus facile des gants lors de leur

fabrication, et évite que les 2 côtés ne collent l'un à l'autre, rendant le gant impossible à enfiler [111].

Certaines de ces poudres, et notamment le talc (silicate de magnésium), provoquent, chez l'opéré, une inflammation aiguë, qui peut se poursuivre par une réaction chronique granulomateuse [108], voire des fistules ou des adhérences dans la cavité abdominale [124]. Ceci peut être la conséquence d'une perforation d'un gant, ou d'une contamination de la surface lors du conditionnement ou de l'enfilage.

L'amidon a été utilisé dans l'industrie par la suite, dans l'espoir d'avoir une substance résorbable, et donc moins nocive pour le patient. Il a été rapporté que cette substance réduit les défenses immunitaires locales, et accroît donc le risque d'infection [124], ce qui explique les réactions observées au début de son utilisation, vers 1947 : granulomes, fistules, adhérences, fibrose, le tout en divers sites de chirurgie (thorax, abdomen, oeil/annexes et sur la colonne vertébrale). L'amidon pourrait même être à l'origine de nécrose de la synovie lors de chirurgie articulaire. La réaction observée avec l'amidon de maïs est plus intense qu'avec le talc, mais elle se résorbe après 4 semaines, laissant des dommages et une cicatrice minimaux [108].

Les particules de poudre peuvent jouer un rôle dans la dissémination des allergènes. Le fait que les protéines de latex se fixent sur les particules de poudre (talc ou amidon de maïs) et se retrouvent massivement dans l'air, contribue ainsi à l'apparition des allergies au latex.

Ceci explique que de nombreux chirurgiens rincent leurs gants avant d'opérer [40], avec des compresses imbibées de sérum physiologique stérile par exemple ; le rinçage est même préconisé par certains fabricants de gants, qui l'indiquent sur leurs emballages. L'efficacité de ce rinçage est imparfaite, de nombreux grains d'amidon restent encore à la surface des gants, mais c'est toujours une amélioration [124]. De la même manière, lors de changement de gants pendant une chirurgie, celui-ci se fait en dehors des champs stériles, pour limiter le contact entre l'amidon et le patient [28].

- **Gants non-poudrés**

Différents types de gants non poudrés ont été développés pour la chirurgie humaine. Certains sont enduits d'un hydro-polymère, utilisé dans l'industrie des lentilles de contact souples, qui permet l'enfilage des gants sans les déchirer, même avec les mains humides [124]. Cependant, le prix de ces gants est encore très élevé à l'heure actuelle.

D'autres subissent une chlorination, méthode qui consiste en un lavage du gant dans une eau chlorée : cette finition facilite l'habillage (contact velouté), améliore le confort et réduit l'effet allergisant des protéines du latex naturel.

1.8.5. Utilisation

Les gants sont à usage unique : une paire de gants, voire plus, est à prévoir à chaque intervention pour chaque personne. En effet, les gants deviennent poreux au bout d'un certain temps, et doivent donc être changés toutes les heures lors d'une intervention de longue durée [10, 104]. Ils sont bien évidemment changés immédiatement en cas de perforation ou de faute d'asepsie [28], y compris l'ouverture d'un organe creux ou une anastomose digestive, par exemple.

En chirurgie orthopédique, on utilise 2 paires de gants superposées [58], ce qui permet à la fois de diminuer les risques de perforation (du gant intérieur) et donc de rupture d'asepsie, et de changer de gants superficiels sans devoir de nouveau se laver les mains.

Les gants ne peuvent pas être réutilisés. Ils sont difficiles à nettoyer, peuvent héberger des micro-organismes, et ont souvent des trous difficilement détectables. De plus, le lavage leur fait perdre leurs caractéristiques de protection [28].

1.8.6. Efficacité et durabilité

Les gants constituent une barrière qui n'est pas absolue : les normes actuelles (EN 455-1) sur les tests des gants précisent le nombre de défauts maximum admis. Sur un lot de 35 001 à 150 000 gants, le plan d'échantillonnage réalisé selon la norme ISO 2859 en teste 200 pour la perméabilité à l'eau : 7 défauts ou moins, et le niveau de qualité acceptable (NQA) est atteint, 8 défauts ou plus, et le lot n'est pas conforme aux normes. Ceci représente 3,5% de gants défectueux sur les 200 testés.

Les gants peuvent être troués ou déchirés pendant la chirurgie : à la fin de celle-ci, jusqu'à 31% d'entre eux sont troués, et, lorsque deux paires de gants sont portés, entre 16 et 67% de la paire extérieure et 8 à 30% de la paire interne ; les perforations étant plus difficiles à détecter lorsque deux paires de gants sont portées, et les trous des gants internes ne correspondent pas toujours à ceux observés sur la paire externe [38]. Les gants se trouent surtout lors de chirurgie orthopédique [79] (par rapport aux chirurgies sur des tissus mous, ce qui explique également l'intérêt de porter deux paires de gants pour ce type de chirurgie). Les gants du chirurgien, par opposition à ceux de l'assistant, sont plus souvent troués, avec une nette majorité des trous sur l'index et le pouce de la main non dominante (droite pour les gauchers, gauche pour les droitiers) [108]. La majorité des gants troués le sont lors de chirurgies durant plus de 60 minutes. L'expérience du chirurgien ne semble pas avoir d'influence [38]. Par contre, on observe une différence entre les différents matériaux : le nitrile s'abîme moins que latex, qui lui-même est plus résistant que le vinyl [87].

Le chirurgien détecte rarement que ses gants sont troués, la plupart des perforations étant de très petite taille : dans un des groupes d'une étude, 91,6% des gants qualifiés d'intacts après la chirurgie étaient en fait abîmés, et sur toute l'étude, 35,5% des gants qualifiés d'intacts était perforés [38]. Une équipe a testé l'utilisation d'une paire de gants en latex verts, sous une paire de gants classiques, pour avoir une meilleure détection des perforations des gants : lorsque le premier gant est troué, du liquide s'infiltré et rend la couleur verte plus apparente. Il n'y a pas eu de faux positifs dans cette étude, et un seul faux négatif. Cette méthode simple est donc intéressante pour déceler les perforations de la première paire de gants [20].

Les bactéries de la peau des mains peuvent se multiplier sous les gants, et contaminer le site opératoire, les instruments ou les champs lors de perforation des gants. Cependant, les perforations ne sont pas toujours associées à une infection des plaies opératoires ! [102, 105, 108]. L'hypothèse avancée est que le lavage des mains pré-opératoire diminue le nombre de bactéries, et limite toute multiplication, résultant en une contamination mineure de la plaie opératoire lors de perforation d'un gant [108]. La multiplication des germes sous les gants justifie le port de deux paires de gants, de part la remontée de germes résidents.

1.8.7. Enfilage

Les paquets de gants sont stériles, à moins d'être abîmés : ils devraient donc être vérifiés avant l'ouverture, en rejetant les gants si l'emballage est ouvert, ou a été mouillé. Les gants ne doivent être enfilés que sur des mains propres et sèches, entre autres parce que les gouttes d'eau s'écoulant des mains peuvent contaminer l'extérieur des gants, même à travers leur papier d'emballage [69]. Une fois le paquet ouvert, les gants sont déposés sur une zone stérile, qui peut être un papier inclus dans l'emballage. Celui-ci est déposé sur une surface propre et sèche. Il existe deux techniques d'enfilage des gants :

- **Enfilage à main découverte, ou "open gloving"**

C'est la technique la plus couramment employée : les doigts ne doivent toucher que la face interne des gants, tandis que la main gantée ne peut toucher que la face externe des gants. Une main attrape le gant de la main opposée par la manchette, restée repliée sur la main du gant (les gants stériles sont vendus ainsi pour permettre un enfilage dans de bonnes conditions d'asepsie [10]), et la maintient pendant l'enfilage du gant. La main gantée s'insère alors sous le revers du deuxième poignet, qu'elle maintient pendant l'enfilage, et qu'elle ramène ensuite sur le poignet de la blouse, cela sans toucher l'intérieur du gant. Le revers du premier gant enfilé est ensuite ramené, de la même manière, par la main qui vient d'être gantée, sur le poignet de la blouse. La Figure 46 et la Figure 47 représentent cette technique d'enfilage.



Figure 46 : Enfilage à main découverte, [28]

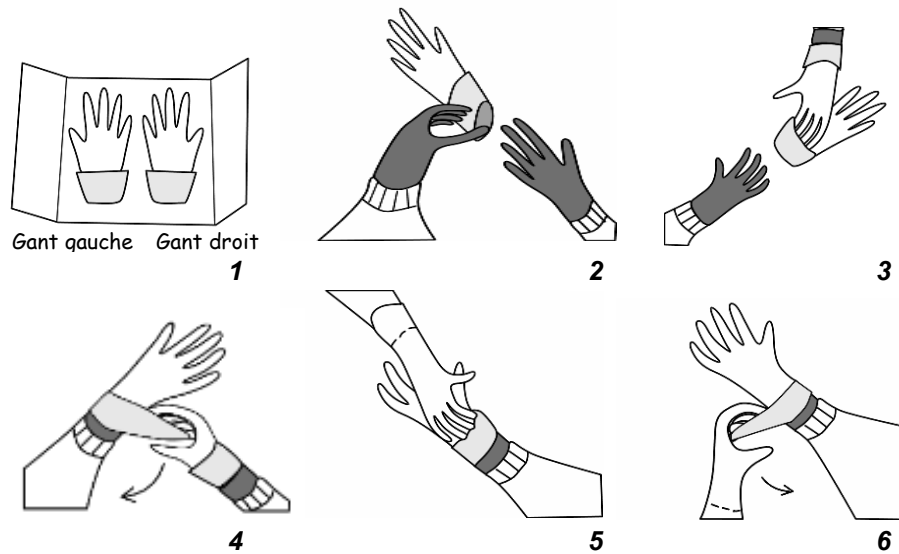


Figure 47 : Enfilage à main découverte

- **Enfilage à main couverte, ou "closed gloving"**

Cette technique demande un peu plus d'habitude que la précédente ; elle permet néanmoins de limiter la manipulation des gants par les mains nues, puisque ces dernières restent à l'intérieur de la casaque. A cette fin, lors de l'enfilage de la blouse, les mains restent cachées dans les poignets de la casaque. Le poignet du gant, plié, est posé contre le poignet de la blouse, les doigts pointant vers l'épaule. Le poignet du gant est alors étiré pour venir recouvrir le poignet de la blouse, et la main s'insère dans le gant, en faisant attention à ce que l'intégralité du poignet de la blouse reste couvert. Le processus est répété avec l'autre main [108]. Cette technique d'enfilage est illustrée par la Figure 48.



Figure 48 : Enfilage à main couverte, [28]

1.8.8. Dermatoses liées au port de gants

Dans les maladies professionnelles des vétérinaires et de tout le personnel hospitalier en général, les dermatoses de contact liées au port de gants sont importantes, mais pas assez connues [67].

Les plus bénignes sont les **dermites ortho-ergiques**, qui correspondent à l'irritation des mains, par des colorants, l'oxyde d'éthylène, des endotoxines bactériennes (pour des gants stérilisés aux rayons gamma, lorsque les taux de radiations sont trop élevés). L'effet occlusif des gants, en permettant l'augmentation de la chaleur et de l'humidité, favorise l'effet irritant de ces substances. Ces dermites apparaissent le plus souvent après 2 semaines d'exposition [67]. Elles sont comparables aux dermites d'irritation dues au lavage des mains, et l'apparition de l'une peut être aggravée par l'autre (voir aussi le paragraphe 1.6.7)

L'**urticaire** (ou **eczéma**) de **contact** se produit avec les gants en latex, et est probablement dû à une protéine thermolabile. Il s'agit d'une réaction allergique de type immédiat (type I), par contact direct ou aéroporté, survenant de quelques minutes à 1 heure après l'enfilage des gants, et régressant entre 30 minutes et 2 heures après leur retrait. Il se caractérise par un érythème prurigineux du dos des mains et des poignets, associé ou non à un œdème. Une fois la crise passée, les mains peuvent redevenir normales, ou être eczémateuses. On peut également avoir des manifestations à distance, cutanées ou non cutanées (paupières gonflées, atteinte du visage, des bras, du tronc, rhinite, conjonctivite, dyspnée, toux, œdème de Quincke) [28]. Les gants en plastique sont rarement à l'origine de telles allergies, par contre leurs additifs peuvent en être responsables.

La plus grave forme d'allergie aux gants est le **choc anaphylactique**. Il semblerait qu'il ne se produise qu'au cours d'interventions chirurgicales, le plus souvent sur des patients déjà sensibilisées au latex, par exemple avec les gants utilisés pour le travail [82, 94, 95]. Il peut se produire à la suite des manifestations générales des urticaires de contact, ou très rapidement dès le contact avec les gants [67].

Les **allergies de contact** sont le plus souvent observées lors de port de gants en

latex, et sont principalement des réactions aux additifs contenus dans ces gants (essentiellement les accélérateurs de vulcanisation), et non pas au latex lui-même. Avec des gants en plastique, elles sont extrêmement rares, et sont également dues aux additifs, lorsqu'elles se manifestent. Ce sont des réactions de type retardé (type IV), survenant au plus tôt 24 à 48 heures après le début du contact, puisqu'elles nécessitent une sensibilisation préalable. Elles se manifestent par une éruption érythémato-vésiculeuse, prurigineuse ou lichénifiée, localisée sur le dos des mains (l'atteinte palmaire est rare) [67]. La sensibilisation est définitive.

Des réactions d'hypersensibilité immédiate et retardée peuvent coexister sur un même individu, par réaction à des antigènes différents [67].

Pour éviter les conséquences de ces allergies, plusieurs mesures peuvent être prises, la plus évidente étant bien sûr l'arrêt de l'utilisation des gants en latex. On trouve maintenant sur le marché des gants en synthétique (à base de néoprène), présentant des propriétés proches de celles des gants en latex, ou des gants en latex doublés d'un autre matériau [6]. On peut également enfiler une paire de gants autre sous une paire de gants en latex. Afin de limiter l'apparition des allergies et leurs conséquences, on utilise des savons antiseptiques non irritants [67], associés à un lavage non traumatique.

Une fois toutes ces étapes réalisées, l'asepsie du chirurgien est optimisée, et la quantité de germes entrant dans le bloc par l'intermédiaire de l'équipe chirurgicale est infime. Les matériaux constituant les casaques, notamment, contribuent grandement à empêcher le passage des germes vers la zone stérile : c'est l'objet de la partie suivante.

2. Les textiles en chirurgie

2.1. Qualités nécessaires

Les textiles utilisables en chirurgie doivent présenter certaines qualités, dont la principale est l'imperméabilité aux bactéries ainsi qu'aux fluides, puisque, si les fluides traversent, les bactéries sont susceptibles d'en faire autant, les liquides favorisant leur déplacement. Le matériau idéal ne libère pas de particules, il est également résistant, à l'étirement, aux pression et aux frictions, mais également à l'usure comme au rétrécissement, s'il s'agit d'un textile réutilisable (la durée de vie doit être adaptée à l'usage [31]). Il est aussi confortable [40], et facile à draper. Enfin, il produit aussi peu d'électricité statique que possible : certains "tissages" incorporent des fibres métalliques (tissus polyester et coton) ou de carbone (tissus barrières), afin de la limiter [66, 116].

Pour tout les textiles au bloc, on retrouve la dualité tissé/non-tissé, que ce soit pour la fabrication des champs, des blouses, des coiffes ou même des surchaussures. Pour les départager, il faut faire appel à de nombreux critères, avantages et inconvénients, qui seront abordés à la fin de cette partie.

2.2. Matériaux

2.2.1. Tissu

2.2.1.1. Fabrication

Le tissu est fabriqué en entrelaçant des fils, qui se croisent à angle droit, formant la chaîne et la trame ; ceci est représenté par la Figure 49. Plus le nombre de fils par centimètre carré augmente, plus le tissage est serré, et plus le tissu est efficace comme barrière.

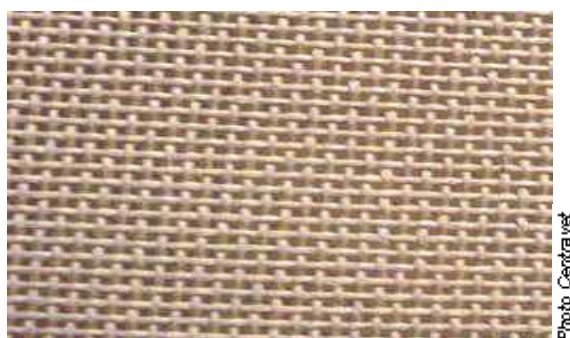


Figure 49 : Entrecroisement des fils en chaîne et trame pour former un tissé

2.2.1.2. Types

Dans le passé, le tissu le plus souvent utilisé pour la chirurgie était la **mousseline de coton 140** (140 fils par pouce carré, ce qui revient à 21,7 fils par centimètre carré). Ce tissu tissé lâche n'est pas un bon matériau barrière : les dimensions de ses pores sont de 50 à 150 μm , assez grand pour laisser passer les particules support de

bactéries (ces particules mesurent de 5 à 12 μm), même à sec [108].

Une amélioration est apparue en 1963, avec le **coton pima**, constitué de fils entortillés serrés. Ces fils sont tissés au nombre de 270 par pouce carré, ce qui crée des pores de 10 μm [108, 116]. On obtient après un traitement supplémentaire une étoffe lisse, dense, étanche aux débris cutanés, mais laissant passer les bactéries lorsqu'il est mouillé [40].

Le **traitement Quarpel**, inventé par le corps Quartermaster de l'U.S. Army, imperméabilise le coton tissé. C'est un traitement fluorochimique, qui, lorsqu'il est combiné avec un hydrophobe pyridinique ou mélaminé, produit une excellente finition imperméable [116]. Il ne marche pas sur le coton 140, mais rend déperlant le coton pima 270, jusqu'à 75 lavages... ce qui implique de compter les lavages pour ne pas être pris en défaut par l'usure du traitement [108]. Cet inconvénient d'usure se retrouve avec tous les traitements imperméabilisants utilisés sur les tissus, il faut donc éliminer les blouses, coiffes, etc., au bout d'un certain temps, sous peine de n'avoir qu'une impression d'asepsie... avec une barrière cependant inefficace [40].

Cependant, même le coton pima ayant subi un traitement déperlant n'est pas une barrière efficace uniformément : les bactéries passent sans problème aux coutures, manches, col... De plus, aux endroits où une certaine pression est exercée (région abdominale, coudes, avant-bras...), les bactéries arrivent à traverser, même à sec. Ces zones requièrent donc un renforcement, pour que la blouse constitue une barrière efficace [108].

Un **mélange 50% coton – 50% polyester** se trouve également sur le marché. Ses producteurs estiment qu'il est tissé si serré qu'il limite le passage des bactéries. Il est de plus enduit d'un produit résistant à l'eau, qui est renouvelé à chaque lavage par ajout d'un liquide dans les produits de lavage. Ce tissu est surtout utilisé pour les zones de renforcement citées ci-dessus.

Enfin, des casques en **textiles micro-poreux**, ou **barrières**, sont aussi disponibles [66]. Ces textiles nouvelle génération sont étanches aux aérosols (liquides, solides...) et aux bactéries, mais laissent passer les gaz, et notamment la

transpiration de celui qui la porte, pour un plus grand confort [116]. Deux grandes familles sont disponibles sur le marché : les ***laminés*** (Gore-Tex®...) et les ***microfilaments*** (Compel®, Tecadry®, Rotecno®...). Les laminés sont constitués d'une membrane micro poreuse Gore-Tex®, en PTFE (polytétrafluoréthylène) enserrée entre deux couches de coton-polyester (50% de chaque), qui n'ont pas d'effet barrière. La membrane de PTFE a 9 milliards de pores par pouce carré, chacun des pores faisant maximum 0,3µm [116]. Les microfilaments sont tissés très serrés, en trame et chaîne, avec des microfibrilles 100% polyester et des fibres de carbone. L'imperméabilité est assurée par l'adjonction d'une résine à base d'hydrocarbures fluorés [66].

2.2.1.3. Avantages des tissés

Les tissés ont pour avantage d'être confortables, et d'avoir une durée de vie élevée, s'ils sont traités correctement.

2.2.1.4. Inconvénients des tissés

Les tissus, blouses ou champs, produisent des peluches, qui augmentent le nombre de particules dans l'air de la salle d'opération, et peuvent provoquer des réactions à corps étranger, surtout dans l'abdomen.

Les tissus doivent être inspectés lors du blanchissage, pour repérer tous les trous, accrocs... qui nuisent à leur fonction de barrière. Les trous ne sont pas réparés avec une aiguille et du fil, puisque les trous ainsi formés (20 µm) peuvent laisser passer les bactéries (5 à 12 µm), mais avec des pièces de tissu vulcanisé (éventuellement renforcées par du plastique [116]), scellées à la chaleur. Ces pièces restaurent efficacement l'effet barrière, mais ne doivent couvrir plus de 20% de la surface de la

blouse, sous peine de faire obstruction à la vapeur lors du passage à l'autoclave [108]. De plus, l'effet barrière diminue à chaque lavage [15].

2.2.2. Non-tissé

Le non-tissé apparaît de plus en plus souvent comme une alternative correcte au tissu, d'un point de vue économique mais également pratique (usage unique, donc entretien simplifié !).

2.2.2.1. Fabrication des non-tissés

Les matériaux non-tissés sont produits à partir de cellulose recyclée, pulpe de bois, polyesters, fibres de polymères synthétiques, ou un mélange de ces matériaux. Les fibres ne sont pas associées en fils, comme pour le tissu, mais forment directement le matériau, après avoir été liquéfiées, extrudées, laminées, puis fusionnées, par différentes techniques : mécanique, chimique, ou thermique. La taille, forme et épaisseur des fibres sont contrôlables, et elles peuvent être orientées dans une direction particulière ou disposées au hasard, ce qui, combiné avec de petits interstices, empêche le passage des liquides et des micro-organismes [116]. Toutefois, les propriétés de barrière des différents non-tissés varient grandement en fonction de leur constitution et de leur composition [108].

Les matériaux réalisés à partir de polymères ont tendance à être plus imperméables, mais ceux renforcés avec un film plastique ou polyéthylène sont les seuls à ne pas laisser passer les bactéries, qu'ils soient secs ou mouillés... Cependant, les matériaux totalement imperméables ont tendance à être inconfortables car trop chauds. De ce fait, les blouses peuvent être renforcées dans les manches et l'avant avec un matériau imperméable, puisque ce sont les zones les plus exposées à être

mouillées [40].

2.2.2.2. Types de non-tissés

Ils sont extrêmement nombreux ! On peut en effet faire varier quasiment à l'infini le type de fibres, leur taille, les modes d'assemblage, la disposition [15]...

2.2.2.3. Avantages des non-tissés

- L'usage unique des non-tissés leur confère plusieurs avantages : l'absence d'entretien, et donc de "souci logistique" [103], mais également l'assurance d'avoir un produit neuf à chaque usage [61], et donc également performant à chaque fois.
- Ils existent en version stérile et non stérile pour la plupart des objets (casaques, champs...) dans le commerce, pour une grande praticité d'utilisation
- Ils sont faciles à stocker, et donc à inventorier.
- Leur efficacité vis-à-vis du passage des bactéries est meilleure que celles des tissés, ils contribuent donc à diminuer la contamination de l'air ambiant et les infections de la plaie opératoire [116] .

2.2.2.4. Inconvénients des non-tissés

- Les particules issues de non-tissés à base de cellulose ou de pulpe de bois

peuvent être à l'origine de granulomes à corps étranger. Un non-tissé soumis à un test d'abrasion produit 632 fois plus de poussières qu'un tissu [116], mais en pratique, du fait de leur usage unique, l'émission de particules est moindre avec les non-tissés qu'avec les tissus usagés[15].

- Le coût des non-tissés peut sembler supérieur à celui des tissés, mais ce n'est pas toujours vrai – ceci est plus amplement comparé dans le paragraphe 2.2.3.
- Leur confort est souvent inférieur à celui procuré par le coton, de plus, ils peuvent être bruyants lors des mouvements [121].
- L'utilisation de non-tissés augmente le volume de déchets, et donc le coût de l'élimination de ces derniers : ceci peut avoir un impact sur l'environnement. Cet impact est à relativiser avec celui qu'ont les textiles [15], en particulier de par leur entretien : utilisation d'eau, de détergents... Les non-tissés achetés stériles, ouverts mais non utilisés au cours d'une opération, ne peuvent généralement pas être restérilisés (à moins que le fabricant ne donne des instructions pour le faire) [116] : ils sont perdus pour la pratique opératoire (utilisables seulement pour une pratique non stérile)
- Ils peuvent être inflammables ; il faut y faire attention, surtout quand on utilise un laser ou un bistouri électrique [116].

2.2.3. Comparaison tissé vs. non-tissé

2.2.3.1. Cahier des charges

Avant de choisir un type de "textile" ou même un "textile" en particulier, l'utilisateur doit s'assurer qu'il réponde au cahier des charges pour une utilisation en chirurgie [66] :

- grammage, duquel dépend la légèreté et le confort du produit (80 - 150 g/m²),
- pour les tissus micro poreux, faire préciser le nombre de microfilaments par fil et par cm² ; un nombre minimum de 150 à 200 par fil et de 25 000 par cm² paraît devoir être exigé.
- porosité ; la taille du pore va permettre d'apprécier l'effet de barrière vis-à-vis des aérosols. Elle est de l'ordre de 1 µm pour les tissus barrières et de 0,2 µm pour les laminés. Cependant, l'émission particulaire d'un individu se fait selon un flux turbulent, ce qui explique qu'un pore puisse arrêter des particules de taille inférieure à son diamètre. Par exemple des pores de 10 µm vont permettre d'arrêter 92% des particules de 5 µm.
- test d'émission particulaire (appelé *linting* et réalisé avec un tambour de Helmke),
- test d'imperméabilité à l'eau (*spray test*, test de la colonne d'eau),
- test d'infiltration de sang ,
- tests microbiologiques (pénétration bactérienne par voie sèche et voie humide),
- tests de déchirure, de résistance,
- mesures de l'électricité statique (temps de demi-charge et charge générée).

2.2.3.2. Economique

Le coût du non-tissé a longtemps été le principal obstacle à son utilisation en pratique vétérinaire. La comparaison entre les deux matériaux doit néanmoins prendre en compte, pour le tissu à usage multiple, le remplacement au bout de 75 lavages, en plus des frais de blanchisserie, maintenance et stérilisation [40].

De plus, les casques, champs... non-tissés sont souvent vendus pliés dans des emballages stériles [116], ce qui évite de faire ces opérations à la clinique, cependant il ne faut pas oublier de prendre en compte le coût du traitement des déchets [66].

Le Tableau 18 résume les éléments de comparaison tissés – non-tissés.

Coût du tissé traité en interne	Coût du tissé en location	Coût du non-tissé
<ul style="list-style-type: none">▪ Coût des consommables▪ Coût du personnel▪ Coûts de structure▪ Coûts de maintenance▪ Coût de la stérilisation	<ul style="list-style-type: none">▪ Coût prévu par le contrat de location de linge▪ Coût des pièces perdues ou endommagées▪ Coût de participation au renouvellement du linge▪ Coût de la stérilisation	<ul style="list-style-type: none">▪ Coût de l'achat des packs▪ (Coût de la stérilisation éventuelle)▪ Coût de l'incinération

Tableau 18 : Eléments entrant dans l'appréciation du coût des différentes options textiles, d'après [61]

Une étude menée à Montpellier dans un bloc de chirurgie cardio-thoracique et vasculaire, par Allaz *et al.*, en 2000, montre que l'utilisation de champs en non-tissé revient de 3 à 4% plus cher que celle des champs tissés, selon que ceux-ci soient réutilisés 40 ou 50 fois, ce qui mène à un surcoût de 10 000 francs sur un budget de 360 000 francs, correspondant à 1500 interventions. Cette différence s'amenuise chaque année, avec la diminution des coûts du non-tissé [66] : le "Livre blanc du non-tissé" estime quant à lui que le passage au non-tissé permet de réaliser une économie de 12,5% [15].

2.2.3.3. Asepsie

Le coton pima 270 et le non-tissé sont tous les deux considérés comme acceptables pour la chirurgie. Les casaques ayant les meilleures propriétés de barrière sont renforcées sur l'avant avec une deuxième couche de matériau ou de plastique [108]. Aucun système n'étant parfait, la durée d'utilisation joue pour beaucoup dans le passage des bactéries [108].

L'utilisation de textile à usage unique a pour conséquence une diminution du nombre de particules en suspension dans l'air ambiant, ainsi qu'une réduction des comptages bactériens sur la plaie (jusqu'à 90% [108]) et du taux d'infection post-opératoires (jusqu'à 2,5 fois). Ces résultats varient avec les études réalisées, il est donc probable que la différence entre les deux types de matériaux soit faible, et le choix se fait aussi d'un point de vue économique, facilité de blanchissage, praticité... et préférence personnelle !

2.2.3.4. Pratique

Alors que les casaques en non-tissé peuvent être achetées "prêtes à l'emploi" (stériles, en emballage individuel), ce n'est pas le cas de celles en tissu, qu'il faut entretenir, stocker, réparer... ce qui est récapitulé dans le paragraphe 2.3.

Le Tableau 19 résume les propriétés des textiles tissés et non-tissés.

Propriétés	Tissés réutilisables		A usage unique
	Traditionnels	Microporeux	Non-tissés
Résistance mécanique	++	+++	+
Réduction d'émission de particules	+	++	+++
Effet barrière contre les germes	+	++	+++
Résistance à la pénétration des liquides	+	++	+++
Adaptabilité/choix selon le type d'intervention	+	++	+++
Drapabilité	+++	+++	++
Confort	+++	+++	++

+ à +++ : du moins au mieux adapté

Tableau 19 : Propriétés des textiles tissés et non-tissés, d'après [15]

2.3. Circuit du linge : utilisation et nettoyage / stérilisation

La formule "on ne peut stériliser que ce qui est propre" est également valable pour les textiles opératoires. Le linge réutilisable (surtout casaques et champs) doit donc être lavé avant d'être stérilisé, ce qui implique l'existence d'une fonction blanchisserie, au sein de la clinique, ou déléguée à une entreprise de services [8].

2.3.1. Cycle du linge

Le linge, qu'il soit tissé et réutilisable, ou non-tissé et à usage unique, est toujours utilisé selon un même circuit, résumé dans le Tableau 20.

Ce Tableau 20 montre bien que le non-tissé nécessite moins d'étapes, l'entretien n'existe pas et il est donc plus simple d'utilisation.

Les paragraphes qui suivent ne s'appliquent donc pas au non-tissé, pour la plupart d'entre eux...

TISSE TRAITE EN INTERNE	TISSE LOUE	NON-TISSE
<p>Au bloc opératoire :</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Utilisation ▪ Pré-tri ▪ Comptage ▪ Vérification de la présence éventuelle d'objets ▪ Remplissage et fermeture des sacs ▪ Stockage ▪ Evacuation vers la blanchisserie 	<p>Au bloc opératoire :</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Utilisation ▪ Tri ▪ Comptage ▪ Vérification de la présence éventuelle d'objets ▪ Remplissage et fermeture des sacs ▪ Stockage ▪ Récupération par le loueur 	<p>Au bloc opératoire :</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Utilisation ▪ Vérification de la présence éventuelle d'objets ▪ Remplissage et fermeture des sacs ▪ Stockage ▪ Evacuation
<p>A la blanchisserie :</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Tri-contrôle ▪ Comptage ▪ Désinfection ▪ Lavage ▪ Séchage ▪ Contrôle ▪ Rapiéçage ou rejet des pièces défectueuses ▪ Déboulochage ▪ Brossage ▪ Repassage ▪ Pliage à plat ▪ Stockage ▪ Transport vers la stérilisation 	<p>Opérations de blanchisserie effectuées par le loueur et facturées dans le cadre d'un forfait</p>	<p>Elimination par incinération des déchets contaminés via un prestataire de service</p>
<p>A la stérilisation :</p> <ul style="list-style-type: none"> ▪ Dépliage et contrôle de qualité. En cas de refus, retour à la blanchisserie des textiles récupérables et élimination des autres ▪ Pliage chirurgical ▪ Composition des trousses ▪ Emballage ▪ Chargement de l'autoclave ▪ Stérilisation ▪ Déchargement de l'autoclave ▪ Contrôle de stérilisation ▪ Elimination 	<p>Comme ci-contre, ou effectué par un loueur et facturé dans le cadre d'un forfait</p>	<p>/</p>
<p>Stockage à la lingerie Stock tampon au bloc</p>	<p>Livraison Stockage directement au bloc</p>	<p>Livraison Stockage magasin ou bloc</p>
<p>Achat des pièces à renouveler</p>	<p>Facturation des prestations et des pertes ou tissus endommagés</p>	<p>Facturation des trousses réellement livrées ou commandées selon les besoins</p>

Tableau 20 : Récapitulatif de la gestion du linge opératoire selon l'option choisie, d'après [15]

2.3.2. Ramassage et stockage du linge sale

Après utilisation, et pour être lavé, le linge sale est rassemblé. Idéalement, la personne qui effectue le ramassage et le tri des différentes pièces textiles devrait porter des gants, et même un tablier ou une blouse, différente de la tenue de travail, tout en évitant de porter le linge sale contre elle. Elle vérifie également qu'aucun objet insolite ne se trouve au milieu du paquet de linge [53] (instrument chirurgical, aiguille...).

Le linge est alors stocké dans des panières ou des sacs fermés, à l'écart du linge propre (les circuits du linge sale et du linge propre ne doivent pas se croiser). Les sacs ou panières sont étanches, pour prévenir la sortie des micro-organismes ; si le linge est fortement contaminé, on peut envisager l'utilisation d'un sac double [15]. La capacité de stockage est suffisante pour contenir tout le linge sale entre deux ramassages. Les premiers articles entrés (sales) sont ceux qui vont partir en premier, une fois propres (principe du "premier entré, premier sorti") [53].

2.3.3. Lavage

- **Désinfection**

Le linge très souillé est mis à tremper 15 minutes, avec un produit nettoyant décontaminant. Cela permet également d'éliminer les traces d'antiseptiques, et ainsi d'éviter les interférences avec les produits de lavage [15]. Certains fabricants recommandent de laver dans les 12 heures qui suivent l'utilisation, s'il y a des souillures par du sang [116].

- **Lavage**

Le linge est ensuite lavé selon cycle lavage-rinçage classique, mais avec un programme adapté (température, pH, concentration, temps de contact). La propreté est ensuite contrôlée visuellement. On recommande d'utiliser une lessive non ionique, avec un pH inférieur à 9, et à une température de moins de 65°C, pour optimiser la durée de vie des textiles. Il existe des poudres de lavage bactéricides, particulièrement adaptées à cet usage.

La structure du coton pima 270 retient énormément l'humidité, c'est pourquoi il est préférable de les rincer deux fois, afin d'éliminer toute trace de détergent, qui nuit à la longévité de ce tissu [116].

Certains tissus nécessitent d'être réimprégnés de résine imperméabilisantes régulièrement, pour leur conserver toutes leurs propriétés.

- **Comptage des cycles de nettoyage-stérilisation**

Chaque fois qu'un tissu est blanchi, les pores s'agrandissent, pouvant passer de 1 à 50µm en deux lessives seulement. De plus, les revêtements déperlants comme le Quarpel s'usent, et ont un nombre de cycles de nettoyage limite, au-delà duquel ils ne sont plus assez performants pour être admis en salle d'opération. Il convient donc de trouver un moyen de compter ces cycles de nettoyage et de stérilisation [116]. La plupart des fabricants recommandent un maximum de 50 à 100 cycles pour leurs casaques réutilisables, mais le nombre varie en fait avec l'utilisation clinique (types et durée des interventions pour lesquelles elles sont utilisées) [116].

Ce comptage peut se faire de manière automatisée, par l'adjonction d'une puce ou d'un code barre aux articles textiles [53].

2.3.4. Finition

- **Séchage**

Le linge propre est ensuite séché, en évitant les recontaminations (pas de croisement du circuit linge sale : paniers différentes...). L'étendage ou le sèche-linge peuvent être choisis.

- **Contrôle**

Vient après une étape de contrôle, à la recherche de défauts : salissures persistantes, trous... Si tout va bien, le linge peut être repassé, sinon il est soit renvoyé à l'étape lessive, soit réparé.

- **Raccommodage**

Le raccommodage est en perte de vitesse dans les hôpitaux humains, en raison de son coût et de son manque d'efficacité par-rapport aux articles neufs [53] : il est alors réservé aux articles coûteux ou spécifiques, et difficiles à se procurer. Certains tissus nécessitent des pièces spéciales pour maintenir l'effet de barrière.

- **Repassage**

Il a plusieurs intérêts : il rend plus aisé le stockage du linge propre, la confection des paquets pour la stérilisation, et l'utilisation des textiles au bloc, en même temps qu'il resserre les pores du tissu.

- **Pliage**

Le pliage adopté à cette étape est un pliage à plat, limitant l'encombrement et facilitant le stockage. Il peut être différent du pliage avant conditionnement, qui, lui, vise à optimiser l'utilisation du linge stérile [15].

2.3.5. Stockage

Une fois plié, le linge propre est stocké dans des conditions limitant les recontaminations (local différent de celui du linge sale, à l'abri du passage et de la poussière : idéalement dans une armoire fermée...), éventuellement sous emballage non hermétique, pour limiter la condensation. De la même manière que pour le linge sale, il convient de s'assurer que le premier entré est le premier sorti...

2.3.6. Stérilisation

Les articles textiles, tissés ou non, sont stérilisés avant l'usage au bloc. Ils sont pour cela d'abord pliés d'une manière optimisant leur utilisation une fois stérile. Les pliages adéquats sont représentés entre autres par la Figure 43, pour les casques, et la Figure 28, pour les champs fenestrés.

Certains articles à usage unique sont vendus en emballage individuel stérile, ce qui simplifie leur utilisation, puisqu'ils n'ont alors pas besoin d'être conditionnés et stérilisés avant usage. Les autres articles à usage unique peuvent être conditionnés dans des gaines, des feuilles de crêpe ou des conteneurs métalliques, de préférence pas trop compactés afin de laisser passer la vapeur d'eau. On peut même envisager d'associer différents articles en "trousse", par exemple casque, essuie-mains, champs nécessaires à une même intervention.

Le mode de stérilisation idéal pour les textiles est l'autoclave, de classe B, l'oxyde d'éthylène pouvant également être employé. La chaleur sèche est incompatible puisque les températures et durées validées ne sont pas supportées par les textiles, tissés ou non. Elle ne devrait pas être utilisée, même à 130°C, puisqu'il n'existe pas de données sur l'efficacité à cette température, ni de moyen de contrôler le couple température/ temps obtenu.

2.3.7. Cas particulier du Gore-Tex®

Les matériaux incorporant du Gore-Tex® ne doivent pas être lavés avec de l'eau de Javel, ni à pH trop basique (il est recommandé de les laver avec des lessives non-ioniques ayant un pH inférieur à 9 [66]). La température de lavage reste inférieure à 65°C, et celle de séchage 82,2°C. Certaines études ont montré que le Gore-Tex® était le plus résistant de tous les matériaux barrière, puisqu'il peut subir jusqu'à 100 lavages sans perdre ses propriétés de barrière. Il existe des pièces en Gore-Tex®, pour réparer les trous dans ce type de textile [116].

Conclusion

Le respect des différents principes d'asepsie permet de limiter les risques d'infection. Ces mesures sont également valables lors des interventions en urgence.

Cependant, toutes les mesures prises en pré-opératoire ne suffisent pas à garantir une chirurgie totalement aseptique. Il faut pour cela respecter quelques principes simples, pendant la chirurgie [17] :

- Tout ce qui touche la plaie opératoire doit être stérile.
- Tout objet stérile ne le reste que s'il reste au contact de surfaces stériles.

L'asepsie est ainsi liée à un concept, à un comportement de chaque instant, qui ne s'associent pas forcément à des techniques sophistiquées ou onéreuses [56]. Dans cette perspective, durant toute la chirurgie, les mouvements sont limités (notamment les entrées et sorties de la salle, voire même les mouvements verticaux : à partir du moment où l'on s'assoit, on ne se relève plus avant la fin [119]), les gestes sont mesurés, et les conversations restent réduites [10]. Les personnes stériles veillent également à ne toucher que des objets stériles, y compris avec les manches de la blouse, tandis que les personnes non stériles ne touchent pas directement les objets stériles. Elles évitent également de se pencher au dessus de surfaces stériles, ou d'y faire passer un bras.

Une bonne technique chirurgicale est également indispensable, notamment pour éviter de léser les tissus (principes de Halsted). Le durée de l'intervention est également un facteur de risque d'infection, puisque le taux d'infection double avec chaque heure d'intervention [39]. Ceci est lié à une exposition augmentée au microbisme ambiant, mais également à des interventions plus complexes, qui nécessitent donc plus de sutures, d'électrocoagulation, de manipulation des tissus... qui fragilisent la plaie. L'anesthésie prolongée contribue à mettre l'animal en hypothermie, elle-même facteur de risque d'infection [13].

Le pressing microbien, qui augmente avec le nombre d'interventions ou d'animaux présents, contribue à l'apparition d'infection nosocomiale : même si tout ce qui a été dit précédemment ne concernait que le matériel et les personnes, l'asepsie des locaux et celle de l'opéré sont également importantes, et font l'objet d'un autre travail [62]. Ces quatre volets sont complémentaires ; aucun ne peut être négligé au profit des autres.

AGREMENT ADMINISTRATIF

Je soussigné A. MILON, Directeur de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, certifie que :

Mlle TREDEZ, Noémie, Marie, Renée

a été admis(e) sur concours en : 2000

a obtenu son certificat de fin de scolarité le : 16/06/05

n'a plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

Je soussigné, E. ASIMUS, Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, autorise la soutenance de thèse de :

Mlle TREDEZ, Noémie, Marie, Renée

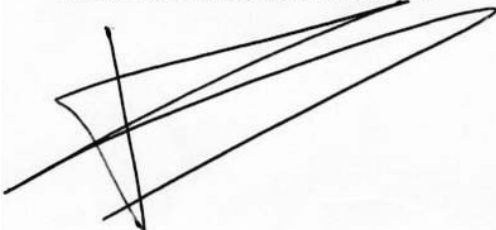
intitulée :

« *Asepsie chirurgicale en pratique vétérinaire (asepsie du matériel et du chirurgien)* »

**Le Professeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Docteur Erik ASIMUS**



**Vu :
Le Président de la thèse :
Professeur Paul BONNEVIALLE**



**Vu :
Le Directeur
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Professeur Alain MILON**



**Vu le : 16 DEC. 2005
Le Président
de l'Université Paul Sabatier
Professeur Jean-François SAUTEREAU**



Annexes

1. Principaux antiseptiques et désinfectants

Familille <i>Principes actifs</i>	Alcools	Aldéhydes		Biguanides	Chloroxygénol & parachlorométaxyl enol (PCMX)	Halogénés		
	<i>Isopropanol, n-propanol, éthanol</i>	<i>Formaldéhyde</i>	<i>Glutaraldéhyde</i>	<i>Chlorhexidine</i>		<i>Hypochlorites</i>	<i>Iode et iodophores</i>	
Exemples	Ethanol (Aseptiline®), isopropanol (Elusept®)	Solution de formol, formol gazeux, pastilles de trioxyméthylène	Steranios®, Cidex®	Diacétate de chlorhexidine, digluconate de chlorhexidine (Hibitan®) Rivascop®		Eau de Javel, Dakin, acide hypochloreux (Chloramine T®)	Polyvinyl-pyrrolidone iodée = PVPI (Bétadine®, Vétédine®), teinture d'iode	
Mode d'action	Dénaturation des protéines	Alkylation des protéines et des acides nucléiques		Désorganisation des membranes cellulaires, précipitation du contenu cytoplasmique	Inactivation des enzymes bactériennes, altération des membranes	Libération de chlorures et d'oxygène	Inactivation des enzymes bactériennes, altération des membranes	
Efficacité in vivo sur	Bactéries Gram +	++	+++	+++	++	+++	+++	
	Bactéries Gram -	++	+++	+	+	+++	+++	
	Spores	0	++ à +++ (4%0 pour le glutaraldéhyde)		+	+	++	+++
	Virus	+ enveloppés ± non enveloppés	++ à +++		++ surtout enveloppés	+	++	+++
	Champignons	++	++ (5%)		+	+	++	+++
	Protozoaires				0			++
	Œufs, larves, parasites	++			0	+	++ (Sp.100)	++
Propriétés	Bactéricide, "dégraisse"	Peu pénétrant, local clos, action lente par alkylation et dénaturation des protéines (à 5% action en 24h ; à 20% action en 3h)		Activité quasiment nulle sur le bacille de la tuberculose.		Désinfectant de référence, doubler ou tripler la concentration si forte contamination	Pouvoir oxydant, destruction protéique	
Odeur persistante	Forte	Forte				Faible	Faible	
Rémanence	Non	Non		Oui (2jrs), cumulative	Faible	Non	Faible (4-6h)	
Action en eau dure		Oui		Non	Non	Oui	Non	
Action en présence de matières organiques	Oui	Faible, mais intéressant sur biofilms		Oui	Oui	Non	Non	
Autres incompatibilités, inactivations	Oxydants, hexachlorophène	Détergents, désorption difficile du caoutchouc (peut se craqueler), résines (risque de dissolution)		Liège, caoutchouc, coton, plastiques, tensioactifs, PVPI, précipitation par les sels en solution	Inactivation par tensioactifs non ioniques. Avec EDTA : augmentation de l'activité sur <i>Pseudomonas</i> spp. et certains pathogènes.	Détergents cationiques (ammoniums quaternaires), ammoniac, chlorhexidine, tensioactifs anioniques, détartrants. Température faible ou pH élevé.	Tensioactifs non ioniques, mercuriels, chlorhexidine.	
Toxicité	Non	Oui (liste II), irritation cutanée, respiratoire et oculaire		Faible (ototoxicité, cytotoxicité, irritation oculaire)	Non	Faible (cytotoxicité), mais irritant à forte concentration	Faible (dysfonctionnement thyroïdien, acidose métabolique, cytotoxicité), mais irritant et émanations	
Corrosivité des métaux	Non	Oui		Non		Oui	Oui	
pH optimal	Neutre	4-7	Stable à pH acide, efficace à pH alcalin (8-8,5)	5,5-8		4-7	1-5	
Utilisations et concentrations optimales(1)	Hygiène des mains	60-95%	NON	4% (gluconate) 0,5% (diacétate)	1,5% PCMX	± (4%)	+	
	Désinfection	Non	Solution 3-8%	Solution alcaline à 2%, 20-30 min, rinçage indispensable (stérilisation : 6-10h)	0,05% (diacétate), 30 min.	Non	Non	Non
Remarques		Exposition prolongée nécessaire, inefficace sur les prions			Peu utilisé	Isopropanol vasodilatateur	Teinture d'iode : mélange d'iode (2%) dans de l'éthanol (50%), combine les 2 effets, mais à utiliser uniquement sur une peau saine (pas sur les plaies)	

(1) pourcentage ou "+" correspondent à une utilisation possible, et le cas échéant, à la concentration optimale utilisable. L'absence de données (case vide) ou le non correspond à une utilisation déconseillée ou impossible.

Famille	Phénols	Tensioactifs anioniques		Tensioactifs cationiques	Divers			
Principes actifs	Bisphénols	Surfactifs anioniques	Savons	Ammoniums quaternaires	Hydroxy-8-quinoléine	Peroxyde d'hydrogène (eau oxygénée)	Triclosan (diphényl éther)	
Exemples	Hexachlorophène (PhisoHex®)	Laurylsulfate de sodium (Mercryl laurylé®)	Savon de Marseille	Bromure de cétrimonium = cétrimide (Cétavlon®), chlorure de benzalkonium (Sterlane®), Stéricide®, Hexanios®, Rivascop®	Dermacide®, Chromargon®			
Mode d'action				Dénaturation des protéines et neutralisation des phospholipides acides dans les membranes			Perturbation des membranes, de la synthèse d'ARN, d'acides gras et de protéines	
Efficacité in vivo sur	Bactéries Gram +	++	±	±	+++	+++	+	++
	Bactéries Gram -	+	±	0	++	++	±	+
	Spores	0	0	0	+	+	0	
	Virus	0	0	± (virus rabique)	+	+	0	
	Champignons	+	0	0	+	++	0	+
	Protozoaires	0	0	0			0	
	Œufs, larves, parasites	0	0	0	0	++	0	
Propriétés	Bactériostatique	Action mécanique, augmentation de l'activité d'autres antiseptiques (augmentation de la dissolution et de la pénétration)	Action mécanique : élimination des lipides retenant tous types de germes sur la peau	Bactériostatique, détergent. Risque de sélection de germes Gram - (<i>Salmonella</i> , <i>Pseudomonas</i> , entérobactéries...)	Bactériostatique, pouvoir désodorisant	Bactériostatique	Bactériostatique (0,1-10µg/mL), bactéricide (25-500µg/mL)	
Odeur persistante				Non	Non			
Rémanence	Oui (jusqu'à 2jrs)			Non			Oui	
Action en eau dure				Non			Oui	
Action en présence de matières organiques				Non	Oui	Oui	Oui	
Autres incompatibilités, inactivations	Inactivé par les alcools, adsorbé par les matériaux poreux	Ammoniums quaternaires, iodophores, biguanides		Tensioactifs anioniques, amphotères, oxydants, alcools et iode. Gaze, coton, caoutchouc.			Activité affectée par le pH, présence de surfactants, d'émollients, d'humectants, et par la nature ionique de la préparation	
Toxicité	Neurotoxicité par application dermique (surtout nouveaux-nés), cytotoxicité			Oui pour l'environnement, non pour les êtres vivants	Non	Cytotoxique aux concentrations bactéricides	Non	
Corrosivité des métaux				Non	Non			
pH optimal	Neutre ou acide léger	Acide	Acide	3,7-10,9	Alcalin			
Utilisations et concentrations optimales ⁽¹⁾	Hygiène des mains	3%	+	+	+		0,2-2%	
	Désinfection				±	Gaz plasma (solution à 58%, en présence d'un champ électromagnétique) sporicide, bactéricide, virucide... à T° < 40° C !		
Remarques	Toxique par absorption transcutané, effet antimicrobien lent donc en perte d'utilisation			Potentialisation par l'éthanol		1 seule application pour des plaies sales, anfractueuses, pouvant être contaminées par des germes anaérobies. Hémostase.		

Tableau 21 : Récapitulatif des principaux antiseptiques et désinfectants, d'après [2, 16, 18, 24, 25, 30, 46, 51, 60, 80, 106, 123]

2. Glossaire

ANTIBIOTIQUE [80] : Substance soluble dérivée d'une moisissure ou d'une bactérie, qui tue ou inhibe la croissance d'autres micro-organismes

ANTISEPSIE [60] : Action au résultat momentané permettant, au niveau des tissus vivants, d'éliminer ou de tuer les micro-organismes et/ou d'inactiver les virus en fonction des objectifs fixés. Le résultat de cette opération est limité aux micro-organismes et/ou virus présents au moment de l'opération

ANTISEPTIQUE [80] : Agent ou substance capable d'effectuer l'antisepsie, ce terme est généralement utilisé pour un produit qu'on applique sur des tissus vivants (peau saine, muqueuse, plaies...)

ASEPSIE [29] : Ensemble des mesures propres à empêcher tout apport exogène de micro-organisme ou de virus. L'asepsie associe la désinfection de l'environnement et de l'air, la rigueur de la technique, l'utilisation de matériel stérile et d'antiseptique.

BIOFILM : dépôts microbiens, associés à des formations polysaccharidiques ou protéiques, produites par les micro-organismes eux-mêmes, à la surface d'un instrument ou d'un implant.

BIONETTOYAGE : Traitement qui consiste en un nettoyage, avec application finale d'un désinfectant.

CLIN [19] : Comité de Lutte contre les Infections Nosocomiales. Instance présente dans tous les hôpitaux publics humains, regroupant des représentants de différents métiers (pharmacien, biologiste, médecin, chirurgien, services techniques...), et responsable de tous les aspects de la lutte contre les infections nosocomiales, de la prévention aux statistiques. Il émet pour cela des notes, à partir des directives du CTIN (Comité Technique national des Infections Nosocomiales), et du C.CLIN (Centre de Coordination inter-régional de Lutte contre les Infections Nosocomiales).

CONTAMINATION [28] : "matériel contaminé" : processus entraînant la présence de micro-organismes pathogènes ou potentiellement nocifs sur le matériel ou la personne. *Voir aussi souillure.*

DESINFECTANT [80] : Agent qui détruit les micro-organismes ou inhibe leur activité. Désigne généralement un produit employé sur des surfaces inertes.

DESINFECTION [29] : Terme générique désignant toute action à visée antimicrobienne, quel que soit le niveau de résultat, utilisant un produit pouvant justifier "in vitro" des propriétés autorisant à le qualifier de désinfectant ou antiseptique (abaissement de la flore de $5\log_{10}$). Il devrait logiquement toujours être accompagné d'un qualificatif et l'on devrait ainsi parler de :

- désinfection du matériel
- désinfection des sols, des locaux
- désinfection des surfaces par voie aérienne
- désinfection terminale
- et même de désinfection des mains ou d'une plaie

DESINFECTION CHIRURGICALE DES MAINS PAR FRICTION [29] : Opération ayant pour but d'éliminer la flore transitoire et de réduire la flore résidente de façon prolongée, par frictions chirurgicales en utilisant un produit désinfectant. Appelée aussi *antisepsie chirurgicale des mains*.

DESINFECTION CHIRURGICALE DES MAINS PAR LAVAGE [29] : Appelée aussi *lavage chirurgical des mains*, désinfection des mains d'efficacité maximale réalisée par lavage avec un savon antiseptique, dont l'efficacité est validée par des normes européennes et AFNOR.

INFECTION [28] : présence de micro-organismes dans ou sur un individu, accompagnée de répllication dans les tissus, et se manifestant par des signes cliniques (maladie) ou une réponse immunitaire isolée, sans signes cliniques, mais

avec une réaction inflammatoire. Toute infection est nécessairement précédée d'une *contamination* puis d'une *colonisation*.

LAVAGE HYGIENIQUE DES MAINS [29] : Appelé aussi *lavage antiseptique*, ou *traitement hygiénique des mains par lavage*, ou *désinfection des mains par lavage*, lavage désinfectant réalisé avec un savon antiseptique, dont l'efficacité est validée par des normes européennes et AFNOR.

LAVAGE SIMPLE DES MAINS [29] : Lavage non désinfectant, réalisé avec un savon à usage fréquent.

NETTOYAGE [45] : Action mécanique, chimique (détergent) et thermique qui élimine les particules étrangères sur un objet pour obtenir la qualité "propre" (élimination des souillures macroscopiques).

PRE-DESINFECTION [45] : Opération permettant d'éliminer, de tuer ou d'inhiber les micro-organismes présents sur un instrument, avant le nettoyage. Elle a pour objectifs de diminuer la charge microbienne (et ainsi de protéger l'environnement et le personnel), et de faciliter le nettoyage.

PROPRETE [45] : Absence de sang ou de sécrétion, de débris organique, de trace résiduelle d'évaporation d'eau ou de produit de toute nature, de corrosion, visible à l'œil nu sur un objet.

QUALITE Norme AFNOR, d'après [21] : "Ensemble des propriétés et caractéristiques d'un produit ou service qui lui confèrent l'aptitude à satisfaire des besoins exprimés ou implicites". "Mise en œuvre d'un ensemble approprié d'actions pré-établies et systématiques destinés à donner confiance en l'obtention de la qualité requise, et fondés sur des procédures écrites et archivées"

STERILITE Norme AFNOR, d'après [21] : "Il s'agit d'un état dans lequel la survie d'un micro-organisme est hautement improbable. Cet état constitue le résultat de l'opération de stérilisation. La stérilité n'est possible que dans le cadre de la protection de cet état : la stérilité est un état éphémère"

STERILISATION Norme AFNOR, d'après [21] : "Il s'agit de la mise en œuvre d'un ensemble de méthodes et de moyens visant à éliminer par destruction tous les micro-organismes vivants de quelque nature et sous quelque forme que ce soit, portés par un objet parfaitement nettoyé"

TRAITEMENT HYGIENIQUE DES MAINS PAR FRICTION [29] : Appelé aussi : *friction simple des mains*, ou *antiseptie des mains* ou *désinfection des mains par friction*, désinfection des mains réalisée avec un produit spécifique, dont l'efficacité est validée par des normes européennes et AFNOR.

SALISSURE [28] : surplus indésirable, en surface ou à l'intérieur d'un substrat, altérant certains caractères d'aspect ou de toucher des surfaces propres.

SOUILLURE [28] : au sens large, une souillure est une salissure, qu'elle qu'en soit la nature. En milieu d'hospitalisation, la souillure est une salissure sur laquelle se fait une pullulation bactérienne ; le terme de souillure est donc souvent employé dans le sens de souillure bactérienne. (cf matériel souillé). *Voir aussi contaminé*

STERILISATION [16, 80] : Acte ou procédé, physique ou chimique, qui aboutit à la destruction ou à l'élimination complète de toute forme de vie, et principalement les micro-organismes, dans ou aux alentours d'un objet. Ce terme ne peut s'appliquer qu'à un objet inanimé.

Bibliographie

1. Circulaire DGS/SC/DHOS/E2/2001/138 du 14 mars 2001 relative aux précautions à observer lors de soins en vue de prévenir les risques de transmission d'ATNC
Hygiènes, 2001. **IX**(3): p. 184-191.
2. Dictionnaire des Médicaments Vétérinaires. 13^e éd.
Editions du Point Vétérinaire, Maisons-Alfort (France). 2005.
3. Directive du Parlement européen et du Conseil n°98/8/CE du 16 février 1998 concernant la mise sur le marché des produits biocides (JO de la CE n°L123 du 24 avril 1998) [en ligne]
1998, Date de consultation: 22/11/2005
<http://aidaindustrie-demo.ineris.fr/textes/directives/texte0505.htm>
4. Stérilisation de dispositifs médicaux - Validation et contrôle de routine pour la stérilisation à la vapeur d'eau
in *NF EN 554*. 1994. p. 167-191.
5. **Alfa, M. J., Jackson, M.**
A new hydrogen-peroxide based medical-device detergent with germicidal properties: comparison with enzymatic cleaners
Am. J. Infect. Control, 2001. **29**(3): p. 168-177.
6. **Allegiance**
Gants de chirurgie et d'examen (Documentation technique), Maurepas (France). 2002.
7. **Amar, P.**
Une boîte de stérilisation qui joue la transparence
Client. Clin. Gest. Dév. Vét., 1998. (27): p. 27.
8. **Andreu-de-Lapierre, E.**
Blanchisserie et nettoyage: faut-il sous-traiter
Client. Clin. Gest. Dév. Vét., 1999. (31): p. 14-17.
9. **Asimus, E.**
Asepsie et antisepsie: prophylaxie de l'infection chirurgicale
Cours de Chirurgie, D2. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2002.
10. **Asimus, E.**
Eviter l'introduction de germes: les conditions de l'asepsie (Publi-information spécial chirurgie), Vétoquinol, Toulouse. 2002.
11. **Asimus, E., Autefage, A. et Briollais, F.**
Stérilisation du matériel chirurgical
Point Vét., 1992. **23**(142): p. 1063-1068.
12. **Axience**
Formation "Hygiène et Désinfection" vétérinaire (Documentation technique), Axience, Pantin (France). 2003.

- 13. Beal, M. W., Cimino Brown, D. et Shofer, F. S.**
The effects of post-operative hypothermia and the duration of anesthesia on postoperative wound infection rate in clean wounds: a retrospective study
Vet. Surg., 2000. **29**: p. 123-127.
- 14. Berg, J.**
Sterilization
in Slatter D., *Textbook of small animal surgery*, 2^e éd. Philadelphie: Saunders. 1993.
p. 124-129.
- 15. Bloc Opératoire Non-tissé (BON)**
Le non-tissé stérile au bloc opératoire: livre blanc.
Paris: Group'Hygiène. 1997. 100 p.
- 16. Boothe, H. W.**
Antiseptics and disinfectants
Vet. Clin. North Am.: Small Animal Practice, 1998. **28**(2): p. 233-248.
- 17. Bouisset, S.**
Chirurgie et antibiotiques (infections à bactéries anaérobies)
in Journées nationales des GTV - Chirurgie. Dijon. p 35-37
- 18. Boyce, J. M. et Pittet, D.**
Guideline for hand-hygiene in health-care settings
Am. J. Infect. Control, 2002. **30**(8): p. S1-S46.
- 19. Brasiles, A., infirmière hygiéniste à l'hôpital Purpan, Toulouse**
Lutte contre les infections nosocomiales
Communication personnelle. 04/04/03.
- 20. Brown, J. N.**
Surgeon protection: early recognition of glove perforation using a green under-glove
J. R. Coll. Surg. Edin., 1996. **41**(6): p. 395-6.
- 21. Brunod, F.**
La stérilisation.
Hôpital Purpan, 1997. Note interne.
- 22. Cariou, S., Doval, M.-F. et Marino-Didier, C.**
Organisation et responsabilité du stockage des DM stérilisés, péremption des DM stérilisés
in 25^e journées nationales d'études sur la stérilisation. Nice, 16-17 Avril 2003.
- 23. Cariou, S. et Legeay, G.**
Développement de procédés plasma à pression atmosphérique: perspectives
in 25^e journées nationales d'études sur la stérilisation. Nice, 16-17 Avril 2003.
- 24. Carlotti, D.-N. et Maffart, P.**
La chlorhexidine: revue bibliographique

Prat. Méd. Chir. An. Comp., 1996. **31**(6): p. 553-563.

25. CCLIN Paris-Nord

Antiseptiques et désinfectants.

Mai 2000. Téléchargé le 06/01/05 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/Antiseptiques/antiseptiques.pdf>.

26. CCLIN Paris-Nord

Hygiène des mains. Guide de bonnes pratiques.

Décembre 2001. Téléchargé le 13/11/04 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/Mains/mains.pdf>.

27. CCLIN Paris-Nord

Le lavage des mains.

1^o semestre 1994. Téléchargé le 13/11/04 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations>.

28. CCLIN Paris-Nord

Les gants à l'hôpital: un choix éclairé.

27 Sept. 1998. Téléchargé le 13/11/04 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/Mains/gantsPN.pdf>.

29. CCLIN Sud-Est

Guide Technique d'Hygiène Hospitalière.

2004. Téléchargé le 24/09/04 sur [http://cclin-sudest.univ-](http://cclin-sudest.univ-lyon1.fr/prevention/guides/guidetechnique/guidetechnique.htm)

[lyon1.fr/prevention/guides/guidetechnique/guidetechnique.htm](http://cclin-sudest.univ-lyon1.fr/prevention/guides/guidetechnique/guidetechnique.htm).

30. CCLIN Sud-Ouest

Le bon usage des antiseptiques.

Téléchargé le 06/01/05 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/Antiseptiques/atsp2.pdf>.

31. CCLIN Sud-Ouest

Recommandations pour une tenue vestimentaire adaptée des personnels soignants en milieu hospitalier.

Téléchargé le 13/11/04 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/Personnel/tenueSO.pdf>.

32. CCLIN Sud-Ouest

Traitement du matériel de ventilation en anesthésie-réanimation.

Téléchargé le 06/01/05 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/anesthesie/anestSO.pdf>.

33. Centravet

La préparation de l'équipe chirurgicale (Dossier technique), Centravet, Dinan (France). 2004.

34. Centravet

Le catalogue vétérinaire: matériel, équipement, usage unique, Centravet, 2003-2004.

- 35. Centravet**
Nettoyeurs à ultrasons
Infos Vétos. Juil-Août 2003, n°65, p.16-17
- 36. Centravet**
Stérilisation... choisir un autoclave
Infos Vétos. Mars 2003, n°63, p.12-14
- 37. Chanut, F.**
Prévenir et traiter les infections nosocomiales chez le chien et le chat
Le Nouveau Praticien Vétérinaire, 2002. (Hors-série Hospitalisation): p. 43-47.
- 38. Character, B. J., McLaughlin, R. M., Hedlund, C. S., et al.**
Postoperative integrity of veterinary surgical gloves
J. Am. Anim. Hosp. Assoc., 2003. (39): p. 311-320.
- 39. Cimino Brown, D., Conzeminus, M. G., Shofer, F., et al.**
Epidemiologic evaluation of postoperative wound infections in dogs and cats
J. Am. Vet. Med. Assoc., 1997. **210**(9): p. 1302-1306.
- 40. Clem, M. F.**
Preparation for surgery
in Auer J.A., *Equine surgery*, Philadelphie: Saunders. 1992. p. 111-119.
- 41. Clem, M. F.**
Sterilization and antiseptics
in Auer J.A., *Equine surgery*, Philadelphie: Saunders. 1992. p. 102-110.
- 42. Clem, M. F.**
Surgical instruments
in Auer J.A., *Equine surgery*, Philadelphie: Saunders. 1992. p. 119-121.
- 43. CLIN CHU Purpan**
Les antiseptiques.
Hôpitaux de Toulouse, Mars 2002. Note interne.
- 44. CLIN CHU Purpan**
Nettoyage et désinfection des endoscopes.
Hôpitaux de Toulouse, Janvier 2000. Note interne.
- 45. CLIN CHU Purpan**
Nettoyage, désinfection des dispositifs médicaux.
Hôpitaux de Toulouse, Janvier 2001. Note interne.
- 46. Colin, M.**
Hygiène et désinfection du cabinet vétérinaire. 1991, Editions ASV magazine:
Maisons-Alfort.
- 47. Colin, M.**
Les équipements du bloc opératoire

L'Action Vétérinaire. (Supplément au n°1601): p. 11-14.

48. Corpet, D.

Maîtrise de l'hygiène en IAA

Cours d'HIDAOA, D2. Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, 2004.

49. Coulter, W. A., Chew-Graham, C. A., Cheung, S. W., et al.

Autoclave performance and operator knowledge of autoclave use in primary care: a survey of UK practices

Journal of Hospital Infection, 2001. **48**: p. 180-185.

50. CTIN

Désinfection des dispositifs médicaux en anesthésie et en réanimation.

Ministère de la Santé, Septembre 2003. Téléchargé le 06/01/05 sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations>.

51. Darbord, J. C., Callanquin, M., Dumartin, C., et al.

Désinfection et stérilisation dans les établissements de soins - Guide pratique.

Paris: Masson. 2003. 273 p.

52. Dempsey, K. M., Chiew, R. F., McKenzie, J. A., et al.

Evaluation of the cleaning and disinfection efficacy of the DEKO-190, a ward based automated washer-disinfector

Journal of Hospital Infection, 2000. **46**: p. 50-54.

53. Direction de l'hospitalisation et de l'organisation des soins

La fonction linge dans les établissements de santé.

Ministère de l'emploi et de la solidarité; Ministère délégué à la santé, Septembre 2001. Téléchargeable sur

<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/Linge/ministere/minlinge.htm>.

54. Dubach, H.

Les procédés de stérilisation du matériel en chirurgie vétérinaire

Th. méd. vét.: Lyon, 1999.

55. Ducel, G. et Blech, M. F.

Antiseptie en pratique médicale

in Fleurette J., Freney, J., Reverdy, M.-E., *Antiseptie et désinfection*, Paris: Editions Eska. 1995. p. 492-509.

56. Durand, I. et Goulet, D.

La stérilisation du matériel en ophtalmologie

Les cahiers d'ophtalmologie, 1999. (Suppl au n°34): p. 1-10.

57. Faoro, B., Baumgartner, K. et Mattauer, V.

Pré-désinfection et gestion des DM en attente de traitement

in 25° journées nationales d'études sur la stérilisation, congrès de la Société Française d'Hygiène Hospitalière. Nice, 16-17 Avril 2003.

58. Fau, D.

Mesures d'asepsie per-opératoires: calots, masques, casaques, gants, champs
Point Vét., 1992. **24**(143): p. 35-39.

59. Gardès, J. C.

Stérilisation du matériel, *in* L'infection en chirurgie orthopédique.
Cahiers de la Société Française de Chirurgie Orthopédique et Traumatologique (SOFOT). 1990, n°37, p.47-57

60. Genevoix, J. P.

Les antiseptiques en chirurgie vétérinaire
Point Vét., 1992. **24**(145): p. 229-234.

61. Geslin, M.

Le non-tissé stérile au bloc opératoire
Plateaux Techniques Infos. Juin-Juillet 2002, n°15, p.19-24

62. Gilton, C.

Asepsie chirurgicale en pratique vétérinaire: asepsie des locaux et du patient.
Th. méd. vét.: Toulouse, 2006.

63. Gourieux, B., Giordanetto, A. et Leguay, G.

Contrôle de l'état des DM après lavage et lors du conditionnement
in 25° journées nationales d'études sur la stérilisation, congrès de la Société Française d'Hygiène Hospitalière. Nice, 16-17 Avril 2003.

64. Greenfacts

Glossary [en ligne]
2005, Date de consultation: 22/11/05
www.greenfacts.org/glossary/abc/biocide.htm

65. Groupe de travail pour le traitement des instruments de chirurgie

Le traitement correct des instruments de chirurgie. 2000, Aesculap: Tuttlingen (Allemagne).

66. Groupe textile du CCLIN Sud-Ouest

Textiles microporeux ou non-tissés - Quel choix réaliser ?
Téléchargé le 13/11/04 sur
<http://nosobase.chu.lyon.fr/recommandations/Linge/textileSO.pdf>.

67. Guaguère, E.

Les dermatoses de contact aux gants médicaux: des maladies professionnelles à connaître
Prat. Méd. Chir. An. Comp., 1992. p. 507-509.

68. Guaguère-Lucas, J. et Vandekerckhove, A.

Préparation de l'équipe chirurgicale
PMCAC - Personnel soignant, 1992. **Suppl au n°1(6)**: p. 15-17.

69. Heal, J. S., Blom, A. W., Titcomb, D., et al.

Bacterial contamination of surgical gloves by water droplets spilt after scrubbing

Journal of Hospital Infection, 2003. **53**: p. 136-139.

70. Hebl, J. R. et Horlocker, T. T.

You're not as clean as you think - The role of asepsis in reducing infectious complications related to regional anesthesia

Regional anesthesia and pain medicine, 2003. **28**(5): p. 376-379.

71. Hobson, D. W. et Seal, L. A.

Evaluation of a novel, rapid-acting, sterilizing solution at room temperature

Am. J. Infect. Control, 2000. **28**(5): p. 370-375.

72. Hobson, D. W., Woller, W., Anderson, L., et al.

Development and evaluation of a new alcohol based surgical hand scrub formulation with persistent antimicrobial characteristics and brushless application

Am. J. Infect. Control, 1998. **26**: p. 507-512.

73. Jackson, G. J., McKintosh, E., Flechsig, E., et al.

An enzyme detergent method for prion decontamination of surgical steel

J. Gen. Virol., 2005. **86**(3): p. 869-878.

74. Johnson, J. A. et Murtaugh, R. J.

Preventing and treating nosocomial infection. Part II: Wound, blood and gastrointestinal infections

Compend. Contin. Educ. Pract. Vet., 1997. **19**(6): p. 693-703.

75. Kaiser, A. B., Kernodle, D. S., Barg, N. L., et al.

Influence of perioperative showers on staphylococcal skin colonization: a comparative trial of antiseptic skin cleansers

Ann. Thorac. Surg, 1988. **45**(1): p. 35-8.

76. Kanemitsu, K., Kunishimaa, H., Imasakab, T., et al.

Evaluation of a low-temperature steam and formaldehyde sterilizer

Journal of Hospital Infection, 2003. (55): p. 47-52.

77. Laboratoires Anios

Hygiène des mains (Guide pratique), Laboratoires Anios, Lille Hellemmes (France). 2003.

78. Le Grand, J.-F.

Contribution à l'approche microbiologique actuelle de l'asepsie

Th. méd. vét.: Toulouse, 1972.

79. Legiard, F. et Duhautois, B.

Désinfection et stérilisation

Encyclopédie vétérinaire, Paris: Elsevier. 1997. p. 2700.

80. Lemarié, R. J. et Hosgood, G.

Antiseptics and disinfectants in small animal practice

Compendium of continued education: small animal surgery: 1995. p. 1339-1351.

- 81. Leoni, A.-L.**
Infections nosocomiales en milieu vétérinaire: étude expérimentale au sein de la clinique pour animaux de compagnie de l'ENVA
Th. méd. vét.: Alfort, 2004.
- 82. Leynadier, F., Pecquet, C. et Dry, J.**
Choc anaphylactique per-opératoire au latex des gants chirurgicaux
Presse Méd., 1988. **17**: p. 390-1.
- 83. Loeb, M. B., Wilcox, L., Smaill, F., et al.**
A randomized trial of surgical scrubbing with a brush compared to antiseptic soap alone
Am. J. Infect. Control, 1997. **25**: p. 11-5.
- 84. Lucet, J. C., Rigaud, M. P., Mentre, F., et al.**
Hand contamination before and after different hand hygiene techniques: a randomized clinical trial
Journal of Hospital Infection, 2002. **2002**(50): p. 276-280.
- 85. Mack, R., Mikhail, B. et Mikhail, M.**
Dictionnaire de médecine vétérinaire et des sciences biologiques.
Berlin: Parey Buchverlag. 2002. 1678 p.
- 86. Macquet, P. et Vallens, D.**
L'organisation et les équipements d'une nouvelle stérilisation centrale
RBM, 1997. **19**(1): p. 14-17.
- 87. Martin, V. C.**
La préparation chirurgicale du patient
Point Vét., 1994. **25**(158): p. 952-960.
- 88. McCurnin, D. M. et Jones, R. L.**
Principles of surgical asepsis
in Slatter D., *Textbook of small animal surgery*, 2° éd. Philadelphie: Saunders. 1993.
p. 114-123.
- 89. Mitchell, S. L. et Berg, J.**
Sterilization
in Slatter D., *Textbook of small animal surgery*, 3° éd. Philadelphie: Saunders. 2003.
p. 155-162.
- 90. Mölnlycke**
L'irradiation par faisceau d'électrons: une technologie moderne respectueuse de l'environnement (Documentation technique), Laboratoire Mölnlycke Caducée, Linselles (France).
- 91. Mulberry, G., Snyder, A. T., Heilman, J., et al.**
Evaluation of a waterless, scrubless chlorhexidine gluconate/ethanol surgical scrub for antimicrobial efficiency
Am. J. Infect. Control, 2001. **29**(6): p. 377-382.

- 92. Obadia, P.**
Stérilisation: quel appareil choisir ?
Client. Clin. Gest. Dév. Vét., 1998. (21): p. 28-29.
- 93. Orlandi, M. C.**
Les aciers inoxydables en instrumentation chirurgicale (Guide pratique), UGINE Service, Imphy (France). 1998.
- 94. Palczynski, C., Walusiak, J., Ruta, U., et al.**
Occupational allergy to latex - life threatening reactions in health care workers. Report of three cases.
Int. J. Occup. Med. Environ. Health, 1997. **10**(3): p. 297-301.
- 95. Pecquet, C., Leynadier, F. et Dry, J.**
Contact urticaria and anaphylaxis to natural latex
J. Am. Acad. Dermatol., 1990. **22**(4): p. 631-3.
- 96. Pereira, L. J., Lee, G. M. et Wade, K. J.**
An evaluation of five protocols for surgical handwashing relation to skin condition and microbial counts
J. Hosp. Infect., 1997. **36**: p. 49-65.
- 97. Pilet, C., Bourdon, J. L. et Marchal, N.**
Stérilisation
in DOIN Editeurs, *Le laboratoire de bactériologie*, Paris 6^e: 1972. p. 141-164.
- 98. Pilling-Weck**
Conseils pour la décontamination, le nettoyage, la stérilisation et la maintenance des instruments de chirurgie (Guide pratique), RÜSCH-PILLING S.A., Le Faget (France).
- 99. Polysem**
Gants vétérinaires [en ligne]
Date de consultation: 23/11/2005
www.polysem.com
- 100. Pratt, L. H., Smith, D. G., Thornton, R. H., et al.**
The effectiveness of two sterilization methods when different precleaning techniques are employed
Journal of Dentistry, 1998. (27): p. 247-248.
- 101. Rohrer, M. D. et Bulard, R. A.**
Microwave stérilisation
J. Am. Dent. Assoc., 1985. p. 110-194.
- 102. Romatowski, J.**
Prevention and control of surgical wound infection
J. Am. Vet. Med. Assoc., 1989. **194**(1): p. 107-114.
- 103. Santaner, G.**

Les vêtements à usage unique sont bien adaptés à l'activité vétérinaire
Clientèles et Cliniques, 2003. (74): p. 45-47.

104. Sarrau, S.

Prévention des contaminations et des infections des plaies chirurgicales
Point Vét., 2004. (251): p. 12-13.

105. Sawyer, R. G. et Pruett, T. L.

Wound infections
Surg. Clin. North Am., 1994. **74**(3): p. 519-536.

106. Schneider, P.

La décontamination de la clinique en clientèle canine
Th. méd. vét.: Toulouse, 1997.

107. Shalaby, S. W., Doyle, Y., Anneaux, B. L., et al.

Radiochemical sterilization and its use for sutures
Nuclear Instruments and Methods in Physics Research, 2003. **B**(208): p. 110-114.

108. Shmon, C.

Assessment and preparation of the surgical patient and the operating team
in Slatter D., *Textbook of small animal surgery*, 3^e éd. Philadelphie: Saunders. 2003.
p. 162-177.

109. Speers

The increased dispersal of bacteria into the air after shower baths: the effect of
hexachlorophene
The Lancet, 1966. **7450**(1): p. 1298-9.

110. Trim, C. M. et Simpson, S. T.

Complication following ethylene oxide sterilisation: a case report
J. Am. Anim. Hosp. Assoc., 1982. **18**: p. 507-510.

111. Truscott, W.

Glove powder reduction and alternative approaches
Methods, 2002. **27**: p. 69-76.

112. Vendrell, R. J., Hayden, C. L. et Taloumis, L. J.

Effect of steam versus dry-heat on the wear of orthodontic ligature cutting pliers
American Journal of Orthodontics and Dentofacial Orthopedics, 2002. **121**(5): p. 467-475.

113. Verjat, D., Prognon, P. et Darbord, J. C.

Fluorescence assay on traces of protein on re-usable medical devices: cleaning
efficiency
International Journal of Pharmaceutics, 1999. **279**: p. 267-271.

114. Viatris

Clinogel - friction désinfectante (Documentation technique), Laboratoire Viatris,
Mérignac (France). 2002.

- 115. Viguier, E. et Bouisset, S.**
Règles de prévention du risque infectieux (matériel, animal, opérateur): règles générales, applications pratiques
in Journées Nationales des GTV - Chirurgie. Dijon. p 31-33
- 116. Wagner, S. D.**
Preparation of the surgical team
in Slatter D., *Textbook of small animal surgery*, 2° éd. Philadelphie: Saunders. 1993. p. 130-137.
- 117. Wan, P. Y., Blackford, J. T., Bemis, D. A., et al.**
Evaluation of surgical scrub methods for large animal surgeons
Vet. Surg., 1997. **26**(5): p. 382-385.
- 118. Welch Fossum, T., Seim, H. B. I., Hedlund, C. S., et al.**
Preparation of the surgical team
in Welch Fossum T., *Manual of small animal surgery*, St-Louis: Mosby. 2000. p. 22-26.
- 119. Welch Fossum, T., Seim, H. B. I., Hedlund, C. S., et al.**
Principles of surgical asepsis
in Fossum T. Welch, *Small Animal Surgery*, St-Louis: Mosby. 1997. p. 1-6.
- 120. Welch Fossum, T., Seim, H. B. I., Hedlund, C. S., et al.**
Principles of surgical asepsis
in Welch Fossum T., *Manual of small animal surgery*, St-Louis: Mosby. 2000. p. 2-5.
- 121. Welch Fossum, T., Seim, H. B. I., Hedlund, C. S., et al.**
Sterilization and disinfection
in Welch Fossum T., *Manual of small animal surgery*, St-Louis: Mosby. 2000. p. 6-10.
- 122. Woo, L. et Sandford, C. L.**
Comparison of electron beam irradiation with gamma processing for medical packaging materials
Radiation Physics and Chemistry, 2002. (63): p. 845-850.
- 123. Ythier, D.**
Antisepsie et chirurgie cutanée
Point Vét., 1992. **24**(N° spécial chirurgie plastique et reconstructrice): p. 435-439.
- 124. Zeltzman, P.**
Les gants de chirurgie devraient être rincés avant usage
L'Action Vétérinaire, 1998. (1461): p. 10.

Toulouse, 2006

NOM : TREDEZ

PRENOM : Noémie

TITRE : Asepsie chirurgicale en pratique vétérinaire (asepsie du matériel et du chirurgien)

RESUME : L'asepsie chirurgicale joue un rôle prépondérant dans la lutte contre l'infection du site opératoire en chirurgie vétérinaire. Elle comprend quatre volets : l'air et les locaux, le patient, le matériel et le chirurgien. Seuls ces deux derniers points sont développés dans ce travail.

La première partie est consacrée à l'asepsie du matériel, qui comporte plusieurs étapes. La pré-désinfection a lieu juste après l'utilisation, et précède le nettoyage. Vient ensuite une phase de conditionnement, puis la stérilisation, pour laquelle plusieurs méthodes sont disponibles.

Les techniques d'asepsie de l'équipe opératoire sont détaillées dans une deuxième partie. Elles couvrent les différentes modalités d'habillement, de la tête aux pieds, mais également l'asepsie des mains par lavage ou friction, et le port d'une casaque et de gants stériles.

Une utilisation raisonnée du matériel stérile et un comportement per-opératoire rigoureux de l'équipe chirurgicale sont essentiels au maintien de l'asepsie.

MOTS-CLES: chirurgie / asepsie / antiseptie / nettoyage / désinfection / stérilisation / matériel chirurgical / chirurgien / équipe opératoire

TITLE : Surgical asepsis in veterinary practice (asepsis of the equipment and surgeon)

SUMMARY : Surgical asepsis has a major part to play in the prevention of surgical site infection in veterinary surgery. It covers four main points: air and environment, patient, equipment and surgeon. Only the last two will be developed here.

The first part is devoted to the asepsis of surgical equipment, which goes through several steps to obtain sterility: pre-disinfection, then cleaning, before packing and sterilization, for which several methods are available.

Asepsis techniques for the surgical team are developed in a second part. They cover different ways of dressing, from head to toe, as well as hand asepsis, and the use of sterile surgical gown and gloves.

Reasonable use of sterile equipment and strict behavior from the whole surgical team must be respected during surgery to achieve asepsis.

KEY-WORDS: surgery / asepsis / antiseptis / cleaning / disinfection / sterilization / surgical equipment / surgeon / operating team