

الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire

MINISTÈRE DE L'ENSEIGNEMENT SUPÉRIEUR
ET DE LA RECHERCHE SCIENTIFIQUE

UNIVERSITÉ ABOU BEKR BELKAÏD
FACULTÉ DE MÉDECINE
DR. B. BENZERDJEB - TLEMCEM



وزارة التعليم العالي
والبحث العلمي

جامعة أبو بكر بلقايد
كلية الطب
د. ب. بن زرجب - تلمسان

DEPARTEMENT DE PHARMACIE

MEMOIRE DE FIN D'ETUDES POUR
L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTEUR EN PHARMACIE

THÈME :

**Évaluation de l'hygiène au niveau du bloc opératoire du service
de chirurgie générale « B » CHU Tlemcen**

Présenté par :
BENDADA MOHAMMED EL AMINE
BENHABIB RAMZI

Soutenu le : 04/07/2019

Le Jury

Président :

Pr. BOUAAZA.D

Professeur en chirurgie générale
CHU Tlemcen.

Membres :

Pr. LOUDJEDIS

Professeur en chirurgie générale
CHU Tlemcen.

Dr ILES.F-Z

Maitre assistante en microbiologie
CHU Tlemcen.

Dr BENHABIB.R

Professeur en gynécologie
CHU Tlemcen.

Encadreur :

Dr.FANL.B

Maitre assistante en chirurgie générale
CHU Tlemcen.

Co-encadreur:

BOUSSELHAM.A

Maitre assistante en microbiologie
CHU Tlemcen.

Remerciements

A mon Dieu le tout puissant

Qui nous a toujours donné la foi et la force durant tous notre parcours et l'accomplissement de ce travail. C'est à **Dieu** que je dois ce succès aujourd'hui, à lui soit la gloire.

A notre maître, frère et directeur de thèse : Dr. B. Fandi ; maitre-assistant en chirurgie générale à la faculté de médecine de l'université Abou Bekr- Belkaïd. Nous vous remercions pour avoir initié et suivi ce travail. Vous nous avez fait un grand honneur en nous acceptant dans votre service et nous avons été touchés par votre rigueur scientifique, votre simplicité, votre grand sens de l'humanisme.

Nous avons bénéficié de votre grand savoir, de la qualité de votre encadrement et les conseils prodigués au cours de ce travail.

Qu'Allah vous bénisse !

Nous remercions également

Mme le Docteur A. Bouselham ; maître assistante en Microbiologie à la faculté de médecine de l'université Abou Bekr-Belkaïd pour son aide, ses précieux conseils avisés dans ce travail.

Professeur D. Bouaaza ; Pour avoir eu l'aimabilité d'accepter de présider notre jury de thèse.

Mr le professeur S.Loudjedi ; Mme le Docteur F-Z. Iles; Mr le professeur R. Benhabib;
Pour avoir aimablement accepté de faire partie de notre jury de thèse.

Mme le Docteur N. Abouejal ; chef de département de pharmacie ; et tous les enseignants du département de pharmacie qui ont partagé leur savoir avec nous.

A toute l'équipe de service de microbiologie: résidents, maitres assistants et laborantins.

A tout le personnel du service de chirurgie générale « B » : spécialement **Anis, Ismahane, Kheira, Amina, Aida, Zakia**

Nous adressons un remerciement particulier au docteur **R. Rouabhi** ; notre cher frère de nous avoir aidé à accomplir ce travail et d'avoir été aussi sympathique avec nous.

Nous remercions également docteur **Manaa** de nous avoir apporté beaucoup d'aide grâce à ces connaissances

Et **mmlle Meryem** pour nous avoir aidée dans notre pratique

Enfin, nous adressons nos remerciements à notre promotion, à tous nos proches et amies qui nous ont toujours soutenus et encouragés au cours de la réalisation de ce travail.....

TABLE DES MATIÈRES

LISTE DES TABLEAUX	
LISTE DES FIGURES	
LISTE DES ABRÉVIATIONS	
Introduction :.....	1
Étude bibliographique	3
I. Chapitre 01 : Hygiène des mains :.....	3
I.1 Historique :	3
I.2 Définition de l'hygiène des mains :.....	4
I.3 La flore cutanée :	5
I.4 Transmission manuportée.....	5
I.5 Procédures et indications des différents types de lavage des mains :.....	6
I.6 Formulation pour lavage chirurgical :	12
I.7 Qualité microbiologique de l'eau pour l'hygiène des mains :.....	12
II. Chapitre 02 : Hygiène au bloc opératoire :.....	13
II.1 Organisation et circuits du bloc opératoire :.....	13
II.2 Bonnes pratiques au bloc opératoire :.....	15
II.2.1 Le personnel	15
II.2.1.1 A l'entrée dans le bloc	15
II.2.1.2 Zone protégée.....	16
II.2.1.3 Salle de préparation chirurgicale.....	16
II.2.1.4 Salle d'opération	16
II.2.1.5 Des lieux spécifiques :	17
II.2.1.6 Vestiaire de sortie.....	18
II.2.2 Le matériel propre	18
II.2.2.1.1 Zones de prise en charge	18
II.2.2.1.2 Circulation et acheminement.....	19

II.2.2.1.2.1	Avant le bloc : Acheminement	19
II.2.2.1.2.2	Dans le bloc	20
II.2.3	Déchets	21
II.2.4	Les patients.....	22
II.3	Entretien de l'environnement du bloc opératoire	23
II.3.1	L'air.....	23
II.3.1.1	Aérobiocontamination et traitement d'air.....	23
II.3.1.2	Qualité d'air	24
II.3.2	Les surfaces :.....	24
II.3.2.1	Recommandations générales :.....	24
II.3.2.1.1	Guide technique d'hygiène hospitalière, CCLIN Sud- Est , 2004	24
II.3.2.1.2	Nettoyage et bionettoyage à l'AP-HP, AP-HP, 2004.....	24
II.3.2.1.3	Guidelines for environmental infection control in health-care facilities, CDC-HICPAC, 2003	24
II.3.2.1.4	Infection control: basic concepts and training, International federation of infection control, 2003	25
II.3.2.2	Recommandation spécifique pour l'entretien des blocs opératoires, CCLIN Sud-Ouest, 2006	25
II.4	Risque infectieux liés à l'environnement	26
II.5	Contrôle qualité de l'environnement	27
II.5.1	Évaluation de la propreté visuelle :.....	27
II.5.2	Évaluation microbiologique :.....	28
II.5.3	Evaluation des procédures :.....	29
III.	Chapitre 03 : Stérilisation du matériels chirurgical	30
III.1	Définition d'un dispositif médical:.....	30
III.2	Différents dispositifs médicaux :.....	30
III.2.1	Dispositifs médicaux à usage unique :.....	30

III.2.2	Dispositifs médicaux réutilisables :	30
III.2.3	Problème posé par la réutilisation :	31
III.3	Classification des dispositifs médicaux	32
III.4	Normes de stérilisation :	33
III.5	Les étapes préliminaires à la stérilisation	33
III.5.1	La décontamination des DM:	34
III.5.2	Nettoyage :	36
III.5.3	Désinfection :	36
III.5.4	Conditionnement :	37
III.6	Les procédés de stérilisation :	38
III.6.1	Stérilisation par la chaleur pour les DM qui résistent à la chaleur :	39
III.6.1.1	Stérilisation par la chaleur sèche	39
III.6.1.2	Stérilisation par la chaleur humide (Autoclave)	40
III.7	Principes pour mener à bien une « bonne stérilisation » :	43
III.8	Livraison des DM :	44
	Etude Pratique	45
I.	<i>Problématique, but et objectif de l'étude :</i>	45
I.1	Problématique :	45
I.2	Type d'étude :	46
I.3	Objectif de l'étude :	46
II.	<i>Matériels et méthodes :</i>	47
II.1	Type, lieu et période de l'étude :	47
II.2	Population de l'étude:	47
II.3	Environnement du bloc opératoire :	47
II.4	Critères d'inclusion et d'exclusion	47
II.5	Critères de jugement :	48
II.6	Collecte et analyse des données :	48

II.7	Variable à étudier :.....	48
II.8	Ethique :.....	48
II.9	Déroulement de l'étude :	49
II.9.1	Etude sur l'hygiène des mains :.....	49
II.9.1.1	Méthodologie de prélèvement :.....	49
II.9.1.2	Analyse de la technique de lavage chirurgical :.....	51
II.9.1.3	Remplissage d'un questionnaire évaluant les connaissances des bons gestes du lavage des mains.....	51
II.9.1.4	Analyse bactériologique de l'eau pour lavage chirurgicale :.....	51
II.9.1.5	Formulation utilisé pour le lavage chirurgicale :.....	51
II.9.2	Étude sur l'hygiène de l'environnement :	51
II.9.2.1	Les surfaces :.....	51
II.9.2.1.1	La technique de désinfection des surfaces :	51
II.9.2.1.2	Évaluation des pratiques au bloc opératoire :.....	52
II.9.2.1.3	Prélèvement des surfaces :	52
II.9.2.2	Prélèvement de l'eau :.....	56
II.9.3	Étude sur la stérilisation du matériel	56
II.9.3.1	Analyse de la technique de stérilisation du matériel chirurgical :	56
II.9.3.2	Prélèvement du matériel chirurgical :.....	56
II.9.4	Méthodologie d'analyse microbiologique :.....	57
II.9.4.1	Lieu de l'analyse microbiologique :.....	58
II.9.4.2	Protocole d'analyse :.....	59
II.9.4.2.1	Technique d'ensemencement :.....	59
II.9.4.2.2	Lecture des boites :.....	59
II.9.4.2.3	Identification des colonies :.....	60
II.9.4.2.4	Étude de la sensibilité de certaines souches trouvées	70
II.10	Matériels :	74

III. Résultats :	75
III.1 L'hygiène des mains :.....	75
III.1.1 Technique de lavage au niveau du service de chirurgie B :.....	75
III.1.2 Analyse bactériologique des prélèvements des mains :	75
III.1.3 L'analyse des données du questionnaire :.....	79
III.1.4 Produits utilisé pour lavage chirurgical :.....	85
III.2 L'hygiène de l'environnement au bloc opératoire :.....	86
III.2.1 Surface :.....	86
III.2.1.1 La technique de désinfection des surfaces au niveau du service :	86
III.2.1.2 Analyse bactériologique des prélèvements :.....	87
III.2.1.3 Analyse bactériologique de l'eau :.....	94
III.2.2 Évaluation des pratiques au bloc opératoire :.....	94
III.3 Stérilisation du matériel chirurgical :	100
III.3.1 La technique de stérilisation du matériel chirurgical au niveau du service de chirurgie B :	100
III.3.2 L'analyse bactériologique des prélèvements.....	103
IV. DISCUSSION	104
CONCLUSION	113
BIBLIOGRAPHIES	114
ANNEXES	

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : lavage simple(11, 29).....	7
Tableau 2 : lavage hygiénique ou antiseptique(11, 29)	8
Tableau 3 : lavage chirurgicale(11, 29)	9
Tableau 4 : Indications selon le niveau de risque(29).....	11
Tableau 5 classification de Spaulding(60)	33
Tableau 6 : Surfaces prélevées.....	53
Tableau 7 : instruments prélevés.....	56
Tableau 8 : Matériel et réactifs utilisés.	74
Tableau 9 : Analyse multifactorielle par rapport au nombre de colonie de la flore résidente avant et après lavage chirurgical.	76
Tableau 10 : Résultats microbiologiques des surfaces de la salle opératoire	88
Tableau 11 : Résultats microbiologiques des prélèvements de surfaces en dehors de la salle opératoire.....	90
Tableau 12 : Répartition des surfaces prélevées selon le niveau de risque.....	91
Tableau 13 : Analyse microbiologique de l'eau de bloc opératoire du service de chirurgie B.	94
Tableau 14 : Résultats trouvés pour les prélèvements des instruments stérilisés.	103

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : Schéma de la chaîne de stérilisation	34
Figure 2 : Bloc opératoire du service de chirurgie générale B.....	46
Figure 3 : Salle de lavage chirurgical des mains du service de chirurgie B.....	49
Figure 4 : Les zones prélevées au niveau des mains des chirurgiens.....	50
Figure 5 : Laboratoire de l'Hygiène CHU Tlemcen.....	51
Figure 6 : Salle opératoire 2 du service de chirurgie B.....	52
• Figure 7 : Localisation des points de prélèvements sur cités dans tableau 6	54
Figure 8 : Représentation schématique d'un prélèvement de surface par écouvillonnage.	55
Figure 9 : Laboratoire centrale CHU Tlemcen.....	58
Figure 10 : Bacille à Gram positif observé sous microscope optique.....	61
Figure 11 : PASTOREX positif.....	63
Figure 12 : Flacon de plasma de lapin.....	64
Figure 13 : Test d'oxydase.....	65
Figure 14 : Un tube TSI.....	67
Figure 15 : Réalisation de nappe bactérienne pour le test de sensibilité aux antibiotiques.	71
Figure 16 : milieu Mueller-Hinton.....	71
Figure 17 : Applicateur de disques d'antibiotique.....	72
Figure 18 : Principe de la lecture d'un antibiogramme.....	72
Figure 19 : Antibiogramme d'un Staphylocoque à coagulase négatif.....	73
Figure 20 : Flore totale identifiée sur les mains avant lavage.....	75
Figure 21 : Flore totale identifiée sur les mains après lavage.....	76
Figure 22 : Répartition des médecins selon la réduction significative ou non de la flore résidente.....	77
Figure 23 : La répartition des médecins ayant une réduction significative de la flore résidente selon le grade.....	77
Figure 24 : Répartition des médecins selon la présence ou non de la flore transitoire avant le lavage chirurgical des mains.....	78
Figure 25 : Répartition des médecins selon la présence ou non de la flore transitoire après le lavage chirurgical des mains.....	78
Figure 26 : Répartition du personnel répondant au questionnaire selon le grade.....	79
Figure 27 : Répartition selon la connaissance des bons gestes du lavage chirurgical.....	79

Figure 28 : Respect de la tenue manche courte.	80
Figure 29 : Respect des Ongles courts, propres et sans vernis.....	80
Figure 30 : Respect du non port de bijoux.	81
Figure 31 : Respect de l'application de la solution hydro-alcoolique après lavage des mains. 81	
Figure 32 : Respect du maintien des mains au dessus des coudes.	82
Figure 33 : Répartition selon la connaissance du nombre d'étapes pour le lavage chirurgicale des mains.	82
Figure 34 : Répartition selon la durée du lavage chirurgicale.....	83
Figure 35 : Répartition selon le type de savon utilisée pour le lavage chirurgical des mains..	83
Figure 36 : Répartition selon l'utilisation de la brosse à usage unique.....	84
Figure 37 : Répartition selon l'intérêt de l'utilisation de la brosse à usage unique.	84
Figure 38 : Répartition selon la technique de séchage des mains appliquée.....	85
Figure 39 : Répartition des surfaces de la zone à risque 3 selon les normes de guide CCLIN sud-ouest 2016.....	92
Figure 40 : Répartition des surfaces de la zone à risque 2 selon les normes de guide CCLIN sud-ouest 2016.....	92
Figure 41 : Répartition des tests de sensibilité aux antibiotiques selon le type de bactérie.....	93
Figure 42 : Répartition des bactéries testées selon leur sensibilité.	93
Figure 44 : Porte d'entrée des malades vers salle opératoire.....	95
Figure 43 : Fautes détectées au sein du bloc opératoire.....	95
Figure 45 : Stérilisateur des DMR au niveau du service de chirurgie B.	101
Figure 46 : Circuit de dispositifs médicaux sur la carte du bloc opératoire.....	102

LISTE DES ABRÉVIATIONS

- ❖ **AES** : accident d'exposition au sang
- ❖ **AFNOR** : association française de normalisation
- ❖ **AP-HP** : assistance publique-hôpitaux de paris
- ❖ **ATNC** : agents transmissibles non conventionnels
- ❖ **BMR** : bactérie multi résistante
- ❖ **C°** : degré Celsius
- ❖ **CCLIN** : centre de coordination de lutte contre les infections nosocomiales
- ❖ **CDC** : comité consultatif américain
- ❖ **CEE** : communauté économique européenne
- ❖ **CHSCT** : comité d'hygiène, de sécurité et des conditions de travail
- ❖ **CLIN** : comité de lutte contre les infections nosocomiales
- ❖ **COTEREHOS** : comité technologique régionale de l'environnement hospitalier
- ❖ **CTA** : central de traitement de l'air
- ❖ **CVP** : cathéter veineux périphérique
- ❖ **DM** : dispositifs médicaux
- ❖ **DRASS** : direction régionale des affaires sanitaires et sociales
- ❖ **ERG** : entérocoque résistant aux glycopeptides
- ❖ **ERV** : entérocoque résistant à la vancomycine
- ❖ **FDA** : food and drug administration
- ❖ **GERES** : groupe d'étude sur le risque d'exposition des soignants aux agents infectieux
- ❖ **GISA** : glycopeptide intermédiaire Staphylococcus aureus
- ❖ **GRAM-** : gram négatif
- ❖ **GRAM+** : gram positif
- ❖ **HICPAC** : healthcare infection control practices advisory committee
- ❖ **IAS** : infections associées aux soins
- ❖ **INRS** : institut national de recherche et de sécurité
- ❖ **ISO** : infections du site opératoire
- ❖ **ISO** : organisation internationale de normalisation
- ❖ **ITU** : infections du tractus urinaire
- ❖ **JO** : Journal officiel
- ❖ **M²** : mètre carré

- ❖ **Mg/L** : milligramme par litre
- ❖ **ml** : millilitre
- ❖ **NF-EN** : norme européenne
- ❖ **OMS** : organisation mondiale de santé
- ❖ **Pa** : pascal
- ❖ **S.auréus** : *Staphylococcus aureus*
- ❖ **SAMU** : service d'aide médical d'urgence
- ❖ **SARM** : *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline
- ❖ **SFAR** : société française d'anesthésie et de réanimation
- ❖ **SSPI** : salle de surveillance post interventionnelle
- ❖ **UFC** : unité formant une colonie
- ❖ **US** : United states
- ❖ **V/h** : volume par heure

Introduction :

Les infections associées aux soins (IAS) sont des infections attrapées dans un établissement de santé(1). Cette définition a été révisée dans l'année 2007 suite à la diversification des structures et parcours de soins ; ainsi que la survenue parfois tardive de l'infection après chirurgie (2). L'infection nosocomiale peut être causée par les germes du patient, du personnel soignant ou de l'environnement hospitalier. Le taux de la morbidité et la mortalité ne cesse de croître à cause de ces infections, de même que des coûts supplémentaires qui se rajoutent à cause des soins à l'hôpital(3).

Les infections du site opératoire (ISO) viennent en seconde position derrière les infections du tractus urinaire (ITU), représentant 22% de toutes les IAS (4). On estime que le ISO survient chez 2 à 5% des 27 millions de patients opérés chaque année (5, 6). Les soignants et l'environnement de la salle d'opération ont été impliqués en tant que sources communes d'agents pathogènes pour les ISO. Le séjour préopératoire prolongé, le rasage préopératoire, la durée de la chirurgie et les chirurgies sont des facteurs de risque bien documentés pour les ISO(7). Les facteurs de risque intrinsèques liés à l'hôte comprennent: la gravité de la maladie sous-jacente (par exemple, score élevé d'anesthésiologie pour la société, MS), l'obésité, l'âge avancé, la malnutrition, les traumatismes, la perte de l'intégrité de la peau (par exemple le psoriasis) et la présence d'infections chirurgicales distantes(8). Diverses mesures pré-, préopératoires et postopératoires aideront à réduire au minimum le risque d'ISO(7). Bien que des efforts soient fournis pour renforcer les normes d'hygiène dans les différents services hospitaliers, les infections nosocomiales continuent de persister dans les services de chirurgies.

Les services de chirurgie sont constitués de plusieurs unités dont le bloc opératoire qui peut être, même dans celui qui est le mieux conçu, à l'origine de dysfonctionnements en matière d'hygiène et d'éventuelles infections nosocomiales.(9)

Le bloc opératoire est constitué d'un ensemble de locaux spécifiques dédiés aux interventions chirurgicales et au réveil des patients, concourant ainsi à la limitation du risque de survenue d'une ISO(10).

Ces locaux constituent des zones à risque pour lesquelles des niveaux de qualité microbiologique doivent être atteints concernant l'air, l'eau, les surfaces et les dispositifs médicaux. Mais le rôle des mains, depuis les désormais mythiques travaux de Semmelweis, reste le déterminant emblématique de la lutte contre les infections nosocomiales(11).

Ce qui nous a amené à s'intéresser et s'approfondir dans ce contexte et se diriger vers une évaluation de l'hygiène au niveau du bloc opératoire autant que membres de santé publique

"Au lieu de s'ingénier à tuer les microbes dans les plaies, ne serait-il pas plus raisonnable de ne pas en introduire"?

-Louis Pasteur-

Et cette judicieuse remarque de Louis Pasteur nous a également inspiré à s'engager dans ce travail.

Louis Pasteur, né à Dole (Jura) le 27 décembre 1822 et mort à Marnes-la-Coquette (Hauts-de-Seine, à cette époque en Seine-et-Oise) le 28 septembre 1895, est un scientifique français, chimiste et physicien de formation. Pionnier de la microbiologie, il connut, de son vivant même, une grande notoriété pour avoir mis au point un vaccin contre la rage.

Étude bibliographique

I. Chapitre 01 : Hygiène des mains :

I.1 Historique :

Au milieu des années 1800, des études menées par Ignaz Semmelweis à Vienne, Autriche et Oliver Wendell Holmes à Boston, États-Unis, ont créé que les maladies acquises à l'hôpital ont été transmises par les mains des travailleurs de la santé. En 1847, Semmelweis a observé dans une clinique obstétrique dans laquelle il était le responsable que les taux de mortalité maternelle, principalement imputables à la fièvre puerpérale, étaient considérablement plus élevés par rapport à la deuxième clinique (16% contre 7%) (12). Il a également noté la présence d'une odeur désagréable sur les mains des médecins malgré un lavage avec du savon et de l'eau avant d'entrer dans la clinique. En conséquence, Semmelweis recommandé de se frotter les mains à la chaux chlorée solution avant chaque contact avec le patient et particulièrement après quitter la salle d'autopsie. Suite à la mise en œuvre de cette mesure, le taux de mortalité a chuté de façon spectaculaire à 3% dans la clinique la plus touchée et est restés faible par la suite.

En plus de fournir la première preuve que le nettoyage lourdement des mains contaminées avec un antiseptique peuvent réduire transmission nosocomiale des germes plus efficacement que se laver les mains au savon et à l'eau, cette approche inclut tous les éléments essentiels pour une intervention de contrôle réussie de l'infection : «reconnaître-expliquer-agir»(13). Malheureusement, les deux Holmes et Semmelweis n'ont pas observé de changement durable comportement de leurs collègues. Malgré ces inconvénients, de nombreuses leçons ont été apprises de l'intervention de Semmelweis; le "reconnaître-expliquer-agir". Semmelweis est non seulement considéré comme le père de l'hygiène des mains, mais son intervention est aussi un modèle d'épidémiologie stratégies guidées pour prévenir l'infection.

Une étude prospective contrôlée menée dans une garderie d'hôpital et de nombreuses autres enquêtes ont confirmés le rôle important que jouent les travailleurs de santé contaminés dans la transmission des agents pathogènes associés aux soins de santé. (14)

Les premières lignes directrices nationales sur l'hygiène des mains ont été publiées dans les années 1980(15-17), suivies de plusieurs d'autres au cours des dernières années dans différents pays le CDC / (HICPAC) recommandait l'utilisation d'un savon antimicrobien ou d'un agent antiseptique sans eau (18, 19) pour se laver les mains à la sortie des patients atteints de agents pathogènes multirésistants.

Plus récemment, les directives de HICPAC publiées en 2002(20) définissent un traitement hygiénique des mains par friction à base d'alcool, le cas échéant, en tant que norme de soins pour les pratiques d'hygiène des mains dans les établissements de soins de santé alors que le lavage des mains est réservé à des situations particulières.(21)

En 2000, Pittet et al ont rendu compte de l'expérience des hôpitaux universitaires de Genève en ce qui concerne la mise en œuvre d'une stratégie reposant sur plusieurs éléments essentiels et pas seulement l'introduction d'un produit à base d'alcool. L'étude a montré des résultats remarquables en termes d'amélioration de l'observance en matière d'hygiène des mains et de réduction du nombre des infections au niveau hospitalier.(22)

Compte tenu de ses bases factuelles très solides, ce modèle a été adopté par le Premier défi mondial pour la sécurité des patients afin de développer la stratégie d'amélioration de l'hygiène des mains de l'OMS visant à traduire dans la pratique les recommandations incluses dans les présentes lignes directrices. La présente version finale des lignes directrices inclut les éléments de preuve générés par les essais pilotes de la stratégie en 2007-2008(23).(24)

I.2 Définition de l'hygiène des mains :

L'hygiène des mains est un terme qui désigne le lavage des mains (se laver les mains avec un savon non antimicrobien et de l'eau), un lavage antiseptique des mains ou un frottement (se laver les mains avec de l'eau et du savon ou un autre détergent ou avec un frottement contenant un antiseptique) ou l'antisepsie chirurgicale des mains. (Processus qui utilise un agent antimicrobien pour éliminer et / ou tuer la flore transitoire et réduire la flore résidente se préparant à des procédures invasives) (25).

I.3 La flore cutanée :

La peau humaine est très colonisée par des bactéries, pour le personnel soignant le nombre de bactéries sur les mains variait de $3,9 \times 10^4$ à $4,6 \times 10^6$ UFC /cm², et il augmente avec la durée des activités cliniques (26). Les enquêtes menées par Price et les chercheurs subséquents ont montré que, bien que le nombre de flores transitoires et résidentes varie considérablement d'un individu à l'autre, il est souvent relativement constant pour un individu donné (27, 28).

Ces bactéries sont divisées en deux types de flore principaux :

➤ La flore résidente : sont des habitants permanents de la peau. Ils se situent soit à la surface, soit sous les couches supérieures de la couche cornée, et ont un rôle protecteur en empêchant la colonisation de la peau par les bactéries pathogènes, même après un lavage chirurgical elle réapparaît au bout de 4 à 6 heures ce qui explique la difficulté de son élimination. Ils ne sont pas des agents pathogènes dans la peau intacte mais peuvent causer des infections dans la peau non intacte notamment en cas de geste invasif. Parmi eux on compte des bactéries aérobies surtout de cocci à gram positif (*Staphylococcus epidermidis*, *Corynebacteries* et principalement : *Propionibacterium acnes*, *Micrococcus sp.*) et des champignons (*Pityrosporum*)(11, 25, 29, 30).

➤ La flore transitoire est constituée de bactéries, de champignons et de virus que l'on ne trouve sur la peau que pendant une période relativement courte. Ils peuvent être transmis à d'autres personnes et jouent un rôle important dans la transmission de micro-organismes résistants associée aux soins de santé (25). Les bactéries à Gram positif et à Gram négatif tels que *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus*, (ERV), *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli* et les champignons tel que *Candida albicans* sont représentatifs de cette flore transitoire.(28)

I.4 Transmission manuportée

Comme chaque jour près de 10^6 de désquamations de la peau contenant des microorganismes sont versés quotidiennement par des individus, on s'attend à ce que l'environnement autour des patients (blouses, linge, meubles, etc.) puisse être fortement contaminé par la flore cutanée de ces derniers(31).

Lors du traitement des patients, une contamination significative des mains peut survenir. La colonisation des mains du personnel soignant a été décrite dans diverses études et implique différents microorganismes tels que *Staphylococcus aureus* (10,5 à 78,3%), les entérocoques résistants à la vancomycine (41%), *Pseudomonas spp* (1,3 à 25%). Et *Clostridium difficile* (14 à 59%), pour n'en nommer que quelques-uns (26, 32-35). La transmission croisée d'agents pathogènes peut être réalisée à condition que le microorganisme soit capable de survivre d'abord sur la peau du patient ou dans son environnement proche, puis de survivre pendant au moins plusieurs minutes sur les mains du personnel soignant, sans aucune hygiène établie, finalement, ces mains contaminées du personnel de santé entrent en contact direct avec la peau ou l'environnement d'un autre patient avec lequel le prochain patient peut entrer en contact direct (36).

Des études ont montrés que près de 80% des infections nosocomiales surviennent suite à une transmission manuporté de germes, c'est pour cela que l'hygiène des mains est indispensable pour la réduction des infections associée aux soins (11, 37).

I.5 Procédures et indications des différents types de lavage des mains :

3 types de lavage des mains sont répertoriés

- lavage simple (Tableau 2).
- lavage hygiénique ou antiseptique (Tableau 3).
- lavage chirurgical (Tableau 4).

Une technique standardisée de friction avec un produit hydro-alcoolique est également disponible(38).

Tableau 1 : lavage simple(11, 29)

Objectifs	Éliminer les salissures et réduire de façon mécanique la flore transitoire. Prévenir la transmission manuportée.
Indications	Il s'agit du mode de lavage des mains le plus fréquemment utilisé <ul style="list-style-type: none"> ➤ Pour le malade : <ul style="list-style-type: none"> - Acte associé aux soins de confort et à l'hôtellerie. - Après chaque geste contaminant et avant chaque activité ou soin au malade. - Lors des soins d'hygiène, de confort et de continuité de la vie. - Soins infirmiers non invasifs. ➤ Pour le soignant : <ul style="list-style-type: none"> - A la prise et au départ du service. - Après tout geste de la vie courante.
Matériels et produits	<ul style="list-style-type: none"> - Savon liquide doux avec distributeur adapté. - Essuie-mains à usage unique avec distributeur adapté. - Poubelle à commande non manuelle.
Technique	Respecter le temps minimum de 30 secondes : <ul style="list-style-type: none"> - Dénuder mains et avant-bras. - Mouiller les mains et les poignets. - Appliquer une dose de savon. - Laver chaque main en massant, insister sur les espaces interdigitaux, le pourtour des ongles, la pulpe des doigts et les poignets. - Rincer abondamment. - Sécher soigneusement par tamponnement avec l'essuie-mains à usage unique. - Fermer le robinet (si non automatique) avec le dernier essuie-mains utilisé. - Jeter l'essuie-mains dans la poubelle sans la toucher avec la main.
Recommandations	Le port de gant n'exclut pas le lavage simple des mains.

Tableau 2 : lavage hygiénique ou antiseptique(11, 29)

Objectifs	<ul style="list-style-type: none"> - Eliminer la flore transitoire. - Diminuer la flore commensale.
Indications	<p>Ce type de lavage des mains répond à un type d'acte ou à une situation déterminée :</p> <ul style="list-style-type: none"> - Geste invasif - Mise en œuvre de techniques d'isolement septique ou aseptique - Soins ou technique aseptique (exemples : sondage urinaire, cathétérisme périphérique) - Préparation et reconstitution alimentaire en restauration collective et office alimentaire. - Après deux séquences de soins à risque de contamination chez un même patient ou entre deux patients.
Matériels et produits	<ul style="list-style-type: none"> - Solution moussante antiseptique répondant à la norme NF EN 1499 (chlorhexidine ou polyvidone iodée) avec distributeur adapté - Cas particulier : savon antiseptique répondant aux normes de l'arrêté du 8 septembre 1999 relatif aux fraudes et falsifications en ce qui concerne les procédés et les produits utilisés pour le nettoyage des matériaux et objet (paru au J.O du 27/11/1999) - Essuie-mains à usage unique avec distributeur adapté - Poubelle à commande non manuelle.
Technique	<p>Respecter le temps minimum de : 1 minute selon les produits utilisés</p> <ul style="list-style-type: none"> - Mouiller les mains et les poignets puis prélever une dose de savon - Laver chaque main en massant, insister sur les espaces interdigitaux, le pourtour des ongles, la pulpe des doigts et les poignets - Rincer abondamment du bout des doigts vers les poignets et maintenir les paumes dirigées vers le haut pour éviter toute contamination d'environnement - Sécher soigneusement par tamponnement avec l'essuie-mains à usage unique - Fermer le robinet (si non automatique) avec le dernier essuie-mains utilisé - Jeter l'essuie-mains dans la poubelle sans la toucher avec la main.
<u>Recommandations</u>	<p>Le lavage antiseptique doit être effectué juste avant la réalisation du soin en utilisant le point d'eau le plus proche.</p>

Tableau 3 : lavage chirurgicale(11, 29)

Objectifs	<ul style="list-style-type: none"> - Eliminer la flore transitoire - Réduire la flore commensale de façon significative (2 à 3 log de 10).
Indications	<ul style="list-style-type: none"> - Acte à haut risque infectieux en service de soins nécessitant une technique chirurgicale (pose d'un dispositif invasif, exemples : cathétérisme central, ponction lombaire...) - Acte chirurgical : <ul style="list-style-type: none"> ▪ en blocs opératoires, ▪ en services de radiologie interventionnelle et autres services d'investigations.
Matériels-produits	<ul style="list-style-type: none"> - Solution moussante antiseptique à large spectre (chlorhexidine ou polyvidone iodée) - Brosse à usage unique stérile imprégnée ou non de solution moussante antiseptique ou brosse douce stérilisée en sachet unitaire - Essuie-mains stériles - Robinetterie dégagée (commande non manuelle) - Eau bactériologiquement contrôlée (ou maîtrisée 'eau propre') - Poubelle à commande non manuelle.
Technique	<p>La technique de récurage des mains pour la préparation chirurgicale des mains doit être effectuée sur des mains parfaitement propres et sèches. Lors de l'arrivée en salle d'opération et après avoir revêtu la tenue de bloc (calot, bottes et masque), les mains doivent être lavées à l'eau savonneuse. Après l'opération lors du retrait des gants, les mains doivent être frottées avec une formulation à base d'alcool ou lavées avec du savon et de l'eau en cas de présence de talc ou de liquides biologiques résiduels (par exemple, le gant est perforé).</p>

- Préparer la brosse

- Lavage en 3 temps :

1er temps : pré-lavage

- Mouiller mains, poignets et avant-bras
- Appliquer une dose de savon antiseptique et faire mousser abondamment par massage de l'extrémité des doigts, jusqu'aux coudes pendant 1 mn
- Maintenir les mains toujours au dessus des coudes pendant toute l'opération
- Rincer abondamment les mains, poignets, avant-bras.

2ème temps

- Reprendre une dose de savon (si la brosse n'est pas imprégnée)
- Faire mousser en massant selon la même technique
- Prendre la brosse stérile
- Brosser les ongles et compter 30 secondes/mains = 1 mn au total
- Rincer abondamment les mains, poignets, avant-bras.

3ème temps

- Reprendre une dose de savon, masser pendant 1 minute (mains, poignets, avant-bras) puis rincer
- Sécher par tamponnement avec un essuie-mains stérile à usage unique, un par membre, en allant des mains vers les coudes
- Maintenir les mains vers le haut
- Bien maintenir cette position lors de l'habillage
- 1 minute/main ; 30 secondes/avant-bras = 3 mn au total.

Cette technique représente au total environ 6 minutes (avec rinçage)

- Après 2 heures, nécessité de renouveler l'hygiène des mains.

Tableau 4 : Indications selon le niveau de risque(29)

Niveau de risque infectieux	Objectifs	Procédures Possibles	Indications (à titre d'exemples)	Technique de friction préférée
Bas	Réduire la flore transitoire	Lavage simple ou traitement hygiénique des mains par friction	- Prise de service/fin de service - Retrait des gants - Gestes de la vie courante...	Dans toutes les situations si mains non mouillées, non poudrées, non souillées
Intermédiaire	Eliminer la flore transitoire	Traitement hygiénique par friction ou lavage hygiénique	- Avant réalisation d'un geste invasif (CVP, sonde urinaire.) - Après contact avec un patient infecté - Après contact avec patient en isolement septique - Avant ponction lombaire, d'ascite, articulaire...	- Préférable au lavage hygiénique en routine. - Fortement recommandée : • en situation d'urgence • si accès impossible à un poste de lavage (ambulance, SAMU) • en situation épidémique • en cas d'infection fongique
Haut	Eliminer la flore transitoire et réduire la flore résidente	Désinfection chirurgicale par friction ou désinfection chirurgicale par lavage	- Avant tout geste pour lequel une asepsie de type chirurgical est requise : pose de cathéter central, rachidien, drain pleural...	- Avant tout acte chirurgical, d'obstétrique, de radiologie interventionnelle - Friction chirurgicale. (variante1) préférable en routine - Variante 2 lors d'une intervention : • entre 2 procédures chirurgicales.de courte durée, de classe Altemeier de contamination 1 (condition : gants non poudrés) • dans un véhicule d'urgence

I.6 Formulation pour lavage chirurgical :

L'activité antimicrobienne maximale d'une formulation pour la préparation chirurgicale des mains est inconnue. Les normes européennes(39) (EN 12791) et américaines(40)(FDA) ont été élaborées dans le but de fournir une norme destinée principalement à: compensation d'un produit pour le marché. Sans surprise, cette incertitude a conduit à des exigences différentes d'un continent à l'autre.

I.7 Qualité microbiologique de l'eau pour l'hygiène des mains :

Selon les recommandations émises par le Comité Technique Régional de l'Environnement Hospitalier (COTEREHOS) et la DRASS Rhône-Alpes, la qualité de l'eau requise pour le lavage simple, le lavage antiseptique et le lavage chirurgical des mains, est une eau de qualité bactériologiquement maîtrisée de niveau 1 (eau "propre"). Il s'agit le plus souvent d'eau du réseau chlorée à 0,1mg/l. Les exigences microbiologiques sont : Après 24 h de culture à 37°C et 72 h à 22°C, ≤ 102 UFC/100 ml de bactéries aérobies et anaérobies facultatif 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.(11)

II. Chapitre 02 : Hygiène au bloc opératoire :

II.1 Organisation et circuits du bloc opératoire :

Il s'agit d'un sujet difficile et complexe ; de nombreuses possibilités existent, qui vont toutes avoir des conséquences sur les flux au sein du bloc opératoire. Un des principes fondamentaux à respecter est celui de « la marche en avant »(41), en allant du plus sale vers le plus propre(42-44). Ce concept de l'asepsie progressive, bien développé par Hoet (9, 44-46), constitue alors un des remparts essentiels à l'infection au bloc opératoire. Il délimite cinq zones d'asepsie différente et croissante, tout le long du cheminement, depuis l'extérieur du bloc opératoire jusqu'à la table d'opération. L'asepsie progressive va être obtenue par la mise en place d'une surpression d'environ 15 Pa entre différentes zones du bloc opératoire et le franchissement de « douanes » dont le rôle est de réduire l'introduction de micro-organismes de la zone d'amont vers la zone d'aval. La première douane permet ainsi le passage de l'extérieur du bloc à la zone commune du bloc opératoire, s'appliquant aussi bien au chirurgien (sas du vestiaire) qu'au patient (sas de transfert) et au matériel (sas de décartonnage). La deuxième douane conduit à la salle d'intervention, par l'intermédiaire de la salle de préparation pour le chirurgien, de la salle d'induction pour le patient et de l'arsenal stérile pour le matériel. La zone opératoire doit être approchée par des personnes ou du matériel ayant reçu une préparation spécifique : pour le patient, il s'agit de la préparation et de l'antisepsie cutanée, pour l'équipe opératoire du lavage chirurgical des mains et de l'habillage stérile, et pour le matériel stérile de la sortie de son emballage ou de son contenant. Cette zone « hyperpropre » autour de la table d'opération peut par ailleurs être délimitée et signalée par un revêtement de sol de couleur différente(47).

Pendant très longtemps, le dogme retenu pour les circuits au sein du bloc opératoire a été celui du double circuit, isolant le propre et le sale, sachant qu'il existe de très nombreux circuits en dehors des circuits des personnels et des patients : matériel, déchets, linge. La solution idéale proposée est de séparer les entrées et les sorties, sans possibilité de croisement, autant pour les patients que pour les personnels du bloc, les matériels et les déchets, mais ceci a pour principal inconvénient d'occuper beaucoup de place(43, 48, 49).

La tendance actuelle est donc revenue au simple circuit, au moins pour les matériels et les déchets, et ceci avec l'accord de l'ensemble des hygiénistes (41, 43, 48-50). Ce principe largement adopté est tout à fait fiable dans la mesure où tous les matériels et les déchets sont

évacués dans des contenants étanches et solides permettant d'éviter toute contamination du circuit. L'un des avantages essentiels du simple circuit est bien sûr le gain de place et la possibilité de reporter cet espace libéré sur les salles d'intervention. Fort de ce qui vient d'être dit, il faut veiller à regrouper les accès à la salle d'intervention (51), que ce soit pour le patient, l'équipe chirurgicale ou le matériel. En réduisant les accès, les ouvertures de portes inutiles sont limitées, et par conséquent les mouvements d'air et les risques d'aérocontamination.

En ce qui concerne les personnels, le secteur sensible est celui des vestiaires, et il est actuellement de plus en plus admis de mettre en place des vestiaires divisés en deux zones, une « zone entrante » où l'on laisse ses vêtements extérieurs avant de revêtir les habits de bloc et une « zone sortante » où les mêmes habits sont déposés avant de reprendre les vêtements extérieurs(41, 49).

On peut même idéalement séparer complètement le circuit entrant du circuit sortant par l'intermédiaire de caissons à double entrée, où sont déposés puis repris les vêtements d'extérieur. Pour diminuer encore les risques, les portes de ces vestiaires ne s'ouvrent que dans un sens(9).

Pour les patients, la zone à risque se situe dans le sas d'entrée et de sortie, le danger étant d'introduire des germes par les roues des lits ou des différents systèmes de chariots, d'autant qu'ils sont très rarement décontaminés, faute de locaux adaptés. Ce risque a été démontré à plusieurs reprises(41, 43, 48), d'où l'éclosion de différents systèmes plus ou moins complexes et fiables destinés à transférer le patient de l'extérieur en zone propre (puis inversement) sans faillir aux règles d'hygiène et tout en respectant les critères de sécurité. Des systèmes de passe-malade ont ainsi été mis au point, facilitant les transferts, très appréciés des personnels qui « économisent » ainsi leur dos, mais d'un coût élevé et difficiles à décontaminer, avec un risque de transmission de germes non négligeable. D'autres systèmes de supports de translation sont beaucoup plus souvent utilisés, car plus simples d'emploi, plus économiques et plus faciles à décontaminer.

Pour ce qui est des matériels, l'idéal est de disposer d'un sas avec une aire où les cartons et les valises sont vidés de leur contenu, les contenants ne devant pas pénétrer dans l'enceinte stérile du bloc opératoire. Pour Hoet et Lannelongue(41, 48), ce sas peut utilement

être utilisé pour le nettoyage et la décontamination des chariots et brancards, qui échappent malheureusement trop souvent à ce temps indispensable.

II.2 Bonnes pratiques au bloc opératoire :(9)

Les responsables des blocs opératoires doivent formaliser les circulations dans le domaine de l'hygiène. Un protocole écrit doit être élaboré avec tous les acteurs qui sont partie prenante de ces circulations. Les procédures d'accréditation tiendront compte des documents écrits dans ce domaine. Cependant de telles recommandations dépassent le seul domaine de l'hygiène.

II.2.1 Le personnel

II.2.1.1 A l'entrée dans le bloc

➤ Pour pénétrer dans le vestiaire, le personnel médical et soignant doit avoir revêtu la tenue hospitalière le plus souvent au vestiaire central.

➤ Le vestiaire peut avoir deux configurations (outre le caractère unisexe ou hommes/femmes) :

Un local unique pour les entrées et les sorties : le personnel dépose ses effets personnels dans un casier avec une porte, et revêt la tenue de bloc.

Des salles séparées pour les entrées et sorties : les sens de circulation avec des portes qui ne s'ouvrent que dans un sens doivent être respectés. En aucun cas, les portes ne doivent être bloquées pour se dédouaner de ces procédures. Des casiers s'ouvrant des 2 côtés (entrée et sortie) permettent au personnel de se changer en entrant ou en sortant. Le personnel dépose ses vêtements dans le casier ouvert des deux côtés, et revêt la tenue de bloc.

➤ La tenue de bloc se compose d'une tunique avec des manches courtes et d'un pantalon. Des ouvertures élastiques sont désormais conseillées, permettant d'avoir les manches et les bas de jambes resserrés. Aucune autre tenue n'y est admise. Les mains sont sans bijoux (y compris alliance), ni montres, ni bracelets. Des chaussures spécifiques doivent être mises dans l'enceinte du bloc. Les sabots de bloc, lavables en machine, sont les plus appropriés. Différentes pointures doivent être prévues. Il est interdit de sortir du bloc avec ces sabots. Les bottes en tissu ne sont pas recommandées dans la mesure où elles peuvent disséminer des particules. Les

surchaussures à usage unique (en non tissé) sont à réserver aux visiteurs. Leur usage pour la sortie, sur des chaussures de bloc, est interdit.

➤ Après s'être habillé, le personnel revêt un masque chirurgical qui doit être mis dans le bon sens, et une coiffe (non tissée, à usage unique) avec tous les cheveux ramassés. Il pratique ensuite un lavage simple des mains.

II.2.1.2 Zone protégée

Dans cette zone, le personnel doit veiller à la fermeture des portes pendant les interventions et pendant les procédures de nettoyage. Des portes coulissantes à commande non manuelle sont recommandées. Le « trafic » (agitation désordonnée des personnes présentes) doit être limité : des mesures de l'aéro-biocontamination montrent que le degré de particules augmente au moment des mouvements des personnels. L'utilisation d'un interphone pour communiquer avec les autres personnels est conseillée.

II.2.1.3 Salle de préparation chirurgicale

Le lavage des mains des opérateurs doit être fait avec le maximum de précautions pour éviter des projections d'eau. L'habillage des opérateurs se fait dans cette zone, ou en salle d'opération. Ils pénètrent alors en salle par l'intermédiaire d'une porte à commande à pied ou avec un autre système à commande non manuelle.

II.2.1.4 Salle d'opération

Les allées et venues en salle d'opération doivent être limitées au strict nécessaire. Le nombre de particules émises est en effet directement lié au nombre et au mouvement des personnes dans une telle zone.

Le personnel doit prévoir le matériel destiné à l'intervention. En cas de demande de matériel supplémentaire, il doit utiliser un interphone, évitant ainsi aux personnes en salle de sortir. Le stockage en salle est à proscrire.

La tenue des personnes en dehors de la zone opératoire (y compris anesthésistes, médecins et infirmières aide-anesthésistes) est celle de la zone protégée. La durée de maintien d'un masque est de 3 heures maximum.

À la fin de l'intervention, les gants et matériels non tissés (casaques) à usage unique sont déposés dans un sac réservé aux déchets contaminés. Les casaques chirurgicales et les champs en tissu sont enlevés et déposés dans un sac pour le linge, ou dans un sac

biodégradable. Ces sacs seront fermés avant de quitter la salle d'opération selon la technique du double emballage. Les personnels doivent effectuer un lavage simple des mains (du savon doux doit être disponible dans la zone protégée) et changer de sabots en cas de projections de liquides biologiques.

II.2.1.5 Des lieux spécifiques :

La salle de détente est un lieu très important pour le personnel. Il ne s'agit pas d'une salle où se prend un repas complet, mais une salle de collation légère. On y entre en tenue de bloc sans casaque, sans masque ni gants ; un lavage simple des mains est nécessaire avant d'entrer. Il y est interdit de fumer. Cette salle ne doit pas servir pour le repas de la demi-journée, qui doit être pris en dehors du bloc, dans le cadre d'une organisation du planning opératoire permettant une rotation des personnels dans cette période. Pour les gardes et les programmes du week-end, la consommation alimentaire doit être réduite au minimum et une autre salle de détente située à l'extérieur du bloc est préférable.

La salle de surveillance post-interventionnelle (SSPI) est sous la responsabilité du médecin anesthésiste. Deux situations sont observées actuellement :

- la SPPI est en zone protégée : les passages entre la SPPI et les autres salles du bloc doivent être limités. Cependant, pour certaines catégories de personnels (anesthésistes, infirmières anesthésistes...), des passages entre SSPI et zone protégée sont inévitables. Ils doivent être rares, et des modalités de passage doivent être respectées.
- la SPPI est hors zone protégée : un protocole des conditions de passage doit être élaboré. Ces conditions prévoient des modalités de passage strictes ; par exemple un changement de tenue et un lavage des mains doivent être prévus, sauf cas d'urgence.
- Les toilettes doivent être prévues dans les vestiaires et équipées du matériel nécessaire (savon liquide, essuie-mains, poubelle à commande non manuelle).

- le bureau du cadre infirmier (ou du responsable du bloc) est généralement situé à l'entrée de la zone protégée. Le cadre est donc en tenue de bloc, et passe par les vestiaires du personnel avant de pénétrer dans son bureau. Les demandes de renseignements venant de l'extérieur doivent se faire par interphone. Les liens avec l'extérieur (visites, visiteurs médicaux, entrée et sortie de matériels divers) peuvent se faire selon une procédure prévue à l'avance. Toute sortie de la zone protégée nécessite un changement de tenue.

II.2.1.6 Vestiaire de sortie

La tenue de bloc est déposée dans un sac à linge. Les sabots sont enlevés et déposés dans un endroit approprié pour le lavage quotidien. La coiffe et le masque sont jetés. La tenue hospitalière est revêtue pour sortir du bloc opératoire.

II.2.2 Le matériel propre

On entend par matériel propre : l'instrumentation médicochirurgicale, le linge (draps, pyjamas, alèses en armoire venant de la blanchisserie, et linge stérile emballé), les consommables (matériel à usage unique, médicaments...) et les appareils divers venant de l'extérieur (imagerie, appareils de surveillance médicale).

Les règles d'hygiène pour le matériel propre sont les mêmes pour un bloc à double circuit ou un bloc à asepsie progressive. Si le service de stérilisation se situe au même niveau avec un accès direct au bloc, l'acheminement des matériels stériles se fera directement, dans la mesure où ces deux structures protégées ont les mêmes règles strictes d'hygiène. L'encombrement des matériels doit être prévu, et le stockage nécessite une superficie suffisante dans les différentes parties du bloc.

II.2.2.1.1 Zones de prise en charge

Trois zones sont indispensables pour la circulation et le stockage :

A. Zone de déconditionnement avant transfert en zone protégée (première douane).

Cette zone est constituée d'un sas où les matériels sont sortis des contenants qui peuvent être souillés (caisses, cartons, armoires, conteneurs), évitant l'introduction de contaminants dans la zone protégée (aspergillus..). Ce sas permet également de pratiquer le nettoyage-désinfection des surfaces et du matériel non stérile.

B. Zone de stockage de matériel stérile au sein de la zone protégée. Il s'agit d'un arsenal dit « stérile » destiné à stocker linges tissés ou non tissés, gants, matériel à usage unique, instrumentation... Les antiseptiques peuvent y être également stockés. Cette zone commune et centrale dans le bloc doit être suffisamment grande pour ne pas détériorer les emballages du matériel. Le traitement de l'air est le même que celui de la zone protégée ; les bouches de ventilation ne doivent pas être obstruées par les matériels rangés. Le rangement doit être aéré pour permettre de vérifier rapidement les stocks. Cette zone est équipée de paniers, par exemple en fils d'acier inoxydable montés sur des rails facilement démontables et nettoyables. Les réceptacles sont adaptés au type de matériel à stocker. Tout doit être hors sol pour faciliter l'entretien des sols.

C. Zone de stockage de matériel non stérile. Le matériel non stérile est constitué du matériel de radiologie, de vidéo, d'anesthésie, de réanimation (table de réanimation néonatale, couveuse par exemple), ou de chirurgie. Le matériel ne doit pas être déposé à terre, ni entreposé dans les couloirs, ni dans les salles de préparation anesthésique, ni dans les salles de préparation chirurgicale. Il doit être maintenu en état de propreté permanent. Les placards et armoires à base d'aggloméré en bois sont interdits.

II.2.2.1.2 Circulation et acheminement

II.2.2.1.2.1 Avant le bloc : Acheminement

Suivant la localisation des services fournisseurs, il est fréquent de devoir emprunter un véhicule pour acheminer un matériel jusqu'au bloc. Les procédures d'acheminement doivent être parfaitement codifiées et respectées par le personnel. L'ensemble des livraisons arrive par l'accès principal du bloc en empruntant les circulations centrales du bâtiment.

- Matériel emballé venant de l'extérieur Les matériels et le linge emballés sont contenus dans des armoires de transport ou dans des cartons. Un entretien de ces armoires doit être effectué à chaque rotation par le service fournisseur. Le matériau doit être robuste et les produits détergents-désinfectants utilisés doivent être compatibles avec lui. Les contenants doivent être hermétiques et permettre de conserver l'intégrité des emballages. Un parc suffisant de contenants est à prévoir. Dans la mesure du possible, la prise en charge du linge doit être différenciée de la prise en charge des matériels et des médicaments. Les arrivages se feront, de préférence, en dehors du programme opératoire, et seront pris en charge dès réception par le personnel du bloc pour ne pas perturber l'activité opératoire. Les appareils médicaux seront nettoyés avant l'introduction dans le bloc (lingette de détergent-désinfectant).

- Matériel venant de la stérilisation
- Service de stérilisation attenant au bloc avec un accès direct : le transfert se fait à l'aide des chariots roulants. L'utilisation de conteneurs n'est pas nécessaire, car la zone de stockage de la stérilisation est du même niveau de propreté que la zone protégée du bloc opératoire.
- Service de stérilisation éloigné : le transfert des matériels se fait en armoires fermées ou conteneurs hermétiques, et doit permettre ainsi de protéger les matériels des contaminants extérieurs.

II.2.2.1.2.2 Dans le bloc

- La prise en charge des matériels propres dans le bloc doit être assurée par le personnel. Les missions de chaque personnel du bloc doivent être définies. Aucun chariot, ni aucun personnel des services fournisseurs ne doivent pénétrer dans le sas de transfert.
- Déconditionnement : cette étape est effectuée dans le sas de transfert. Un lavage simple des mains est nécessaire au préalable. Tous les cartons d'emballage des magasins, ou de la pharmacie sont évacués vers l'extérieur, et ne pénètrent pas en zone protégée. Le contenu des armoires est déposé sur une table roulante ou un chariot, et stocké en zone protégée. Un essuyage humide des surfaces des armoires sera effectué à l'aide d'une lingette imbibée d'un détergent-désinfectant. Un lavage simple des mains est effectué en fin de procédure.
- Transfert en zone protégée : chaque matériel est stocké dans les locaux respectifs. Dans l'arsenal dit « stérile », sont transférés les matériels venant de la stérilisation, les matériels à usage unique et les produits venant de la pharmacie.
- Stockage : le mode de rangement doit être codifié. Les paquets ne doivent pas être tassés au risque d'endommager les emballages. Une rotation des stocks doit être assurée.
- Transport du matériel vers les salles : des chariots roulants sont à prévoir pour l'acheminement vers les salles d'opération. Leur entretien doit être quotidien. En fonction des besoins, le matériel est livré en ayant pris soin d'ôter le premier emballage avant l'introduction en salle d'opération.
- Dans les salles d'opération : le dernier emballage (« unité protégée ») sera ôté en salle par la panseuse.

II.2.3 Déchets

Les déchets représentent un risque de contamination pour les personnels et les surfaces des blocs opératoires. Les détails des déclarations des (AES) sont présentés dans un circulaire (n°249 du 20 avril 1998) et doivent être établis dans chaque établissement en lien avec le CLIN ou l'équivalent et le CHSCT.

- Les déchets piquants, coupants, ou tranchants :

- Tout objet piquant ou tranchant doit être directement éliminé dans les collecteurs d'aiguilles par l'utilisateur sans être recapuchonné ni posé dans un plateau. Les collecteurs doivent être verrouillés hermétiquement avant leur élimination.

- Pour l'équipe chirurgicale pendant l'intervention, l'emploi de système stérile de récupération collant ou magnétique permet de fixer les aiguilles de suture et les lames sur un support, à usage unique. Le recueil de ces déchets dans des cupules expose aux accidents lors de leur récupération et de leur transvasement dans les collecteurs.

- Les déchets solides

- Les déchets solides d'activités de soins sont triés au fur et à mesure de leur production et mis dans des sacs poubelles ou cartons dont la couleur aura été déterminée suivant la nature des déchets :

✓ couleur rouge ou jaune (couleur internationale) : déchets à risques infectieux,

✓ autre couleur selon l'établissement (couleur grise, noire..) : déchets assimilables aux déchets ménagers, comme les emballages.

✓ Les déchets anatomiques non reconnaissables par un non spécialiste sont assimilés aux déchets à risques infectieux. Les déchets anatomiques reconnaissables doivent être acheminés, en vue d'être incinérés dans un crématorium agréé, dans un emballage étanche, à usage unique, compatible avec le fonctionnement du crématorium ; ils doivent être entreposés à des températures de 0°C à 5°C. Ë Tout sac de déchets à risques infectieux provenant d'une salle d'intervention doit être fermé avant de sortir de cette salle (il sera rempli au 2/3 pour pouvoir être fermé). On appliquera la technique du double emballage à la sortie de la salle. Les sacs sont disposés dans un conteneur qui sera vidé, nettoyé et désinfecté au moins une fois par jour.

- Les déchets liquides
 - Le contenant doit être fermé avant la sortie de la salle,
 - Tous les contenants de déchets liquides doivent être déposés soit dans un fût destiné à cet usage, soit dans un carton spécial étanche étiqueté "déchets à incinérer" qui ne sera pas compacté. Des gélifiants sont disponibles sur le marché.

II.2.4 Les patients

La sécurité, l'hygiène et le confort du patient sont des critères importants pour organiser la circulation des patients. La configuration et l'équipement des locaux sont également à prendre en compte.

- **Systèmes de transport**

Le choix d'un système de transfert dépend de la structure de l'établissement, des moyens en matériels et en personnels. Le patient est accompagné aussi de son dossier : dossier médical, radios, examens, dossier de soins, dossier transfusionnel...

- **Hygiène du transport**

- Tenue du patient : après la douche, le patient est revêtu d'une chemise d'opéré ; les montres, bijoux, vernis à ongles, lentilles, appareils dentaires sont ôtés. Il revêt une charlotte et des surchaussures. Le port du masque est conseillé pour le malade en cas d'anesthésie locorégionale, ou avant l'intubation.

- Le lit doit être nettoyé et désinfecté en préopératoire, puis refait avec des draps propres. Lorsqu'il est introduit en salle de réveil, il doit être nettoyé de nouveau.

- Les brancards et les plateaux de transfert doivent être nettoyés et désinfectés selon le protocole établi par l'équipe et validé par le CLIN, ou son équivalent.

- **Le programme opératoire**

La circulation des patients dépend de la planification du programme opératoire qui est coordonnée entre les opérateurs, les anesthésistes, et le cadre du bloc opératoire. L'organisation de l'urgence doit être également formalisée dans la mesure du possible.

II.3 Entretien de l'environnement du bloc opératoire

II.3.1 L'air

II.3.1.1 Aérobiocontamination et traitement d'air

La qualité de l'air au bloc opératoire est à rapporter aux nombres de particules et de contaminants présents dans l'environnement des patients et des professionnelles.

L'aérobiocontamination est la principale source de microorganismes environnementaux en salle d'intervention. Elle a pour origine essentielle les émissions cutanées et rhino-pharyngées humaine. Elle peut aussi être liée dans une moindre mesure à la qualité de l'air extérieur, à la qualité de l'entretien des surfaces (par une remise en suspension des particules sédimenté), à la qualité des textiles utilisés au cours de l'intervention et aux appareils utilisés en salle d'intervention. La mise en place d'une installation technique comprenant une CTA permet de limiter le nombre de ces particules et bactéries en suspension dans l'air(52).le traitement de l'air et la maîtrise des contaminations particulières et bactériologiques nécessitent de prendre en compte plusieurs paramètres :

- la surpression, contribue au concept d'asepsie progressive inhérent au secteur opératoire. En salle d'intervention la surpression permettra le maintien d'une pression positive entre l'intérieur de la zone à risque (salle d'intervention) et les locaux adjacents de niveau de contamination supérieur, comme les avant-salles ou les couloirs de circulation. La surpression générée, contrôlée par l'intermédiaire d'un manomètre ne doit pas être inférieure à 15 Pa ;
- la filtration, permet de diminuer la concentration des particules de l'air provenant de l'extérieur ou de l'intérieur de locaux en cas de recyclage de l'air par la CTA ;
- la diffusion de l'air qui peut se faire, suivant le type d'intervention pratiquée en salle, selon un mode unidirectionnel ou non unidirectionnel (flux turbulent) ;
- le taux de renouvellement de l'air, qui est assuré par la CTA soit en air neuf, soit par mélange d'air neuf et d'air recyclé. Dans ce dernier cas, une partie de l'air est repris de la salle et réinjecté après filtration. Le renouvellement permet d'éliminer les contaminants particuliers générés en salle. En fonction des salles d'intervention, le taux de renouvellement pourra varier de 25 à 30 V/h à plus de 5 V/h. La capacité de la CTA à renouveler l'air de la zone concernée peut être mesurée par la cinétique de décontamination particulière.(53)

II.3.1.2 Qualité d'air

Le niveau de qualité attendu est dépendant de la classification de la salle en termes de zone à risque : celle-ci dépend de la nature des interventions qui seront pratiquées en salle. Peu de recommandations sont disponibles pour définir les performances attendues au regard des interventions pratiquées(53). Deux types de zones à risques sont généralement identifiés : les zones à risque 3 (zones à hauts risques) et les zones à risque 4 (zones à très hauts risques). La norme NF S 90-351 de juin 2003 précise les niveaux de qualité requis pour chacune de ces deux classes hors présence humaine(54).

II.3.2 Les surfaces :

II.3.2.1 Recommandations générales :

II.3.2.1.1 Guide technique d'hygiène hospitalière, CCLIN Sud- Est , 2004(55)

Les procédés de désinfection par voie aérienne (dispersats non dirigés et sprays) n'ont pas montré de bénéfice par rapport à un nettoyage désinfectant classique. Un nettoyage désinfectant soigneux reste parfaitement suffisant dans toutes les situations.

II.3.2.1.2 Nettoyage et bionettoyage à l'AP-HP, AP-HP, 2004(56)

L'objectif de la projection d'un dispersat dirigé sur des surfaces peut être de limiter le risque de contamination aspergillaire de l'environnement avant l'accueil d'un patient neutropénique ou en aplasie.

II.3.2.1.3 Guidelines for environmental infection control in health-care facilities, CDC-HICPAC, 2003(57)

II.3.2.1.3.1 Principes généraux d'entretien des unités de soins

La plupart sinon la totalité des surfaces ne nécessitent d'être nettoyées qu'avec de l'eau et un détergent ou un détergent-désinfectant. L'utilisation de « brouillard désinfectant » n'est pas recommandée pour la maîtrise du risque infectieux dans les unités de soins classiques. Le nettoyage et la désinfection poussés des sols ne sont pas justifiés. Des études ont montré que la désinfection des sols n'offre pas d'avantage par rapport au nettoyage régulier avec un détergent et a un impact minimal ou nul sur la survenue des infections associées aux soins. L'utilisation d'un détergent-désinfectant est recommandée sur toute surface s'il existe un risque de contamination par un produit biologique ou une BMR.

II.3.2.1.3.2 Particularités

- Le rôle de la contamination de l'environnement dans la transmission de *S. aureus* semble minime. Cependant dans des secteurs à risque comme les unités de soins de brûlés, la contamination des surfaces et des baignoires par *S. aureus* peut représenter un facteur majeur de transmission d'infection.
- Le nettoyage soigneux des chambres des patients contribue fortement au contrôle général de la transmission de SARM, GISA et ERG. Les opérations de nettoyage-désinfection de routine devraient permettre de les inactiver. Ces micro-organismes sont sensibles aux détergents-désinfectants utilisés en routine si la technique est correcte (concentration et temps de contact).
- C'est en pédiatrie que sont observés le plus de problèmes en rapport avec des virus (gastro-entérites, bronchiolites...) : mêmes produits à concentration virucide. Immunodéprimés : procédures standard

II.3.2.1.4 Infection control: basic concepts and training, International federation of infection control, 2003 (58)

Les sols et les surfaces doivent être nettoyés avec de l'eau et des détergents. L'utilisation en routine de désinfectants n'est pas nécessaire. S'il y a des souillures (ex : sang, crachats), bien que le nettoyage soit préférable, la désinfection avant le nettoyage est parfois recommandée. Porter des gants et nettoyer avec de l'hypochlorite de sodium ou un désinfectant d'activité appropriée. Le dégagement de chlore à partir de la désinfection de souillures étendues peut être dangereux pour le personnel. Si la souillure est immédiatement éliminée, la désinfection générale de la pièce n'est pas nécessaire ; un nettoyage rigoureux sera suffisant.

II.3.2.2 Recommandation spécifique pour l'entretien des blocs opératoires, CCLIN Sud-ouest, 2006 (59)

Sur la base des recommandations et de la bibliographie existantes, il n'y a pas d'argument permettant de préconiser une étape de désinfection par voie aérienne (aérosol ou désinfection de contact par spray) :

- avant intervention, quelle que soit l'intervention réalisée ;
- en cas d'intervention de classe III ou IV d'Altemeier, ou d'intervention réalisée sur un patient porteur de BMR ;
- en fin de programme opératoire.

II.4 Risque infectieux liés à l'environnement

L'environnement hospitalier est largement contaminé par des micro-organismes d'origine humaine ou spécifiquement environnementaux(60). La contamination de l'environnement par des micro-organismes fait poser la question de leur responsabilité dans la genèse des infections nosocomiales(61). Lors d'infections nosocomiales survenant sur un mode épidémique, le microorganisme responsable de l'épidémie peut être retrouvé dans l'environnement. Si ce dernier peut être une source de transmission à l'homme, la preuve formelle de sa responsabilité exclusive dans la genèse de l'infection reste difficile à apporter (60, 62). En effet, les épidémies d'infections nosocomiales sont presque toujours associées à une transmission interhumaine, ou à la contamination de dispositifs médicaux ou d'un liquide normalement stérile(63). La place de la transmission directe interhumaine est reconnue comme prépondérante par rapport à la transmission liée à l'environnement(64, 65). Le rôle de l'air dans la survenue des infections du site opératoire a essentiellement été étudié dans les interventions de chirurgie orthopédique prothétique. Lidwell a démontré que le niveau de contamination de la plaie opératoire ainsi que le taux d'infection post-opératoire en chirurgie orthopédique prothétique étaient liés au niveau de contamination de l'air du bloc opératoire(66). La mise en place dans les blocs de filtration de haut niveau de l'air a permis de diminuer de plus de deux fois le taux d'infections postopératoires (de 3,4 % à 1,6%), mais à un niveau moindre que l'utilisation d'une antibioprofylaxie (de 3,4% à 0,8%) ou que l'association d'une filtration et d'une antibioprofylaxie (de 3,4% à 0,7%)(67, 68). Ces résultats suggèrent indirectement la responsabilité, au moins partielle, d'une transmission aérienne à partir de particules mises en suspension, véhiculées par les turbulences d'air et déposées directement ou indirectement dans la plaie lors de l'intervention chirurgicale. Les agents le plus souvent mis en cause dans ces infections sont des bactéries d'origine cutanée ou muqueuse, comme les staphylocoques avec au tout premier plan l'espèce *Staphylococcus aureus*(66). Si l'aérobiocontamination a pu être impliquée comme source d'infections nosocomiales du site opératoire, il n'existe pas d'arguments pour mettre en cause l'environnement inerte du bloc opératoire comme les sols, les murs ou les autres surfaces(69).

II.5 Contrôle qualité de l'environnement (59)

Les facteurs de risque de survenue d'une ISO sont multiples. Ils sont reliés à la fois aux caractéristiques du micro-organisme et du patient, ainsi qu'aux conditions pré, péri, et postopératoires.

Le risque environnemental est un des éléments à maîtriser dans le cadre d'une démarche globale de prévention du risque infectieux au bloc opératoire.

L'aérobiocontamination est la principale source de contamination environnementale. Elle a pour principale origine les particules émises par les individus, mais peut aussi être due à la qualité de l'air introduit dans la salle, à la nature des textiles utilisés au cours de l'intervention, à la contamination des surfaces ou des appareils présents dans cette même salle.

A ce titre, la qualité de l'entretien des surfaces contribue à limiter le risque infectieux dans ce secteur à risque. Les procédures d'entretien doivent faire l'objet de documents écrits et validés, mentionnant les techniques et produits utilisés, ainsi que les intervenants concernés.

L'entretien des différents locaux du bloc opératoire exige une planification préalable, ainsi qu'une traçabilité.

Enfin, cette pratique impose une vigilance qui relève tant de contrôles visuels et environnementaux, que de la réalisation d'audit d'évaluation des pratiques pour cette activité.

II.5.1 Évaluation de la propreté visuelle :

L'évaluation de la propreté visuelle constitue le premier élément de la démarche qualité concernant l'entretien des secteurs à risque. En salle d'intervention, ce contrôle doit être effectué systématiquement à l'ouverture de la salle et entre chaque intervention.

II.5.2 Évaluation microbiologique :

Le bloc opératoire est une zone à atmosphère contrôlée et la qualité microbiologique de l'environnement peut être évaluée par la réalisation de prélèvements microbiologiques de l'air, de l'eau et des surfaces.

Quels que soient les prélèvements microbiologiques réalisés au bloc opératoire, ceux-ci s'inscrivent dans le cadre de la démarche qualité et doivent répondre à un plan d'échantillonnage. Ce plan doit être défini en fonction de l'analyse des risques propres au bloc opératoire de chaque établissement.

Les prélèvements de surfaces apparaissent souvent, quant à eux, comme des indicateurs fiables de la prestation de nettoyage-désinfection.

Il faut toutefois être conscient de la limite de ces prélèvements qui ne sont pas représentatifs de la contamination réelle des surfaces. Ils ne rendent compte, en effet, que d'une partie de la contamination, dans la mesure où le « rendement » des prélèvements est dépendant de la nature de la surface, de la force appliquée lors du prélèvement, du milieu de culture, et de la technique d'analyse (63). Dans le cadre d'un suivi, les prélèvements de surface peuvent toutefois donner une indication sur l'évolution de l'environnement à condition d'optimiser les résultats en utilisant et reproduisant toujours la même méthode.

Au bloc opératoire, les prélèvements de surface font partie intégrante de la démarche qualité et doivent faire l'objet d'un plan d'échantillonnage sur la base de points critiques à surveiller prioritairement. Ces éléments doivent être formalisés dans le protocole de surveillance environnementale du bloc opératoire.

Le guide du Ministère sur la surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé préconise de choisir, au bloc opératoire, au moins 10 points de prélèvements comprenant la table d'opération, le scialytique, la table d'instrumentation.

Les prélèvements au niveau des sols et murs ne présentent pas d'intérêt sauf dans le cas de la surveillance de l'environnement des malades à « risque fongique » et en particulier pour la recherche d'*Aspergillus sp.* (63).

La méthodologie de prélèvement doit être standardisée afin de garantir une comparaison fiable des résultats. Ces prélèvements sont réalisés après bionettoyage.

Sur les surfaces planes, l'usage de gélose contact est privilégié (après le prélèvement, pour éliminer le résidu de gélose qui favoriserait la multiplication des germes, la surface doit être essuyée avec un article propre de type gaze ou chiffonnette). L'usage d'écouvillons humides est particulièrement adapté aux surfaces difficilement accessibles ou non planes.

Pour rappel, des critères d'interprétation des résultats sont proposés pour les prélèvements de surface **à titre indicatif** dans (**Annexe 3**) issue du guide du Ministère sur la surveillance microbiologique dans les établissements de santé(63). Ainsi que des critères d'interprétation proposés pour les prélèvements d'eau (**Annexe 2**).

II.5.3 Evaluation des procédures :

Dans le cadre de la démarche qualité mise en place au bloc opératoire, la réalisation de prélèvements d'environnement doit s'accompagner d'une évaluation des pratiques.

Compte tenu du secteur concerné (zone à haut risque), des matériels utilisés, cette évaluation est indispensable. Elle devra être réalisée par exemple lors de constat de résultats de prélèvements de surfaces non satisfaisants.

En dehors de cette indication, cette évaluation sera réalisée à un rythme laissé à l'appréciation du CLIN et de l'équipe du bloc opératoire.

Elle peut être conduite par observation directe, à l'aide de grilles d'évaluation élaborées sur la base des protocoles existants dans ce secteur.

Les résultats de ces évaluations doivent permettre de sensibiliser le personnel au respect strict des protocoles d'entretien dans un secteur à risque.

Tout dysfonctionnement identifié lors de ces audits doit faire l'objet de mesures correctives immédiates

III. Chapitre 03 : Stérilisation du matériels chirurgicale

III.1 Définition d'un dispositif médical:

Tout instrument, appareil, équipement, matériel, produit, à l'exception des produits d'origine humaine, ou autre article utilisé seul ou en association, y compris les accessoires et logiciels intervenant dans son fonctionnement, destiné par le fabricant à être utilisé chez l'homme à des fins médicales et dont l'action principale voulue n'est pas obtenue par des moyens pharmacologiques ou immunologiques ni par métabolisme, mais dont la fonction peut être assistée par de tels moyens" Définition issue du code de Santé Publique français L.5211-1.

III.2 Différents dispositifs médicaux :

III.2.1 Dispositifs médicaux à usage unique :

Selon le Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Secrétariat d'état à la santé et à l'action sociale, GERES, INRS, dans le Guide des matériels de sécurité" ils sont signalés sur l'emballage par le symbole « 2 » barré dans un cercle, qui indique, qu'ils ne doivent pas être réutilisés ou ne doivent pas bénéficier d'une procédure d'entretien en vue d'une réutilisation quelque soit leur utilisation initiale.

Les mentions « à usage unique » ou « ne pas réutiliser » sont synonymes. S'il s'agit d'un dispositif médical stérile, la mention « stérile » doit être présente sur l'emballage.

NB : Le non changement systématique pour chaque patient des éléments consommables à usage unique des dispositifs auto-piqueurs utilisés dans la détermination de la glycémie capillaire a été à l'origine de cas de transmission de virus de l'hépatite C (70). De même, un cas de transmission du virus de l'hépatite C a été lié à une mauvaise utilisation d'un lecteur de glycémie partagé(71).

III.2.2 Dispositifs médicaux réutilisables :

Ce sont les dispositifs médicaux qui peuvent être réutilisés après une procédure incluant obligatoirement au minimum un nettoyage.

Certains dispositifs médicaux sont disponibles pour être utilisés à « **patient unique** ». Ces DM peuvent être réutilisés **uniquement pour le même patient**, après pré-désinfection, nettoyage et stérilisation ou désinfection (selon les recommandations du fabricant du dispositif médical).

Il n'existe pas de textes réglementaires définissant l'appellation à « patient unique », ni de recommandations de bonnes pratiques fixant les modalités de traitement ou les conditions de la réutilisation de ces dispositifs médicaux. Dans cette catégorie entrent certains dispositifs tels que les stylo-injecteurs d'insuline, les sondes de rééducation périnéale, les matériels pour oxygénothérapie, aérosol et nébulisation dont les réservoirs sont nettoyés, désinfectés, rincés et séchés après chaque utilisation (70-72)

Un nettoyage, une désinfection ou une stérilisation inadéquats de l'équipement médical ont entraîné la transmission d'organismes tels que l'hépatite B et l'hépatite C, des bactéries telles que *Pseudomonas aeruginosa* et des mycobactéries atypiques(73). Les articles de soins ambulatoires doivent être stérilisés; le besoin de désinfection ou de stérilisation dépend de l'utilisation prévue de l'article. Nettoyer le processus de retrait de tout matériau d'origine étrangère à l'aide de l'eau et du détergent ou du savon pour laver et frotter les objets. Ce processus réduit la charge de micro-organismes de l'objet. La désinfection est le processus qui élimine la plupart ou tous les micro-organismes pathogènes, à l'exception des spores, en utilisant de la chaleur / vapeur (thermique) ou des produits chimiques(74). Il y a trois niveaux de désinfection(75):

- La désinfection de faible niveau tue certains virus et la plupart des bactéries et certains champignons, mais ne supprime pas les organismes les plus résistants comme les spores de bactéries mycobactériennes.
- La désinfection de niveau intermédiaire inactive la plupart des virus, des bactéries (y compris *Mycobacterium tuberculosis*) et des champignons, mais ne tue pas les spores bactériennes.
- La désinfection de haut niveau tue tous les micro-organismes, à l'exception d'un nombre élevé de spores bactériennes les plus résistantes.

III.2.3 Problème posé par la réutilisation :

Circulaire DGS/SQ3/DGS/PH2-DH/EM1 n° 94-51 du 29 décembre 1994 relative à l'utilisation des dispositifs médicaux stériles à usage unique dans les établissements de santé publics et privés:« confirme le principe de la non-réutilisation du matériel à usage unique» :

- **Risques liés aux dispositifs**
- **Risques liés à l'utilisation clinique :**

- Contamination bactérienne : dans certaines utilisations, il y a risque de colonisation bactérienne et d'adhésion.

On observe d'abord adsorption en surface puis fixation bactérienne et création par le métabolisme bactérien d'un réseau fibrillaire glycoprotéique (« slime ») à la surface de l'objet, constituant un bio-film colonisé par les bactéries et qui devient difficilement réversible sur les matériaux synthétiques.

Le développement de ce phénomène dépend de la durée du contact et paraît négligeable jusqu'à 1h30 ou 2 heures.

Lors du recyclage d'un tel dispositif, il y a risque infectieux, risque de réactions pyrogènes, de collapsus ou de réactions immuno-pathologiques.

- Contamination éventuelle par prions (ATNC) : les dispositifs à usage unique sont en général thermosensibles et donc ne peuvent être traités par les méthodes d'inactivation recommandées (eau de Javel ou soude N, autoclavage). Problème majeur actuellement car risque particulièrement difficile à évaluer.

➤ **Risques liés au recyclage**

III.3 Classification des dispositifs médicaux

La stérilisation est un processus qui rend un produit ou un produit exempt de toutes sortes de micro-organismes viables, y compris les plantes. Ce procédé peut être utilisé sans chaleur, vapeur sous pression, oxyde d'éthylène et autres gaz ou trempage prolongé dans des désinfectants chimiques. En 1968, Spaulding a suggéré une approche de la désinfection et de la stérilisation qui continue à être utile aujourd'hui. Le schéma est basé sur le risque d'infection associé à l'utilisation prévue de l'article. En conséquence, les éléments sont classés dans Tableau 5.

Tableau 5 classification de Spaulding(60)

Critique	Les articles qui pénètrent dans les compartiments stériles (par exemple, le système vasculaire, les systèmes urinaires) et, s'ils sont contaminés, présentent un risque élevé d'infection. Ces articles doivent être stérilisés avant utilisation.
Semi critique	Articles qui entrent en contact avec les surfaces muqueuses ou la peau non intacte. Ces articles doivent être exempts de bactéries mais pas nécessairement de toutes les spores bactériennes; ils doivent donc être soumis à une désinfection de haut niveau. Des exemples d'éléments de ce groupe sont les coloscopes, les bronchoscopes, les lames laryngées, etc.
Non critique	Articles qui entrent en contact avec la peau intacte. Parce que la peau intacte constitue une très bonne barrière contre les micro-organismes, ces articles ne nécessitent qu'une désinfection de faible niveau. Des exemples d'éléments inclus dans ce groupe sont les lits de patients, les civières, les brassards à pression artérielle, etc.

III.4 Normes de stérilisation : (Annexe 4)

III.5 Les étapes préliminaires à la stérilisation

Les Bonnes Pratiques de Pharmacie Hospitalière, dans la ligne directrice N° 1 : « préparation des dispositifs médicaux stériles »(76) définissent les différentes étapes de la stérilisation des dispositifs médicaux : « Les opérations de stérilisation des dispositifs médicaux comportent, d'une part une étape de pré-désinfection et, d'autre part, les étapes de préparation des dispositifs médicaux. ».Le processus se décline de la façon suivante :

- 1- La décontamination,
- 2- Le nettoyage,
- 3- La désinfection,
- 4- Le conditionnement
- 5- La stérilisation proprement dite
- 6- les contrôles des différentes opérations
- 7- Le stockage et la mise à disposition.

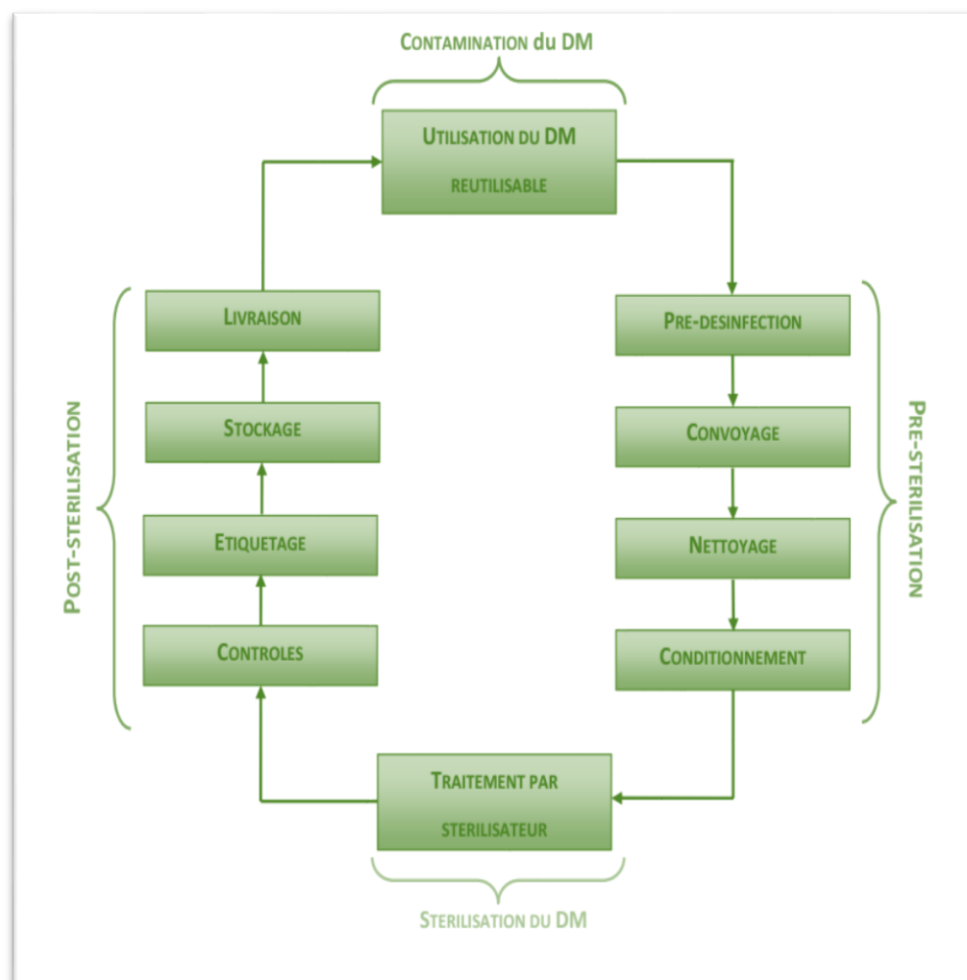


Figure 1 : Schéma de la chaîne de stérilisation

III.5.1 La décontamination des DM:

III.5.1.1 Définition :

« Opération au résultat momentané permettant d'éliminer, de tuer ou d'inhiber les micro-organismes indésirables en fonction des objectifs fixés.

Le résultat de cette opération est limité aux micro-organismes présents au moment de l'opération. »(77).

« C'est le premier traitement à effectuer sur les objets et matériels souillés dans le but de diminuer la population de micro-organismes et de faciliter le nettoyage ultérieur.

La décontamination a également pour but de protéger le personnel lors de la manipulation des instruments.

Elle permet également d'éviter la contamination de l'environnement.

Note :

- Le guide AFNOR précisait que le terme " pré-désinfection " n'était pas adapté

- Le produit décontaminant ne doit pas être lui-même un fixateur de protéines.»(78).

III.5.1.2 Indications

- Tout matériel réutilisable, après utilisation, et avant transport et lavage : dans le bloc opératoire, dans la salle de soins, sur le chariot de soins...
- Toutes les surfaces en service hospitalier.
- Les liquides et les instruments souillés.
- Exception : cette technique n'est pas obligatoire :
 - Si les instruments sont déposés aussitôt après utilisation sur des paniers qui seront mis directement dans une machine à laver et à désinfecter qualifiée, conformes aux normes ISO 15 883.
 - Si les instruments sont transférés sans délai à la Stérilisation.
 - Après évaluation des risques de transmission des Agents transmissibles non conventionnels (71, 79).

III.5.2 Nettoyage :

III.5.2.1 Principe :

Association d'une action mécanique, chimique et thermique pour enlever les salissures constituant des sites privilégiés pour les bactéries.

Le nettoyage permet d'obtenir un niveau minimum de contamination nécessaire pour une bonne stérilisation.(80)

III.5.2.2 Indications :

- Obligatoire pour tout matériel devant être réutilisé.
- Toujours suivi d'un séchage avant le conditionnement.

III.5.2.3 Mise en œuvre :

- Action mécanique : frottement destiné à décoller les salissures.
- Action chimique : le produit de nettoyage (en général tensio-actif) solubilise les souillures.
- Action thermique : la chaleur accélère la vitesse de nettoyage. Optimum 45 à 60°C.(81)

III.5.3 Désinfection :

III.5.3.1 Définition :

La désinfection est une opération au résultat momentané permettant d'éliminer ou de tuer les micro-organismes et/ou d'inactiver les virus indésirables supportés par les milieux inertes contaminés en fonction des objectifs fixés.

Le résultat de cette opération est limité aux micro-organismes et/ou virus présents au moment de l'opération » (NF T 72-101)

Elle correspond à une décroissance de la population de 5 logs (bactéries, spores) ou 4 logs (champignons, virus).

Elle fait appel à un procédé thermique ou chimique (désinfectant). Un désinfectant est défini dans la norme ISO 13 408 : « agent chimique ou physique capable de tuer la plupart des micro-organismes infectieux ou indésirables, mais pas obligatoirement les bactéries hautement résistantes ou les spores fongiques »

En aucun cas une désinfection permet d'atteindre l'état stérile : il s'agit simplement d'une décroissance de la population de micro-organismes jusqu'au seuil fixé.

III.5.3.2 Cibles de la désinfection(74) :

La première étape à réaliser avant d'entreprendre une désinfection est de définir le type d'organismes dont on veut prévenir ou réduire la présence dans l'environnement. Selon les circonstances, il peut être nécessaire de cibler un ou plusieurs types d'organismes.

Il y a quatre principaux types de cibles qui sont des sources potentielles d'une infection nosocomiale :

- Les champignons (levures et moisissures) ;
- Les mycobactéries (agents de la tuberculose) ;

Et de manière prépondérante :

- Les virus (enveloppés ou nus) ;
- Les bactéries (Gram +, Gram – et les spores).

On peut ajouter un autre type qui fait classe à part : les prions. Chacun de ces types d'organismes possède des caractéristiques biologiques qui leur sont propres et qui influent sur leur capacité à résister ou non à la présence de désinfectants

III.5.3.3 Indications :

La désinfection est pratiquée en milieu hospitalier pour (79) :

-Les surfaces : locaux et mobiliers, surfaces horizontales et verticales en services d'hospitalisation,

-Les isolements septiques : dans les services à risque infectieux,

-Les isolements protecteurs : dans les services propres tels que les blocs opératoires, les services hébergeant des patients immunodéprimés,

-Le matériel médico-chirurgical et l'instrumentation : dans ce cas, il s'agit d'une procédure de désinfection en remplacement d'une procédure de stérilisation, lorsque cette dernière est rendue impossible.

III.5.4 Conditionnement :

La Pharmacopée Française (J.O. du 28 janvier 1981) définit le conditionnement du matériel médico-chirurgical stérile comme étant : « Un protecteur individuel de stérilité pour l'unité d'emploi (qui est formé de l'objet muni de son protecteur individuel de stérilité) », « un emballage de protection pour l'unité protégée (qui est un ensemble d'unités d'emploi regroupées dans un emballage de protection) », « le contenu d'une unité protégée est déterminé de façon à être utilisé rapidement ». (71, 79).

Le conditionnement peut être précédé d'une étape de recombinaison d'un ensemble de dispositifs médicaux. Il s'agit d'une opération nécessaire pour que cet ensemble corresponde, lors de son utilisation pour le patient, à des critères de stérilité, de fiabilité, et de reproductibilité. L'ensemble des dispositifs médicaux est réuni et présenté dans les plateaux ou paniers [29].

Une fois cette étape effectuée, les dispositifs médicaux doivent être emballés avant leur passage dans le stérilisateur.

La stérilité est un état éphémère qu'il importe de maintenir grâce à un conditionnement mis en place avant le traitement dans le stérilisateur.

La présence obligatoire de ce conditionnement permet facilement de distinguer la stérilisation (avec maintien d'un état exempt de germes) de la désinfection pour laquelle le matériel est traité sans emballage, ce qui le met obligatoirement au contact des germes de l'environnement (air ambiant ou eau de rinçage) dès la sortie du bain de désinfectant.

III.6 Les procédés de stérilisation :

Après les étapes préliminaires et qui tendent à éliminer au maximum le nombre de germes existant sur le matériel ou instrument à stériliser car « on ne stérilise bien que ce qui est propre ».

L'agent stérilisant est une « entité physique ou chimique ou combinaison d'entités, ayant une activité microbienne suffisante pour obtenir la stérilité dans des conditions définies », La stérilisation au stade terminal est le « procédé par lequel le produit est stérilisé dans son système de barrière stérile »(82).

Le personnel manipulant les autoclaves doit avoir reçu une formation adéquate.

Après la sortie du stérilisateur, la charge est laissée en attente jusqu'à refroidissement à la température ambiante, car à la sortie du stérilisateur il est possible d'avoir un risque de recontamination. Les pores des emballages souples comme les sachets sont en effet encore ouverts avant le refroidissement.

La manipulation trop rapide par les mains du personnel peut entraîner un risque de pénétration des micro-organismes à l'intérieur de l'emballage. Une durée de 15 - 30 minutes d'attente avant la manipulation permet aux conditionnements de refroidir, ce qui évite également le risque de brûlure par les conteneurs. Le déchargement des paniers et la manipulation des objets stérilisés sont faits avec précaution.

La méthode de stérilisation choisie tient compte de la nature du dispositif médical et des recommandations du fabricant (81, 83).

III.6.1 Stérilisation par la chaleur pour les DM qui résistent à la chaleur :**III.6.1.1 Stérilisation par la chaleur sèche****III.6.1.1.1 Indications :**

Tout matériel thermorésistant risquant d'être détérioré en présence de vapeur d'eau (71) :

- Instruments nickelés, chromés,
- Instrument en acier
- Certains verres.

III.6.1.1.2 Contre-indications :

La stérilisation par la chaleur sèche est contre indiquée pour (84) :

- Instruments en acier inoxydable,
- Compresses,
- Liquides,
- Tout matériel pouvant être suspecté d'être porteur d'ATNC.

III.6.1.1.3 Appareillage :

- Stérilisateur à air chaud « Poupinel »

III.6.1.1.4 Avantages et inconvénients :**Avantage:**

- Moyen très simple de stérilisation, peu coûteux.
- Moyen fiable si tous les paramètres sont maîtrisés.(71)

Inconvénients :

- Inefficacité vis-à-vis des prions.
- Moyens de conditionnement non adaptés à la stérilisation :
 - boîtes sans joint et sans filtre,
 - sachets non pelables.
- L'air étant très mauvais conducteur de la chaleur, des différences de température très importantes peuvent être atteintes entre le haut et le bas du stérilisateur. Le mode de chargement et la présence d'un ventilateur sont des éléments clés.
 - Moyens de contrôle non satisfaisants : pas d'enregistrement de la température en fonction du temps.
 - Cycles longs.

Ces problèmes majeurs :

- Ont conduit à interdire la stérilisation des dispositifs médicaux par air chaud dans les établissements de santé
- En dehors de ce champ, doivent réserver la stérilisation au Poupinel uniquement au matériel non inoxydable, en dehors de tout risque décontamination par des prions.
- Doivent mener à abandonner le Poupinel au profit

III.6.1.2 Stérilisation par la chaleur humide (Autoclave)

La stérilisation à la chaleur humide au moyen de vapeur d'eau saturée est le procédé de stérilisation à recommander car le plus fiable et le plus facile à valider et à contrôler. Elle représente donc le premier choix pour le matériel résistant au vide, à l'humidité, aux températures et aux pressions élevées.

« La stérilisation à la vapeur d'eau est le **procédé de référence** pour la stérilisation en **milieu hospitalier**. » (71, 83).

III.6.1.2.1 Indications :

On doit toujours stériliser à la vapeur d'eau ce qui peut l'être, en particulier(85) :

- Textiles, pansements (tissé et non-tissé),
- Instruments chirurgicaux en acier inox,
- Verrerie,
- Caoutchouc,
- Certains plastiques.

III.6.1.2.2 Principe théorique :

Association de chaleur et d'eau (sous forme de vapeur saturée), réalisant une dénaturation protéique par hydrolyse partielle des chaînes peptidiques.

Distinguer 2 types de charges(84, 85):

- Charges à protection perméable (exemple : matériel dans un sachet papier) : la vapeur d'eau apporte la chaleur et l'eau.
- Charges à protection imperméable (exemple : solutés en flacons bouchés) : la vapeur d'eau apporte uniquement les calories, le contenu du flacon apporte l'eau.

III.6.1.2.3 Mise en œuvre :

Deux paramètres sont à prendre en considération : température et durée.

a) Température :

Obtenue par l'action de la vapeur d'eau à pression supérieure à la pression atmosphérique. Relation entre température et pression de vapeur d'eau saturée

(Loi de Regnault) (85, 86) :

Pression relative (bars)	0	1	2	3	4
Température (C) °	99,63	120,23	133,54	143,62	151,84

Loi valable uniquement pour la vapeur saturée. Dans le cas d'un mélange air/vapeur d'eau, les pressions partielles s'additionnent mais la température du mélange est inférieure à la température correspondant à la pression indiquée.

b) Précautions à prendre :

-Pendant la phase de stérilisation, régulation à partir de la température mesurée dans l'enceinte et non à partir de la pression.

-Évacuation complète de l'air, indispensable avant l'introduction de la vapeur, pour éviter poches d'air résiduel dans le matériel, responsables des défauts de stérilisation. Réalisée par des purges successives séparées par des injections de vapeur plutôt que par un seul vide. Très important pour le linge, se comportant comme un « piège à air ».

Selon la norme NF EN 285, la pression résiduelle dans l'enceinte doit être au maximum de 70 mbar avant l'admission de vapeur. Contrôle de la pénétration complète de la vapeur au cœur de la charge réalisé par le test de Bowie-Dick.

- Qualité de la vapeur d'eau : ne pas descendre au-dessous de 97 % de vapeur saturée dans l'enceinte.

-Éviter la vapeur surchauffée (par exemple dans le cas d'une double enveloppe régulée à température supérieure à la température de la cuve) ou la vapeur sursaturée (vapeur directe de chaufferie produite avec primage).

c) Durée :

L'effet bactéricide est proportionnel à la durée du traitement. Selon la Norme NF EN 554, les conditions de référence sont : 15 minutes à 121°C.

Il faudra choisir la température la plus élevée possible compatible avec le matériel (85).

La circulaire N°138 du 11 décembre 1995 (France) sur la prévention des risques de transmission des ATNC recommande en pratique de fixer de manière générale la durée de stérilisation à : 18 minutes à 134°C pour tout le matériel réutilisable. Il est toutefois possible d'adopter d'autres couples de durée et de température, par exemple : 125°C pendant 15 à 30 minutes (selon validation), pour le matériel ne pouvant supporter 134°C.

Ces couples température/durée ne sont pas équivalents en termes d'effet stérilisant.(71, 87, 88).

III.6.1.2.4 Appareillage :

Le stérilisateur permet de traiter du matériel emballé dans un conditionnement qui garantit le maintien de l'état stérile : dans le cas du matériel conditionné dans un emballage perméable à la vapeur, les appareils sont soumis à la norme NF EN285 (89, 90).

Selon la Directive 93/42 CEE, les stérilisateur destinés à fonctionner dans l'environnement du patient sont considérés comme des dispositifs médicaux, soumis au marquage CE à compter du 14 juin 1998 (classe IIa) (91).

III.6.1.2.5 Description du cycle de stérilisation :

L'autoclave fonctionne selon un "cycle de stérilisation" qui comporte les étapes suivantes :

- le préchauffage de l'enceinte et de ses parois, qui évite la condensation de vapeur au niveau de la charge qui sinon risquerait de sortir humide en fin de cycle,
- la purge de l'appareil et la réalisation du vide pour chasser l'air de l'enceinte (très mauvais conducteur de chaleur) et pour obtenir des vapeurs saturantes,
- la montée en température et en pression de la vapeur d'eau,
- la stérilisation qui commence lorsque la température et la pression choisies sont atteintes et s'achève lorsque celles-ci diminuent,
- le séchage par le vide qui permet d'évacuer la vapeur d'eau,
- le retour à la pression atmosphérique pour permettre l'ouverture de la porte.

En pratique, deux types de cycles de stérilisation sont utilisés :

- a) **Cycle thermosensible** : stérilisation a 121°C pendant 20 minutes pour les objets sensibles à la chaleur
- b) **Cycle classique** : stérilisation a 134°C pendant 18 minutes pour tous les autres matériels thermorésistants.

III.6.1.2.6 Avantages et inconvénients :**- Avantages :**

Méthode de choix en stérilisation hospitalière, car : (71, 85)

• Sûre, sous réserve de mise en œuvre par du personnel qualifié et de l'entretien régulier des appareils.

- Simple à mettre en œuvre.
- Rapide.
- Économique.
- Ne laissant aucun résidu toxique.

- Inconvénients :

- Méthode réservée aux produits thermostables.
- Peut accélérer le vieillissement de certains matériaux (élastomères en particulier).
- Appareillage assez coûteux, réglementation stricte (85).

III.7 Principes pour mener à bien une « bonne stérilisation » : (71)

✓ « La spore représente la base du monde réel ; le prion représente la base du monde virtuel »

✓ « La stérilisation n'est pas un acte magique »

✓ « La stérilisation par la vapeur d'eau est le procédé de référence »

✓ « On ne stérilise bien que ce qui est propre »

✓ « On ne stérilise bien que ce qui est sec »

✓ « C'est de l'emballage que dépend la conservation de l'état stérile »

✓ « Toute stérilisation doit faire l'objet de contrôle »

✓ « A lui tout seul, un contrôle correct ne peut affirmer la stérilité d'une charge ; à lui tout seul, un contrôle fiable peut prouver une défaillance »

✓ « Toute stérilisation ou toute désinfection doit être tracée »

✓ La stérilité d'un produit n'est pas négociable car la sécurité du malade n'est pas négociable.

III.8 Livraison des DM :

La livraison aux services se fait au fur et à mesure de leurs besoins, matérialisés par bon de commande servant à identifier la nature et la quantité des DM livrés, ainsi la date et le lieu de livraison.

Le transport du matériel stérile doit être réalisé dans des conditions ne risquant pas d'endommager le conditionnement (perte de stérilité) ou le dispositif médical (perte de fonctionnalité). Afin d'être protégé, les unités doivent être transportés dans des bacs clos, de préférence d'une couleur différente de celle des bacs servant au transport des dispositifs pré-désinfectés.

A défaut de bacs clos, les chariots de transport doivent être fermés (armoires mobiles). Les bacs et chariots doivent être régulièrement nettoyés et désinfectés en stérilisation centrale, le personnel du service de stérilisation ayant « vocation » à effectuer les livraisons dans les services (80).

Etude Pratique

I. Problématique, but et objectif de l'étude :

I.1 Problématique :

L'infection du site opératoire figure parmi les trois causes les plus fréquentes des infections nosocomiales, y contribuant entre 20-33%(92, 93) et avec une prévalence de 4-12% , ces ISO sont secondaire à une contamination du bloc opératoire(93, 94) et ont par fois des conséquences dévastatrices à savoir :

- un allongement ou une prolongation du séjour hospitalier significative allant d'une durée moyenne de 7 à 10 jours et qui peuvent atteindre 20 à 30 jours pour les infections graves, ou plus loin à la morbidité et parfois même à la mortalité du patient.(94, 95)
- Retard de la cicatrisation et la guérison suite à la contamination de la plaie.(96)
- Augmentation des couts de la prise en charge.(97)

La contamination du site opératoire survient le plus souvent au tour de la période per-opératoire. Elle provient de la flore du patient (au niveau ou à distance du site opératoire avant incision) et de celle du personnel.

Les flores normales de la peau, à l'origine des infections endogènes du sujet opéré constituent le réservoir principal de micro-organismes en chirurgie propre. Un deuxième réservoir, responsable des infections exogènes, est constitué par les flores résidentes et transitoires sur les mains, la peau et les muqueuses du personnel présent au tour de l'intervention.

La flore de l'environnement inerte a été aussi responsable de certaines épidémies, à partir de solutions antiseptiques ou d'instruments contaminés.(94, 95)

Les agents étiologiques les plus courants sont: *S. aureus* (30%), le *Staphylococcus* à coagulase négative (14%), *Enterococcus spp.* (11%), *E. coli* (10%), *P. aeruginosa* (6%), *Enterobacter spp.* (4%), *K. pneumoniae* (3%) et *Candida spp.* (2%)(98).Cependant, les diverses mesures pré, intra et postopératoires qui aideront à minimiser le risque de ISO (7) ne sont pas pris en compte voir parfois totalement négliger.

Ainsi la relation entre l'hygiène du bloc opératoire et le risque infectieux postopératoire n'est plus à discuter.

Pour cela on a pris le service de chirurgie B comme exemple où nous avons évalué l'hygiène de son bloc opératoire en ce qui concerne :

- Le personnel
- l'environnement du bloc opératoire
- les instruments chirurgicaux

I.2 Type d'étude :

C'est une étude descriptive transversale

I.3 Objectif de l'étude :

Principale:

Une évaluation de l'hygiène au niveau du bloc opératoire du service de chirurgie générale « B ».



Figure 2 : Bloc opératoire du service de chirurgie générale B.

Secondaires :

1. Evaluer la qualité du lavage chirurgical du personnel médical au niveau du bloc opératoire du service de chirurgie B.
2. Evaluation de la qualité de stérilisation du matériel chirurgical du service de chirurgie B

3. Evaluer les habitudes et le circuit du personnel au bloc opératoire du service de chirurgie B.
4. Déterminer de la flore bactérienne de l'environnement chirurgicale du service de chirurgie B.

II. Matériels et méthodes :

II.1 Type, lieu et période de l'étude :

Il s'agit d'une enquête microbiologique, qui a été réalisée au niveau du service de chirurgie générale « B » « CHU Tlemcen » durant une période de deux mois du 21/01/2019 au 28/03/2019.

II.2 Population de l'étude:

Echantillonnage :

Parmi le personnel médical du bloc opératoire du service de chirurgie B (médecins chirurgiens, médecins résidents) qui compte 18 médecins, on a tiré au sort 9 parmi eux qui ont participé à l'enquête bactériologique sur la qualité du lavage chirurgical des mains à savoir :

- Trois professeurs
- Trois maitres assistants
- Trois résidents

II.3 Environnement du bloc opératoire :

Les surfaces du bloc opératoire

Eau pour la désinfection des surfaces et la stérilisation des instruments.

Le matériel chirurgical : instrument chirurgical.

II.4 Critères d'inclusion et d'exclusion

Critères d'inclusion

L'équipe médicale qui participe à l'intervention chirurgicale du patient :

- Résidents
- Chirurgiens

Critères d'exclusion :

- Les anesthésistes
- Les IBODE
- Les infirmiers

II.5 Critères de jugement :

Analyse des habitudes d'hygiène du personnel soignant au sein du bloc opératoire du service de chirurgie générale « B » par un formulaire.

Analyse bactériologique : des prélèvements des mains des chirurgiens, des surfaces du bloc opératoire, de l'eau, et des instruments chirurgicaux stérilisés jugé par :

- Présence ou absence de culture microbienne.
- Numération des colonies.
- Présence ou absence de microorganisme pathogène ou non.
- Diamètre d'inhibition de la croissance bactérienne (antibiogramme).

II.6 Collecte et analyse des données :

Les données du questionnaire sont saisies par le logiciel « Excel » version 16, analysées par le logiciel « SPSS » version 21.

II.7 Variable à étudier :

Pour le questionnaire

Identification du cas : grade

Hygiène du cas : la tenue, les ongles, la brosse, essuie mains, solution hydro-alcoolique

Pour lavage des mains :

- La présence ou l'absence de microorganisme pathogène
- Le nombre de colonie avant et après le lavage

La contamination ou non de l'eau

La contamination ou non du matériel

La contamination ou non des surfaces

II.8 Ethique :

On a pris en considération les règles de consentement et la confidentialité des résultats.

Il n'y a pas eu de conflits d'intérêt.

II.9 Dérroulement de l'étude :

II.9.1 Etude sur l'hygiène des mains :

II.9.1.1 Méthodologie de prélèvement :

Nombre de prélèvements :

36 prélèvements (18 prélèvements avant lavage chirurgicale et 18 prélèvements après le lavage chirurgical) ont été effectués sur 9 candidats choisis par un tirage au sort parmi la population totale des médecins et des résidents à savoir :

- Trois professeurs
- Trois maitres assistants
- Trois résidents

Les prélèvements ont été effectués sur deux jours tirés au sort parmi le programme opératoire de la semaine durant la période du 21/01/2019 au 10/02/2019.

Temps du prélèvement :

Nous avons effectué les prélèvements à 08 :30 du matin correspondant à la première intervention, avant et après le lavage chirurgical des mains réalisé ; sur 2 jours non consécutifs choisis au hasard.

Lieu de prélèvement :

La salle de lavage des mains au bloc opératoire.



Figure 3 : Salle de lavage chirurgical des mains du service de chirurgie B.

Technique et modalités de prélèvement :

On a respecté les modalités de prélèvements suivantes :

1. le respect des règles d'alliage et d'hygiène des mains de la zone à environnement maîtrisé.
2. Le préleveur porte un masque chirurgical à usage unique afin de ne pas contaminer l'écouvillon
3. Positionnement face au prélevé.
4. L'ouverture de l'écouvillon pratiqué au dernier moment, imbibé avec de sérum physiologique à 9‰ puis remis à la fin du prélèvement sans toucher les parois du couvercle.(99)

Remarque : l'humidification de l'écouvillon stérile à l'aide de l'eau physiologique 9‰ améliore le relargage des bactéries.(100-102)

5. un écouvillonnage au niveau de la face palmaire, au niveau des ongles et entre les doigts pour les mains droites et gauches avant lavage et après séchage par une serviette à usage unique (la technique du lavage a été effectuée selon les habitudes du service citée si dessous).

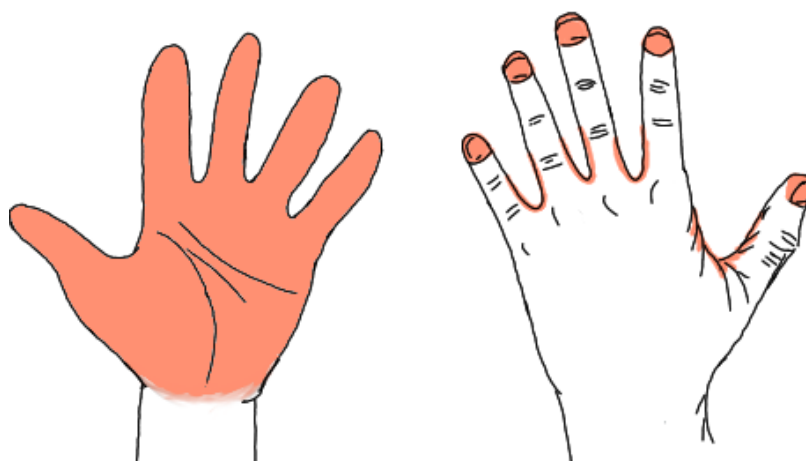


Figure 4 : Les zones prélevées au niveau des mains des chirurgiens.

6. les prélèvements effectués ont été étiquetés et transportés au laboratoire de microbiologie CHUT dans un délai de 2h maximum.

II.9.1.2 Analyse de la technique de lavage chirurgical :

Un médecin a été choisi au hasard avant son entrée pour une intervention chirurgicale et chez qui nous avons réalisé un support vidéo expliquant la technique standard du lavage chirurgical des mains au niveau de service de chirurgie B.

II.9.1.3 Remplissage d'un questionnaire évaluant les connaissances des bons gestes du lavage des mains

Ce questionnaire a été rempli par le personnel du service visant à évaluer leur connaissance du protocole standard international de lavage des mains. (Annexe 7)

II.9.1.4 Analyse bactériologique de l'eau pour lavage chirurgicale :

Pour cette analyse, nous avons fait appel à l'équipe de laboratoire d'hygiène du CHU de Tlemcen qui nous a aidés par leurs moyens à effectuer une analyse bactériologique de l'eau.



Figure 5 : Laboratoire de l'Hygiène CHU Tlemcen.

II.9.1.5 Formulation utilisé pour le lavage chirurgicale :

Détermination du produit utilisé et la conformité de son activité antimicrobienne vis-à-vis des normes européennes (EN 12791).

II.9.2 Étude sur l'hygiène de l'environnement :

II.9.2.1 Les surfaces :

II.9.2.1.1 La technique de désinfection des surfaces :

Avant de réaliser les prélèvements, nous avons analysé la méthode utilisée par les techniciennes du bloc de service de chirurgie B de CHU Tlemcen pour la désinfection des surfaces ainsi que les produits utilisés.

II.9.2.1.2 Évaluation des pratiques au bloc opératoire :

Dans le cadre de la démarche qualité mise en place au bloc opératoire, la réalisation de prélèvements d'environnement doit s'accompagner d'une évaluation des pratiques.(59)

Nous avons analysé, le circuit du patient, des déchets, matériel et les habitudes du personnel.

II.9.2.1.3 Prélèvement des surfaces :

Nombre de prélèvements :

33 prélèvements dans la zone à environnement maîtrisé (bloc opératoire) dont:

- 22 prélèvements au niveau de la salle opératoire :
 - ✓ 11 prélèvements à l'ouverture du bloc hors présence humaine.
 - ✓ 11 prélèvements à la fin de la première l'intervention après le nettoyage et la désinfection.
- 11 prélèvements à l'ouverture du bloc hors présence humaine en dehors de la salle opératoire.

Temps de prélèvements :

Les prélèvements ont été réalisés à un jour choisi au hasard parmi le programme opératoire de la semaine durant la période du 11/02/2019 au 28/02/2019.

- Au niveau de la salle opératoire :
 - ✓ Le matin à l'ouverture du bloc a 8h :15min.
 - ✓ A 9h : 30min du matin entre les interventions.

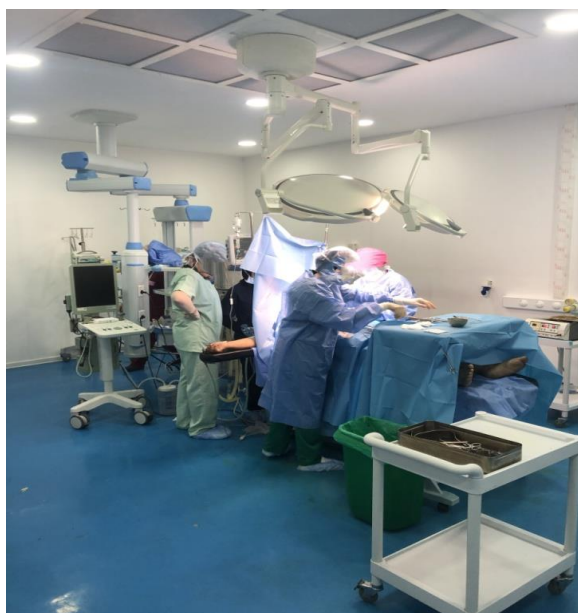


Figure 6 : Salle opératoire 2 du service de chirurgie B.

Tableau 6 : Surfaces prélevées

Zone à environnement maîtrisé (bloc opératoire)	
Au niveau de la salle opératoire	en dehors de la salle opératoire
<ol style="list-style-type: none"> 1. deux coins du sol de la salle opératoire 2. La table opératoire 3. Le petit et grand scialytique 4. Guéridon 5. Masque 6. Commande non manuelle de l'ouverture de la porte. 7. Scope 8. Roue de la table opératoire 9. Sol de la salle opératoire 	<ol style="list-style-type: none"> 10. Le poignet de la porte d'entrée principale du bloc opératoire 11. Le sol de la salle d'habillage principale 12. Jonction mur-sol du couloir principale de bloc opératoire 13. Sol avant et après la première ligne où le personnel doit mettre les bottes le masque et le calot 14. Porte d'entrée et de sortie de la salle de réveil 15. Sol de la salle de réveil 16. Première Porte après la première ligne ou le malade franchi la ligne rouge. 17. Sol après la première ligne ou le malade franchi la ligne rouge 18. Couloir entre la salle opératoire et la salle de réveil

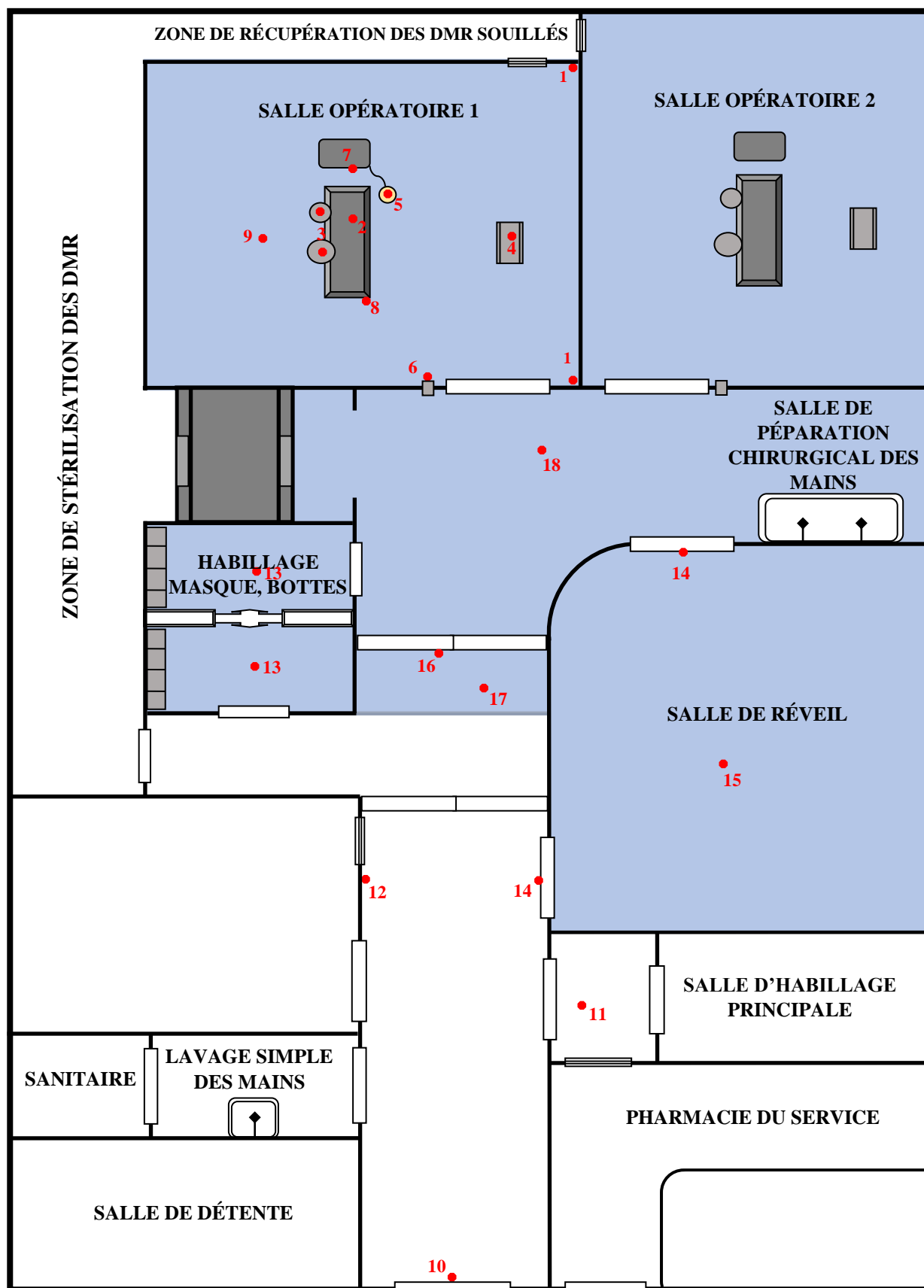


Figure 7 : Localisation des points de prélèvements sur cités dans tableau 6.

Technique et modalités de prélèvement :

Le bloc opératoire a normalement subi un nettoyage et une désinfection et un traitement de l'air la veille à la fin des interventions et fermé.

Nous avons respecté les techniques et modalités suivantes :

1. Un respect du circuit du bloc opératoire dont un lavage antiseptique des mains correctement effectué avec un habillement stérile (tenue de bloc, calots, bavettes, bottes, gants stériles).
2. port d'un masque chirurgical à usage unique afin de ne pas contaminer l'écouvillon.
3. L'écouvillon a été ouvert au dernier moment puis remis à la fin du prélèvement sans toucher les parois du couvercle.
4. Les prélèvements ont été effectués sur toutes les surfaces horizontales, l'éclairage, la table opératoire, la table d'instrument, les objets relais (scope, masque d'oxygène...). Entre les interventions, les prélèvements ont concerné en plus l'environnement proche du patient à 1,5m² autour de la table opératoire. il est indispensable de prélever au niveau des jonctions murs-sol.
5. L'endroit choisis pour le prélèvement été d'une surface de 25 centimètres carrés :
Passage de l'écouvillon qui a été imbibé avec de sérum physiologique à 9‰ avant le prélèvement en stries parallèles rapprochées sur la surface à prélever en faisant tourner légèrement l'écouvillon , nous avons préconisé un angle de 45° , une pression constante et un balayage de la surface suivant une technique indiqué dans la norme NF EN ISO 14 698-1(99) et répéter l'échantillonnage de la même zone par des stries perpendiculaires aux premières.

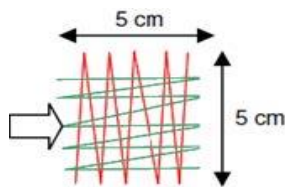


Figure 8 : Représentation schématique d'un prélèvement de surface par écouvillonnage.

6. Les prélèvements effectués ont été étiqueter et transporter au laboratoire de microbiologie CHUT dans un délai de 2h maximum.

II.9.2.2 Prélèvement de l'eau :

Pour cette analyse, nous avons fait appelle à l'équipe de laboratoire d'hygiène du CHU de Tlemcen qui nous a aider par leurs moyens à effectuer un prélèvement et une analyse bactériologique de l'eau.

II.9.3 Étude sur la stérilisation du matériel

II.9.3.1 Analyse de la technique de stérilisation du matériel chirurgical :

Avant de réaliser les prélèvements, nous avons analysé la méthode utilisée par les techniciennes du bloc de service de chirurgie B de CHU Tlemcen pour la stérilisation du matériel ainsi que les produits et les moyens utilisés.

II.9.3.2 Prélèvement du matériel chirurgical :

Nombre de prélèvements :

On a tiré au sort deux journées. Dans chaque journée on a pris une boîte tiré au sort parmi les 6 boîtes utilisées dans les 6 interventions du programme opératoire.

17 prélèvements ont été réalisés (**Tableau 7**).

Tableau 7 : instruments prélevés

Boite 1	Boite 2
<ol style="list-style-type: none"> 1. L'intérieur de la boîte 2. Couvercle boîte 3. Cupule 4. Far à bœuf 5. Pince à disséquer 6. Ciseau 7. Duval 8. Bingo 9. Suceur 10. Dissecteur 	<ol style="list-style-type: none"> 1. L'intérieur de la boîte 2. Couvercle boîte 3. Cupule 4. Far à bœuf 5. Pince à disséquer 6. Ciseau 7. Pince

Temps :

A l'ouverture de la boîte d'instruments chirurgicaux pour une intervention choisie au hasard.

Lieu :

Dans la salle opératoire à l'ouverture de la boîte du matériel chirurgical stérilisé sur la table d'instruments.

Technique et modalités de prélèvement :

Nous avons appliqué les techniques et modalités suivantes :

1. Respect des règles d'alliage et d'hygiène des mains de la zone à environnement maîtrisé.
2. Le type de lavage réalisé est un lavage antiseptique des mains.
3. Les prélèvements par écouvillonnage dans l'air traité ont été effectués au centre et à la périphérie de la boîte après son ouverture ainsi que les instruments lors de l'arrangement du matériel par la panseuse sur la table d'instrumentation.
4. Les instruments ont été choisis au hasard une fois placés sur la table d'instruments.
5. Humidification de l'écouvillon stérile à l'aide de l'eau physiologique 9‰(99), puis le faire passer en stries parallèles rapprochées, en faisant tourner légèrement l'écouvillon mouillé sur le matériel choisi.
6. Avec la répétition de l'échantillonnage de la même zone du matériel par des stries perpendiculaires aux premières.(103)
7. L'écouvillon a été ouvert au dernier moment puis remis à la fin du prélèvement sans toucher les parois du couvercle.
8. Les prélèvements effectués ont été étiquetés et transportés au laboratoire de microbiologie CHUT dans un délai de 2h maximum.

II.9.4 Méthodologie d'analyse microbiologique :

L'analyse microbiologique concerne les prélèvements effectués sur les mains, les surfaces et le matériel chirurgical.

II.9.4.1 Lieu de l'analyse microbiologique :

Au niveau du « **Laboratoire Centrale** » service de « **Microbiologie** » CHU Tlemcen.



Figure 9 : Laboratoire centrale CHU Tlemcen.

Cette analyse à permet de

- quantifier les micro-organismes de la flore aérobie revivable présents dans l'échantillon,
- isoler un éventuel micro-organisme pathogène ou potentiellement pathogène, l'identifier et tester sa sensibilité aux ATB.

II.9.4.2 Protocole d'analyse :

II.9.4.2.1 Technique d'ensemencement :

L'ensemencement a été réalisé de la manière suivante :

- ✓ Directement par épuisement de l'écouvillon sur le(s) milieu(x) choisi(s) (GN et GSF) en effectuons la méthode des quadrants.
- ✓ Remplissage de l'écouvillon par un bouillon nutritif pour enrichissement.
- ✓ Incubation des boites de pétri et des écouvillons dans l'étuve à 37°C pendant 24 heures
- ✓ Récupération des écouvillons après 24 heures puis lancement des enrichissements sur le(s) même(s) milieu(x) choisi(s) quand les boites mères sont négatives.
- ✓ Incubation de ces boites d'enrichissements à l'étuve pendant 24 heures à 37°C.

II.9.4.2.2 Lecture des boites :

- a. 1ère lecture : après 24 à 48 heures d'incubation :
 - Dénombrer la flore totale en dénombrant toutes les colonies présentes sur la gélose
 - Identifier les bactéries potentiellement pathogènes ou pathogènes avec les techniques usuelles de bactériologie ;
- b. 2ème lecture : après 48 à 72 heures d'incubation :
 - dénombrer la flore totale qui a pu évoluer depuis la 1ère lecture et, si de nouvelles colonies de bactéries potentiellement pathogènes sont apparues, les identifier comme précédemment.
 - Lecture et dénombrement des boites d'enrichissements effectué et comparaison avec la flore présente sur les boites mères
- c. Les résultats de la lecture sont :
 - qualitatifs : présence/absence,
 - quantitatifs, pour les surfaces sont exprimés en nombre d'unité formant colonie par surface prélevée. Ils s'expriment en UFC/surface prélevée (au moins 20 cm² (99)). Les résultats sont validés par un responsable habilité du laboratoire de microbiologie(104).

II.9.4.2.3 Identification des colonies :

Après un isolement des colonies on a procédé comme suit

II.9.4.2.3.1 Coloration de gram :

a. Principe :

C'est une double coloration qui permet de connaître la forme et le mode de regroupement des bactéries, elle permet aussi de classer les bactéries selon leur capacité à fixer le violet de gentiane.

Certaines bactéries, dites à Gram positifs, résistent à la décoloration par l'alcool.

Alors que les autres, appelées bactéries à Gram- sont rapidement décolorées

Cette méthode repose sur une différence fondamentale entre la composition chimique des parois des bactéries à Gram+ et à Gram-.en effet, la paroi s'interpose comme une barrière pour empêcher l'accès du cytoplasme (sur lequel se fixerait le colorant) aux agents décolorants et à l'élution du complexe coloré. L'incapacité des bactéries à Gram- à interdire cet accès résulte de la teneur élevée de leur paroi en lipides qui sont facilement dissous dans l'alcool ; celui-ci passe à l'eau facilement à travers la membrane bactérienne, dissout le complexe coloré, l'élimine et laisse la cellule incolore qui sera par la suite coloré en rose par la fuschine.

b. Réalisation du frottis :

Une goutte d'eau distillé stérile est déposée sur une lame en verre.une colonie isolée est ajoutée à l'aide d'une pipette pasteur stérile, étalée à la surface de la lame puis fixée à la chaleur à coté d'un bec BUNSEN.

c. Réalisation de la coloration :

- Coloration par le violet de gentiane environ d'une minute, puis rinçage à l'eau.
- Mordançage au lugol environ : 30 secondes à une minute, puis rinçage à l'eau.
- Décoloration à l'alcool 95° pendant 10 à 30 secondes, puis rinçage à l'eau.
- Recoloration à la fuschine pendant une minute, puis lavage à l'eau.
- Séchage de la lame

-Enfin l'observation au microscope optique avec l'application d'une goutte d'huile à immersion objectif x100.

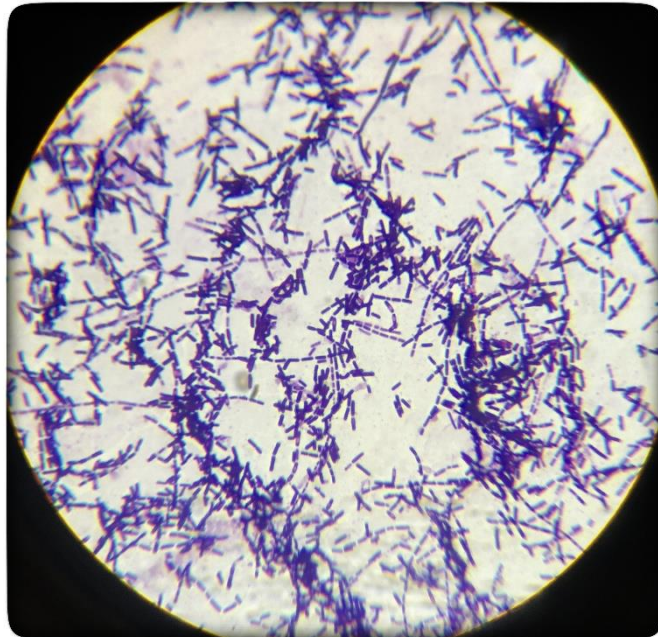


Figure 10 : Bacille à Gram positif observé sous microscope optique.

II.9.4.2.3.2 Test biochimique :

A. Test à la catalase

A.1. Principe :

La catalase a la propriété de décomposer l'eau oxygénée H_2O_2 avec dégagement d' O_2 .



A.2. Technique :

On dépose une goutte d'eau oxygénée sur une lame à laquelle on ajoute quelque colonie de bactéries

A.3. Lecture :

Le dégagement immédiat des bulles d'oxygène se traduit par la présence d'une catalase.

B. Test PASTOREX STAPH-PLUS :

B.1. Principe :

Le réactif PASROREX SATPH-PLUS permet la recherche simultanée :

- Du facteur d'affinité pour la fibrinogène que l'on désigne sous le nom de coagulase liée ou "Clumping factor".
- De la protéine A qui possède une affinité pour le "Fragmant cristallisable" (Fc) des immunoglobulines gamma (IgG).
- Des polysaccharides capsulaires de *Staphylococcus aureus*.

-en présence de souches de *Staphylococcus aureus* possédant un ou plusieurs des antigènes cités au dessus, la suspension de Pastorex Staph-Plus s'agglutine fortement en moins de 40 secondes en présentant de gros agglutinats aisément lisibles à l'œil nu.

-la capacité du réactif PASTOREX STAPH-PLUS à reconnaître les polysaccharides capsulaires, lui permet d'identifier avec une très grande sensibilité aussi bien les souches de *Staphylococcus aureus* sensibles à la pénicilline, que les souches résistantes à la pénicilline qui sont de plus en plus souvent responsables d'infections nosocomiales graves.

B.2. Technique :

On homogénéise bien les réactifs latex.

On dépose une goutte de réactif latex test dans un des cercles de la carte d'agglutination.

On dépose une goutte de réactif latex témoin négatif sur un autre cercle

On prélève une colonie de dimension moyenne avec une ôse et l'émulsionner dans la goutte de latex pendant 10 secondes.

On procède de la même façon pour latex témoin négatif.

On homogénéiser par rotation douce de la carte et observé durant 30 secondes en tenant la carte sous un éclairage normal, puis on effectue la lecture.

On Jeter la carte dans récipient désinfectant.

Ne pas réutiliser.

B.3. Lecture et interprétation :

- Une réaction positive

Se traduit par la formation d'agrégats, uniquement avec le latex test, visible à l'œil nu sous un éclairage normal, au moins de 40 secondes, les agrégats de particules de latex peuvent être de taille plus au moins importantes avec un fond rose plus au moins laiteux.



Figure 11 : PASTOREX positif.

- Une réaction négative

Dans ce cas la suspension ne présente pas d'agrégats et gardera son aspect laiteux avec les deux réactifs : latex test et latex témoin négatif.

- Résultats non interprétables :

L'indication d'un résultat non interprétable est donné dans le cas d'une agglutination de la suspension dans les deux réactifs latex test : latex test et latex témoin négatif.

Dans ce cas, il faut rechercher la présence de la coagulase libre et de la DNase thermostable.

C. Test à la coagulase :

C.1. Principe :

La production de coagulase libre par *Staphylococcus aureus* provoque une coagulation de plasma qui se traduit par la formation d'un culot de coagulation.

C.2. Technique :

- A partir d'une culture de la souche à étudier, on réalise une subculture en bouillon nutritif ordinaire.
- On incube la culture 18 heures à 37°C
- On mélange dans un tube à hémolyse 0,5 ml de plasma reconstitué et 0,5 ml de la culture
- On incube le mélange à 37°C pendant 24 heures
- Certaines préparations de bouillon ordinaire, nonensemencées, mélangées au plasma de lapin peuvent entraîner une coagulation de celui-ci. Il est donc indispensable de faire au préalable un témoin bouillon-plasma.



Figure 12 : Flaçon de plasma de lapin.

C.3. Lecture :

Les souches de *Staphylococcus aureus* provoquent la coagulation du plasma en un temps variant d'une demi-heure à 24 heures.

La prise en masse du plasma est généralement totale, au point que le tube peut être retourné.

Un caillot moins compact visible avant 24ème heure doit être considéré comme positif.

D. Test à l'oxydase :

D.1. Application :

Test de détection de l'enzyme cytochrome oxydase chez les bactéries Gram négative qui produisent cette enzyme, telles que *Neisseria* ou *Pseudomonas*.

D.2. Principe :

En présence de cytochrome oxydase, N,N,N',N', tetramethyl-p-phenylenediamine dihydrochloride (incolore) forme un composé coloré en bleu.

D.3. Technique :

À l'aide de pinces on place un disque d'oxydase sur une lame port objet.

On Choisi une colonie bien isolée et représentative de la culture fraîche a tester.

On prélève la colonie choisie à l'aide d'un bâtonnet ou d'une ôse.

Ne pas utiliser d'ôse de métal (à l'exception du platine) cela peut provoquer des réactions faussement positives.

On frotte doucement la colonie sur le disque.

D.4. Lecture :

- Réaction positive :

Coloration bleu foncé a violet apparaissant dans un délai de 30 secondes.

- Réaction négative :

Absence de coloration ou coloration au-delà de 30 secondes.

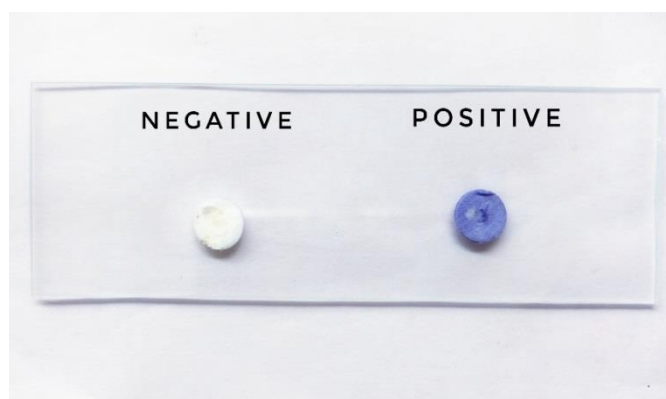


Figure 13 : Test d'oxydase.

E. La TSI agar test (Triple Sugar Iron Agar):

E.1. Principe :

Le principe du milieu repose sur l'aptitude ou l'incapacité des entérobactéries à fermenter le glucose (avec ou sans dégagement de gaz), le lactose, le saccharose, et à réduire les sulfates en sulfures qui, en présence de fer, donne un précipité noir de sulfure de fer.

La TSI agar contient 3 glucides (glucose, lactose, saccharose). La fermentation de ces glucides provoque une production d'acide, qui est détectée par l'indicateur au rouge de phénol.

Des changements de couleurs en résultent, et le milieu vire au jaune en cas de production d'acide, ou au rouge en cas d'alcalinisation.

La formation d'acide dans le culot est due à la présence de deux sucres, le lactose et le saccharose, dont les concentrations sont beaucoup plus élevées que la concentration de glucose ; la formation d'acide à partir du glucose est inhibée par une oxydation rapide de la petite quantité d'acide présente dans la partie inclinée du tube, qui entraîne une réaction faisant passer le milieu à un pH neutre ou alcalin lorsque seul du glucose est fermenté. L'ajout du saccharose permet d'exclure certains coliformes et microorganismes. *Proteus* susceptibles d'attaquer le saccharose, mais pas le lactose, pendant une durée d'incubation de 24 à 48 heures.

En cas de pH neutre ou alcalin, l'acide sulfhydrique (produit à partir de thiosulfate de sodium) réagit avec le sel d'ammonium ferreux et entraîne la formation de sulfure de fer noir. Le chlorure de sodium maintient l'équilibre osmotique du milieu.

À l'origine, la formule de la gélose TSI est prévue pour une application en tant que milieu en tubes, avec un culot et une surface inclinée. Cette technique permet la différenciation du glucose, du lactose, et/ou des fermentas du saccharose et permet aussi de déceler la production éventuelle d'acide sulfhydrique.

E.2. Technique :

A partir de chaque boîte de milieu sélectif, on prélève le nombre de colonies préconisé et réisoler sur une gélose nutritive ordinaire afin d'obtenir des souches pures.

On incube à 37°C pendant 24 heures.

A partir de ces cultures pures on ensemence la pente du milieu par des stries et le culot par piqûre centrale à l'aide d'une pipette pasteur ou ôse bouclée préalablement stérilisée à la flamme.

On incubent en atmosphère aérobie à 37°C pendant 18 à 24 heures.

Ne pas incubent en atmosphère enrichie en dioxyde de carbone et ne pas dépasser les 24 heures d'incubation car cela risquerai de produire des résultats erronés



Figure 14 : Un tube TSI.

E.3. Lecture et interprétation :

On interprète les phénomènes se produisant de la manière suivante :

- Culot :

- Jaune : glucose positif (fermentation du glucose).
- Rouge ou inchangée : glucose négatif
- Noir : fermentation du sulfure d'hydrogène
- Bulle ou fissure : formation de gaz a partir du glucose

- Pente de la gélose :

- Jaune : lactose et/ou saccharose positif (utilisation de lactose ou saccharose).
- Rouge ou inchangée : lactose et ou saccharose négatif.

F. Test Urée-Indol :

F.1. Application :

Le milieu urée-indol permet la mise en évidence de l'uréase, du tryptophane désaminase, et de la production d'indole (le milieu contribue à la mise en évidence des caractères d'identification des entérobactéries).

F.2. Principe :

Les bactéries possédant une uréase transforment l'urée en carbonate d'ammonium entraînant une alcalinisation qui provoque une coloration rouge violacée du milieu en présence de rouge de phénol (indicateur de pH).

La production d'indole est mise en évidence par l'addition de réactif de KOVACS qui agit avec l'indole en donnant une coloration rouge dans la partie supérieure du milieu en cas de réaction positive.

La présence de tryptophane désaminase (TDA) est mise en évidence par l'addition de perchlorure de fer qui provoque une coloration brun rouge du milieu en cas de réaction positive.

F.3. Technique :

On distribue stérilement de 0,25 à 0,5 ml de milieu urée-indol dans les tubes à hémolyse chacun devant servir à l'étude de souches différentes et/ou à la réalisation de différents tests :

- Un premier tube peut, pour une souche donnée être utilisé pour la mise en évidence de l'uréase et pour la production d'indole.
- Un second tube est, pour cette même souche, réservé à la recherche de T.D.A.
- On ensemence chaque tube abondamment à partir d'une culture pure et fraîche prélevée sur un milieu d'isolement.
- On incube 24 heures à 37°C.

F.4. Lecture :

1. Recherche de l'uréase :

- ✓ **Présence d'une uréase** : le milieu vire au rouge violacé.
- ✓ **En absence d'uréase** : la coloration du milieu reste inchangée.

2. **Recherche de la production d'indole** : après 24 heures d'incubation, on verse 4 à 5 gouttes du réactif de KOVACS dans le tube de milieu urée-indol ensemencé : la présence d'indole est révélée par l'apparition d'une coloration rouge à la surface du milieu.

3. **Recherche de la T.D.A** : après 24 heures d'incubation, on verse dans le tube du milieu urée indol 1 à 2 gouttes de solution perchlorure ferrique :

- ✓ Une coloration brun rouge : TDA positif
- ✓ Une coloration jaune orangé : TDA négatif

G. Test pour la recherche de la beta galactosidase :

G.1. Application :

Les entérobactéries qui fermentent le lactose possèdent d'une part une beta galactoside perméase (enzyme nécessaire à la pénétration du lactose dans la bactérie), et d'autre part une beta galactosidase (enzyme permettant de scinder la molécule de lactose en glucose et galactose).

En l'absence de beta galactoside perméase une bactérie beta galactosidase (+) ne pourra exprimer son caractère lactose (+) (absence d'acidification des milieux lactosés). Dans ce cas, la détection de la bêta galactosidase peut être réalisée à l'aide d'un disque d'ONPG.

Ce test est un caractère de différenciation des entérobactéries, des *Vibrionaceae* ou bien encore de *Pseudomonas aeruginosa* séro groupe O: 11

G.2. Principe :

En présence de beta galactosidase l'orthonitrophényl-B-D-galacto-pyranoside (ONPG) incolore et scindé, et libère l'orthonitrophénol jaune en solution.

G.3. Technique :

1. Préparation de l'inoculum :

- Dans un tube à essai contenant 0,5 ml d'eau distillée stérile, on réalise une suspension dense avec 1 à 3 colonies pures fraîchement isolées sur un milieu lactosé.
- On met un disque d'ONPG dans cette suspension.

2. Incubation :

On incube dans l'étuve à 37°C

G.3. Lecture :

On observe toutes les 5 minutes pendant une heure : la grande majorité des réactions positives (couleur jaune) se produisent en 15 à 30 minutes.

On conserve dans l'étuve pendant 24 heures les tubes dont la couleur reste inchangée, des réactions tardivement positives pouvant être observé avec certaines souches.

II.9.4.2.4 Étude de la sensibilité de certaines souches trouvées

Pour tester la sensibilité des microorganismes nous nous sommes basé sur le standard des tests de sensibilité aux antibiotiques et ainsi que le standard de l'antibiogramme à l'échelle nationale de la médecine humaine et vétérinaire.(105, 106)

❖ Antibiogramme classique par diffusion des disques : (105)

➤ Milieu pour antibiogramme :

1. Couler le milieu Mueller-Hinton en boîte de pétri sur une épaisseur de 4mm.
2. Sécher les boîtes avant l'emploi.

➤ Préparation de l'inoculum :

1. A partir d'une culture pure de 18 à 24h sur milieu d'isolement approprié, racler à l'aide d'une anse de platine quelques colonies bien isolées et parfaitement identique.
2. Dans le cas de *Streptococcus spp* utilisé un écouvillon pour prélever plus facilement les colonies bactériennes.
3. Bien décharger l'anse ou l'écouvillon dans 5 à 10 ml d'eau physiologique stérile à 9‰.
4. Bien homogénéiser la suspension bactérienne, son opacité doit être équivalente à 0.5 MF ou a une D.O de 0,08 à 0,1 lue à 625 nm. L'utilisation d'un densitomètre est fortement souhaitable.

➤ **L'ensemencement :**

1. Tremper un écouvillon stérile dans l'inoculum.

L'essorer en le pressant fermement (et en le tournant) contre la paroi interne du tube, afin de décharger au maximum.

2. Frotter l'écouvillon sur la totalité de la surface gélosée, sèche, de haut en bas, en stries serrés

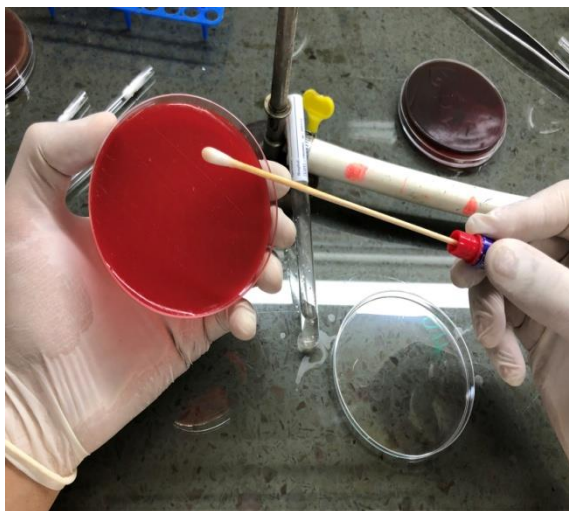


Figure 15 : Réalisation de nappe bactérienne pour le test de sensibilité aux antibiotiques.

Répéter l'opération 2 fois, en tournant la boîte de 60° à chaque fois, sans oublier de faire pivoter l'écouvillon sur lui même. Finir l'ensemencement en passant l'écouvillon sur la périphérie de la gélose.

Dans le cas où l'on ensemence plusieurs boîtes de pétri, il faut recharger l'écouvillon à chaque fois.

➤ **Application des disques d'antibiotiques :**

Il est préférable de ne pas mettre plus de 6 disques d'antibiotiques sur une boîte de 90mm.



Figure 16 : milieu Mueller-Hinton.

Presser les disques d'antibiotique avec l'applicateur chargé de cartouches des disques ou à l'aide de pince bactériologique stérile et ne pas déplacer les disques après application.



Figure 17 : Applicateur de disques d'antibiotique

La liste des antibiotiques à tester selon la bactérie isolée figure dans les tableaux de standard des tests de sensibilité aux antibiotiques.(106)

➤ **Conditions d'incubations :**

Respecter la température, l'atmosphère et la durée d'incubation recommandées pour chaque bactérie.

➤ **Lecture et interprétation :**

- Mesurer avec précision les diamètres des zones d'inhibition à l'aide d'un pied à coulisse.

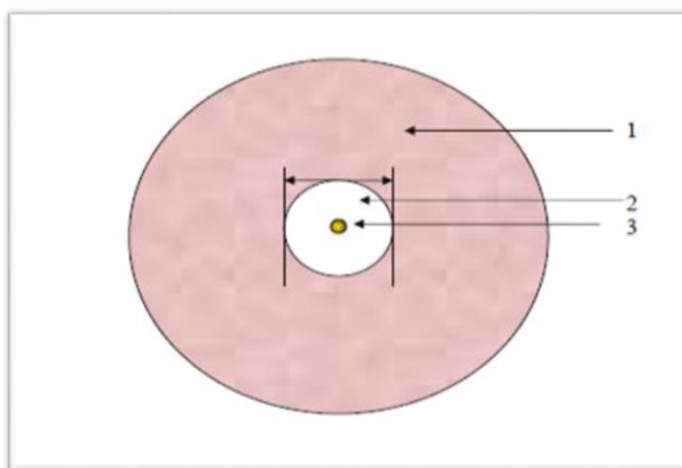


Figure 18 : Principe de la lecture d'un antibiogramme.

1 : Nappe microbienne, 2 : Zone d'inhibition en mm, 3 : Disque imprégné d'antibiotique.

- Pour les bactéries testées sur Mueller-Hinton simple, les mesures seront prises en procédant par transparence à travers le fond de la boîte de Pétri fermée.

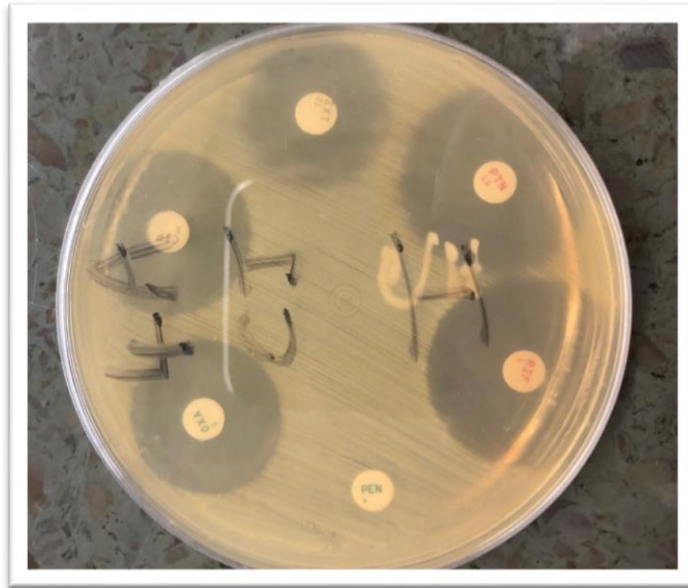


Figure 19 : Antibiogramme d'un Staphylocoque à coagulase négatif.

- Pour les bactéries testées sur Mueller-Hinton au sang. Les mesures de diamètres de zones d'inhibition seront prises, boîte de Pétri ouverte et bien éclairée.

- Comparer les résultats obtenus, aux valeurs critiques figurant dans les tables de lecture correspondantes.

- Classer la bactérie dans l'une des catégories Résistant (R), Sensible (S) ou Intermédiaire (I).

II.10 Matériels :

Tableau 8 : Matériel et réactifs utilisés.

Prélèvement	Analyse microbiologique	
Matériel	Matériel	Réactifs
<ul style="list-style-type: none"> • Gants stériles • Tenue de bloc • Cagoule • Masque • Solution hydro-alcoolique • Essuie mains • Ecouillons • Sérum physiologique à 9‰ 	<ul style="list-style-type: none"> • Bavettes • Boîtes de pétris • Densitomètre • Étuves • Gants • La hotte • Lames • Microscope optique • Pipettes Pasteur • Porte lame • Seringues • Tube TSI • Tubes stériles • Ôse 	<ul style="list-style-type: none"> • Eau oxygénée • Eau physiologique stérile • Huile à immersion • Indole • KOVACS • Réactifs pour coloration de Gram : <ul style="list-style-type: none"> - Violet de gentiane - Lugol, - Alcool 95°, - Fuchsine • Milieux de culture : <ul style="list-style-type: none"> - Gélose nutritive(GN) - Gélose au sang frais(GSF) - Gélose Muller-Hinton (MH) • Autres milieux sélectifs ont été utilisés : <ul style="list-style-type: none"> - Gélose Hecktoen - Gélose Mac Conkey • PASTOREX Staph Plus • Sérum de lapin • Urée • Disque d'oxydase : disque de papier absorbant imprégné de N,N,N ,N-Tetramethyl-p-phenylenediamine dihydrochloride. • Disque ONPG • Disques d'antibiotiques

III. Résultats :

III.1 L'hygiène des mains :

III.1.1 Technique de lavage au niveau du service de chirurgie B :

Les médecins commencent d'abord par mouiller les mains jusqu'au coudes.

Puis à l'aide d'une brosse bétadiner qui comporte deux faces une face cutanée et une face pour les phanères, les chirurgiens réalisent un frottement par la face cutanée de la brosse de l'extrémité des mains jusqu'à dix centimètres au dessus des coudes.

Ensuite ils se frottent les deux mains l'une avec l'autre, jusqu'aux coudes par le produit antiseptique générer par la brosse

Puis s'ensuit une étape de rinçage ou l'eau descend de l'extrémité des doigts jusqu'au coudes en maintenant les bras verticalement.

Enfin les médecins chirurgiens se sèchent les mains à l'aide de serviette à usage unique en la faisant tapoter sur les mains et les bras.

Toute cette opération se déroule pour une durée de 5 minutes.

III.1.2 Analyse bactériologique des prélèvements des mains :

Répartition des germes rencontrés avant et après lavage chirurgicale sur l'ensemble des médecins :

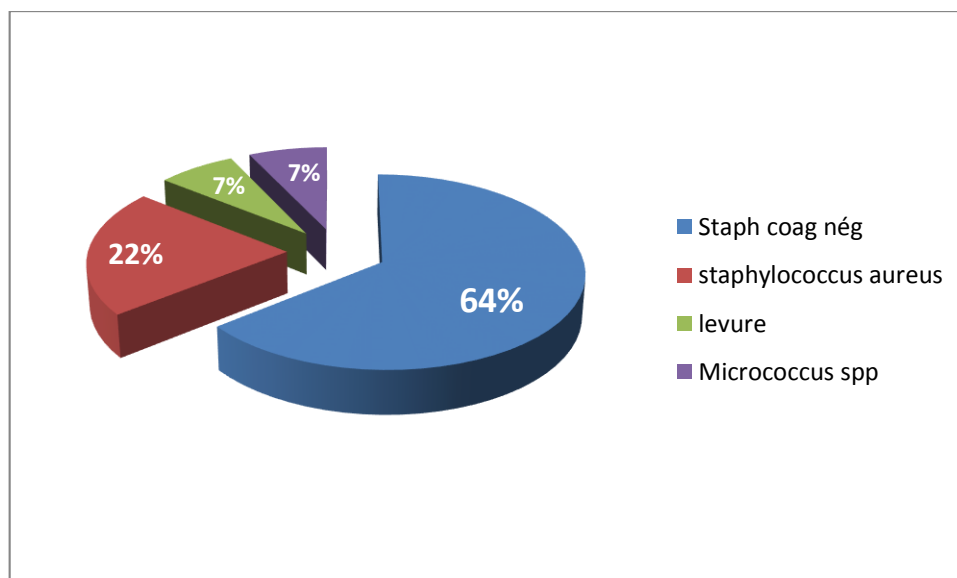


Figure 20 : Flore totale identifiée sur les mains avant lavage.

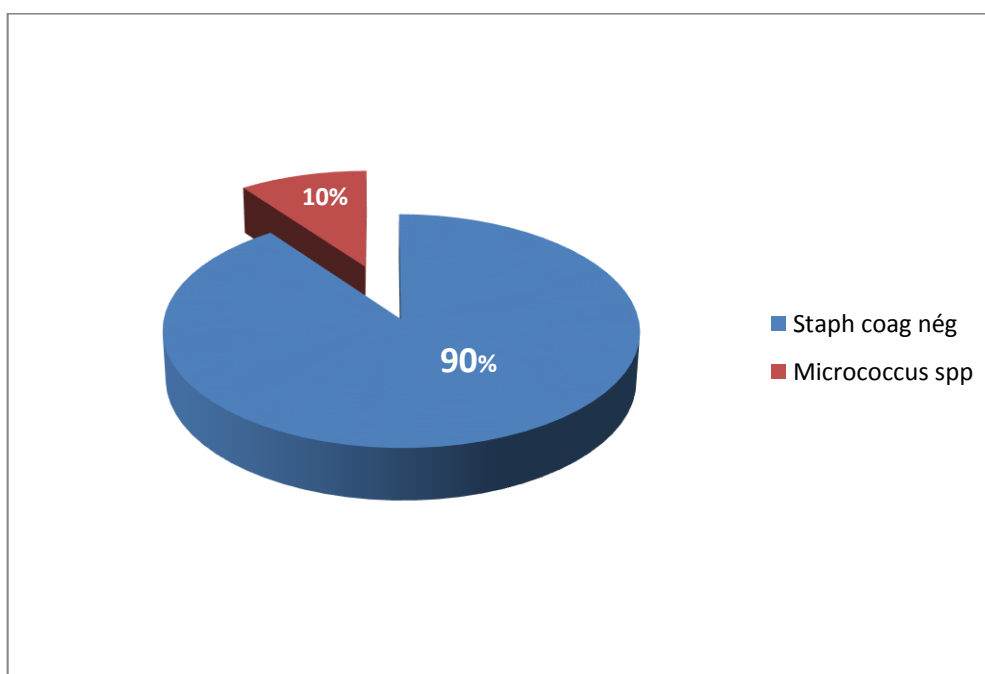


Figure 21 : Flore totale identifiée sur les mains après lavage.

➤ La flore résidante :

Tableau 9: Analyse multifactorielle par rapport au nombre de colonie de la flore résidante avant et après lavage chirurgical.

Test sur échantillons multiple						
Résultats des prélèvements des mains des chirurgiens		t	Sig. (p)	Différence moyenne	Intervalle de confiance 95% de la différence	
					Inférieure	Supérieure
1	Résidant 1	2,058	,109	2,400	-,84	5,64
2	Résidant 2	2,710	,035	6,857	,67	13,05
3	Maitre assistant 1	1,732	,182	50001,000	41866,47	141868,47
4	Maitre assistant 2	5,422	,012	35,000	14,46	55,54
5	Professeur 1	3,173	,034	53,000	6,62	99,38
6	Professeur 2	2,339	,079	19,000	-3,56	41,56
7	Résidant 3	3,019	,057	29,250	-1,59	60,09
8	Maitre assistant 3	3,938	,011	11,833	4,11	19,56
9	Professeur 3	1,674	,193	7,500	-6,76	21,76

t, test t de Student ; Sig(p), signification à 5% ;

Répartition des médecins selon la réduction ou non de la flore résidente par le lavage chirurgical :

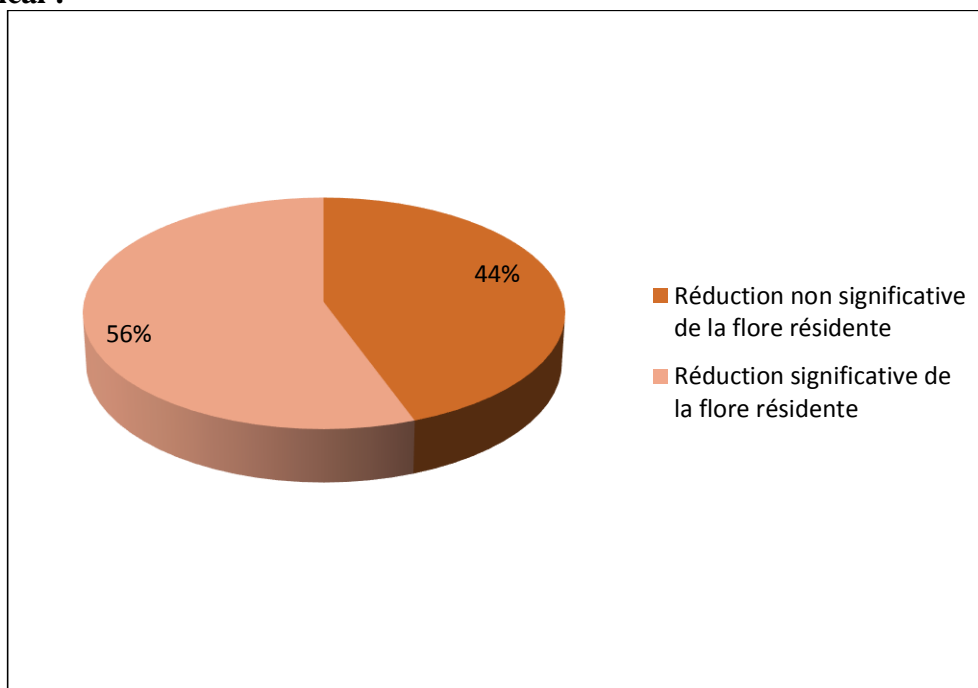


Figure 22 : Répartition des médecins selon la réduction significative ou non de la flore résidente.

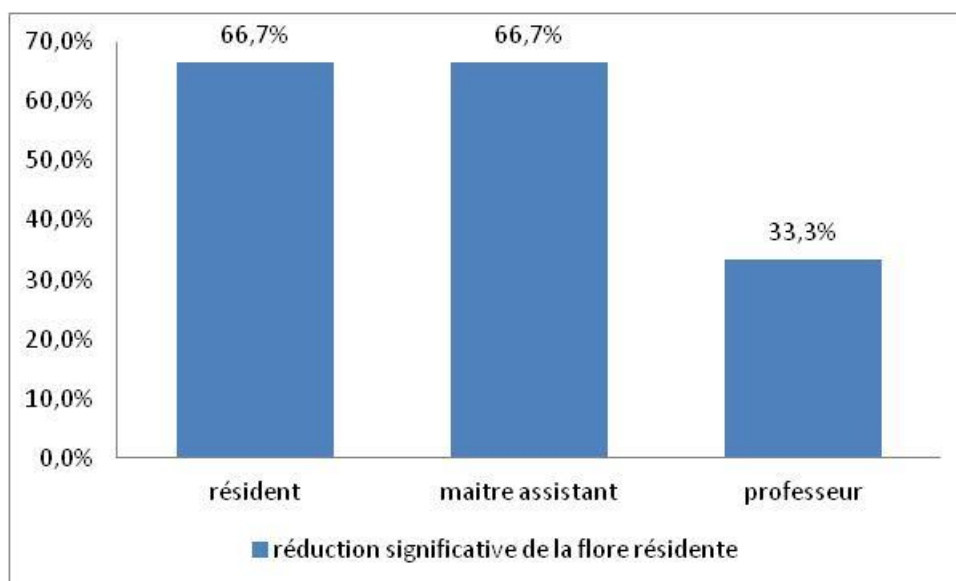


Figure 23 : La répartition des médecins ayant une réduction significative de la flore résidente selon le grade.

➤ Flore transitoire



Figure 24 : Répartition des médecins selon la présence ou non de la flore transitoire avant le lavage chirurgical des mains

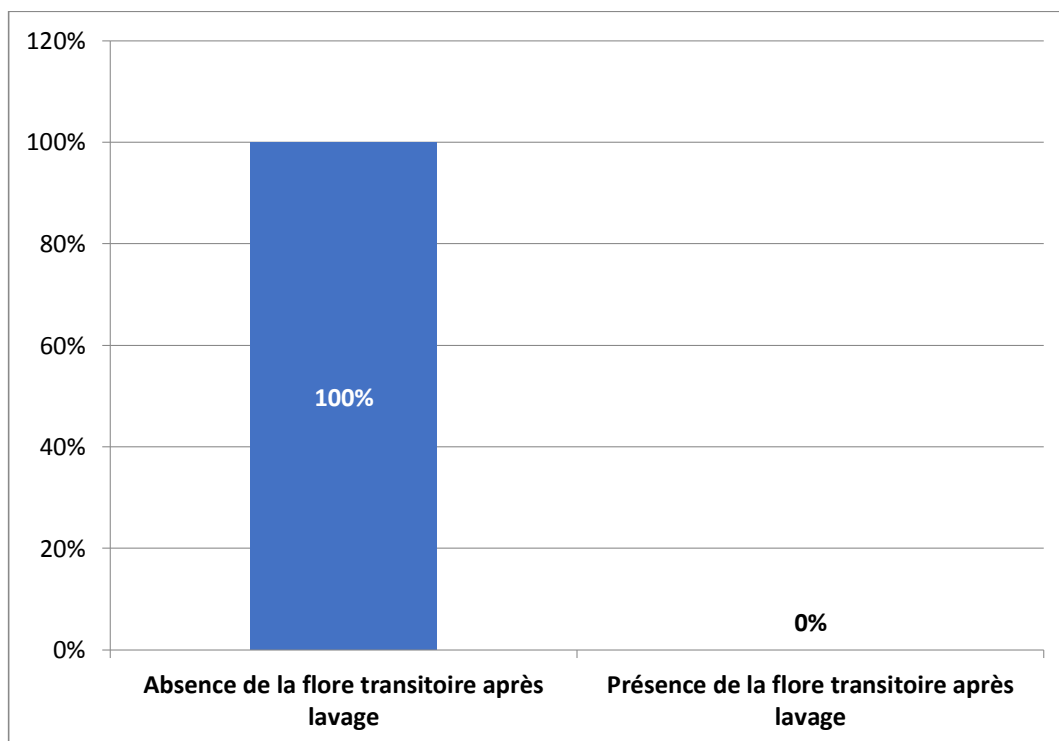


Figure 25 : Répartition des médecins selon la présence ou non de la flore transitoire après le lavage chirurgical des mains.

III.1.3 L'analyse des données du questionnaire :

- Répartition selon le grade :

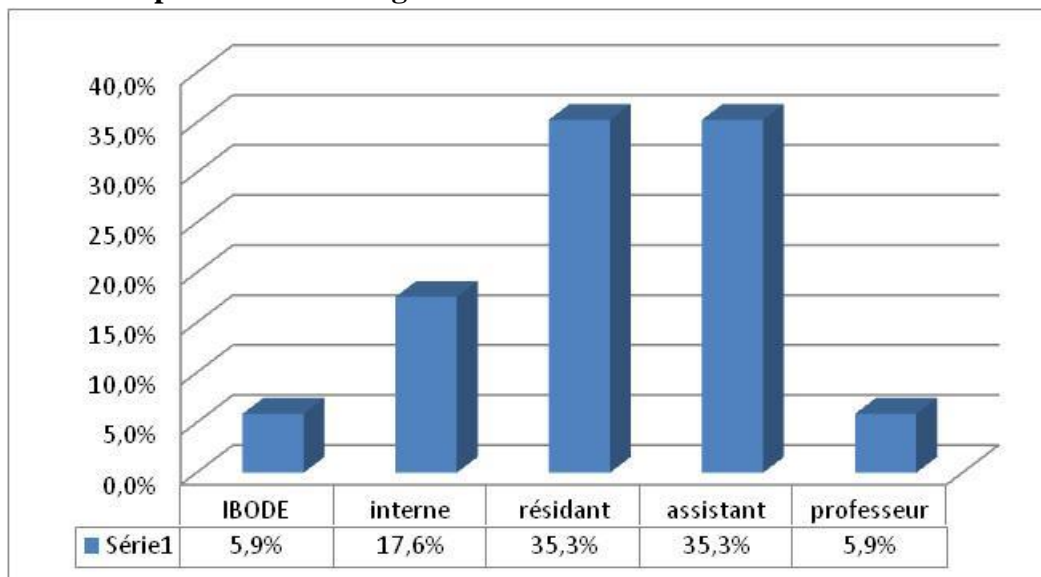


Figure 26 : Répartition du personnel répondant au questionnaire selon le grade.

- Répartition selon la connaissance des bons gestes du lavage chirurgicale :

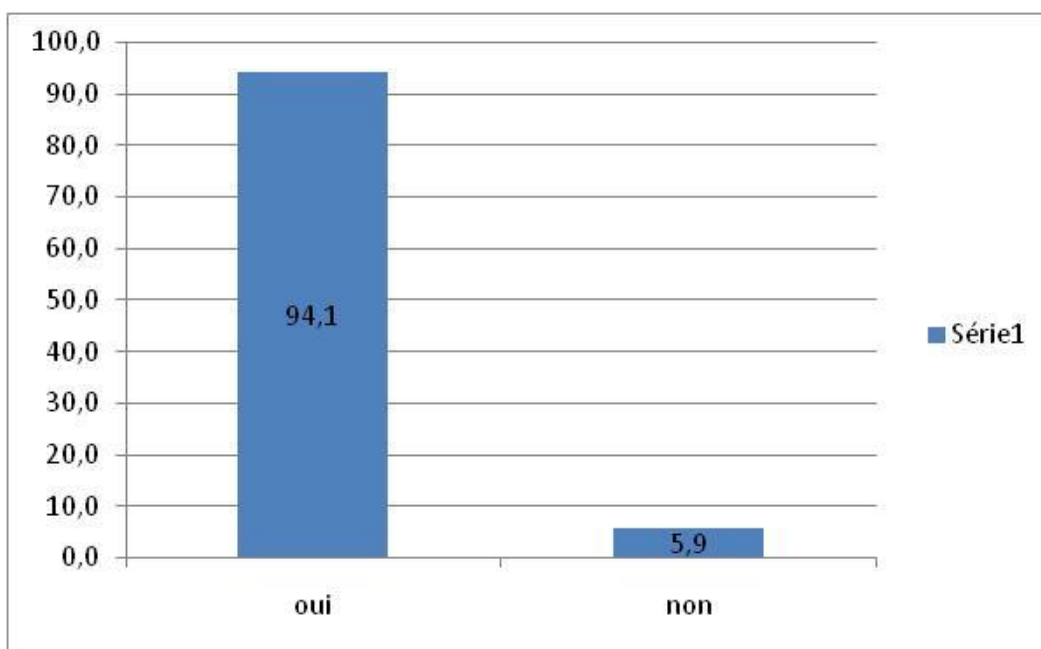


Figure 27 : Répartition selon la connaissance des bons gestes du lavage chirurgical.

- Répartition selon l'application des bons gestes :

-Tenue manche courte :

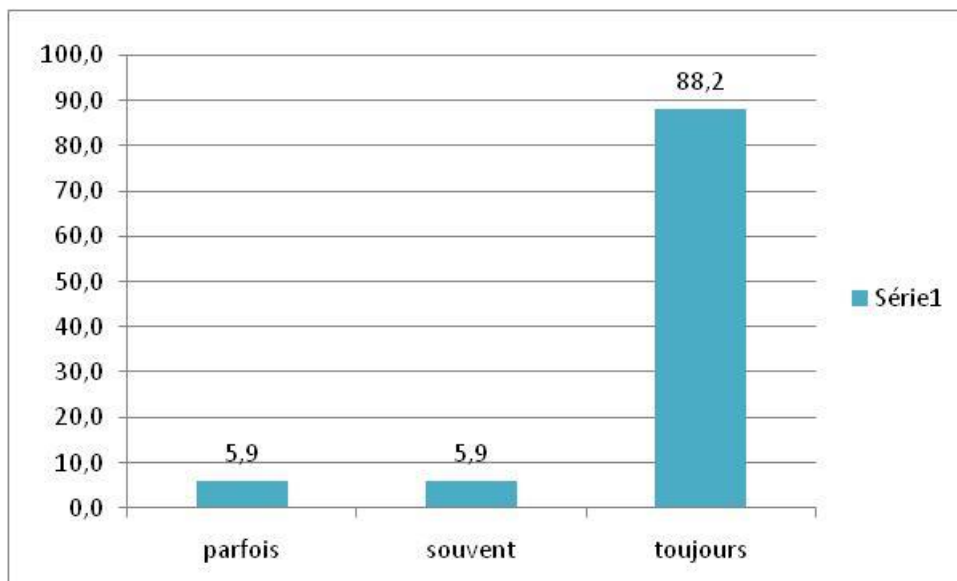


Figure 28 : Respect de la tenue manche courte.

-Ongles :

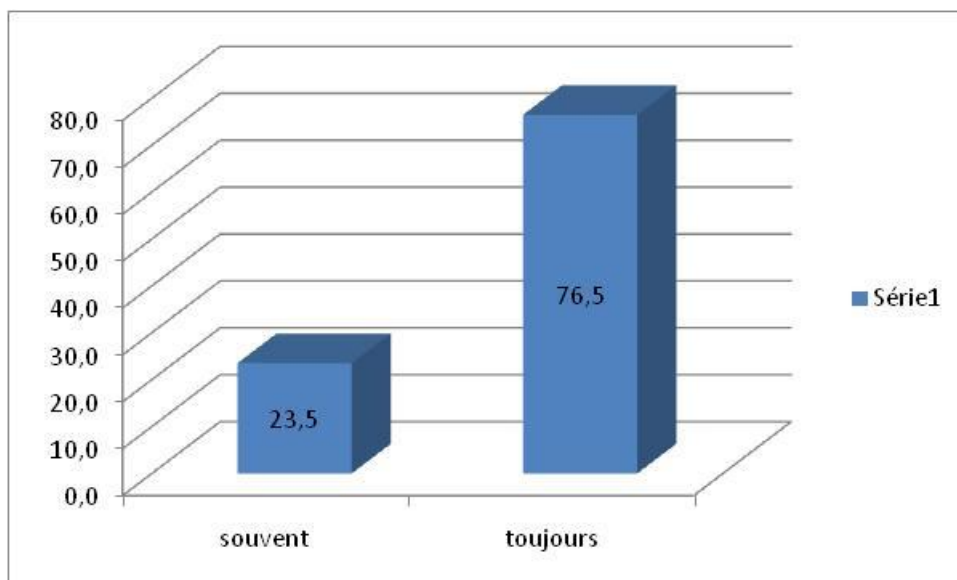


Figure 29 : Respect des Ongles courts, propres et sans vernis

-Bijoux :

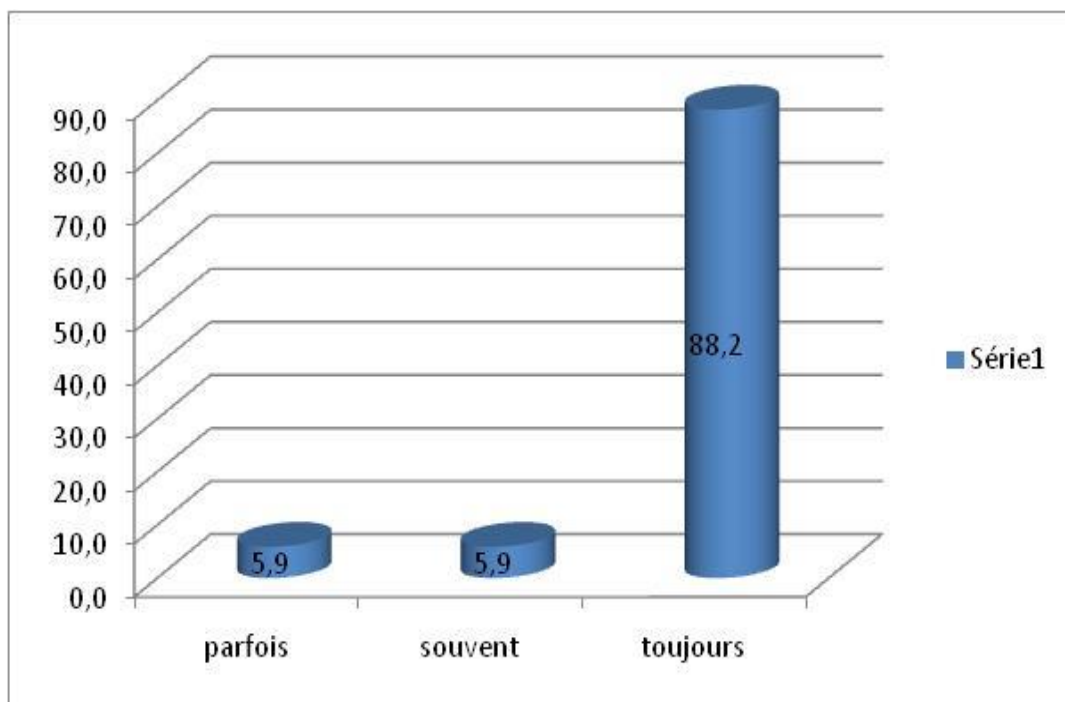


Figure 30 : Respect du non port de bijoux.

-Application de la solution hydro-alcoolique après lavage des mains :

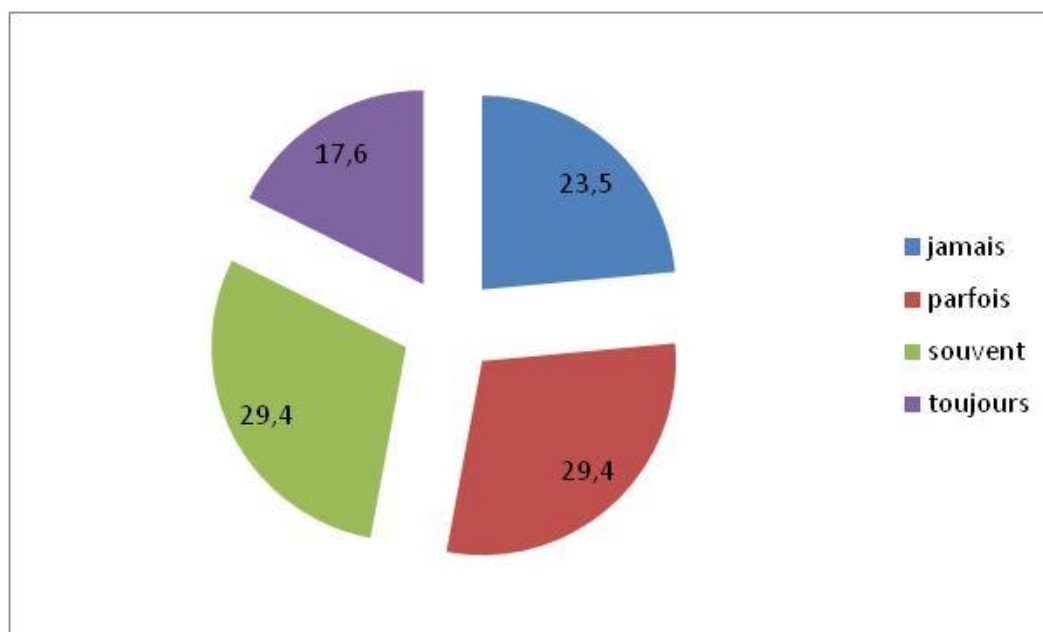


Figure 31 : Respect de l'application de la solution hydro-alcoolique après lavage des mains.

-Maintiens des mains au-dessus des coudes :

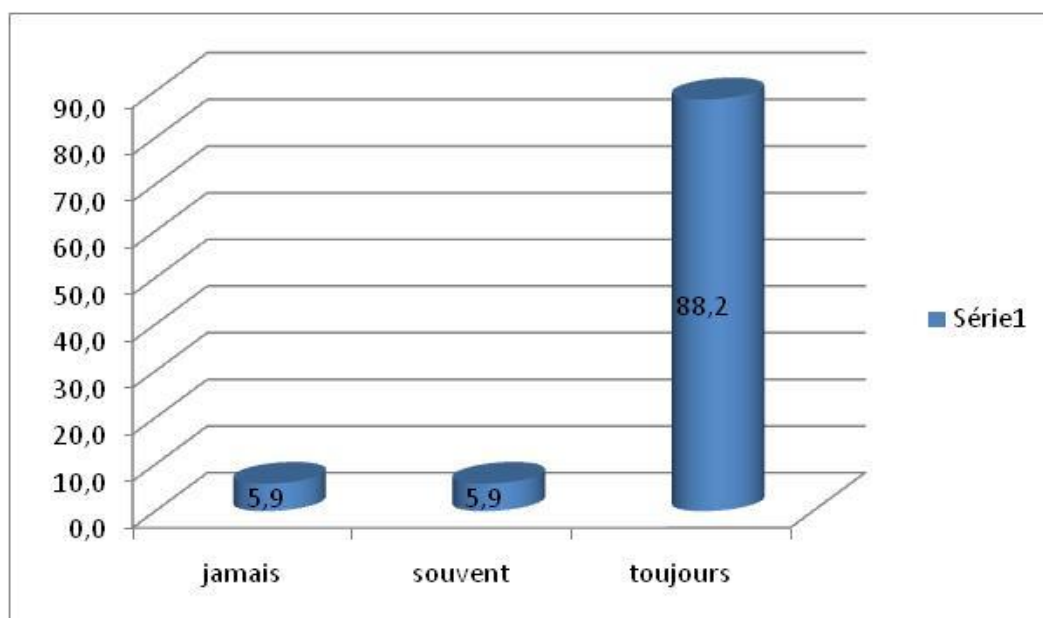


Figure 32 : Respect du maintien des mains au dessus des coudes.

• Nombre d'étapes pour le lavage chirurgical des mains :

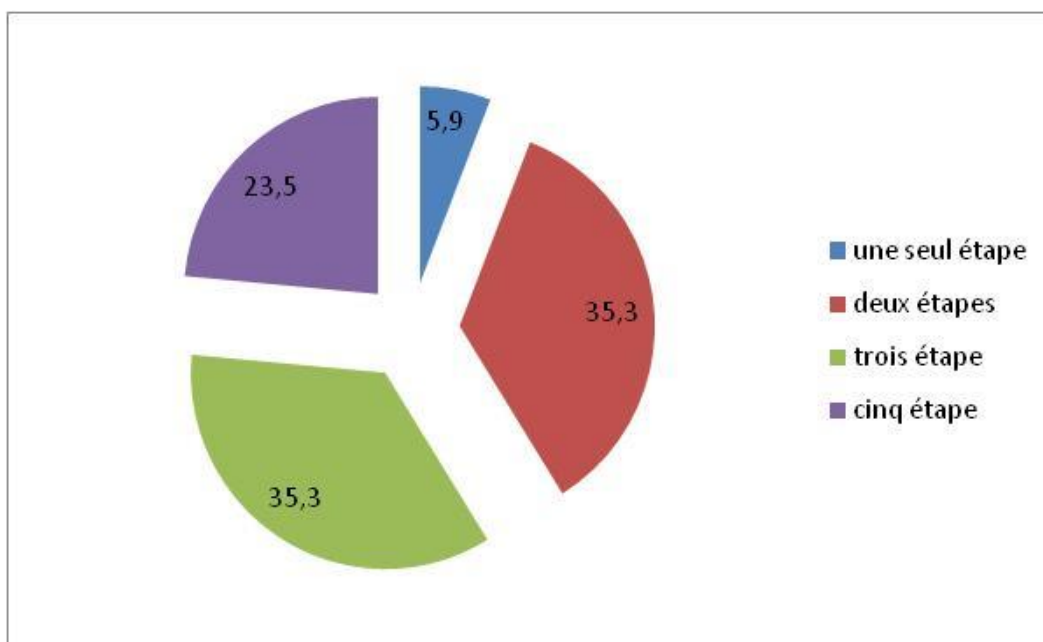


Figure 33 : Répartition selon la connaissance du nombre d'étapes pour le lavage chirurgicale des mains.

- **Durée du lavage chirurgicale :**

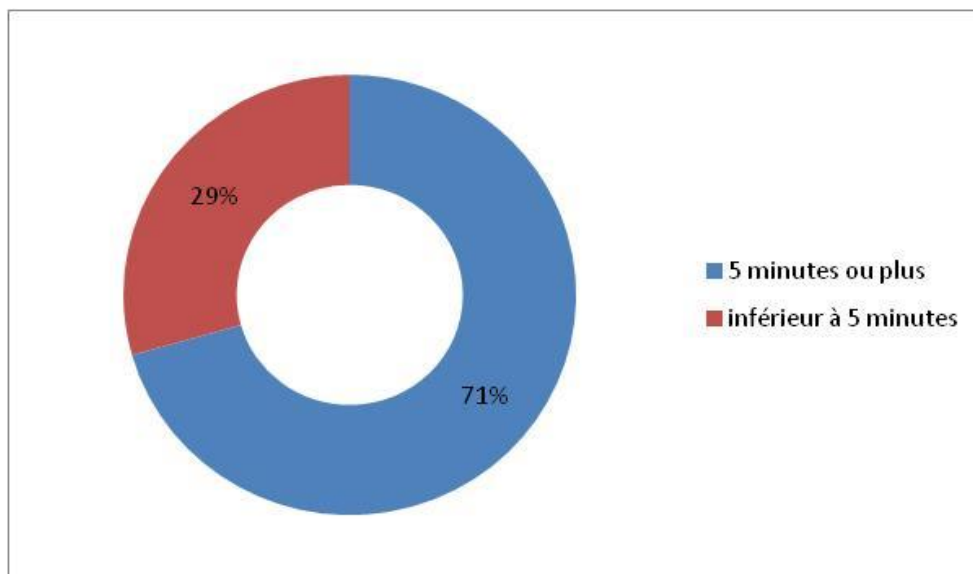


Figure 34 : Répartition selon la durée du lavage chirurgicale.

- **Savon utilisée :**

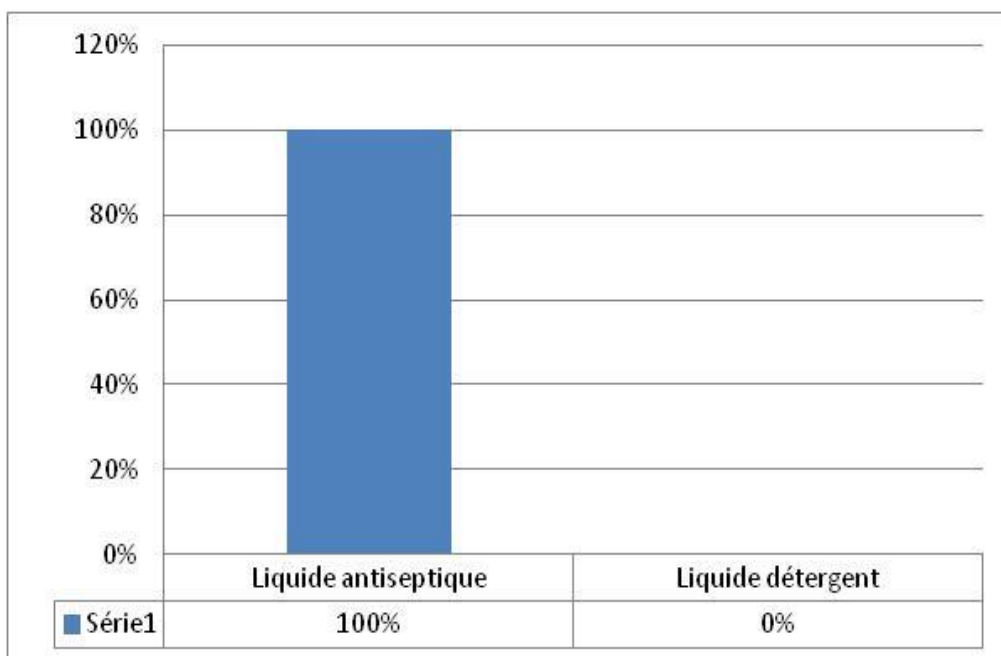


Figure 35 : Répartition selon le type de savon utilisée pour le lavage chirurgical des mains.

- L'utilisation de la brosse à usage unique. :

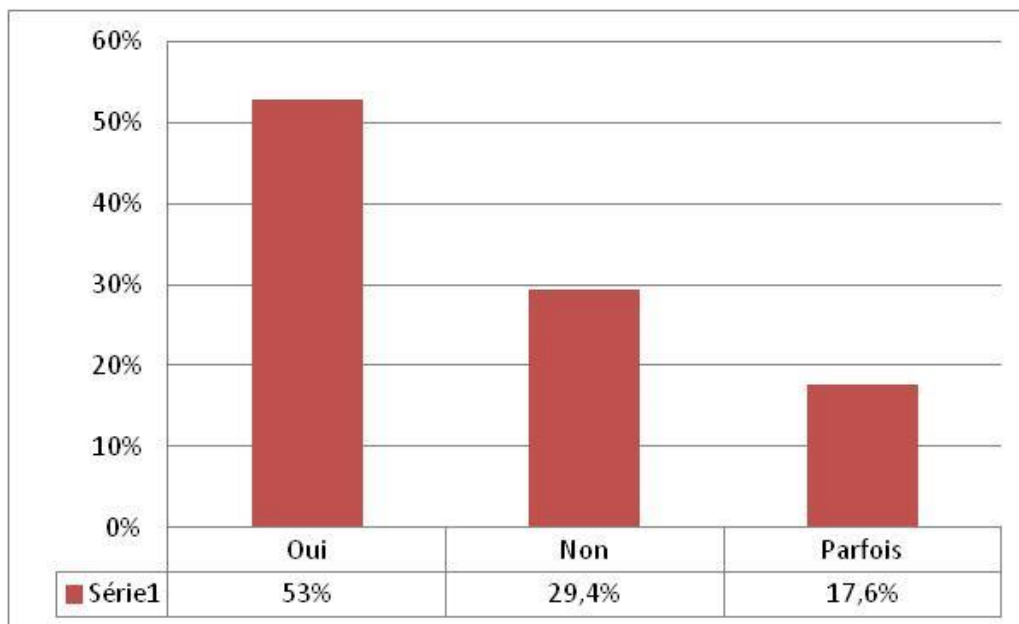


Figure 36 : Répartition selon l'utilisation de la brosse à usage unique.

- L'intérêt de l'utilisation de la brosse à usage unique :

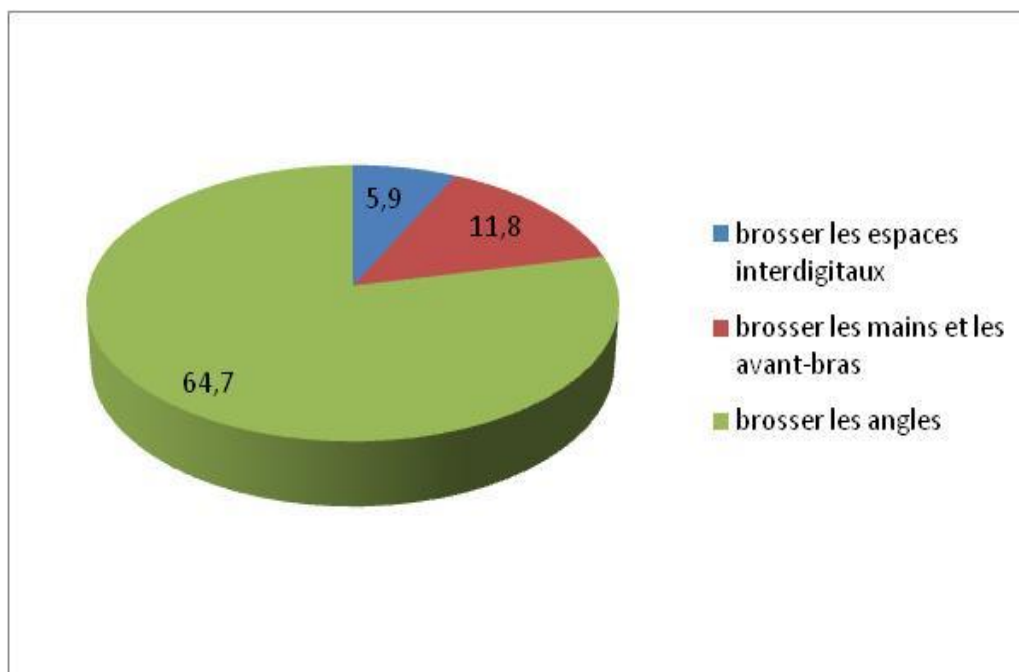


Figure 37 : Répartition selon l'intérêt de l'utilisation de la brosse à usage unique.

- **Séchage des mains :**

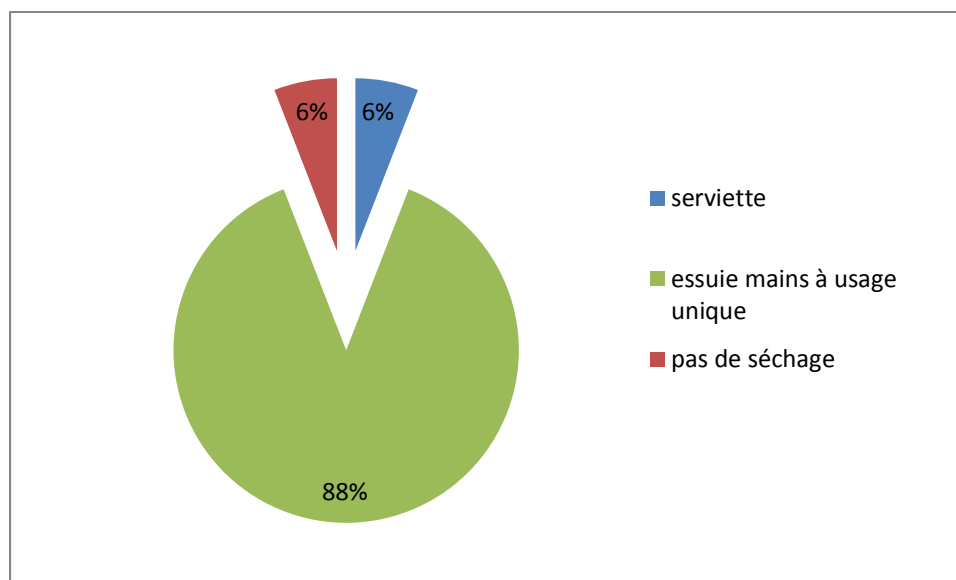


Figure 38 : Répartition selon la technique de séchage des mains appliquée.

III.1.4 Produits utilisés pour lavage chirurgical :

- ✓ **Brosse à usage unique stérile imprégnée d'une solution moussante antiseptique en sachet unitaire**
- ✓ **Savon doux haute fréquence :**

-Description :

Le Savon doux Haute Fréquence Anios à la glycérine est destiné au lavage simple des mains et la toilette générale.

-Propriétés :

Résistance à la biocontamination :

Test de recontamination hebdomadaire mené pendant 15 semaines.

Pseudomonas aeruginosa : CIP 82 118

Staphylococcus aureus : CIP 4 83

Candida albicans : CIP 48 72

Aspergillus niger : ATCC 16404

III.2 L'hygiène de l'environnement au bloc opératoire :

III.2.1 Surface :

III.2.1.1 La technique de désinfection des surfaces au niveau du service :

Désinfection des surfaces :

Entre les interventions :

Le personnel commence d'abord par l'évacuation du matériel médico-chirurgical souillé, du linge sale et des déchets de la salle opératoire.

En second temps, il entame une étape qui consiste en un nettoyage-désinfection par une mousse détergente-désinfectante des surfaces «Surfa'Safe» de l'ensemble des équipements notamment : la table opératoire, table d'instrument, masque, scope et les scialytiques.

En fin de journée opératoire :

Le personnel applique les mêmes étapes précédentes (l'évacuation du matériel médico-chirurgical du linge et des déchets de la salle opératoire avec un nettoyage et désinfection de l'ensemble des équipements) poursuivis par une troisième étape qui fait appel à un autre personnel chargé de désinfection :

- Un balayage manuel du sol de la salle opératoire en premier par un seau contenant de l'eau mélangé avec de l'hypochlorite de sodium afin d'éliminer les salissures et les liquides biologiques,
 - Après, il a passé à la désinfection par un balayage utilisant un autre seau contenant de l'eau et Surfanios.
 - En fin, le personnel utilise le formyle afin de masquer ou d'éliminer les odeurs dégagées par l'hypochlorite de sodium et le Surfanios.
 - Une fois sécher, le bloc opératoire a été fermé et préparer pour le programme de la journée suivante.

Remarque :

- Les portes de la salle opératoire sont maintenue fermées durant l'entretien.
- Les serviettes utilisées pour le séchage du sol en résine époxy ne sont pas les mêmes que pour le sol normal du bloc opératoire.
- La désinfection par le Surfanios n'est pas utilisée pour les sols non recouvert avec la résine époxy.

En fin de semaine :

L'application des étapes identiques à la précédente avec un nettoyage des murs à mi-hauteur pratiqué en plus dans la troisième étape.

III.2.1.2 Analyse bactériologique des prélèvements : (Tableau 9).

Tableau 10: Résultats microbiologiques des surfaces de la salle opératoire

Endroits prélevés	Temps Prélèvement	Nombre de colonies (UFC/25cm ²)	Identification	PEN	AMN	TIC	OXA	CZN	FOX	CTX	IMP	ERP	GMN	AKN	CIP	OFX	LVX	VAN	ERY	CMN	PTN	SXT	RIF
Scope	avant intervention	0	Négative																				
	après intervention	0	Négative																				
Sol de salle opératoire	avant intervention		Aspergillus																				
		7	Bacillus spp	S	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S
		4	Staph coag nég																				
	après intervention	30	Staph coag nég	R	S		S		R				S	S	S	S		S	S	S	S	R	S
Roue de la table opératoire	avant intervention	0	Négative																				
	après intervention	10 ³	Micrococcus spp	S			S		S				S	S	S	S		S	R	S	S	S	S
Petit scialytique	avant intervention	10	Bacillus spp																				
	après intervention	5	Sarcina spp	S	S	S	S	S	S	S	S		S	S	S	S	S	S	S	R	S	R	S
		10	Micrococcus spp	S		S	S	S	S		S		S	S	S	S	S	S	S	R		S	S
Grand scialytique	avant intervention	1	Staph coag nég																				
	après intervention	10 ³	Staph coag nég																				

Endroits prélevés	Temps Prélèvement	Nombre de colonies (UFC/25cm ²)	Identification	PEN	AMN	TIC	OXA	CZN	FOX	CTX	IMP	ERP	GMN	AKN	CIP	OFX	LVX	VAN	ERY	CMN	PTN	SXT	RIF	
Coin du fond de la salle	avant intervention	1	Staph coag nég																					
		2	<i>Staphylococcus aureus</i>	R			S		S				S	S	S	S		S	S	S	S	S	S	S
	après intervention	0	Négative																					
Coin à entré de la salle	avant intervention	0	Négative																					
	après intervention	2	Bacillus spp																					
		7	Staph coag nég	S			S		S				S	S	S	S		S	S	S	S	S	S	S
masque d'oxygène	avant intervention	4	Staph coag nég	R			S		S				S	S	S	S		S	S	S	S	S	S	S
	après intervention	16	Staph coag nég	S			S		S				S	S	S	S		S	S	S	S	S	S	S
table opératoire	avant intervention	0	Négative																					
	après intervention	0	Négative																					
Guéridon salle opératoire	avant intervention	0	Négative																					
	après intervention	0	Négative																					
Commande non manuelle de l'ouverture de la porte	avant intervention	31	Staph coag nég	R			R		R				R	R	R	R		S	R	S	S	R	R	
	après intervention	28	Staph coag nég																					

Tableau 11 : Résultats microbiologiques des prélèvements de surfaces en dehors de la salle opératoire

Endroits prélevés	Nombre de colonies (UFC/25cm ²)	Identification
Poignet de l'entrée principale	4	<i>Micrococcus spp</i>
	2	<i>Bacillus spp</i>
	19	Staph coag nég
Sol de entrée de salle d'habillage principale	3	<i>Bacillus spp</i>
	66	Staph coag nég
Sol de zone avant habillage	48	Staph coag nég
	8	<i>coccobacille à Gram négatif</i>
Sol de zone après habillage	13	Staph coag nég
porte d'entrée malade	20	Staph coag nég
Sol entrée malade	26	Staph coag nég
Sol : salle de réveil	36	Staph coag nég
Sol à l'entrée de la salle de réveil	21	Staph coag nég
Première porte entrée salle réveil	21	Staph coag nég
	8	<i>Bacillus spp</i>
Porte sortie salle réveil	43	Staph coag nég
couloir entrée salle opératoire	0	Négative

Tableau 12: Répartition des surfaces prélevées selon le niveau de risque.

Zone a risque 2	Zone a risque 3
Zone avant habillage botte et calot	Coin du fond de la salle
Zone après habillage botte et calot	Coin entré de la salle
Sol à l'entré malade	Masque d'oxygène
Sol de la salle de réveil	Table opératoire
Porte sortie salle de réveil	Guéridon de la salle opératoire
Couloir entré salle opératoire	Scope
Poignet entré principale du bloc	Sol de la salle opératoire
Sol entré de salle habillage tenue	Petit et grand scialytique
Sol à l'entré de la salle de réveil	Roue de la table opératoire
Première porte entré salle de réveil	Commande non manuelle

Avant intervention dans la zone à risque 3 :

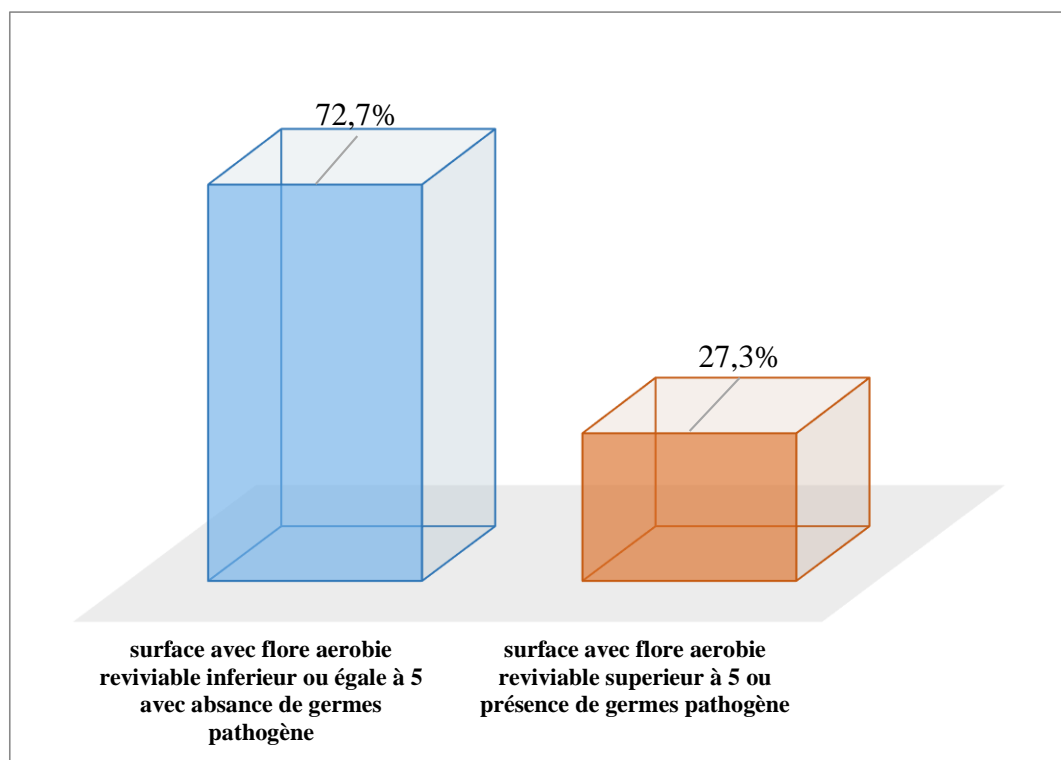


Figure 39 : Répartition des surfaces de la zone à risque 3 selon les normes de guide CCLIN sud-ouest 2016.

Avant intervention dans la zone à risque 2 :

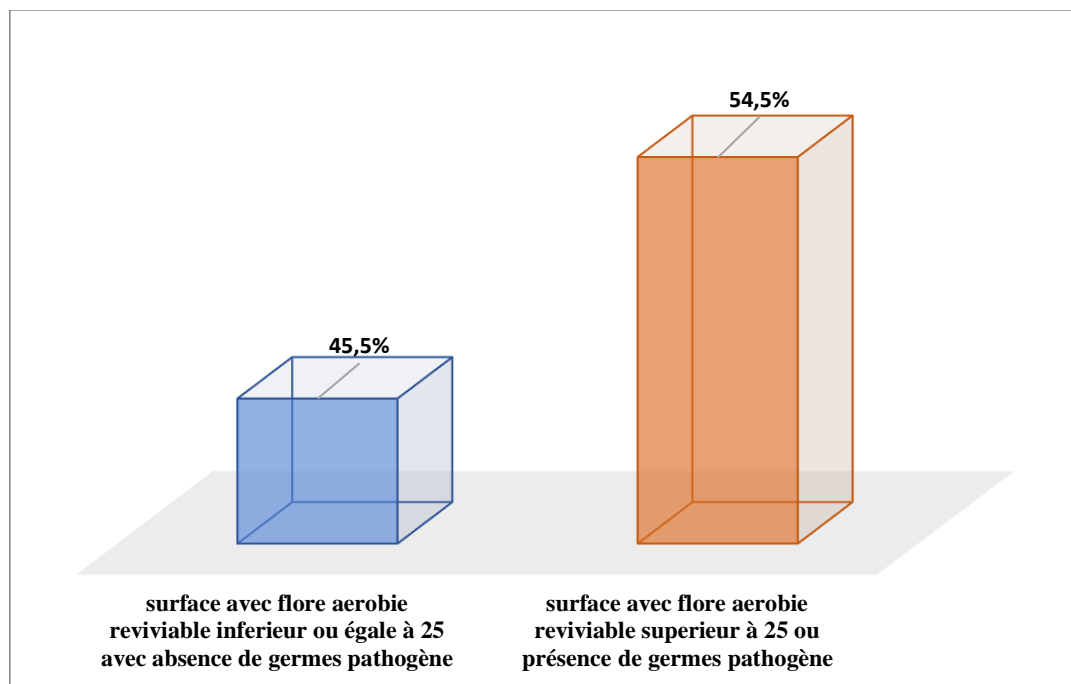


Figure 40 : Répartition des surfaces de la zone à risque 2 selon les normes de guide CCLIN sud-ouest 2016.

Remarque :

Présence de *Staphylococcus aureus* qui est un germe pathogène au niveau du coin de fond de la salle opératoire.

Présence d'*Aspergillus* spp qui est un champignon filamenteux au niveau du sol de la salle opératoire.

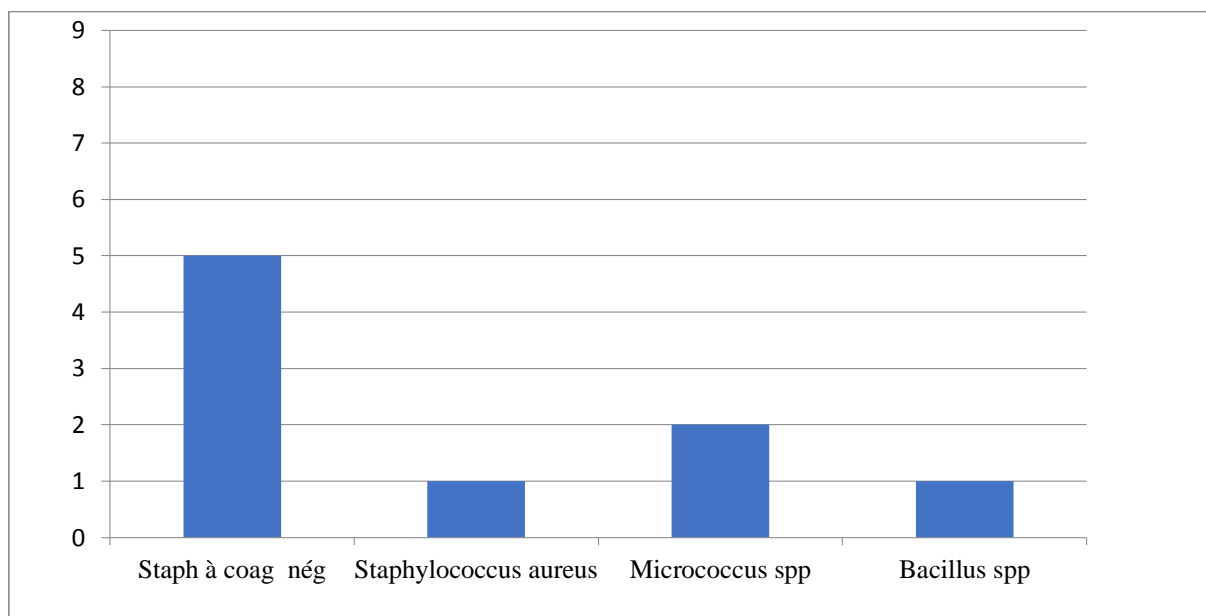


Figure 41 : Répartition des tests de sensibilité aux antibiotiques selon le type de bactérie.

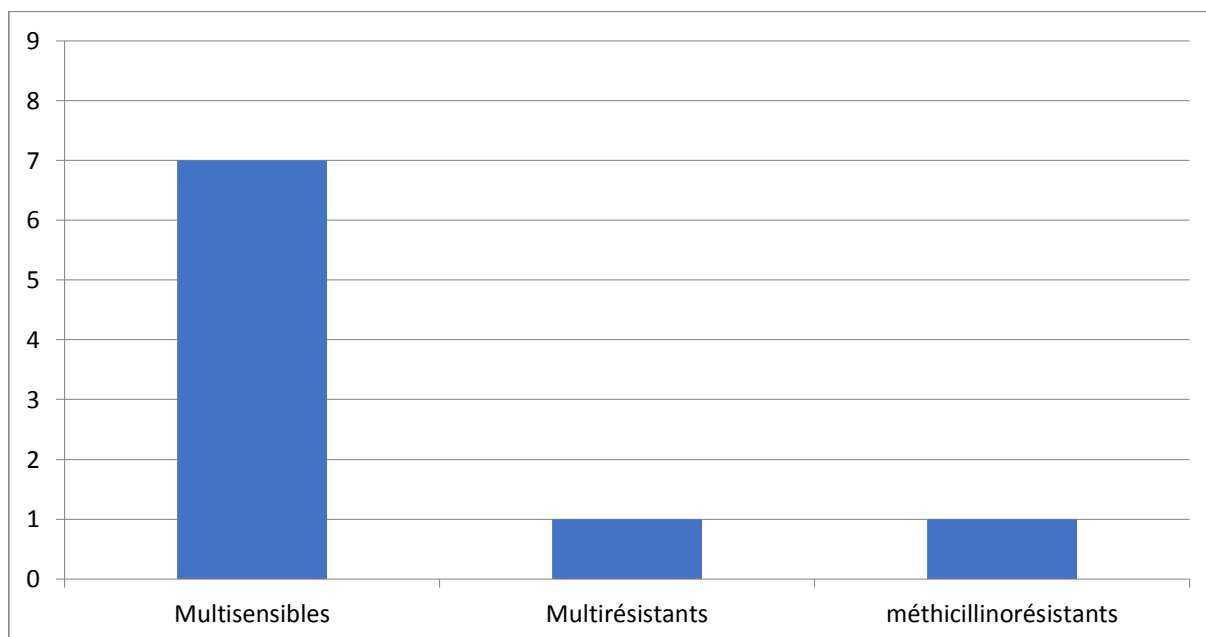


Figure 42 : Répartition des bactéries testées selon leur sensibilité.

III.2.1.3 Analyse bactériologique de l'eau :

Tableau 13 : Analyse microbiologique de l'eau de bloc opératoire du service de chirurgie B.

Résultat de l'échantillon de l'eau		Normes
Coliformes	NPP= 03	Inferieur à 10
E-coli	Absence	Absence
Salmonelles	Absence	Absence
Clostridium	Absence	Absence
Streptocoque	Absence	Absence
Autres	-	

Le nombre de coliformes totaux et de 3 UFC/l qui est inférieur à 10UFC/l dont l'absence d'E. *Coli*.

Absence de *Pseudomonas aeruginosa*.

III.2.2 Évaluation des pratiques au bloc opératoire :

❖ **Personnel**

✓ **A l'entrée dans le bloc**

1- Le personnel médical et soignant porte la tenue hospitalière avant de pénétrer au vestiaire du bloc :

Oui Non

2- Configuration du vestiaire :

Local unique pour les entrées et les sorties Salles séparées pour les entrées et les sorties

3- Habillage pour bloc :

	Oui	Non
Tunique manches courtes et un pantalon	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Mains sans bijoux, montres, bracelets	<input type="checkbox"/>	<input checked="" type="checkbox"/>
Utilisation de sabots de bloc	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Sortie avec les sabots et tenue en dehors du bloc	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
L'utilisation de surchaussures sur le sabot de bloc	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Surchaussures sur sabots en dehors de trait rouge	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Porte de masque chirurgical	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Porte de calot avec les cheveux ramassés	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Pratique d'un lavage simple des mains	<input type="checkbox"/>	<input checked="" type="checkbox"/>

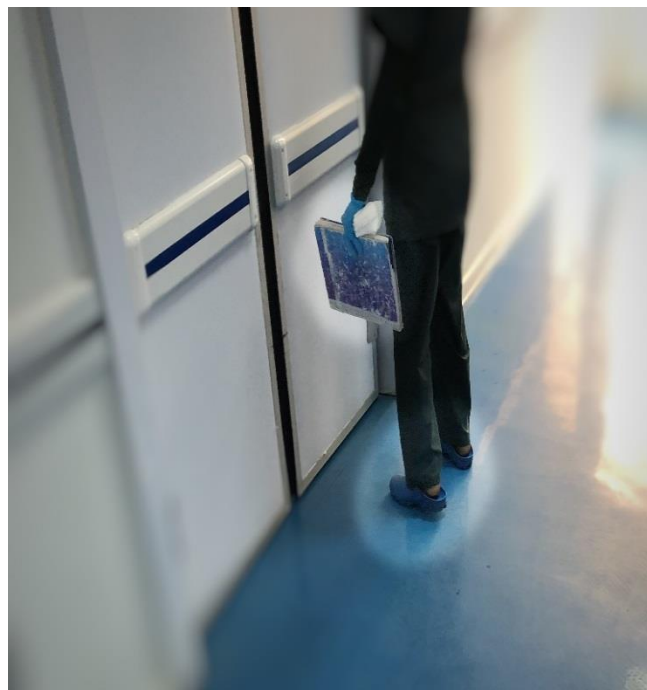


Figure 43 : Fautes détectées au sein du bloc opératoire

✓ **Zone protégée**

4- Fermeture des portes pendant les interventions:

Oui Non



Figure 44 : Porte d'entrée des malades vers salle opératoire.

5- Fermeture des portes pendant les procédures de nettoyage et désinfection :

Oui Non

6-Le trafic :

Elevées moyennes limitées au stricte nécessaire

7-Usage de l'interphone pour la communication :

Oui Non

✓ **Salle de préparation chirurgicale**

8- Précaution pour éviter les projections d'eau :

Oui Non

9- Habillage des opérateurs dans cette zone (casaque gants chirurgicales) :

Oui Non

✓ **Salle d'opération**

11- Pénètre par l'intermédiaire d'une porte à système de commande :

Manuelle Non manuelle

12- Durée de maintien d'un masque chirurgical :

Inferieur à 3 heures Supérieur à 3 heures

✓ **A la fin de l'intervention**

13- Le matériel à usage unique est déposé dans des sacs réservés aux déchets contaminés ou biodégradable :

Oui Non

14- Les sacs sont fermés avant de quitter la salle opératoire selon la technique du double emballage :

Oui Non

15- Le personnel effectue un lavage simple des mains :

Oui Non

16- La salle de surveillance post-interventionnelle (SSPI) est en zone protégée :

Oui Non

✓ **Vestiaire de sortie**

17- Tenue de bloc est déposée dans sac à linge pour lavage quotidien :

Oui Non

18- Calot et masque jetés:

Oui Non

19- Sabots déposés pour lavage quotidien:

Oui Non

20- Tenue hospitalière est revêtue pour sortir du bloc:

Oui Non

❖ **Matériel**

21- Circuit propre aux dispositifs médicaux réutilisables souillés et destinés à la stérilisation :

Oui Non

22- Circuit propre aux DM à usage unique et médicaments

Oui Non

23- Le personnel pratique un lavage simple des mains avant le déconditionnement du matériel propre :

Oui Non

24- Le déconditionnement des DM à usage unique et aux médicaments se fait dans un SAS avant le transfert en zone protégée (asepsie progressive) :

Oui Non

25- L'existence d'une zone de stockage du matériel stérile au sein de zone protégée :

Oui Non

26- Le dernier emballage «unité protégée» est ôté en salle opératoire par la panseuse :

Oui Non

27- Un service de stérilisation en contact direct (non éloigné) de zone protégée:

Oui Non

❖ **Déchets**

28- Déchets piquants, coupants ou tranchant contaminés sont éliminés dans un collecteur d'aiguilles par l'utilisateur et verrouillé hermétiquement avant l'élimination :

Oui Non

29- Déchets solides :

	Oui	Non
A risque infectieux dans des sacs poubelles jaunes et rouges	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
Assimilable ou ménagère dans des sacs poubelles noirs ou grises	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>
L'application de la technique de double emballage à la sortie de la salle opératoire	<input checked="" type="checkbox"/>	<input type="checkbox"/>

❖ **Hygiène du transport du patient**

30- Patient à pris une douche :

Oui

Non

31- Patient revêtu d'une chemise d'opéré :

Oui

Non

32- Les montres, bijoux, vernis à ongles, lentilles et appareils dentaires sont ôtés:

Oui

Non

33- Port d'un calot ou charlotte :

Oui

Non

34- Port d'un masque avant l'intubation :

Oui

Non

35- Lit désinfecté en préopératoire avec draps propres :

Oui

Non

36- Circulation des patients selon la planification des programmes opératoires :

Oui

Non

III.3 Stérilisation du matériel chirurgical :

III.3.1 La technique de stérilisation du matériel chirurgical au niveau du service de chirurgie B :

a) Étapes préliminaires à la stérilisation

1) Nettoyage

Les dispositifs médicaux réutilisables (DMR) souillés qui ont été utilisés durant l'intervention chirurgicale sont récupérés sur un plateau, ce dernier est transporté vers le lieu de traitement.

La technicienne chargée de la stérilisation des instruments chirurgicaux dépose les DMR dans un bac d'eau à température ambiante qui va servir pour enlever les salissures.

Les DM sont repris un par un du bac d'eau et par action mécanique sont frottés par une brosse.

2) Désinfection

Une fois brossé, les DMR ont été immergés dans un autre bac d'eau contenant une dose de 25 ml d'un nettoyant pré-désinfectant à action détergente renforcée «HEXANIOS G+R» dans 5 litres d'eau à température ambiante pendant une durée de 15 minutes.

Les DMR sont ensuite repris du bac d'eau un par un et subissent encore un frottement à l'aide d'une autre brosse dédié à la désinfection.

3) Rinçage

Après leur second brossage, les DMR sont introduit dans un bac d'eau contenant un support troué qui sert au rinçage.

4) Séchage

Etant donné que l'appareil d'air comprimé était défectueux pendant notre période d'étude, le séchage a été effectué par le moyen d'un textile.

5) Conditionnement

Une fois séché, les instruments ont été conditionnés dans une boîte métallique dont le couvercle contient un filtre qui se change de manière régulière.

b) Stérilisation proprement dite

Les boîtes contenant les DMR ont été introduites dans le stérilisateur à vapeur d'eau réglé au programme P3 avec une température et pression adéquates pour une stérilisation des instruments pendant une heure.

Lorsque la stérilisation a pris fin, La technicienne chargée de la stérilisation des instruments chirurgicaux a récupéré la boîte de l'autre côté situé près de la salle opératoire pour une nouvelle intervention.



Figure 45 : Stérilisateur des DMR au niveau du service de chirurgie B.

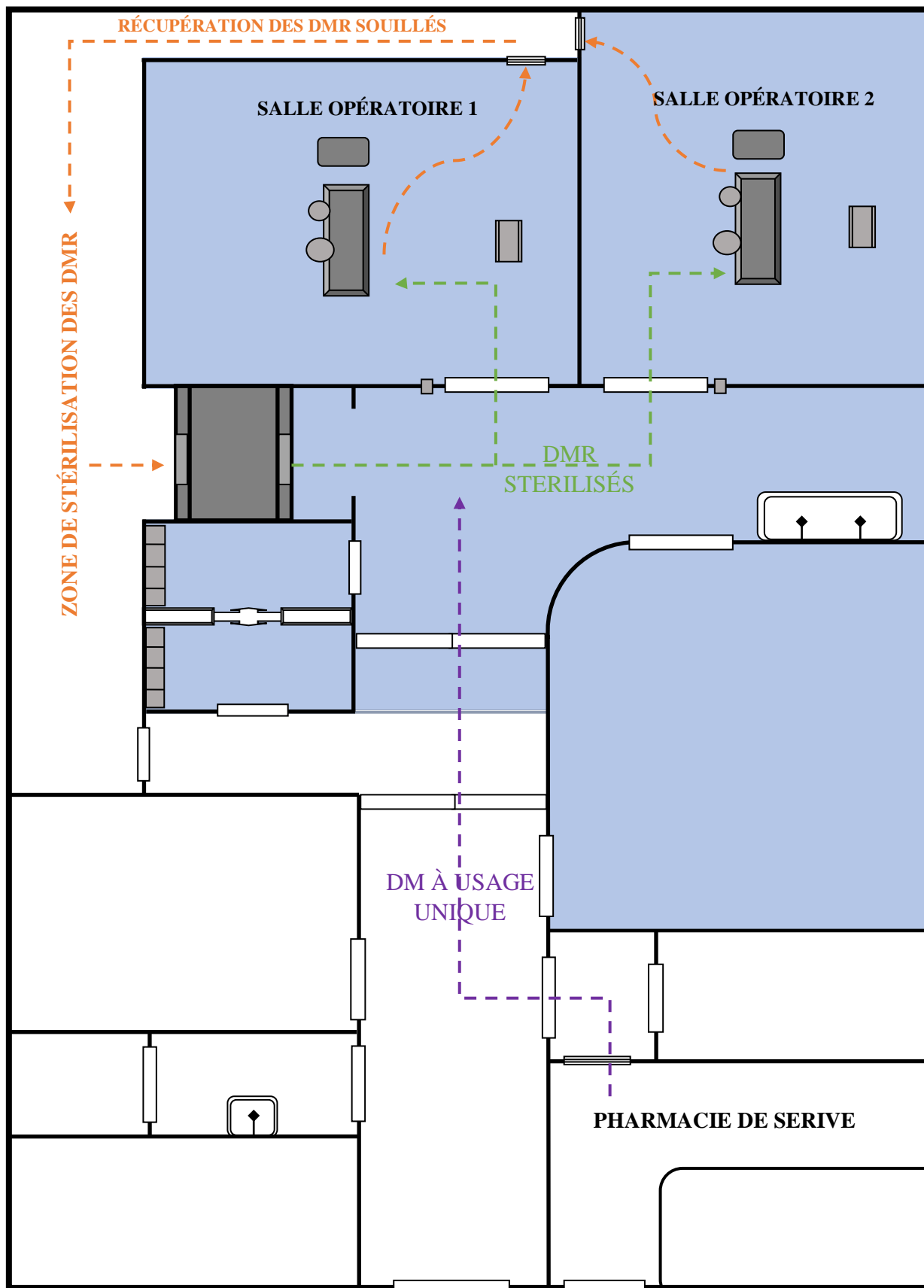


Figure 46 : Circuit de dispositifs médicaux sur la carte du bloc opératoire.

III.3.2 L'analyse bactériologique des prélèvements

Tableau 14 : Résultats trouvés pour les prélèvements des instruments stérilisés.

BOITE 1		BOITE 2	
Matériel prélevé	Résultats	Matériel prélevé	Résultats
Cupule	Négative	Cupule	Négative
Suceur	Négative	Pince	Négative
Bingo	Négative	Pince à disséquer	Négative
Far à bœuf	Négative	Far à bœuf	Négative
Couvercle boîte	Négative	Couvercle boîte	Négative
Dissecteur	Négative	Ciseau	Négative
Ciseau	Négative	Boîte du matériel	Négative
Boîte du matériel	Négative		
Duval	Négative		
Pince à disséquer	Négative		

IV. DISCUSSION

Dans cette partie il sera question d'une analyse globale des résultats trouvés dans le bloc opératoire du service de chirurgie générale B dans un but de contribution à l'avancement de l'hygiène des blocs opératoires particulièrement et en milieu hospitalier en générale.⁷

Hygiène des mains :

Les résultats du premier volet de l'analyse de l'hygiène des mains chez les chirurgiens à mener de constater que :

Le service de chirurgie générale B comme tout service de chirurgie a son propre protocole de préparation chirurgicale des mains. C'est un protocole souple et non rigide basé sur un lavage et non une friction par une solution hydro-alcoolique mais qui doit répondre à certaines normes de base.

Le protocole est comparé avec le standard de lavage chirurgicale du CCLIN de Paris-nord(11, 29) il s'avère qu'ils y avaient 2 étapes manquantes qui comportaient un pré lavage avec une dose de savon antiseptique et la reprise de ce dernier après le brossage dans une troisième étape ce qui n'est pas le cas avec le protocole du service qui utilise uniquement une brosse à usage unique stérile imprégnée d'une solution moussante antiseptique en sachet unitaire pour brosser les ongles et la peau tout cela en une seule étape mais a noté que pendant notre période d'étude les chirurgiens utilisaient par défaut d'approvisionnement et de pénurie de brosses du savon doux haute fréquence qui est un savon liquide particulièrement destiné pour le lavage simple des mains surtout les peaux sensibles et les nettoyages répétés grâce à ses propriétés surgraissantes et hydratantes et non pas pour le lavage chirurgical.

Ils ont eu recours au savon doux aussi par l'inexistence totale d'un savon liquide antiseptique ce qui donne aux chirurgiens des possibilités de choix restreintes.

Malgré l'utilisation de ce savon il y a eu une disparition de la flore transitoire une réduction significative de la flore résidente chez plus de 55% des chirurgiens de la population prélevés.

Lors de l'évaluation des connaissances du personnel pour le protocole du service par un questionnaire qui a touché les chirurgiens du service en grande partie qui se base sur l'application de certaines règles indispensables pour un bon lavage chirurgical il s'est avéré que :

Le port d'une tenue manche courte, avoir des ongles courts propres et sans vernis, le maintien des mains au-dessus des coudes ainsi que l'absence de bijoux est le plus souvent respecté par le personnel médical au niveau du service de chirurgie générale B

Nous avons constaté aussi qu'une grande population questionnée ne connaissait pas le nombre d'étape nécessaire pour un lavage chirurgical correctement maîtriser ceci se répercute sur le temps de lavage dont 29% d'entre eux croyaient qu'un bon lavage chirurgical prenait moins de 5 minutes (tableau 3) ce qui génère un faible temps de contact entre la peau et le savon donc une réduction probable de son action antiseptique sur l'élimination des germes, mais Hingst et al (107) ont comparé le nombre de bactéries dans les mains après des nettoyages de 3 et 5 minutes avec sept formulations différentes. Les résultats ont montré que le nettoyage de 3 minutes pouvait être aussi efficace que le nettoyage de 5 minutes, en fonction de la formule de l'agent de nettoyage. Une étude d'O'Shaughnessy et al (108) En utilisant du gluconate de chlorhexidine à 4% dans des lavages de 2, 4 et 6 min, nous avons observé une réduction du nombre de bactéries après le lavage dans tous les groupes. Frotter plus de 2 minutes ne confère aucun avantage. Cette étude recommandait un lavage de 4 minutes pour la première intervention de l'équipe chirurgicale et de 2 min pour les interventions ultérieures. Wheelock et Lookinland (109) ont comparé le nombre de bactéries sur les mains après 2 et 3 min de lavage avec du gluconate de chlorhexidine à 4%. A statistiquement une différence significative dans le nombre moyen de CFU a été observée entre les groupes avec la réduction logarithmique moyenne la plus élevée dans le groupe 2 min et les investigateurs ont recommandé une procédure de 2 min. Poon et al (110) ont appliqué différentes techniques de lavage avec une formulation à 10% de povidone-iode. Ils ont constaté qu'un lavage des mains à 30 secondes pouvait être aussi efficace qu'un contact de 20 minutes avec un antiseptique pour réduire la flore bactérienne et ce frottement vigoureux n'est pas nécessairement avantageux.

L'application d'une solution hydro alcoolique après le lavage chirurgical n'était pas effectuée par la plus part du personnel de service sa peut s'expliquer par l'absence des

supports de déversement des solutions hydro-alcoolique au niveau de tous le service y compris le bloc opératoire dont la salle de lavage, salle d'habillage et la salle de détente.

Le séchage des mains après lavage chirurgicale était pratiqué par tous les chirurgiens du service.

Les résultats de l'analyse microbiologiques des prélèvements des mains ont démontré que, pour ce qui concerne la flore observé avant lavage , les germes isolés sont des germes fréquemment rencontrés et décrits dans la littérature (11, 25, 28-30). Ce sont des germes :

De la flore résidente représentés notamment par les espèces de *Staphylocoques a* coagulase négative qui est majoritaire et *Micococcus spp* ; qui sont des bactéries aérobies cocci a gram positif potentiellement pathogène.

Cependant, parmi les germes de la flore résidente habituellement trouvés sur la peau humaine nous n'avons pas décelé les espèces du genre *Propionibacterium sp.* et *corynebacterium* qui sont aussi potentiellement pathogène.

La bactérie anaérobie du genre *Propionibacterium spp* n'a été mise en évidence alors que la littérature(111) rapporte leur présence dans les follicules pileux. Ceci peut être expliqué par la méthodologie qu'on avait mise en œuvre lors des prélèvements : en effet, les prélèvements ne concernaient que la face palmaire, entre les doigts et les ongles, région anatomique sans follicule pileux. En outre, les milieux de culture contenus dans les boites d'ensemencement n'étaient pas adaptés à la survie et au développement de ce type de germes. Il paraît donc logique qu'aucune bactérie anaérobie n'ait été mise en évidence au cours de notre étude.

De la flore transitoire, représentés par *Staphylococcus aureus* et des levures qui sont des germes pathogènes pour l'Homme.(25, 28)

Après le lavage nous avons remarqué une réduction significative de la flore résidente chez plus de 55% des chirurgiens ainsi que la disparition complète de la flore transitoire chez toute la population des chirurgiens prélevés.

Il y a eu absence totale de germes pathogène après lavage chirurgical cependant chez les chirurgiens qui n'ont pas eu de réduction significative de la flore résidente ceci peut être expliquer par un temps réduit de lavage du fait que certains n'ont pas une connaissance du nombre d'étape pour une asepsie adéquate des mains, elle peut aussi s'expliquer par la

méthode de prélèvements qui a compris les ongles qui n'ont pas été brossés par les chirurgiens durant l'échantillonnage.

une attention particulière doit être portée à l'égard de ces chirurgiens en leur indiquant une technique de lavage plus rigoureuse et plus correcte en respectant le temps, les étapes, et l'appelle pour un approvisionnement complet des produits nécessaires car la flore résidente retrouvée est une flore potentiellement pathogène chez les sujets immunodéprimés, ou les patients ayant une peau lésée (11, 25, 29, 30).

Le staphylococcus epidermidis et les autres espèces de staphylocoques à coagulase négative sont couramment impliqués au cours des infections nosocomiales ou associées aux soins. Leur implantation dans le microbiote cutané-muqueux et leur capacité à synthétiser un biofilm protecteur vis-à-vis des défenses de l'hôte sont les principaux déterminants du pouvoir pathogène de ces bactéries opportunistes. (112)

Une étude réalisée par J. Boyce et al (113) ont montré que les désinfectants pour les mains à base d'alcool pour la préparation chirurgicale des mains ont une action antimicrobienne rapide et un spectre d'activité plus large des effets secondaires moins importants et l'absence de risque de contamination des mains par les eaux de rinçage ce qui favorisent clairement leur utilisation même dans les pays où les ressources sont limitées là où l'approvisionnement en eau est rare ou de qualité douteuse. C'est pour cela qu'on recommande au service de chirurgie B d'introduire la préparation chirurgicale par friction hydro-alcoolique des mains en l'absence de savon antiseptique et rupture des brosses.

Ce qui nous amène à conclure que le lavage chirurgical au niveau du service de chirurgie générale B bien qu'il a permis une élimination complète de la flore transitoire nous avons constaté qu'il a été insuffisant chez 45% des chirurgiens de la population prélevés pour réduire la flore résidente de façon significative.

Hygiène du bloc :

Dans le deuxième volet qui traite l'hygiène de l'environnement une analyse de la méthode de désinfection des surfaces a été effectuée, afin d'établir un lien de comparaison avec celle recommandée en 2006 par le CCLIN Sud-ouest (59) en ce qui concerne l'entretien des blocs opératoires et les résultats ont montré que :

Cette technique de désinfection au niveau du service de chirurgie générale B s'effectue selon des étapes similaires au protocole du CCLIN (Annexe 1) toutefois il manque une étape de nettoyage des murs à mi-hauteur à la fin de chaque journée opératoire car celle-là est pratiquée uniquement à la fin de la semaine.

Les prélèvements microbiologiques qui ont porté sur les surfaces hors présence humaine ont été comparés avec les valeurs guide des contrôles microbiologiques des surfaces en fonction des zones à risques infectieux établie par CCLIN sud-ouest 2016 (102) (Annexe 5) ils ont révélé :

Au niveau de la salle opératoire qui est classé en zone à risque « 3 » :

La plus part des surfaces sont dépourvu de germes pathogène avec 73% des surfaces conforme aux normes (Annexe 6).

En ce qui concerne les 27 % des surfaces restante, la commande non manuelle qui représente 33% avait un nombre de germes non pathogène supérieur à la valeur cible, tandis que le coin au fond de la salle opératoire et sol de la salle opératoire représenté par 67% comportaient respectivement les germes pathogènes suivant : du *Staphylococcus aureus* et de *l'aspergillus*

Ces 27% de surfaces n'étaient pas conformes microbiologiquement ceci peut-être expliquer par une mauvaise désinfection du sol, difficulté d'atteindre les coins, il est aussi probable que la commande à système infrarouge soit accidentellement touché par les mains des chirurgiens

Au niveau de la zone à risque « 2 » : les surfaces prélevés était dépourvus de tous germes pathogène avec 45% de surfaces était conformes aux normes indiqués en nombre de germes totaux, cependant les 55 % des surfaces restante ne répondait pas aux valeurs cibles.

Dans ce contexte nous avons également testé la sensibilité de certains germes aux antibiotiques et au niveau de la zone à risque 3 et nous avons trouvé les résultats suivants :

Cinq Staphylocoques à coagulase négative multisensible qui peuvent être originaire de la flore résidente du patient.

Deux *Staphylocoques* à coagulase négative dont l'un est multirésistant appartenant probablement aux germes du milieu hospitalier qui a développé une résistance vis-à-vis de certains antibiotiques dans cet établissement des soins et l'autre est méthicillino-résistant.

Un *Staphylococcus aureus* multisensible.

Un *Micrococcus* multisensibles.

Un *Bacillus* multisensible.

Le volet microbiologique a été accompagné d'un formulaire évaluant certaines pratiques au bloc opératoire il a été constaté que :

En ce qui est du personnel soignant la plus part d'entre eux ne porte pas de tenue hospitalière à l'entrée du vestiaire du bloc mais avec leur habilles personnels.

La configuration des vestiaires est constitué d'un local unique pour les entrées et les sorties au lieu des salles séparées.

L'habillement du personnel au sein du bloc opératoire est respecter dans la majorité des cas sauf qu'il existe parmi eux certains qui n'enlève pas leur bijoux ou accessoires tandis que d'autres sortent avec le sabot et la tenue de bloc en dehors du bloc opératoire ou porte des surchaussures en dépassant le trait rouge.

L'une des règles de base est totalement négliger qui correspond a un lavage simple a l'entré du bloc opératoire.

Dans la zone à environnement maitrisé ou protégé, la fermeture des portes durant les interventions et pendant la désinfection des salles opératoire est bien respecter.

L'usage d'un interphone de communication est conseillé pour limiter le trafic au stricte nécessaire et diminuer le risque d'une aerobiocontamination ce qui n'est pas le cas dans le service de chirurgie B rendant l'agitation désordonné des personnes plus au moins présente.

Il a été aussi remarqué dans la salle de préparation chirurgicale que des précautions ont été prise afin d'éviter les projections d'eau.

L'entré dans la salle opératoire se fait par l'intermédiaire d'un système a commande non manuel qui minimise la transmission manuportée des germes dans cette zone à risque.

Il subsiste cependant une habitude défectueuse parfois chez certains chirurgiens avec le port de masque chirurgicale durant une période dépassant les 3heures.

À la fin de l'intervention, le matériel à usage unique souillé est évacuer dans un sac réserver aux déchets contaminer et fermée par la technique du double emballage

A la sortie du bloc opératoire, il a été remarqué que tous le personnel réalisent un lavage simple des mains après le jet du masque et du calot, néanmoins, les tenues et les sabots utilisé au sein de cette zone a risque ne subissent pas un lavage quotidien au niveau du service.

En ce qui concerne le circuit au bloc opératoire, on a constaté un chevauchement entre le circuit de l'admission et la sortie du malade et celui de l'évacuation des déchets avec l'absence des SAS de transfert dans ces circuits, tout ça peut être responsable d'une contamination des zones à haut risque tel que la salle opératoire et la salle post interventionnelle.

Pour ce qui est du matériel :

Les dispositifs médicaux réutilisables ont leur propre circuit séparés, contrairement a celui des dispositifs médicaux a usage unique et des médicaments qui se croisent avec le circuit du personnel et du patient, sachant bien que le déconditionnement de ces derniers ne se fait pas dans un SAS de transfert et le personnel réalisant le décartonnage ne pratique pas un lavage simple des mains

Il est à noter aussi que le matériel souillé réutilisable est acheminé en arrière bloc pour subir une stérilisation et récupérer tous près de la salle opératoire

De plus le dernier emballage est ôté au niveau de la salle opératoire par la penseuse

Concernant l'évacuation des déchets :

Le protocole a été respecté pour tous type de déchets en respectant le code couleur défini selon le risque infectieux

En termes d'hygiène et de circulation du patient :

Les personnels du bloc n'ont pas de certitude absolue de la prise d'une douche par le patient avant son intervention car celui-ci ne s'effectue pas au niveau du service.

Il a été remarqué que le patient est revêtu d'une chemise d'opéré avec le port d'une charlotte, et dénudation de tout accessoire : les bijoux à titre d'exemple, toutefois il est conseillé de porter un masque avant l'intubation qui permet de réduire d'avantage l'aerobiocontamination par la flore bucco-pharyngé du malade. Il est ensuite placé dans une table opératoire désinfecté avec des draps propre pour l'accueillir au niveau de la salle d'intervention.

La circulation du patient au niveau du bloc est bien organisée selon le programme opératoire.

L'eau utilisée dans le bloc opératoire contient des coliformes à 3 UFC/L qui est inférieure à 10UFC/L avec absence de *E.coli* et de *Pseudomonas aeruginosa* donc l'eau est bactériologiquement maîtrisée, on note que c'est cette même eau est utilisée pour l'ensemble de différentes opérations tel que la désinfection des surfaces et du matériel ainsi que le lavage chirurgical.

L'air de la zone à environnement maîtrisé est traité par une CTA, dans les situations particulières où le malade est immunodéprimé, ou porteur d'une maladie comme la tuberculose ou le risque se répercute sur le personnel on utilise un Steribloc qui renforce et maintient une asepsie d'air suffisante.

Les prélèvements n'étaient pas réalisés à cause de non disponibilité du matériel standardisant le prélèvement au niveau du CHU de Tlemcen.

Stérilisation du matériel chirurgicale :

Les étapes préliminaires à la stérilisation étaient effectuées par une méthode manuelle se basant sur un schéma générale comportant : un nettoyage, une désinfection, un rinçage et enfin un séchage, toutefois il n'y a pas eu de décontamination qui précède toutes ces étapes celle-ci a pour rôle de limiter les microorganismes et protéger l'environnement et le personnel, cependant les résultats microbiologiques obtenus des prélèvements ont montré que l'absence de cette étape n'a pas affecté la qualité de stérilisation et ceci est reflété par l'absence totale de germes au niveau du matériel

Le principe de stérilisation avec lequel fonctionne l'autoclave du service est celui de la stérilisation par la chaleur à vapeur d'eau qui est considéré comme la méthode de référence en milieu hospitalier pour les DMR(71, 83)

Nous ressortons de cette étude que les mesures d'hygiène ont un impact dans la contamination du bloc opératoire vu que le *staphylococcus* à coagulase négative a pour principale source la transmission manuportée.

Les niveaux d'hygiène du bloc opératoire du service de chirurgie B est satisfaisant répondant aux normes nécessitant néanmoins l'amélioration de certains points :

Il doit y avoir un circuit propre pour le personnel et un autre pour les déchets médicaux chirurgicaux

Un interphone de communication entre l'intérieur et l'extérieur de la salle opératoire pour limiter le trafic inutile

Des règles plus strictes concernant les habitudes du personnel au niveau du bloc opératoire ; notamment l'exclusion des bottes à la sortie de la zone à risque 3.

L'entrée au bloc opératoire doit se faire avec une tenue hospitalière et non une tenue normale ainsi de ne pas sortir en dehors du bloc opératoire avec la tenue de bloc.

Effectuer un lavage simple avant l'entrée dans la zone à environnement maîtrisé et lors de décartonnage du matériel.

Introduire les solutions hydro-alcooliques dans la préparation chirurgicale des mains et placement des supports de déversement de ces solutions au sein des différentes zones du service.

On fin nous recommandons au CLIN du CHUT de s'élargir dans ce domaine et réaliser des enquête similaire dans les différents services pour lutter contre les infections nosocomiales et renforcer les mesures d'hygiène

CONCLUSION :

L'hygiène est considérée comme un pilier majeur pour assurer la sécurité du patient au niveau des centres hospitaliers de manière générale et au niveau des services chirurgicaux plus particulièrement du fait de l'existence des blocs opératoires ce qui accroît la possibilité de développer des infections chez les patients hospitalisés et spécialement chez les immunodéprimés.

Ces infections ont aussi un risque pour le personnel des mesures d'hygiène qui peuvent apparaître négligeable pourrais avoir une répercussion grave sur la contamination du bloc opératoire.

Ceci nous a poussé à réaliser cette étude et s'intéresser à ce vaste domaine de l'hygiène et acquérir certaines connaissances en matières d'infections.

C'est une contribution aussi bien pour le service que pour le comité de lutte contre les infections nosocomiales du CHUT qui lui permet d'établir un protocole de surveillance microbiologique continu des unités à risque.

En espérant que ce travail continu en étalant ces études à l'ensemble des unités du CHUT pour donner à nos patients futurs une meilleure assurance et un meilleur confort en matière de sécurité de soins et d'hygiène.

BIBLIOGRAPHIES

1. (France) IdVS. Recommandations pour la surveillance et la prévention des infections nosocomiales. Comité technique national d'infection nosocomiale.
2. Définitions des infections associées aux soins. Ministère de la santé dljedsDDC. 2007.
3. Haley RW, Schaberg DR, Crossley KB, Von Allmen SD, McGowan Jr JE. Extra charges and prolongation of stay attributable to nosocomial infections: a prospective interhospital comparison. *The American journal of medicine*. 1981;70(1):51-8.
4. Klevens RM, Edwards JR, Richards Jr CL, Horan TC, Gaynes RP, Pollock DA, et al. Estimating health care-associated infections and deaths in US hospitals, 2002. *Public health reports*. 2007;122(2):160-6.
5. Graves E. National Hospital Discharge Survey; annual summary, 1987. 1989.
6. Sherertz RJ, Garibaldi RA, Marosok RD, Mayhall CG, Scheckler WE, Berg R, et al. Consensus paper on the surveillance of surgical wound infections. *American Journal of Infection Control*. 1992;20(5):263-70.
7. Wong ES. Surgical site infections. *Hospital epidemiology and infection control*. 1999;189-210.
8. Emori TG, Gaynes RP. An overview of nosocomial infections, including the role of the microbiology laboratory. *Clinical microbiology reviews*. 1993;6(4):428-42.
9. CCLIN O. Circulations au bloc opératoire et précautions d'hygiène. 1999.
10. Romero G. La gestion des risques au bloc opératoire. Le facteur humain et la culture sécurité. 65ème Congrès de la SFCO. 2017:01006.
11. Paris-Nord C. Hygiène des mains. Guide de bonnes pratiques. CCLin Paris-Nord. 2001.
12. Rosivall L. Ignác Fülöp Semmelweis, pioneer of clinical pathophysiology: Doctor of Medical Sciences and Surgery, Master of Obstetrics at the Pest Royal Hungarian University of Sciences, Professor of Practical Obstetrics. *Acta Physiologica Hungarica*. 2015;102(4):343-50.
13. Pittet D. Infection control and quality health care in the new millennium. *Am J Infect Control*. 2005;33(5):258-67.
14. Mortimer EA, Jr., Lipsitz PJ, Wolinsky E, Gonzaga AJ, Rammelkamp CH, Jr. Transmission of staphylococci between newborns. Importance of the hands to personnel. *American journal of diseases of children (1960)*. 1962;104:289-95.
15. Bjerke NB. The evolution: Handwashing to hand hygiene guidance. *Critical care nursing quarterly*. 2004;27(3):295-307.
16. Garner JS, Favero MS. CDC Guideline for Handwashing and Hospital Environmental Control, 1985. *Infection control : IC*. 1986;7(4):231-43.
17. Simmons BP. Guidelines for hospital environmental control. Section 1. Antiseptics, handwashing , and handwashing facilities. In: Centers for Disease Control and Prevention(CDC). CDC Hospital infections program (HIP) guidelines for prevention and control of nosocomial infections. 1981:6-10.
18. Recommendations for preventing the spread of vancomycin resistance. *Infection control and hospital epidemiology*. 1995;16(2):105-13.
19. Garner JS. Guideline for isolation precautions in hospitals. The Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. *Infection control and hospital epidemiology*. 1996;17(1):53-80.

20. Boyce JM PD. Guideline for hand hygiene in healthcare settings. Recommendations of the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee and the HICPAC/SHEA/APIC/IDSA Hand Hygiene Task Force. *Morbidity and Mortality Weekly Report*. 2002;51:1-45.
21. WHO Guidelines for Hand Hygiene in Health Care (Advanced Draft). Geneva: World Health Organization; 2006.
22. Pittet D, Hugonnet S, Harbarth S, Mourouga P, Sauvan V, Touveneau S, et al. Effectiveness of a hospital-wide programme to improve compliance with hand hygiene. *Infection Control Programme. Lancet (London, England)*. 2000;356(9238):1307-12.
23. Pittet D, Allegranzi B, Storr J. The WHO Clean Care is Safer Care programme: field-testing to enhance sustainability and spread of hand hygiene improvements. *Journal of infection and public health*. 2008;1(1):4-10.
24. WHO Guidelines on Hand Hygiene in Health Care. Geneva: World Health Organization
2009.
25. Boyce JM, Pittet D. Guideline for Hand Hygiene in Health-Care Settings. Recommendations of the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee and the HIPAC/SHEA/APIC/IDSA Hand Hygiene Task Force. *Am J Infect Control*. 2002;30(8):S1-46.
26. Kampf G, Kramer A. Epidemiologic background of hand hygiene and evaluation of the most important agents for scrubs and rubs. *Clin Microbiol Rev*. 2004;17(4):863-93, table of contents.
27. Price PB. The bacteriology of normal skin; a new quantitative test applied to a study of the bacterial flora and the disinfectant action of mechanical cleansing. *The journal of infectious diseases*. 1938:301-18.
28. Sprunt K, Redman W, Leidy G. Antibacterial effectiveness of routine hand washing. *Pediatrics*. 1973;52(2):264-71.
29. GADHOUM LD. HYGIENE DES MAINS EN MILIEU DE SOINS. HYGIENE HOSPITALIERE: Concepts, domaines et méthodes. 2008:43.
30. Groleau M, Koundé É. Les antiseptiques au cabinet. *Le médecin du Quebec*. 2006.
31. Noble WC. Dispersal of skin microorganisms. *The British journal of dermatology*. 1975;93(4):477-85.
32. Bertrand X, Bailly P, Blasco G, Balvay P, Boillot A, Talon D. Large outbreak in a surgical intensive care unit of colonization or infection with *Pseudomonas aeruginosa* that overexpressed an active efflux pump. *Clinical infectious diseases : an official publication of the Infectious Diseases Society of America*. 2000;31(4):E9-e14.
33. Foca M, Jakob K, Whittier S, Della Latta P, Factor S, Rubenstein D, et al. Endemic *Pseudomonas aeruginosa* infection in a neonatal intensive care unit. *The New England journal of medicine*. 2000;343(10):695-700.
34. Hayden MK. Insights into the epidemiology and control of infection with vancomycin-resistant enterococci. *Clinical infectious diseases : an official publication of the Infectious Diseases Society of America*. 2000;31(4):1058-65.
35. McFarland LV, Mulligan ME, Kwok RY, Stamm WE. Nosocomial acquisition of *Clostridium difficile* infection. *The New England journal of medicine*. 1989;320(4):204-10.
36. Pittet D, Allegranzi B, Sax H, Dharan S, Pessoa-Silva CL, Donaldson L, et al. Evidence-based model for hand transmission during patient care and the role of improved practices. *The Lancet Infectious diseases*. 2006;6(10):641-52.

37. Cisse CT, Faye O, Ndiaye G, Sakho A, Faye EO, Maiga A, et al. [Prevention of infection in a surgical environment in the regional hospitals of Senegal]. *Sante* (Montrouge, France). 2000;10(3):189-94.
38. Pittet D, Widmer A. Hygiène des mains: nouvelles recommandations. *Swiss-NOSO-Infections nosocomiales et hygiène hospitalière: aspects actuels*. 2001;8(4).
39. NF EN 12791+A1 Antiseptiques et désinfectants chimiques - Désinfection chirurgicale des mains - Méthodes d'essai et prescriptions Décembre 2017.
40. FDA U. Monographie finale provisoire pour les médicaments antiseptiques destinés aux soins de santé: règle proposée. *Federal Register* 1994. p. 31441-52.
41. JEAN L. L'asepsie au bloc opératoire. In: *Cahier d'enseignement de la SOFCOT n°73*. Paris: Elsevier. 2002:13-28.
42. Adda G. Organisation et gestion des blocs opératoires. *Hygiène et sécurité dans les établissements de santé* Lyon: AFNOR. 2002.
43. Hoët T. *Le bloc opératoire contemporain*. Editions de l'université de Bruxelles. 1985.
44. Hoët T. Le concept de l'asepsie progressive et son impact sur le comportement dans le bloc opératoire. *Interbloc*. 1994;13(1):24-7.
45. Gaudias J. Comportement au bloc opératoire. *Tirésias* (Ed) vol. 1998;1:78-82.
46. CCLIN SE. Surveillance et prévention des infections du site opératoire. 1998.
47. Bazin G, Montefiore A, PIGEON J-M, Seraqui M. Evolution de la configuration du bloc opératoire. *Techniques hospitalières*. 1999;54(637):41-3.
48. Hoët T. Le bloc opératoire de demain. *Techniques hospitalières*. 1999;54(637):17-39.
49. Kitzis M. Anatomie et physiologie du bloc opératoire. Paris: Tirésias. 2001:8-71.
50. l'hôpital Em. *Nouvelles organisations et architectures hospitalières*. Ministère de la Santé et des Solidarités; 2006.
51. Le Mandat M. Concepts pour la réalisation d'un bloc opératoire adapté aux besoins actuels. L'expérience d'un architecte programmiste hospitalier. *HygièneS*. 2001;9(5):329-37.
52. CNEH - Direction des Hôpitaux. Les secteurs opératoires : conception o, choix techniques. *Technologie et Santé*. Numéro spécial 21. mars 1995
53. Uniclina. *Traitement de l'air en milieu hospitalier* 1997. 120 p.
54. Norme N. S 90351. Établissements de santé Salles propres et environnements maîtrisés apparentés Exigences relatives pour la maîtrise de la contamination aéroportée. 2013.
55. Sud-Est C. *Guide technique d'hygiène hospitalière*. 2004.
56. AP-HP NebàlAPHdP. 2004.
57. Chinn RY, Sehulster L. Guidelines for environmental infection control in health-care facilities; recommendations of CDC and Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). 2003.
58. French G, Lynch P, Hambraeus A, Mehtar S, Heeg P, Saint S, et al. *Infection Control: Basic Concepts and Training*. 2003.
59. CCLIN Sud-Ouest. *Recommandations pour l'entretien des blocs opératoires*. 2006.
60. Rutala WA, Weber DJ. Disinfection and sterilization in health care facilities: what clinicians need to know. *Clinical infectious diseases*. 2004;39(5):702-9.
61. Sydnor ER, Perl TM. Hospital epidemiology and infection control in acute-care settings. *Clin Microbiol Rev*. 2011;24(1):141-73.
62. Boyce JM, Potter-Bynoe G, Chenevert C, King T. Environmental contamination due to methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: possible infection control implications. *Infection control and hospital epidemiology*. 1997;18(9):622-7.
63. Monsieur le Pr J, Monsieur le Dr GA, Madame le Dr NB, GUIGNEMENT-COUDRAIS MS, Monsieur le Dr JH, HORN MC, et al. Surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé.

64. Maki DG, Alvarado CJ, Hassemer CA, Zilz MA. Relation of the inanimate hospital environment to endemic nosocomial infection. *New England Journal of Medicine*. 1982;307(25):1562-6.
65. Bauer T, Ofner E, Just H, Just H, Daschner F. An epidemiological study assessing the relative importance of airborne and direct contact transmission of microorganisms in a medical intensive care unit. *Journal of Hospital Infection*. 1990;15(4):301-9.
66. Lidwell O, Lowbury E, Whyte W, Blowers R, Stanley S, Lowe D. Airborne contamination of wounds in joint replacement operations: the relationship to sepsis rates. *Journal of hospital Infection*. 1983;4(2):111-31.
67. Lidwell OM, Elson RA, Lowbury EJ, Whyte W, Blowers R, Stanley SJ, et al. Ultraclean air and antibiotics for prevention of postoperative infection: a multicenter study of 8,052 joint replacement operations. *Acta Orthopaedica Scandinavica*. 1987;58(1):4-13.
68. Mangram A. Guideline for prevention of surgical site infection, 1999. Hospital Infection Control Practice Advisory Committee. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1999;20:250-78.
69. Ayliffe G. Role of the environment of the operating suite in surgical wound infection. *Reviews of infectious diseases*. 1991;13(Supplement_10):S800-S4.
70. ALESSANDRI J-P. GESTION DES DÉCHETS D'ACTIVITÉS DE SOINS A RISQUES INFECTIEUX EN MILIEU DIFFUS EN RÉGION CORSE. mars. 2004.
71. Goulet D, Deweerdt C, Valence B, Calop J. Fiches de stérilisation. *Hygiènes*. 2003.
72. Kosmann M. Les collecteurs à objets piquants, coupants: Un matériel sécurisé essentiel et un risque paradoxal. *Hygiènes* 2003; 11 (2): 147. 2003;50.
73. Binhas E, Machtou P. Guide pratique du contrôle de l'infection au cabinet dentaire: Cahiers de prothèses éditions; 1991.
74. Bretot-Rihouey G. La stérilisation. Tech. rep., Pôle Pharmacie–CHU de ROUEN; 2007.
75. Marchetti B, Boustière C, Chapuis C, Systchenko R, Arpurt J-P, Barrioz T, et al. La désinfection du matériel en endoscopie digestive. *Acta Endoscopica*. 2007;37(5):699-704.
76. KOUCHNER B. Bonnes Pratiques de Pharmacie Hospitalière, lignes directives

particulières n°1, préparation des dispositifs médicaux stériles. MINISTERE DE L'EMPLOI ET DE LA SOLIDARITE

MINISTERE DELEGUE A LA SANTE

DIRECTION DE L'HOSPITALISATION ET DE L'ORGANISATION DES SOINS. 22 juin 2001;1ère édition:35-49.

77. NF EN 14885 Novembre 2018;T72-900.
78. (AFNOR) AFDN. Guide pour la décontamination, le nettoyage et la stérilisation des instruments de chirurgie. 1992.
79. Goulet D, Tissot-Guerraz F, Hôpital Edouard-Herriot. . Lyon FRA. Intérêt et bonnes pratiques de la décontamination du matériel médico-chirurgical. *LE PHARMACIEN HOSPITALIER*. 1992(110):13-22.
80. Darbord J-C. Désinfection et stérilisation dans les établissements de soins: guide pratique. Paris: Masson; 2003 2003.
81. THIVEAUD D. Du nettoyage à la stérilisation. *HYGIENE EN MILIEU HOSPITALIER*. 2000(33):21-6.
82. ISO 11607-1:2019. Emballages des dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal -- Partie 1: Exigences relatives aux matériaux, aux systèmes de barrière stérile et aux systèmes d'emballage. 2 ed2019. p. 62.

83. ARMAND.A, BENIGEN.B, BRUDERER.A, LEVEQUE.D, MAYER P, OSTERTAG JL. Démarche qualité en stérilisation. Groupe de travail Héphaïstos. 1999:10-6.
84. Dossier spécial. Les 21èmes journées d'études sur la stérilisation
Techniques hospitalières Avril 1999. p. 32-4.
85. DELFEAU.R, TSCHAN.L. Stérilisation par la vapeur d'eau. Centre d'études et de formations hospitalières. 1998: 219-23.
86. GOETZ.ML. La pratique au quotidien de la stérilisation.
. Techniques hospitalières. 2000:20-2.
87. CHAUDIER.D, GOULLET.D, PAUL.J. Prions et stérilisation en milieu hospitalier. Le pharmacien hospitalier. 1995;121:7-20.
88. juridiques Dda. Circulaire DGS/DH n° 100 du 11 décembre 1995 relative aux précautions à observer en milieu chirurgical et anatomopathologique face aux risques de transmission de la maladie de Creutzfeldt-Jakob. 1995:9.
89. AUBRY.M. Stérilisation des dispositifs médicaux. Fédération de l'hospitalisation privée. 1997: 1-5.
90. C C. Stérilisation et Législation. Ce que disent les textes. Le Moniteur Hospitalier. Février 2000;123:23-36.
91. Directive Européenne n°93/42/CEE du Conseil relative aux DM. 14 Juin 1993.
92. Sievert DM, Ricks P, Edwards JR, Schneider A, Patel J, Srinivasan A, et al. Antimicrobial-resistant pathogens associated with healthcare-associated infections: summary of data reported to the National Healthcare Safety Network at the Centers for Disease Control and Prevention, 2009-2010. *Infection control and hospital epidemiology*. 2013;34(1):1-14.
93. Harbarth S, Ruef C, Francioli P, Widmer A, Pittet D. Nosocomial infections in Swiss university hospitals: a multi-centre survey and review of the published experience. *Swiss-Noso Network. Schweizerische medizinische Wochenschrift*. 1999;129(42):1521-8.
94. Petrosillo N, Drapeau CM, Nicastrì E, Martini L, Ippolito G, Moro ML. Surgical site infections in Italian Hospitals: a prospective multicenter study. *BMC infectious diseases*. 2008;8:34.
95. Rundstadler Y. Lutter contre la contamination au bloc opératoire. *ITBM-RBM*. 2002;23(3):180-5.
96. Fromantin I, Rollot F, Cheron M, Nicodème M, Kriegel I. Biofilm et plaies. *Revue Francophone de Cicatrisation*. 2017;1(2):10-2.
97. Lachassinne E, Letamendia-Richard E, Gaudelus J. Épidémiologie des infections nosocomiales en néonatalogie. *Archives de pédiatrie*. 2004;11(3):229-33.
98. Weiner LM, Webb AK, Limbago B, Dudeck MA, Patel J, Kallen AJ, et al. Antimicrobial-resistant pathogens associated with healthcare-associated infections: summary of data reported to the National Healthcare Safety Network at the Centers for Disease Control and Prevention, 2011–2014. *infection control & hospital epidemiology*. 2016;37(11):1288-301.
99. AFNOR. Norme NF EN ISO 14698-1. Mars 2004.
100. Landers TF, Hoet A, Wittum TE. Swab type, moistening, and preenrichment for *Staphylococcus aureus* on environmental surfaces. *Journal of clinical microbiology*. 2010;48(6):2235-6.
101. Moore G, Griffith C. Problems associated with traditional hygiene swabbing: the need for in-house standardization. *Journal of applied microbiology*. 2007;103(4):1090-103.
102. Sud-Ouest C. Surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé. *Guide de Bonnes Pratiques*. 2016.
103. DEGBEY C, AGUEMON B, OUENDO E-M, MAKOUTODE M, SIMON A. Etude de la qualité du matériel médico-technique utilisé dans les blocs opératoires en vue de la

- prévention des infections associées aux soins et services au Centre National Hospitalier et Universitaire de Cotonou–Benin. L'ANEMIE CHEZ LES HEMODIALYSES CHRONIQUES A L'HOPITAL NATIONAL LAMORDE DE NIAMEY LES TROUBLES DU METABOLISME PHOSPHOCALCIQUE CHEZ LES HEMODIALYSES CHRONIQUES A L'HOPITAL NATIONAL LAMORDE NIAMEY. 2013(018):29-35.
104. normalisation Oid. ISO/IEC 17025. 2006.
 105. Ministère de la santé RADeP. Le livre de standardisation de antibiogramme à l'échelle nationale (médecine humaine et vétérinaire) 6ème édition ed2011.
 106. Ministère de la santé RADeP. Le livre de standardisation des test de sensibilité aux antibiotique à l'échelle nationale (médecine humaine et vétérinaire). 7ème édition ed2014.
 107. Hingst V, Juditzki I, Heeg P, Sonntag H-G. Evaluation of the efficacy of surgical hand disinfection following a reduced application time of 3 instead of 5 min. *Journal of Hospital Infection*. 1992;20(2):79-86.
 108. O'shaughnessy M, O'Malley V, Corbett G, Given H. Optimum duration of surgical scrub-time. *British Journal of Surgery*. 1991;78(6):685-6.
 109. Wheelock SM, Lookinland S. Effect of surgical hand scrub time on subsequent bacterial growth. *AORN journal*. 1997;65(6):1087-98.
 110. Poon C, Morgan DJ, Pond F, Kane J, Tulloh BR. Studies of the surgical scrub. *Australian and New Zealand journal of surgery*. 1998;68(1):65-7.
 111. CARRELET.T, POSPISIL.F. Guide technique pour l'hygiène et la protection des mains. *Cclin Sud-Est* 2001:49-52.
 112. Barbier F. Staphylocoques à coagulase négative: quand, comment et pourquoi sont-ils responsables d'infections? *Journal des Anti-infectieux*. 2015;17(1):15-9.
 113. Widmer A, Rotter M, Voss A, Nthumba P, Allegranzi B, Boyce J, et al. Surgical hand preparation: state-of-the-art. *Journal of Hospital Infection*. 2010;74(2):112-22.

LES ANNEXES

**ANNEXE 1 : RECOMMANDATION POUR L'ENTRETIEN DES BLOCS
OPERATOIRES – CCLIN SUD OUEST : ENTRETIEN DE LA SALLE
D'INTERVENTION**

A L'OUVERTURE DE LA SALLE	ENTRE DEUX INTERVENTIONS	EN FIN DE PROGRAMME OPERATOIRE	UNE FOIS PAR SEMAINE
	Evacuation : - du linge sale, - des déchets, - du matériel médico- chirurgical	Evacuation : - du linge sale, - des déchets, - du matériel médico-chirurgical	Evacuation : - du linge sale, - des déchets, - du matériel médico-chirurgical
Maintenir les portes des salles fermées pendant l'entretien			
Nettoyage- désinfection Des surfaces horizontales	Nettoyage- désinfection Des surfaces horizontales	Nettoyage- désinfection De l'ensemble des équipements Nettoyage- désinfection Des murs à mi- hauteur	Nettoyage- désinfection de l'ensemble des équipements Nettoyage-désinfection Des murs sur toute leur hauteur Nettoyage-désinfection à fond du mobilier avec démontage des éléments amovibles
Dépoussiérage du sol par balayage humide ou par balai vapeur	Dépoussiérage du sol par balayage humide (au minimum en absence de souillure)	Dépoussiérage du sol par balayage humide	Dépoussiérage du sol par balayage humide

	<p>Lavage du sol dans tous les autres cas :</p> <ul style="list-style-type: none"> - manuel ou par technique vapeur* <p>Attendre le séchage complet du sol avant de pénétrer dans la salle pour l'intervention suivante</p>	<p>Lavage obligatoire de toute la surface du sol manuel ou mécanisé ou par technique vapeur*</p>	<p>Lavage obligatoire de toute la surface du sol</p> <ul style="list-style-type: none"> - manuel ou mécanisé ou par technique vapeur*
	<p>l'emploi de la technique vapeur permet de se dispenser d'un balayage humide préalable</p>		

ANNEXE 2 : CCLIN SUD OUEST : LES CATÉGORIES D'EAU DANS LES ÉTABLISSEMENT DE SANTÉ

Eaux à usage de soins				
Catégories d'eau Définitions	Paramètres microbiologiques	Niveaux exigés ou recommandés	Fréquence des Contrôles	Modalités des prélèvements
<p>Eau pour soins standard :</p> <p>Eau utilisée pour des soins de base à des patients sans risque particulier, le lavage des mains du personnel soignant. Ainsi que pour le nettoyage et le rinçage de certains DM (sauf en cas d'accès à une cavité stérile).</p>	<p>Indicateurs</p> <ul style="list-style-type: none"> • flore aérobie revivifiable à 22°C • flore aérobie revivifiable à 36°C • coliformes totaux si présence de coliformes totaux, rechercher <i>E. coli</i> • <i>Pseudomonas aeruginosa</i> 	<p>Niveau cible :</p> <p>< 100 UFC / ml</p> <p>< 10 UFC / ml</p> <p>< 1 UFC / 100 ml</p> <p>< 1 UFC / 100 ml</p>	<p>Aucune fréquence n'est fixée actuellement par la réglementation. Il est recommandé 1 contrôle trimestriel sur les points considérés comme représentatifs de la qualité de l'eau distribuée.</p>	<p>Le plan d'échantillonnage des prélèvements doit être établi en fonction de la taille de l'établissement, des spécificités du réseau, du nombre d'unités individualisées, des zones à risques. Les points d'eau sont choisis de préférence dans des services accueillant des patients à haut risque infectieux ou pour des utilisations à risques (poste lavage des mains des chirurgiens).</p>

Catégories d'eau Définitions	Paramètres microbiologiques	Niveaux exigés ou Recommandés	Fréquence des contrôles	Modalités des prélèvements
<p>Eau bactériologiquement maîtrisée : Présentant une qualité bactériologique supérieure à celle du réseau de distribution. Elle est destinée aux patients les plus vulnérables, pour des soins au contact des muqueuses ou exposant à un risque infectieux particulier (par exemple, le rinçage terminal des fibroscopes bronchiques).</p>	<p>Indicateurs</p> <ul style="list-style-type: none"> • flore aérobie revivifiable à 22°C • <i>Pseudomonas aeruginosa</i> <p>La surveillance de ces deux paramètres est redondante pour des eaux traitées par microfiltration.</p>	<p>Niveau cible ≤ 1 UFC/100 ml</p> <p>Niveau d'action ≥ 10 UFC/100 ml</p> <p>< 1 UFC/100 ml</p> <p>Niveau d'action ≥ 1 UFC/100 ml</p>	<p>La fréquence minimale est trimestrielle.</p> <p>Les contrôles doivent être effectués en fonction du système d'assurance qualité mis en place dans l'établissement.</p>	<p>La qualité de cette eau est obtenue soit après traitement chimique (chloration), soit après traitement physique (filtration, ultraviolets,...).</p> <p>Les systèmes de microfiltration au point d'usage (porosité moyenne de 0,2 µm) peuvent être soit stérilisables et réutilisables, soit non réutilisables (dits à usage unique).</p> <p>Ces derniers ne justifient pas de réaliser des contrôles bactériologiques dès lors que le procédé a été validé et que ses modalités d'utilisation sont régulièrement contrôlées.</p>

ANNEXE 3 :

Guide du Ministère sur la surveillance microbiologique dans les établissements de santé de France :

Critères d'interprétation proposés pour les prélèvements de surface

Résultats en unités Formant Colonies/25 cm ²		
Zone protégée	<i>Aspergillus</i> ou autre champignon filamenteux	Germes totaux ¹
	Cible : < 1	Cible : 5 et absence de germe pathogène
Salle d'opération	Alerte : 1	
	Action : 1	Action : > 5 ou présence de germe pathogène

¹ Prélèvements effectués après bionettoyage et hors activité humaine.

ANNEXE 4 : NORMES DE STÉRILISATION

Norme	Contenu
NF EN 556-1 Février 2002	Stérilisation des dispositifs médicaux - Exigences relatives aux dispositifs médicaux en vue d'obtenir l'étiquetage STERILE - Partie 1 : exigences relatives aux dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal. Norme européenne spécifie les exigences à satisfaire pour qu'un dispositif médical ayant subi une stérilisation terminale puisse être étiqueté " STERILE ". La partie 2 de cette norme européenne spécifie les exigences relatives aux dispositifs médicaux aseptisés en vue d'obtenir l'étiquetage " STERILE ".
EN ISO 15 883-1 Septembre 2009	Laveurs désinfecteurs - Partie 1 : exigences générales, termes et définitions et essais.
ISO 15 883-2 septembre 2009	Laveurs désinfecteurs - Partie 2 : exigences et essais pour laveurs désinfecteurs destinés à la désinfection thermique des instruments chirurgicaux, du matériel d'anesthésie, des bacs, plats, récipients, ustensiles de la verrerie, etc.
NF EN 285 Février 2016	Stérilisateur. Stérilisateur à la vapeur d'eau. Grands stérilisateur (Indice de classement : S 98-011).
NF EN 1422 Juin 2014	Stérilisateur à usage médical – Stérilisateur à l'oxyde d'éthylène- Exigences et méthodes d'essai (Indice de classement : S 98-015).
NF EN 868-2 Avril 2017	Emballages des dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 2 : enveloppe de stérilisation - Exigences et méthodes d'essai - Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal (Indice de classement : S 98-051-2).
NF EN 868-3 Avril 2017	Emballages des dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 3 : papier utilisé dans la fabrication des sacs en papier (spécifiés dans l'EN 868-4) et dans la fabrication de sachets et gaines (spécifiés dans l'EN 868-5) - Exigences et méthodes d'essai - Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 3 : papier utilisé dans la fabrication des sacs en papier (spécifiés dans l'EN 868-4) et dans la fabrication de sachets et gaines (spécifiés dans l'EN 868-5) - Exigences et méthodes d'essai (Indice de classement : S 98-051-3).

<p>NF EN 868-4 Avril 2017</p>	<p>Matériaux et systèmes d’emballages pour les dispositifs médicaux devant être stérilisés – Partie 4 : Sacs en papier – Exigences et méthodes d’essai (Indice de classement : S 98-051-4).</p>
<p>NF EN 868-5 décembre 2018</p>	<p>Emballages des dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 5 : Sachets et gaines scellables constitués d'une face matière poreuse et d'une face film plastique - Exigences et méthodes d'essai - Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal (Indice de classement S 98-051-5).</p>
<p>NF EN 868-6 Avril 2017</p>	<p>Emballages des dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 6 : papier pour des procédés de stérilisation à basse température - Exigences et méthodes d'essai - Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal (Indice de classement : S 98-051-6).</p>
<p>NF EN 868-7 Mars 2017</p>	<p>Emballages des dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 7 : papier enduit d'adhésif pour des procédés de stérilisation à basse température - Exigences et méthodes d'essai - Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal (Indice de classement : S 98-051-7).</p>
<p>NF EN 868-8 Décembre 2018</p>	<p>Matériaux et systèmes d’emballages pour les dispositifs médicaux devant être stérilisés : Partie 8 : Conteneurs réutilisables pour stérilisation à la vapeur d’eau conformes à l’EN 285 – Exigences et méthodes d’essai (Indice de classement : S 98-051-8).</p>
<p>NF EN 868-9 Décembre 2018</p>	<p>Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 9 : matériaux non tissés à base de polyoléfines, non enduits - Exigences et méthodes d'essai - Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal (Indice de classement : S 98-051-9).</p>

NF EN 868-10 Octobre 2017	Emballages pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal - Partie 10 : matériaux non tissés à base de polyoléfines enduits d'adhésif - Exigences et méthodes d'essai - Matériaux et systèmes d'emballage pour les dispositifs médicaux stérilisés au stade terminal (Indice de classement : S 98-051-10).
NF EN ISO 11138-1 Juin 2017	Stérilisation des produits de santé - Indicateurs biologiques - Partie 1 : exigences générales (Indice de classement : S 98-004-1).
NF EN ISO 11138-2 Juin 2017	Stérilisation des produits de santé - Indicateurs biologiques - Partie 2 : indicateurs biologiques pour la stérilisation à l'oxyde d'éthylène (Indice de classement : S 98-004-2).
NF EN 866-8 janvier 2000	Systèmes biologiques pour l'essai des stérilisateur et les procédés de stérilisation – Partie 8 : Exigences particulières pour les systèmes autonomes d'indicateurs biologiques destinés à être dans des stérilisateur à l'oxyde d'éthylène (Indice de classement : S 98-004-8).
NF EN ISO 11140-1 Février 2015	Systèmes non-biologiques destinés à être utilisés dans des stérilisateur : Partie 1 : Exigences générales (Indice de classement : S 98-001).
NF EN ISO 11140-1 Février 2015	Systèmes non-biologiques destinés à être utilisés dans des stérilisateur : Partie 2 : Indicateurs de procédé (Classe A) - (Indice de classement S98-001-1).
NF EN ISO 11140-3 Août 2009	Stérilisation des produits de santé - Indicateurs chimiques - Partie 3 : systèmes d'indicateurs de Classe 2 pour utilisation lors de l'essai de Bowie et Dick de pénétration de la vapeur (Indice de classement : S 986003).
NF EN ISO 11140-4 Juin 2007	Stérilisation des produits de santé - Indicateurs chimiques - Partie 4 : indicateurs de classe 2 comme alternative à l'essai de Bowie et Dick pour la détection de la pénétration de la vapeur.

NF EN ISO 11135-1 Août 2007	Stérilisation des produits de santé- Oxyde d'éthylène -Partie 1 : exigences de développement, de validation et de contrôle de routine d'un processus de stérilisation pour des dispositifs médicaux (Indice de classement : S 98-101-1) (NORME D'APPLICATION OBLIGATOIRE).
NF EN ISO 17665-1 Novembre 2006	Stérilisation des produits de santé - Chaleur humide - Partie 1 : exigences pour le développement, la validation et le contrôle de routine d'un procédé de stérilisation des dispositifs médicaux (Indice de classement : S 98-105) (NORME D'APPLICATION OBLIGATOIRE).
GA S 98-130 Mai 2002	Stérilisation des dispositifs médicaux – Guide d’application de la norme NF EN 554, à destination des établissements de santé – Validation et contrôle de routine pour la stérilisation à la vapeur d’eau (octobre 1994) (Indice de classement : S 98-130)
NF EN ISO 14937	Stérilisation des produits de santé - Exigences générales pour la caractérisation d'un agent stérilisant et pour la mise au point, la validation et la vérification de routine d'un processus de stérilisation pour dispositifs médicaux (Indice de classement : S 98-115) (NORME D'APPLICATION OBLIGATOIRE).
NF EN 30-993-7 Décembre 2008	Evaluation biologique des dispositifs médicaux Partie 7 : Résidus de stérilisation à l’oxyde d’éthylène (Indice de classement : S 99-501-7).

ANNEXE 5 :

FREQUENCE DE PRELEVEMENT DE SURFACE "AU REPOS" EN FONCTION DU NIVEAU DE RISQUE SELON CCLIN SUD-EST 2016

Niveau de risque infectieux	Risque 4	Risque 3	Risque 2	Risque 1
Exemples d'après la norme NF S90-351(2013)	Salle d'opération : orthopédie avec implant articulaire Unités protégées (hématologie)	Salle d'opération chirurgie digestive, urologie... Salle d'imagerie interventionnelle	Salle de soins post interventionnels Chambre réanimation polyvalente	Salle d'endoscopie Chambre d'hospitalisation standard
Fréquence des prélèvements de surface « en routine »*	Trimestrielle à mensuelle A	Trimestrielle	Semestrielle à trimestrielle	définir en fonction des objectifs de l'ES

ANNEXE 6 :

VALEUR CIBLE EN UFC/25CM² POUR LES PRELEVEMENT DES SURFACES

Classe de risque ou classe de propreté particulaire	Risque 4 ou ISO 5	Risque 3 ou ISO 7	Risque 2 ou ISO 8
Valeurs cibles hors présence humaine/25 cm ²			
FAR	≤1	≤5	≤25
Aspergillus sp	< 1	< 1	< 1
Micro-organismes indicateurs	< 1	< 1	< 1

ANNEXE 7 : QUESTIONNAIRE SUR LE LAVAGE DES MAINS

N° d'échantillon :

Nom :

Prénom :

Référence (grade) :

Ancienneté :

1-Quel est le type du lavage utilisé :

Lavage simple

Désinfection chirurgicale par lavage

Lavage anti septique

Désinfection chirurgicale par friction hydro-alcoolique

2-Connaissez-vous les bons gestes du lavage chirurgical des mains :

Oui Non

3-A quelle fréquence suivez-vous ces recommandations :

Jamais Parfois Souvent Toujours

Maintien des mains au-dessus des coudes

Tenue manches courtes

Ongles courts, propres et sans verni

Absence de bijoux

Application de solutions hydro-alcoolique après lavage des mains

4-Combien d'étapes y a-t-il pour le lavage chirurgical des mains :

Une seule étape Deux étapes Trois étapes Cinq étapes

5-Combien de temps dure un lavage chirurgical :

3 minutes 5 minutes 7 minutes 8 minutes

6-Quel est le savon que vous utilisez dans le lavage chirurgical :

Liquide Solide Détergent Antiseptique

7-Utilisez-vous la brosse à usage unique :

Oui Non

Si oui, pour quelle raison :

Brosser les espaces interdigitaux Brosser les mains et les avant-bras Brosser les angles

8-Avec quoi vous vous sécher les mains :

Serviette Essuie mains à usage unique Souffleuse Pas de séchage

Résumé :

L'infection nosocomiale peut être causée par les germes du patient, du personnel soignant ou de l'environnement hospitalier. Le taux de la morbidité et la mortalité ne cesse de croître à cause de ces infections, de même que des coûts supplémentaires qui se rajoutent à cause des soins à l'hôpital. Ce qui nous amenera à s'intéresser à ce domaine et de réaliser une évaluation de l'hygiène globale du bloc opératoire.

Dans la démarche globale de notre étude, le volet bibliographique s'est divisé en 3 parties, dont le premier s'intitule l'hygiène des mains. Le second c'est l'hygiène au niveau du bloc opératoire, quant au troisième est porté sur la stérilisation du matériel chirurgicale.

La partie expérimentale avait pour objectif de contrôler les portes d'entrée des différents microorganismes dont : la transmission manuporté qui est la principale source de contamination, l'environnement opératoire, ainsi que le matériel chirurgicale par une analyse des bonnes pratiques au bloc opératoire, les techniques de désinfection des surfaces et de stérilisation des instruments chirurgicaux accompagné d'un contrôle microbiologique visant à rechercher d'éventuels microorganismes pathogène ou potentiellement pathogène et tester leur sensibilité pour les antibiotiques afin d'établir des mesures pour améliorer qualité d'hygiène et d'éviter de potentielles infections nosocomiales.

Enfin l'ensemble des résultats du travail et leurs discussions sont rapportés en comparaison avec des recommandations, et travaux précédents.

Mots clés : hygiène, bloc opératoire, transmission manuporté, environnement, infection nosocomiale.

Abstract:

Nosocomial infection can be caused by the patient's germs, caregivers or the hospital environment. The rate of morbidity and mortality continues to increase because of these infections, as well as additional costs that are added because of hospital care. This leads us to take an interest in this area and to carry out an evaluation of the overall hygiene of the operating theater.

In the overall approach of our study, the bibliographic section was divided into 3 parts, the first of which is called hand hygiene. The second is hygiene in the operating room, the third is focused on the sterilization of surgical equipment.

The objective of the experimental part was to control the entrance gates of the various microorganisms including: the hand-held transmission which is the main source of contamination, the operating environment, as well as the surgical equipment by an analysis of the good practices in the operating room, the techniques for surface disinfection and sterilization of surgical instruments accompanied by a microbiological check for potential microorganisms pathogenic or potentially pathogenic and test their sensitivity for antibiotics to establish measures to improve quality of hygiene and avoid potential nosocomial infections.

Finally all the results of the work and their discussions are reported in comparison with recommendations, and previous work.

Keywords: hygiene, operating theater, manual transmission, environment, Nosocomial infection.

المخلص :

يمكن أن يكون سبب العدوى المستشفيات من جراثيم المريض أو مقدمي الرعاية أو بيئة المستشفى. يستمر معدل المرض والوفيات في الزيادة بسبب هذه الأمراض، وكذلك التكاليف الإضافية التي تتم إضافتها بسبب الرعاية في المستشفى. هذا يقودنا إلى الاهتمام في هذا المجال وإجراء تقييم للنظافة العامة في غرفة العمليات.

والثالث. في النهج الكلي لدراستنا، تم تقسيم القسم النظري إلى 3 أجزاء، أولها النظافة اليدوية. والثاني هو النظافة في غرفة العمليات يركز على تعقيم المعدات الجراحية

كان الهدف من الجزء التطبيقي هو التحكم في بوابات الدخول لمختلف الكائنات الحية الدقيقة بما في ذلك نقل العدوى اليدوي الذي هو المصدر الرئيسي للتلوث، وبيئة التشغيل، وكذلك المعدات الجراحية من خلال تحليل الممارسات الجيدة في غرفة العمليات، تقنيات التطهير السطحي وتعقيم الأدوات الجراحية المصحوبة بفحص ميكروبيولوجي للكائنات الحية الدقيقة المحتملة المسببة للأمراض أو يحتمل أن تكون مسببة للأمراض واختبار حساسيتها للمضادات الحيوية لوضع تدابير لتحسين جودة النظافة وتجنب الالتهابات الجراحية المحتملة.

أخيرًا، يتم الإبلاغ عن جميع نتائج العمل ومناقشتهم مقارنة بالتوصيات والعمل السابق.

الكلمات المفتاحية: النظافة، غرفة العمليات، ناقل الحركة اليدوي، البيئة، عدوى المستشفيات.