



RECOMMANDATIONS PROFESSIONNELLES

Hygiène et prévention du risque infectieux en cabinet médical ou paramédical

Argumentaire

Juin 2007

Avec le partenariat méthodologique
et le concours financier de la

HAUTE AUTORITÉ DE SANTÉ

Les recommandations sont téléchargeables sur
www.has-sante.fr

Haute Autorité de santé
Service communication
2 avenue du Stade de France - F 93218 Saint-Denis La Plaine CEDEX
Tél. :+33 (0)1 55 93 70 00 - Fax :+33 (0)1 55 93 74 00

Ce document a été validé par le Collège de la Haute Autorité de santé en juin 2007.

© Haute Autorité de santé – 2007

Sommaire

Méthode de travail	5
1. Recherche documentaire	6
1.1 Sources d'informations	6
2. Stratégie de recherche	7
2.1 Interrogation des sites Nosobase et Legifrance pour les textes réglementaires concernant l'hygiène en cabinet médical ou paramédical	7
2.2 Consultation de l'index de la National Guideline Clearinghouse, des Centers for Disease Control and Prevention (CDC), des agences en santé pour l'identification des recommandations existantes sur le thème de l'hygiène en cabinet médical ou paramédical.....	7
2.3 Interrogation de la base de données MEDLINE.....	13
Argumentaire	21
1. Origine et contexte de la demande.....	21
2. But et étendue du champ de ce document	21
La responsabilité des professionnels de santé	23
1. Obligations déontologiques des médecins	23
2. Obligations réglementaires des médecins.....	23
3. Les textes réglementaires relatifs à l'hygiène et à la prévention des infections liées aux soins	24
3.1 L'élimination des déchets d'activité de soins à risques infectieux	24
3.2 La gestion des dispositifs médicaux.....	24
3.3 La vaccination des professionnels de santé	24
3.4 Le risque de transmission d'agents infectieux véhiculés par le sang, les liquides biologiques ou d'agents non conventionnels	25
3.5 Antiseptiques et désinfectants : définitions et réglementation	25
Antiseptique de la peau et des muqueuses.....	28
1. Généralités	28
1.1 Flore microbienne.....	28
1.2 Taux de contamination des mains des professionnels de santé	30
1.3 Transmissibilité des agents pathogènes nosocomiaux à partir des mains	31
1.4 Évaluation de l'activité des antiseptiques et des désinfectants	31
2. Conditions d'utilisation en pratique de soins.....	35
2.1 Péremption et durée d'utilisation	35
2.2 Respect de la prescription et des indications.....	36
2.3 Respect des précautions d'emploi et des contre-indications	38
2.4 Respect des conditions d'efficacité	38
2.5 Respect des conditions de sécurité.....	39
2.6 Distinction des antiseptiques selon leur spectre d'activité	39
2.7 Cas particulier de l'antiseptique chez l'enfant	41
2.8 Recommandations proposées pour l'antiseptique de la peau et des muqueuses.....	43

3.	Les précautions « Standard »	44
4.	L'hygiène des mains	45
4.1	Produits visant à réduire la contamination des mains	45
4.2	Conséquences sur les infections communautaires et nosocomiales	56
4.3	Compliance	59
4.4	Recommandations	60
5.	Les équipements de protection personnelle	68
5.1	Usage des gants	68
5.2	Usage des blouses et des tabliers	72
5.3	Masque facial	74
5.4	Lunettes de protection	76
5.5	Recommandations proposées pour le port de lunettes de protection	76
6.	Les précautions « standard » et l'organisation générale du soin	77
6.1	Hygiène du soignant	77
6.2	Préparation du soin	77
6.3	Médicaments et matériels utilisés	77
6.4	Technique du soin	77
7.	Prévention des accidents exposant au sang et aux liquides biologiques	78
7.1	Utilisation et élimination des dispositifs piquants, coupants et tranchants	78
7.2	Vaccination des professionnels de santé	82
7.3	Conduite à tenir en cas d'exposition au sang	83
7.4	Recommandations proposées pour réduire le risque d'exposition au sang et aux liquides biologiques	84
8.	Les précautions « supplémentaires » selon le geste technique à réaliser	85
8.1	Les gestes invasifs à risque d'infection sévère	85
8.2	Gestes avec effraction cutanéomuqueuse à moindre risque d'infection sévère	116
8.3	Gestes sans effraction cutanéomuqueuse	146
	Organisation du cabinet médical	168
1.	Classement des zones à risque	168
2.	Contrôle de l'air et prévention de la transmission aérienne ou par gouttelettes des infections	169
2.1	Chauffage, ventilation et conditionnement d'air	169
2.2	Démolition, construction et rénovation des locaux	169
2.3	Vaccination des professionnels de santé	169
2.4	Mesures d'isolement et équipements de protection personnelle	173
2.5	L'organisation de la présence en salle d'attente	176
3.	Contrôle et aménagement des points d'eau	176
3.1	Eau de consommation et de soins standard	177
3.2	Eau chaude sanitaire	177
3.3	Eaux à usage médical	178
3.4	Eau décorative	178
3.5	Aménagement des points d'eau	178
4.	Contrôle de la conservation par le froid	179
5.	Contrôle des surfaces	180
5.1	Aménagement des locaux	180

5.2	Entretien du linge et des surfaces textiles.....	184
5.3	Entretien des locaux et des surfaces	185
6.	Gestion des déchets d'activité de soins	193
6.1	Typologie des déchets	194
6.2	Tri des déchets en cabinet et au domicile des patients	194
6.3	Entreposage des déchets.....	195
6.4	Transport et élimination des déchets	195
	Choix et traitement des dispositifs médicaux.....	197
1.	Choix des dispositifs médicaux.....	197
2.	Classification des dispositifs médicaux	198
3.	Traitement d'un dispositif médical réutilisable	199
3.1	Étapes communes à tous les dispositifs médicaux immergeables	199
3.2	La désinfection des dispositifs médicaux	200
3.3	Désinfection des dispositifs médicaux réutilisables non immergeables.....	205
3.4	La stérilisation des dispositifs médicaux	205
3.5	La désinfection par l'eau bouillante	213
3.6	Entreposage des dispositifs médicaux stérilisés ou désinfectés	213
3.7	Maintenance des dispositifs médicaux.....	213
3.8	Matéiovigilance.....	214
4.	Recommandations internationales pour le traitement des dispositifs médicaux réutilisables.....	214
4.1	État des recommandations existantes	214
4.2	Usage partagé.....	215
4.3	État de la pratique et adhérence aux recommandations.....	216
4.4	Désinfection ou stérilisation ?.....	216
5.	Agents transmissibles non conventionnels (ATNC)	217
5.1	Encéphalopathies spongiformes subaiguës transmissibles :.....	217
5.2	Résistance des ATNC	218
5.3	Hiérarchisation du risque de transmission	218
5.4	Traitement requis des dispositifs médicaux	220
	Annexe 1	223
	Annexe 2.....	227
	Annexe 3.....	229
	Annexe 4.....	230
	Annexe 5.....	231
	Annexe 6.....	232
	Annexe 7.....	234
	Annexe 8.....	239
	Annexe 9.....	240

Annexe 10.....	241
Références bibliographiques	242
Participants	272

Méthode de travail

Ces recommandations professionnelles ont été élaborées selon la méthode des recommandations pour la pratique clinique, publiée par l'Anaes en 1999¹. Les sociétés scientifiques concernées par le thème, réunies au sein du comité d'organisation, ont été consultées pour délimiter le thème de travail, connaître les travaux réalisés antérieurement sur le sujet et proposer des professionnels susceptibles de participer aux groupes de travail et de lecture. Les recommandations ont été rédigées par le groupe de travail, au terme d'une analyse de la littérature scientifique et d'une synthèse de l'avis des professionnels consultés.

En 2004, l'Anaes a délégué l'écriture de trois recommandations, dont l'hygiène au cabinet médical, à des sociétés scientifiques de médecine générale. Ce document a été rédigé sous l'entière responsabilité de la Société de formation thérapeutique du généraliste. Celle-ci a constitué un groupe de travail réunissant des professionnels (de santé et hors du champ de la santé) de différentes disciplines, ayant un mode d'exercice public ou privé, et d'origine géographique variée. Ce groupe de travail comprenait un président, qui en a coordonné les travaux, et un chargé de projet, qui a identifié, sélectionné, analysé et synthétisé la littérature scientifique utilisée pour rédiger l'argumentaire et faire des propositions de recommandations, discutées et élaborées avec le groupe de travail.

Un groupe de lecture, composé selon les mêmes critères que le groupe de travail, a été consulté par courrier et a donné un avis sur le fond et la forme des recommandations, en particulier sur leur lisibilité et leur applicabilité. Les commentaires du groupe de lecture ont été analysés par le groupe de travail et pris en compte dans la rédaction des recommandations.

Un chef de projet de la Haute Autorité de santé a assuré l'encadrement méthodologique de l'ensemble du travail.

Les recommandations ont été discutées par la commission recommandations pour l'amélioration des pratiques, direction évaluation des stratégies de santé de la Haute Autorité de Santé et finalisées par le groupe de travail.

Une recherche documentaire approfondie a été effectuée par interrogation systématique des banques de données bibliographiques médicales et scientifiques depuis 1996, notamment à la recherche des recommandations pour la pratique clinique, conférences de consensus, articles de décision médicale, revues systématiques, méta-analyses et autres travaux d'évaluation déjà publiés au plan national et international. Tous les sites Internet utiles (agences gouvernementales, sociétés savantes, etc.) ont été explorés. Les documents non accessibles par les circuits conventionnels de diffusion de l'information (littérature grise) ont été recherchés par tous les moyens disponibles. Par ailleurs, les textes législatifs et réglementaires pouvant avoir un rapport avec le thème ont été consultés. Les recherches initiales ont été mises à jour jusqu'au 31 décembre 2006. L'examen des références citées dans les articles analysés a permis de sélectionner des articles non identifiés lors de l'interrogation des différentes sources d'information. Enfin, les membres des groupes de travail et de lecture ont transmis des articles de leur propre fonds bibliographiques. Les langues retenues sont le français et l'anglais.

Le chapitre « Recherche documentaire » présente le détail des sources consultées ainsi que la stratégie de recherche.

¹ Agence nationale d'accréditation et d'évaluation en santé. Les recommandations pour la pratique clinique. Base méthodologique pour leur réalisation en France; 1999.

Chaque article sélectionné a été analysé selon les principes de lecture critique de la littérature. Sur la base de cette analyse de la littérature, le groupe de travail a proposé, chaque fois que possible, des recommandations gradées de A à C selon l'échelle proposée par la Haute Autorité de Santé (*tableau 1*) ou fondées sur un accord professionnel en l'absence d'études.

Tableau 1. Grade des recommandations

Niveau de preuve scientifique fourni par la littérature	Grade des recommandations
Niveau 1 Essais comparatifs randomisés de forte puissance Méta-analyse d'essais comparatifs randomisés Analyse de décision basée sur des études bien menées	A Preuve scientifique établie
Niveau 2 Essais comparatifs randomisés de faible puissance Etudes comparatives non randomisées bien menées Etudes de cohortes	B Présomption de preuve scientifique
Niveau 3 Etudes cas-témoins Etudes comparatives comportant des biais importants Etudes rétrospectives	C Faible niveau de preuve
Niveau 4 Séries de cas	Absence de niveau de preuve Accord professionnel

1. Recherche documentaire

1.1 Sources d'informations

Bases de données bibliographiques automatisées :

- MEDLINE (*National library of medicine*, États-Unis) ;
- Les bases de données EMBASE et PASCAL n'ont pas été consultées.

Autres sources documentaires :

Nom de l'organisme	Adresse URL
Anaes (Agence nationale d'accréditation et d'évaluation en santé)	http://www.anaes.fr/
HAS (Haute Autorité de santé)	http://www.has-sante.fr/
Ministère de la santé et des solidarités, Direction générale de la santé	http://www.sante.gouv.fr/
AFSSAPS (Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé)	http://agmed.santé.gouv.fr/
LEGIFRANCE (service public d'accès au droit)	http://www.legifrance.gouv.fr/
BDSP (banque de données en santé publique, Rennes)	http://www.bdsp.tm.fr/Base/
NOSOBASE (base de données sur les infections nosocomiales et l'hygiène hospitalière)	http://www.nosobase.chu-lyon.fr/
C.CLIN (Centres de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales)	http://www.cclinparisnord.org/ redirigé redirect.upmc.fr/cclin.html http://www.cclin-sudest.chu-lyon.fr/ http://www.cclin-sudouest.com/ http://www.cclinouest.com/
SFHH (Société Française d'Hygiène Hospitalière)	http://www.sfhh.net/
Cochrane library Database	http://www.cochrane.org/
NGC (National Guideline Clearinghouse – États-Unis)	http://www.guideline.gov/
Centers for Disease Control and Prevention	http://www.cdc.gov/
NIH (National Institutes of Health - États-Unis)	http://www.nih.gov/

Santé Canada	http://www.hc-sc.gc.ca/index_f.html
CMA Infobase (Clinical Practice Guidelines – Canada)	http://mdm.ca/cpgsnew/cpgs/index.asp
NHMRC (National Health and Research Council – Australie)	http://www.health.gov.au/
NHS (National Health Society – Angleterre)	http://www.nhs.uk/
NICE (National Institute for Health and Clinical Excellence – Grande-Bretagne)	http://www.nice.org.uk/
NZGG (New Zealand guidelines group)	http://www.nzgg.org.nz/
SIGN (Scottish Intercollegiate Guidelines Network)	http://www.sign.ac.uk/guidelines/

2. Stratégie de recherche

2.1 Interrogation des sites Nosobase et Legifrance pour les textes réglementaires concernant l'hygiène en cabinet médical ou paramédical

Compte tenu de l'existence de textes réglementaires dans le domaine de l'hygiène, il a été décidé que ceux-ci avaient valeur prioritaire et que l'analyse systématique de leur validité n'était pas requise.

La liste des textes réglementaires figure à l'ANNEXE 1. Leur contenu est détaillé aux chapitres correspondants.

2.2 Consultation de l'index de la National Guideline Clearinghouse, des Centers for Disease Control and Prevention (CDC), des agences en santé pour l'identification des recommandations existantes sur le thème de l'hygiène en cabinet médical ou paramédical

Compte tenu d'un faible nombre d'essais de haut niveau de preuve dans le domaine de l'hygiène au cabinet, la stratégie d'utilisation des documents a été la suivante : se fonder sur les recommandations existantes dès lors que l'officialité de la source (guides des agences gouvernementales) ou la qualité méthodologique des recommandations (recommandations gradées) étaient établies et utiliser les articles originaux sur les points absents ou peu explicites des recommandations.

Une étude préalable de la qualité méthodologique des recommandations trouvées a été menée à l'aide de la grille AGREE et du « Guide d'analyse de la littérature et gradation des recommandations » de l'ANAES.

L'évaluation de la qualité méthodologique des recommandations par la grille AGREE nécessitant 4 évaluateurs différents, le guide d'analyse de la littérature et de gradation des recommandations de l'ANAES a été retenu.

Tableau 2. Recommandations internationales consultées

Origine	Intitulé	Contexte, populations cibles et objectifs	Méthodologie			Recommandations			Processus de validation
			Clairement présentée	Critères de jugement	Argumentaire	Conformes à l'argumentaire	Clares et précises	Adaptées à la pratique clinique	Mentionné
Australie 1998 (National Health and Medical Research Council and Australian National Council on AIDS)	Infection control in the health care setting. Guidelines for the prevention of transmission of infectious diseases	Oui	Non	Non	Oui	Oui	Oui	Partiellement	Non
Canada 1998 (Santé Canada)	Guide de prévention des infections. Lavage des mains, nettoyage, désinfection et stérilisation dans les établissements de santé	Oui	Non	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Non
États-Unis 2000 (OSHA : The American Occupational Safety and Health Administration)	Infection control in physicians' offices	Oui	Non	Non	Oui	Oui	Oui	Partiellement	Non
Angleterre 2001 (Department of Health)	The epic project: developing national evidence-based guidelines for preventing healthcare associated infections. Phase I: Guidelines for preventing hospital-acquired infections	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui

Origine	Intitulé	Contexte, populations cibles et objectifs	Méthodologie			Recommandations			Processus de validation
			Clairement présentée	Critères de jugement	Argumentaire	Conformes à l'argumentaire	Clares et précises	Adaptées à la pratique clinique	Mentionné
Angleterre 2003 (National Institute of Health, National Institute for Clinical Excellence)	Infection control, Prevention of healthcare-associated infection in primary and community care	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
Australie 2004 (National Health and Medical Research Council and Australian National Council on AIDS)	Infection control guidelines for the prevention of transmission of infectious diseases in the health care setting	Oui	Non	Non	Oui	Oui	Oui	Partiellement	Oui
France 2004 ; actualisation 2006 (Ministère de la santé, de la famille et des personnes handicapées. Direction générale de la santé)	Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé	Oui	Oui	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Partiellement	Oui
États-Unis 1996 (APIC : Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology)	APIC guideline for selection and use of disinfectants	Partiellement	Partiellement	Non	Non	-	Oui	Oui	Oui
France 2001 (C.CLIN Inter région Sud-Ouest)	Le bon usage des antiseptiques	Oui	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
États-Unis 1995 (APIC)	APIC guideline for handwashing and hand antisepsis in health care settings	Oui	Partiellement	Non	Non	-	Oui	Oui	Oui

Origine	Intitulé	Contexte, populations cibles et objectifs	Méthodologie			Recommandations			Processus de validation
			Clairement présentée	Critères de jugement	Argumentaire	Conformes à l'argumentaire	Claires et précises	Adaptées à la pratique clinique	Mentionné
États-Unis 2002 (Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee; HICPAC/SHEA/APIC/IDSA Hand Hygiene Task Force)	Guideline for Hand Hygiene in Health-Care Settings	Oui	Partiellement	Partiellement	Non	-	Oui	Oui	Oui
France 2002 (Société Française d'Hygiène Hospitalière)	Recommandations pour l'hygiène des mains	Oui	Oui	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Oui	Non
États-Unis 1988 (Centers for Disease Control)	Universal precautions for prevention of transmission of human immunodeficiency virus, hepatitis B virus, and other bloodborne pathogens in health-care settings	Oui	Non	Non	Oui	Oui	Oui	Oui	Non
États-Unis 2001 (U.S. Public Health Service Guidelines)	Updated U.S. Public Health Service Guidelines for the management of occupational exposures to HBV, HCV, and HIV and recommendations for postexposure prophylaxis	Oui	Partiellement	Non	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
États-Unis 1983	Guideline for	Oui	Partiellement	Oui	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Non

Origine	Intitulé	Contexte, populations cibles et objectifs	Méthodologie			Recommandations			Processus de validation
			Clairement présentée	Critères de jugement	Argumentaire	Conformes à l'argumentaire	Clares et précises	Adaptées à la pratique clinique	Mentionné
(Centers for Disease Control and Prevention)	prevention of catheter-associated urinary tract infections								
France 1999 (ANAES)	Evaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé. Qualité de la pose et de la surveillance des sondes urinaires	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
États-Unis 2002 (Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee)	Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections	Oui	Partiellement	Oui	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Oui
France 2005 (SFHH et HAS)	Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
États-Unis 1999 (Hospital Infection Control Practices Advisory Committee)	Guideline for Prevention of Surgical Site Infection	Oui	Partiellement	Oui	Non	-	Oui	Oui	Oui
France 2004 (Société Française d'Hygiène Hospitalière)	Gestion préopératoire du risque infectieux	Non	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Non
France 2004 (C.CLIN Inter région OUEST)	Hygiène des plaies et pansements	Oui	Non	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui

Origine	Intitulé	Contexte, populations cibles et objectifs	Méthodologie			Recommandations			Processus de validation
			Clairement présentée	Critères de jugement	Argumentaire	Conformes à l'argumentaire	Clares et précises	Adaptées à la pratique clinique	Mentionné
États-Unis 2003 (Centers for Disease Control and Prevention ; Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee)	Guidelines for preventing health-care--associated pneumonia, 2003	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui	Oui
États-Unis 2003 (Centers for Disease Control and Prevention and Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee)	Guidelines for environmental infection control in health-care facilities	Oui	Oui	Partiellement	Oui	Oui	Oui	Oui	Non

2.3 Interrogation de la base de données MEDLINE

La stratégie d'interrogation de MEDLINE précise les termes de recherche utilisés pour chaque sujet ou type d'étude et la période de recherche.

Les termes de recherche sont soit des termes issus d'un thesaurus (descripteurs du MeSH pour MEDLINE), soit des termes du titre ou du résumé (mots libres).

Ils sont combinés en autant d'étapes que nécessaire à l'aide des opérateurs « ET », « OU » et « SAUF ».

Une présentation synthétique sous forme de tableaux reprend les étapes successives et souligne les résultats en termes de nombre de références sélectionnées dans la bibliographie finale, de références issues de la Cochrane Collaboration (C) lorsqu'elles existent et des références issues de la base de données Medline (M).

Les étapes de la recherche documentaire ont été les suivantes :

- le croisement préalable des mots clés [hygiène, infection control, general practice, primary care] n'a pas permis d'identifier des articles de haut niveau de preuve susceptibles de répondre aux questions posées par le Comité d'Organisation ;

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Hygiène au cabinet médical et soins primaires		1997-2006	
Étape 1	Family Practice OR Physicians, Family OR Physicians' Office OR Office Visits OR General Practitioners OR Primary Care OR Community Health Centers		
ET			
Étape 2	Infection Control OR Infection Control Practitioners OR Hygiene OR Cross Infection OR Disease Transmission OR Communicable Disease Control OR Quality Assurance, Health Care OR Outcome and Process Assessment (Health Care)		
Recommandations	Guideline OR Practice guideline OR Recommendation OR Consensus development conferences OR Consensus statement	1997-2006	
Étape 3			
Étape 1 ET Étape 2 ET Étape 3			0
Méta-analyses, revue de la littérature	Meta-analysis OR Review literature OR Systematic review	1997-2006	
Étape 4			
Étape 1 ET Étape 2 ET Étape 4			1
Études contrôlées	Randomized control trial OR Controlled clinical trial OR Controlled studies OR Major clinical studies OR Cross-over studies	1997-2006	
Étape 5			
Étape 1 ET Étape 2 ET Étape 5			0

- la recherche a été élargie en élaborant une liste de mots clés issus du MeSH Database pour chaque question posée par le Comité d'Organisation ;
- quelles sont les indications et les critères d'utilisation des antiseptiques au cabinet médical ?

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Antiseptiques		2001-2006	
Étape 6	Antisepsis OR Antiseptics OR Skin Disinfection		
ET			
Étape 7	Therapeutic Uses OR Utilization [Subheading] NOT Dental		
Recommandations		2001-2006	
Étape 6 ET Étape 7 ET Étape 3			1
Méta-analyses, revues de la littérature		2001-2006	
Étape 6 ET Étape 7 ET Étape 4			C : 7 M : 6
Études contrôlées		2001-2006	
Étape 6 ET Étape 7 ET Étape 5			29

- quel doit être le niveau d'exigence d'hygiène et de prévention du risque infectieux des professionnels de santé (tenue vestimentaire, hygiène des mains, précautions vis à vis des accidents d'exposition au sang, vaccinations, formation du personnel aux règles d'hygiène) ?

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Hygiène des mains Étape 8	Handwashing OR Hand hygiene OR Soap OR Alcohol-based hand rub OR Hand drying	1997-2006	
Recommandations Étape 8 ET Étape 3		1997-2006	2
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 8 ET Étape 4		1997-2006	C : 0 M : 11
Études contrôlées Étape 8 ET Étape 5		1997-2006	37

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Équipements de protection individuelle Étape 9	Protective equipment OR Gloves OR Protective gloves OR Medical gloves OR Mask OR surgical face masks OR Gown OR Apron	1997-2006	
ET Étape 10	Infection control OR Cross infection OR Communicable disease transmission		
Recommandations Étape 9 ET Étape 3		1997-2006	2
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 9 ET Étape 10 ET Étape 4		1997-2006	C : 1 M : 6
Études contrôlées Étape 9 ET Étape 10 ET Étape 5		1997-2006	8

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Prévention des Accidents d'Exposition au Sang Étape 11	Risk Reduction Behaviour OR Health Personnel OR Disease Transmission, Professional-to-Patient OR Disease Transmission, Patient-to-Professional OR Blood-Borne Pathogens OR Needlestick Injuries	1997-2006	
ET Étape 12	Protective Devices OR Vaccination		
Recommandations Étape 11 ET Étape 12 ET Étape 3		1997-2006	2
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 11 ET Étape 12 ET Étape 4		1997-2006	C : 1 M : 3
Études contrôlées Étape 11 ET Étape 12 ET Étape 5		1997-2006	0

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Vaccination des professionnels de santé Étape 13	Physicians' Offices OR Health Care Setting OR Health Care Workers OR Health Personnel	2001-2006	
ET Étape 14	Risk Reduction Behaviour OR Communicable Disease Control OR Protective Strategies OR Vaccination OR Immunization Programs OR Prevention and Control		
Recommandations Étape 13 ET Étape 14 ET Étape 3		2001-2006	4
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 13 ET Étape 14 ET Étape 4		2001-2006	C : 2 M : 2
Études contrôlées Étape 13 ET Étape 14 ET Étape 5		2001-2006	0

- Quelles sont les conditions de réalisation des gestes selon leur niveau d'invasivité ?

- Gestes invasifs à risque d'infection sévère :

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Étape 15	Infection control OR Prevention OR Hygiene OR Equipment and supplies OR Risk management OR Gloves OR Sterile gloves OR Skin Disinfection OR Antiseptics OR Mask	2001-2006	
Sondage urinaire Étape 16	Urinary Catheterization OR Urinary Tract Infections OR Catheters, Indwelling OR Catheter-associated urinary tract infections	2001-2006	
Recommandations Étape 15 ET Étape 16 ET Étape 3		2001-2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 15 ET Étape 16 ET Étape 4		2001-2006	C : 2 M : 4
Études contrôlées Étape 15 ET Étape 16 ET Étape 5		2001-2006	1
Cathétérisme veineux Étape 17	Catheterization, Central Venous OR Catheters, Indwelling OR Catheterization, Peripheral OR Infusion Pumps, Implantable OR Intravascular Devices OR Catheter-related Bloodstream Infections OR Intravascular catheter-related infections	2001-2006	
Recommandations Étape 15 ET Étape 17 ET Étape 3		2001-2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 15 ET Étape 17 ET Étape 4		2001-2006	C : 2 M : 7
Études contrôlées Étape 15 ET Étape 17 ET Étape 5		2001-2006	8
Ponction artérielle Étape 18	Catheters, Indwelling OR Catheterization, Peripheral OR Ponctions, Arterial OR Gasometry OR Intravascular catheter-related infections	2001-2006	
Recommandations Étape 15 ET Étape 18 ET Étape 3		2001-2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 15 ET Étape 18 ET Étape 4		2001-2006	C : 1 M : 1
Études contrôlées Étape 15 ET Étape 18 ET Étape 5		2001-2006	2
Anesthésie péridurale Étape 19	Epidural, Anesthesia OR Epidural abscess OR Epidural, Catheterization OR Iatrogenic epidural spinal abscess	2001-2006	
Recommandations Étape 15 ET Étape 19 ET Étape 3		2001-2006	0
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 15 ET Étape 19 ET Étape 4		2001-2006	C : 0 M : 1
Études contrôlées Étape 15 ET Étape 19 ET Étape 5		2001-2006	2
Infiltrations épidurale, paravertébrale et facettaire articulaire postérieure Étape 20	Low back pain OR Epidural, Injections OR Epidural steroid injections OR Epidural abscess OR Iatrogenic epidural spinal abscess	2001-2006	
Recommandations Étape 15 ET Étape 20 ET Étape 3		2001-2006	0
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 15 ET Étape 20 ET Étape 4		2001-2006	C : 0 M : 1
Études contrôlées Étape 15 ET Étape 20 ET Étape 5		2001-2006	0
Infiltrations et ponctions articulaires Étape 21	Injections, Intra-Articular OR intra-articular steroid injection OR septic arthritis OR Arthritis, infectious	2001-2006	
Recommandations Étape 15 ET Étape 21 ET Étape 3		2001-2006	0

Méta-analyses, revues de la littérature Étape 15 ET Étape 21 ET Étape 4		2001-2006	C : 0 M : 0
Études contrôlées Étape 15 ET Étape 21 ET Étape 5		2001-2006	0
Pose d'un dispositif intra-utérin Étape 22	Intrauterine Contraceptive Devices OR Intrauterine, Devices OR Pelvic inflammatory disease OR IUD insertion OR IUD removal OR Vaginal specula OR Endometrial biopsy OR Intrauterine biopsy OR Cervical biopsy OR Colposcopic biopsy	2001-2006	
Recommandations Étape 15 ET Étape 22 ET Étape 3		2001-2006	0
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 15 ET Étape 22 ET Étape 4		2001-2006	C : 1 M : 3
Études contrôlées Étape 15 ET Étape 22 ET Étape 5		2001-2006	0
<p>▸ gestes invasifs avec effraction cutanéomuqueuse à risque moindre d'infection sévère :</p>			
Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Étape 15	Infection control OR Prevention OR Hygiene OR Equipment and supplies OR Risk management OR Gloves OR Sterile gloves OR Skin Disinfection OR Antiseptics OR Mask	2001-2006	
Ponction veineuse ; injection intramusculaire, sous-cutanée, intradermique Étape 23		2001-2006	
Étape 15 ET Étape 23 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5	Injections, Intravenous OR Injections, Intramuscular OR Injections, Intradermal OR Injections, Subcutaneous	2001-2006	M : 3
Anesthésie locorégionale Étape 24		2001-2006	
Étape 15 ET Étape 24 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5	Locoregional anesthesia	2001-2006	M : 1
Acupuncture Étape 25		2001-2006	
Étape 15 ET Étape 25 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5	Acupuncture OR Acupuncture therapy OR Injections, Intradermal OR Injections, Subcutaneous	2001-2006	M : 6
Mésothérapie Étape 26		1996-2006	
Étape 15 ET Étape 26 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5	Mesotherapy OR Injections, Intradermal OR Injections, Subcutaneous	1996-2006	M : 0
Biopsie cutanée Étape 27		1996-2006	
Étape 15 ET Étape 27 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5	Cutaneous biopsy	1996-2006	M : 1
Gestes chirurgicaux Étape 28		2001-2006	
Étape 15 ET Étape 28 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5	Ambulatory Surgical Procedures OR Wound Healing OR Suture Techniques OR Surgical Site Infection	2001-2006	C : 3 M : 3
Sclérose de varices Étape 29		1996-2006	
Étape 15 ET Étape 29 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5	Vein sclerosis OR Varicose vein sclerosis OR Phlebology OR Sclerotherapy	1996-2006	M : 1

Soins de plaies Étape 30	Skin Care OR Wound Healing OR Wound infection OR Occlusive Dressings OR Wound repair OR Chronic wound OR Acute wound OR Wound care OR Wound management OR Wound cleansing OR Burns	1996-2006	
Étape 15 ET Étape 30 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		1996-2006	M : 7
Soins du cordon Étape 31	Umbilical Cord OR Umbilical Cord Care OR Omphalitis	2001-2006	
Étape 15 ET Étape 31 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		2001-2006	C : 1 M : 5
Nutrition entérale Étape 32	Nutritional Support OR Enteral Nutrition OR Enteral feeding	2001-2006	
Étape 15 ET Étape 32 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		2001-2006	M : 1
gestes sans effraction cutanéomuqueuse :			
Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Étape 15	Infection control OR Prevention OR Hygiene OR Equipment and supplies OR Risk management OR Gloves OR Sterile gloves OR Skin Disinfection OR Antiseptics OR Mask	2001-2006	
Explorations respiratoires et Soins Étape 33	Respiratory therapy OR Lung Fonction Equipment OR Blood Gas Analysis OR Spirometry OR Oximetry OR Assisted Ventilation OR Noninvasive Ventilation OR Continous Positive Airway Pressure OR Long Term Oxygen Therapy OR Tracheotomy OR Nebulization OR Nebulizers ans Vaporizers OR Metered Dose Inhalers OR Peak flow meters	2001-2006	
Étape 15 ET Étape 33 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		2001-2006	M : 4
Prise de la température Étape 34	Thermometers OR Electronic thermometers OR Rectal thermometers OR Ear-probe thermometers	1996-2006	
Étape 15 ET Étape 34 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		1996-2006	M : 1
Auscultation Étape 35	Stethoscopes	2001-2006	
Étape 15 ET Étape 35 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		2001-2006	M : 1
Mesure de la pression artérielle Étape 36	Blood pressure cuff	1996-2006	
Étape 15 ET Étape 36 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		1996-2006	M : 0
Otoscopie Étape 37	Diagnostic Techniques, Otological OR Otoscopes OR Otoscopy OR Auriscope earpieces	1996-2006	
Étape 15 ET Étape 37 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		1996-2006	M : 0
Échographie Étape 38	Ultrasonography OR Ultrasound OR Ultrasound probes OR Coupling gel	2001-2006	
Étape 15 ET Étape 38 ET Étape 3 OU Étape 4 OU Étape 5		2001-2006	M : 0

- quelle organisation pour le cabinet médical et quels entretiens des locaux et matériaux ?

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Organisation du cabinet médical Étape 39 ET Étape 40 ET Étape 41	Physicians' Offices OR Health Care Setting OR Health Care Workers OR Health Personnel Management Service Organizations OR Health Maintenance Organizations OR Quality Assurance, Health Care OR Quality Control Infection Control OR Cross Transmission OR Disease Transmission OR Communicable Disease Control OR Hygiene	2001-2006	
Recommandations ET Étape 3		2001-2006	3
Méta-analyses, revues de la littérature ET Étape 4		2001-2006	3
Études contrôlées ET Étape 5		2001-2006	0
Étape 42 ET Étape 41	Durable Medical Equipment OR Environmental surfaces OR Disinfection Infection Control OR Cross Transmission OR Disease Transmission OR Communicable Disease Control OR Hygiene		
Recommandations ET Étape 3		2001-2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature ET Étape 4		2001-2006	2
Études contrôlées ET Étape 5		2001-2006	1

- quelles précautions prendre en fonction des risques spécifiques de certains patients ou de certains risques épidémiques de grande prévalence (diarrhée, grippe, bronchiolite...) ?

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Prévention de la transmission croisée au cabinet médical			
Grippe			
Étape 43 ET Étape 44	Influenza Infection Control Practitioners OR Community-acquired Infections OR Communicable Disease Control OR Cross Infection OR Disease Transmission OR Disease transmission, professional-to-patient OR Disease transmission, patient-to-professional OR Vaccination		
Recommandations Étape 43 ET Étape 44 ET Étape 3		2001-2006	5
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 43 ET Étape 44 ET Étape 4		2001-2006	C : 3 M : 1
Études contrôlées Étape 43 ET Étape 44 ET Étape 5		2001-2006	1
Gastroentérite			
Étape 45 ET Étape 44	Diarrhoea OR Gastroenteritis OR Rotavirus OR Transmissible gastroenteritis virus Infection Control Practitioners OR Community-acquired Infections OR Communicable Disease Control OR Cross Infection OR Disease Transmission OR Disease transmission, professional-to-patient OR Disease		

	transmission, patient-to-professional OR Environmental surfaces		
Recommandations Étape 45 ET Étape 44 ET Étape 3		2001-2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 45 ET Étape 44 ET Étape 4		2001-2006	0
Études contrôlées Étape 45 ET Étape 44 ET Étape 5		2001-2006	2
Bronchiolite			
Étape 46 ET Étape 44	Bronchiolitis epidemic OR Bronchiolitis OR Respiratory syncytial virus Infection Control Practitioners OR Community-acquired Infections OR Communicable Disease Control OR Cross Infection OR Disease Transmission OR Disease transmission, professional-to-patient OR Disease transmission, patient-to-professional OR Environmental surfaces		
Recommandations Étape 46 ET Étape 44 ET Étape 3		2001-2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 46 ET Étape 44 ET Étape 4		2001-2006	2
Études contrôlées Étape 46 ET Étape 44 ET Étape 5		2001-2006	0

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Prévention de la transmission croisée à partir des jouets de la salle d'attente			
Étape 47 ET Étape 48	Toys OR Waiting room Infection Control Practitioners OR Community-acquired Infections OR Communicable Disease Control OR Cross Infection OR Disease Transmission OR Disease transmission, patient-to-patient OR Risk Management OR Risk Assessment OR Protective Strategies OR Occupational Risk OR Environmental surfaces		
Recommandations Étape 47 ET Étape 48 ET Étape 3		< 2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 47 ET Étape 48 ET Étape 4		< 2006	0
Études contrôlées Étape 47 ET Étape 48 ET Étape 5		< 2006	0

- comment choisir et traiter le matériel médical (matériel et instruments médicaux ; stérilisation ; désinfection ; usage unique) ?

Type d'études/sujet	Termes utilisés	Période de recherche	Références sélectionnées
Choix et traitement des dispositifs médicaux			
Étape 49 ET Étape 50	Disinfection OR Decontamination OR Sterilization OR Bacterial contamination OR Durable Medical Equipment OR Instrument cleaning OR Surgical Instruments OR Medical devices OR Reusable medical devices OR Single-use medical devices Infection control OR Cross transmission OR Disease Transmission OR Communicable Disease Control	1997-2006	
Recommandations Étape 49 ET Étape 50 ET Étape 3		1997-2006	1
Méta-analyses, revues de la littérature Étape 49 ET Étape 50 ET Étape 4		2001-2006	5
Études contrôlées Étape 49 ET Étape 50 ET Étape 5		1997-2006	0

2.4 Orientation générale pour l'argumentaire

La méthode générale d'analyse des données de la littérature et de leur restitution dans l'argumentaire a été établie ainsi :

Existe-t-il des textes réglementaires pour la question étudiée ?

Quelles sont les preuves microbiologiques sur lesquelles s'appuie une réponse pour une question donnée ?

Quelles sont les preuves cliniques sur lesquelles s'appuie une réponse pour une question donnée ?

Argumentaire

1. Origine et contexte de la demande

Historiquement, les infections nosocomiales désignaient les infections acquises à l'hôpital. Avec l'arrêté du 23 septembre 2004 portant création d'un Comité Technique des Infections Nosocomiales et des Infections Liées aux Soins (CTINILS), la lutte contre les infections nosocomiales concerne désormais l'ensemble des professionnels de santé, qu'ils exercent en dehors ou au sein des établissements de santé.

La demande émane de la Direction Générale de la Santé (DGS). La DGS souhaitait mettre à la disposition des professionnels de santé exerçant en cabinet médical ou paramédical des recommandations fondées sur une analyse exhaustive de la littérature scientifique et élaborées par les professionnels auxquels elles sont destinées. Ce travail est le fruit d'un partenariat entre la Haute Autorité de Santé (HAS) et la Société Française de Thérapeutique du Généraliste (SFTG) et a été mené en collaboration avec la Société Française de Médecine Générale (SFMG), le Collège National des Généralistes Enseignants (CNGE) et la Société Française Documentation et de Recherche en Médecine Générale (SFDRMG). Les autres sociétés savantes, fédération et structures professionnelles sollicitées dans le cadre de ce travail figurent en annexe des recommandations.

Ces recommandations sont destinées à l'ensemble des professionnels de santé exerçant en cabinet médical ou paramédical, aux professionnels des réseaux de soins, aux services de soins à domicile, aux aide-soignants et auxiliaires de vie, aux patients, à leurs familles et aux associations de patients.

2. But et étendue du champ de ce document

L'hygiène et la prévention des infections liées aux soins ont pour objectifs la réduction des infections croisées, la réduction des infections transmises par les dispositifs médicaux et le contrôle du risque infectieux lié à l'environnement. Le but de ces recommandations est donc de limiter les risques infectieux pour les patients et les professionnels de santé exerçant en cabinet médical ou paramédical.

Le comité d'organisation a fixé les orientations suivantes pour l'étendue du champ de ces recommandations :

- quelle organisation pour le cabinet médical et quels entretiens des locaux et matériaux ?
- comment choisir et traiter le matériel médical (matériel et instruments médicaux ; stérilisation ; désinfection ; usage unique) ?
- quel doit être le niveau d'exigence d'hygiène des professionnels de santé et de toutes les personnes qui travaillent dans le cabinet (tenue vestimentaire, hygiène des mains, précautions vis à vis des accidents d'exposition au sang, vaccinations, formation du personnel aux règles d'hygiène) ?
- quelles précautions prendre en fonction des risques spécifiques de certains patients ou de certains risques épidémiques de grande prévalence (diarrhée, grippe, bronchiolite, etc.) ?
- quelles sont les conditions de réalisation des gestes selon leur niveau d'invasivité ?

Le groupe de travail a souhaité, lors de sa première réunion, ajouter une recherche approfondie sur le thème de l'antisepsie :

Quelles sont les indications des antiseptiques au cabinet ?

Quels sont les critères d'utilisation des antiseptiques ?

Le groupe de travail a exclu du champ de ce document :

- les soins et la chirurgie dentaire (document disponible : guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie. Ministère de la Santé, deuxième Édition, juillet 2006.) à l'exception des soins de bouche en pratique courante ;
- l'endoscopie ;
- la masso-kinésithérapie (guide disponible : hygiène et masso-kinésithérapie. C.CLIN Paris-Nord, 2000.) ;
- l'anesthésie-réanimation (guides disponibles : traitement du matériel de ventilation en anesthésie réanimation. C.CLIN Sud-Ouest, 1997 ; Guide des bonnes pratiques d'hygiène en anesthésie. C.CLIN Sud-Est, 1996.) à l'exception de l'anesthésie locale et de la rachianesthésie ;
- la maternité (documents disponibles : Port du masque et infection à Streptocoque du groupe A en maternité. SFHH, 20 avril 2005 ; Hygiène en maternité - Recommandations - Grilles d'auto évaluation. C.CLIN Ouest, 2005.) à l'exception de la préparation à l'accouchement ;
- l'ophtalmologie (documents disponibles : C.CLIN Paris-Nord, 2000 : Hygiène et prise en charge des dispositifs médicaux en consultation d'ophtalmologie ; Prévention des infections nosocomiales en ophtalmologie. C.CLIN Ouest, 2002. ; Traitement des dispositifs médicaux en ophtalmologie et en contactologie : bonnes pratiques de désinfection des dispositifs médicaux. Ministère de la santé, novembre 2005.) à l'exception de l'antisepsie utile lors de situations d'urgence traumatique de l'œil (corps étranger, traumatisme superficiel de la cornée) et dans l'intervalle d'une consultation spécialisée ;
- l'oto-rhino-laryngologie (document existant : Traitement des dispositifs médicaux thermosensibles. Revue des dispositifs thermostables en consultation d'ORL. C.CLIN Paris-Nord, 2003.) à l'exception des gestes courants en pratique généraliste ;
- la radiologie (guides disponibles : Hygiène en radiologie interventionnelle : guide des bonnes pratiques. C.CLIN Paris-Nord, 1999. ; Prévention du risque infectieux en imagerie médicale non interventionnelle. C.CLIN Sud-Ouest, 2005) à l'exception des explorations ultrasoniques.
- l'éducation des professionnels de santé et l'analyse des obstacles à la compliance.

La responsabilité des professionnels de santé

La notion de prise de risques est inhérente à toute activité de soins.

La prise de conscience collective des risques infectieux liés aux soins est un enjeu de santé publique et sa prise en compte comme critère de qualité de l'exercice médical est un enjeu professionnel.

Dans le domaine de l'hygiène, quelles sont les obligations réglementaires et déontologiques, définissant leurs responsabilités disciplinaire, civile et pénale, qui s'imposent aux professionnels de santé ?

1. Obligations déontologiques des médecins

(Code de déontologie médicale, décret n°95-1000 du 6 septembre 1995.)

La responsabilité disciplinaire est appréciée par l'instance ordinale.

Les règles déontologiques qui visent la sécurité des patients et les conditions d'exercice (hygiène et locaux) sont précisées aux articles suivants :

article 32 : « Dès lors qu'il a accepté de répondre à une demande, le médecin s'engage à assurer personnellement au patient **des soins consciencieux, dévoués et fondés sur les données acquises de la science**, en faisant appel, s'il y a lieu, à l'aide de tiers compétents. »

article 49 : « Le médecin appelé à donner ses soins dans une famille ou une collectivité doit tout mettre en œuvre pour obtenir **le respect des règles d'hygiène et de prophylaxie**. Il doit informer le patient de ses responsabilités et devoirs vis-à-vis de lui-même et des tiers ainsi que des précautions qu'il doit prendre. »

article 69 : « Chaque médecin est responsable de ses décisions et de ses actes. »

article 71 : « Le médecin doit disposer, au lieu de son exercice professionnel, d'une installation convenable, de locaux adéquats pour permettre le respect du secret professionnel et de moyens techniques suffisants en rapport avec la nature des actes qu'il pratique ou de la population qu'il prend en charge. Il doit notamment **veiller à la stérilisation et à la décontamination des dispositifs médicaux qu'il utilise et à l'élimination des déchets médicaux selon les procédures réglementaires**.

Il ne doit pas exercer sa profession dans des conditions qui puissent **compromettre la qualité**

des soins et des actes médicaux ou la sécurité des personnes examinées.

Il doit veiller à la compétence des personnes qui lui apportent leur concours. »

2. Obligations réglementaires des médecins

La responsabilité civile est appréciée par les juridictions civiles (exercice libéral) ou administratives (exercice public) ; l'indemnisation en réparation du dommage est versée par l'assureur du professionnel de santé.

La responsabilité pénale, strictement personnelle, est appréciée par le juge pénal ; l'infraction pénale donne lieu à des peines d'amende ou d'emprisonnement.

En dehors des établissements de santé, les professionnels soignants exerçaient dans le cadre d'une obligation contractuelle (arrêt de la Cour de Cassation de 1936) en vertu de l'article 32 du Code de Déontologie. En juin 1999, la première chambre civile de la Cour de Cassation a prononcé des arrêts mettant à la charge du soignant une obligation de sécurité

de résultat dont il ne peut se libérer qu'en apportant la preuve d'une cause étrangère à son action. Il s'agit là de procès en indemnisation dans le cadre de la responsabilité civile. Dans le cadre pénal, la preuve de la responsabilité du praticien doit être apportée par le plaignant.

Les responsabilités disciplinaires et civiles ont été réaménagées par la **Loi du 4 mars 2002** relative aux droits du malade et à la qualité du système de santé, dite « loi Kouchner ».

Les principes de la responsabilité civile des professionnels de santé figurent désormais dans les articles L 1141-1 à L 1143-1 du code de la santé publique et dans les décrets d'application de la loi.

Devant l'évolution rapide et la complexité des règles de responsabilité (du fait du législateur, de la jurisprudence et de l'interprétation qu'elle fait de la loi), il est conseillé au professionnel de santé de bien s'informer auprès des services juridiques de son assurance professionnelle.

3. Les textes réglementaires relatifs à l'hygiène et à la prévention des infections liées aux soins

La liste des textes réglementaires relatifs à l'hygiène et à la prévention des infections liées aux soins figure à l'ANNEXE 1.

Ils concernent :

- soit les établissements de santé publics ou privés ;
- soit l'ensemble des professionnels de santé dans les domaines suivant.

3.1 L'élimination des déchets d'activité de soins à risques infectieux

3.2 La gestion des dispositifs médicaux

Depuis le 14 juin 1998, les dispositifs médicaux doivent avoir le marquage CE ; la procédure d'obtention est différente selon une classification en 4 classes (I, IIa, IIb, III) qui repose sur le degré d'invasivité et la durée d'utilisation du dispositif médical (articles R 665 du Code de santé publique - Livre V bis – Dispositions relatives aux dispositifs médicaux).

Le fabricant doit définir si le dispositif médical est à « usage unique » ou non.

La responsabilité d'un professionnel de santé est engagée dès lors qu'il ne se conforme pas aux recommandations indiquées par le fabricant pour la réutilisation d'un dispositif médical.

3.3 La vaccination des professionnels de santé

En vertu de l'article L 3111-4 du « Code de la santé publique. Partie législative. Annexe à l'ordonnance n°2000-548 du 15 Juin 2000 » et l'arrêté du 26 avril 1999 fixant les **conditions d'immunisation des personnes visées à l'article L. 10 du Code de la santé publique**, la vaccination est obligatoire pour les professionnels dans les établissements de santé, public ou privé, de prévention ou de soins, dès lors qu'ils sont exposés à un risque de contamination. Les professionnels de santé en exercice libéral (et leurs collaborateurs) ne sont pas explicitement concernés par ces dispositions réglementaires.

A partir de 1998, un avis du Comité technique des vaccinations et de la section des maladies transmissibles du Comité supérieur d'hygiène publique de France cite les professionnels libéraux parmi les personnes à risque d'infection par le virus de l'hépatite B devant être vaccinés ; actuellement il n'y a plus de distinction entre professionnels excepté pour la vaccination antituberculeuse par le BCG toujours exigée à l'entrée dans un établissement de santé.

3.4 Le risque de transmission d'agents infectieux véhiculés par le sang, les liquides biologiques ou d'agents non conventionnels

Quelles sont les conséquences de l'harmonisation européenne de la réglementation et des normes relatives à l'antisepsie et à la désinfection ?

3.5 Antiseptiques et désinfectants : définitions et réglementation

La pré-désinfection (ou décontamination) est le premier traitement à effectuer sur les objets et matériels souillés par des matières organiques dans le but de diminuer la population des micro-organismes et de faciliter le nettoyage ultérieur. Selon la Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH), le terme de décontamination doit être supprimé dans le domaine de la lutte anti-infectieuse. Il doit être réservé à des opérations de nature physico-chimique visant à diminuer un risque de contamination radioactive ou chimique. La SFHH recommande le terme de pré-désinfection pour désigner cette étape préalable à la désinfection ou à la stérilisation (1).

« La pré-désinfection est l'opération utilisant un produit détergent contenant au moins un principe actif reconnu pour ses propriétés bactéricides, fongicides, sporicides ou virucides, c'est à dire un produit détergent-désinfectant (SFHH) ».

En 1981, l'Association Française de Normalisation (AFNOR) a défini, dans une norme, deux groupes de produits différents : les désinfectants et les antiseptiques (2). Ils ont en commun la capacité d'inactiver ou de tuer les microorganismes, de façon momentanée, car il n'existe pas de protection de la surface traitée contre une nouvelle contamination.

Selon les normes AFNOR :

L'antisepsie est « une opération au résultat momentané permettant, au niveau des tissus vivants, dans la limite de leur tolérance, d'éliminer ou de tuer tous les microorganismes et/ou d'inactiver les virus en fonction des objectifs fixés. Le résultat de cette opération est limité aux microorganismes et/ou aux virus présents au moment de l'opération ».

La désinfection est « une opération au résultat momentané permettant d'éliminer ou de tuer tous les microorganismes et/ou d'inactiver les virus indésirables portés par les milieux inertes contaminés, en fonction des objectifs fixés. Le résultat de cette opération est limité aux microorganismes et/ou aux virus présents au moment de l'opération ».

Du fait de l'harmonisation européenne de la réglementation et des normes, la différenciation évolue vers la prise en compte du statut des produits (3-5) :

Les antiseptiques, destinés à la peau, les muqueuses et les plaies, ont le statut de médicament et relèvent d'une autorisation de mise sur le marché (AMM) ; les préparations sans AMM relèvent de la législation sur les produits d'hygiène corporelle et rentreront dans le cadre de la législation européenne "Biocides" Directive 98/8/CE (1) :

- la définition européenne du médicament est précisée dans la directive 65/65/CEE du 26 janvier 1965, transposée en droit français par l'Ordonnance du 23 septembre 1967, modifiée le 31 décembre 1971 et le 10 juillet 1975 (article L.511-1 du Code de la Santé publique) : « on entend par médicament, toute substance ou composition présentée comme possédant des propriétés curatives ou préventives à l'égard des maladies humaines ou animales, ainsi que tout produit pouvant être administré à l'homme ou à l'animal en vue d'établir un diagnostic médical ou de restaurer, corriger ou modifier leurs fonctions organiques ». Les spécialités pharmaceutiques sont définies comme « tout médicament préparé à l'avance, présenté sous un conditionnement particulier et caractérisé par une dénomination spéciale » ;
- le terme de « produits biocides » recouvre « les substances actives et les préparations contenant une ou plusieurs substances actives qui sont présentées sous la forme sous laquelle elles sont livrées à l'utilisateur et qui sont destinées à

avoir un effet vis-à-vis des organismes nuisibles, cet effet consistant à agir, détruire, repousser ou rendre inoffensifs les organismes nuisibles, à en prévenir l'action ou à les combattre de toute autre manière par une action chimique ou biologique »

Les désinfectants sont distingués en 3 types (1) :

- les procédés et produits destinés à la désinfection par voie aérienne en cas de maladie à déclaration obligatoire sont soumis à un agrément de l'Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé (AFSSAPS) (décret n°67-743 du 30 août 1967 et arrêté du 25 mars 1992) ;
- les désinfectants de dispositifs médicaux ont le statut de dispositifs médicaux de classe IIa et IIb pour les désinfectants de lentilles de contact (règle 15 de l'annexe 9 après l'article R. 665-47) ; ils sont soumis à la législation européenne des dispositifs médicaux depuis le 14 juin 1993 transposée en droit français (loi n°94-43 du 18 janvier 1994 articles L. 665-2 à L. 665-9, 95-116 du 4 février 1995 et décret n°95-292 du 16 mars 1995 relatifs aux dispositifs médicaux) et au marquage CE en vertu des dispositions de la Directive du Conseil des Communautés Européennes (93/42/CEE du 14 juin 1993), transposée en droit français (articles L. 5211-1 à L. 5211-6 et articles R. 665-1 à R. 665-47 du Code de la Santé Publique). Ces lois et décrets constituent le livre V Bis du code de la santé publique. Au même titre que les dispositifs médicaux, les désinfectants de dispositifs médicaux sont soumis à la matériovigilance (article L. 5212-2 et décret n°96-32 du 15 janvier 1996 modifié).

On entend par dispositif médical tout instrument, appareil, équipement, matière, produit d'origine ni humaine ni animale 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 ».

- les désinfectants autres (produits pour la désinfection des sols et des surfaces inertes) ont progressivement le statut de produits biocides (Directive 98/8/CE du 16.02.98).

La Directive européenne 98/8/CE du 16 février 1998 relative à la mise sur le marché des produits biocides (6) n'est pas encore transposée en droit français ; la norme NF T 72-10 de mars 1981 « Antiseptiques et désinfectants – Vocabulaire » et la définition des « préparations antiseptiques » de la Pharmacopée française (X^{ème} édition) font toujours référence en France (1, 7, 8). Les projets de normes sont consultables sur le site internet de l'AFNOR : www.afnor.fr . Les antiseptiques et désinfectants répondent aux normes AFNOR série NF T 72 et NF EN (9).

Selon la Pharmacopée Française (X^{ème} édition), les antiseptiques sont des préparations ayant la propriété d'éliminer ou de tuer les micro-organismes ou d'inactiver les virus sur les tissus vivants (peau saine, muqueuses, plaies). Elles sont présentées dans leur forme d'utilisation et sont utilisées sur prescription médicale telles quelles, sauf exception justifiée et autorisée (1, 7).

Selon le Comité Européen de Normalisation (CEN), le terme « d'antisepsie » devrait être réservé au traitement d'une infection constituée et celui de « désinfection » à la prévention de l'infection. On parlerait alors de désinfection de la peau saine et d'antisepsie d'une plaie (3, 4).

L'activité des antiseptiques doit être établie selon les normes AFNOR ou EN (3). Les normes AFNOR peuvent continuer à être utilisées pour l'étude des produits applicables sur la peau lésée.

Les normes européennes EN remplacent les normes AFNOR pour l'étude de l'activité des produits applicables sur la peau saine.

En ce qui concerne le lavage et la désinfection des mains, la normalisation européenne utilise le terme "hygiénique" à la place du terme "antiseptique". On parle ainsi de lavage hygiénique des mains lorsqu'on utilise un savon antiseptique, et de friction hygiénique lorsqu'on utilise une solution hydro-alcoolique pour la désinfection des mains sans rinçage.

Actuellement, la « désinfection » est un terme générique désignant toute action à visée antimicrobienne, quel que soit le niveau de résultat, utilisant un produit pouvant justifier *in vitro* des propriétés autorisant à le qualifier de désinfectant ou d'antiseptique. Il devrait logiquement toujours être accompagné d'un qualificatif et l'on devrait ainsi parler de :

- désinfection des dispositifs médicaux, désinfection du matériel médical ;
- désinfection des sols ;
- désinfection des mains (SFHH et CEN).

Convention

Dans l'argumentaire, le groupe de travail a choisi de continuer d'utiliser le terme d'antisepsie pour la prévention des infections de la peau, des muqueuses et des plaies et d'utiliser le terme de désinfection pour l'inactivation des microorganismes sur les mains et sur les milieux inertes contaminés (surfaces, matériel médical et dispositifs médicaux).

Antiseptie de la peau et des muqueuses

1. Généralités

Quelles sont les données microbiologiques sur lesquelles se fonde l'utilisation des antiseptiques ?

1.1 Flore microbienne

► Flore microbienne de la peau

On distingue 3 types de flore cutanée (5, 10) :

- la flore résidente ou stable est constituée d'espèces implantées de façon prolongée voire permanente sur la peau ;
- la flore transitoire comporte des espèces présentes à un moment donné, provenant de l'environnement extérieur, de contacts humains ou du tube digestif ;
- la flore pathogène.

La flore résidente :

Considérée comme non pathogène sur peau saine, elle peut être source d'infection en cas de lésion cutanée, d'intervention chirurgicale, de manœuvres instrumentales ou de localisation oculaire.

Les zones les plus riches sont le cuir chevelu, l'aisselle, l'aîne, l'espace inter digital plantaire et les mains où l'on compte de 3 à $5 \cdot 10^6$ bactéries aérobies. Elle est particulièrement abondante autour et en dessous des ongles.

Les espèces dominantes sont *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus hominis*, les staphylocoques coagulase négative, les Corynébactéries, *Propioni bacterium* puis les genres *Micrococcus*, *Streptococcus*, *Pseudomonas* et les champignons (*Pityrosporum* en particulier).

Les virus ne résident habituellement pas sur la peau.

La flore transitoire :

Elle est composée de *Staphylococcus aureus*, des streptocoques bêta hémolytiques, des entérobactéries (*Echerichia coli*, *Klebsiella*), de *Pseudomonas*, de *Clostridium difficile*, de *Bacillus spp.* ou de *Candida albicans*.

Chez les professionnels de santé, le manu portage des espèces augmente en fonction de la durée de l'activité clinique (accroissement en moyenne de 16 bactéries par minute) et de certaines situations cliniques : contact direct avec les patients, les liquides et sécrétions humaines, soins en cours, soins du tractus respiratoire (11).

Chez les professionnels de santé, la flore transitoire provient de surfaces inertes ou de patients. G. Kampf et A. Kramer se réfèrent à une étude expérimentale de D.H. Brouwer, R. Kroese et J.J. van Hemmen (12) qui évaluent la colonisation de la main après contact : entre 4 et 16 % de sa surface par un contact unique ; après 12 contacts directs, 40 % de la surface de la main sont colonisés.

► Flore microbienne des muqueuses

La flore buccale dominante est constituée de bactéries anaérobies strictes (*Bacteroides sp.*) ou facultatives (*Streptococcus*).

La flore conjonctivale oculaire est issue, par contiguïté, du bord palpébral et des fosses nasales (*Staphylococcus* et *Corynébactérium*).

La flore vaginale, très riche, comporte en particulier les genres *Staphylococcus* (*S. epidermidis*) et *Streptococcus* (Streptocoques du groupe B en particulier).

► Flore microbienne des mains : épidémiologie et pathogénie nosocomiale hospitalière

– Bactéries à gram positive

Staphylococcus aureus est la plus fréquente (11,1 à 17,2 %) des bactéries à gram positive liées aux infections nosocomiales (10). Les staphylocoques résistant à la Méthicilline (SARM) sont retrouvés en augmentation constante dans l'étude épidémiologique internationale du programme de surveillance microbienne du SENTRY (13). Ils sont responsables de 14,3 % des infections nosocomiales à *Staphylococcus aureus* en unités de soins intensifs, 26,4 % des infections urinaires, 23,3 % des septicémies, 12,9 % des infections respiratoires basses mais également d'infections communautaires.

Les staphylocoques coagulase négative tel que *Staphylococcus epidermidis* sont responsables d'infections sur cathéter.

La fréquence de colonisation des mains des professionnels de santé varie selon les études de 10,5 à 78,3 % pour *Staphylococcus aureus*, peut atteindre 16,9 % pour les SARM et est majorée en cas de dermatite (10).

Enterococcus spp. (*E. faecium* ; *E. faecalis*) et les souches résistantes à la Vancomycine sont responsables de 14,8 % des infections nosocomiales en Allemagne. La fréquence du manu portage chez les professionnels de santé a été retrouvée jusqu'à 41% (10).

L'étude de Tenorio et al., réalisée chez 44 professionnels de santé (catégories non précisées), a montré que le port de gants ne protégeait pas complètement du risque de manu portage pour les souches résistantes à la Vancomycine : 17/44 avaient les gants colonisés (risque corrélé à l'existence d'une diarrhée au moment du contact) et 5/44 avaient les mains colonisées par le germe malgré le port de gants après un soin unique (14).

– Bactéries à gram négative

Le système de surveillance des infections nosocomiales aux Etats-Unis les retrouve en cause dans 64 % en unités de soins intensifs (15). *Escherichia coli* dans les infections urinaires et *Pseudomonas aeruginosa* dans les infections respiratoires basses sont les plus fréquentes et fortement associées à l'utilisation des dispositifs médicaux.

Le taux de colonisation des mains des professionnels de santé varie selon les études épidémiologiques de 21 à 86,1 % pour l'ensemble des bactéries à gram négative, de 1,3 à 25 % pour *Pseudomonas aeruginosa* (10).

Outre la chaleur et l'humidité, le port d'ongles artificiels est un facteur favorisant documenté (16).

– Bactéries sporulées

Clostridium difficile est la principale cause (15 à 25 % selon Barbut) des diarrhées nosocomiales post-antibiothérapie (17), et de la totalité des colites pseudomembraneuses post-antibiothérapie (18).

M. Morris et al. (19) dans une étude de cohorte rétrospective sur 6 ans menée en milieu hospitalier (155 patients) notaient une augmentation de l'incidence annuelle moyenne de 30,2 % et une augmentation de la mortalité de 3,5 % avec une mortalité globale de 15 % (17, 18).

Sa présence sur les mains des professionnels de santé après un contact direct avec des patients atteints est établie : l'étude de Mc Farland portant sur 428 patients hospitalisés pendant une période de 11 mois et sur 35 professionnels de santé a identifié un taux de colonisation des mains après contact de 59 % avec 43 % de colonisation péri et sous unguéale, 37 % de localisation pulpaire et palmaire et 20 % en zone portant des bijoux

(bagues, alliances). Dans la même étude, le taux de transmission croisée était de 21 % avec l'émergence d'une diarrhée pour 37 % des patients secondairement contaminés. Mc Farland relèvait 7 % de patients ayant une culture positive à l'admission et 82 % des patients colonisés gardant une culture positive à la sortie (20).

Des infections nosocomiales du cordon à *Bacillus cereus* ont été décrites en milieu néonatal (10).

– Champignons

La prévalence des infections nosocomiales fongiques est en augmentation : 6 % en Allemagne, progression de 2,4 à 3,2 % en Espagne, de 7,6 à 10,6 % aux Etats-Unis en 10 ans (10).

Candida albicans en est le principal agent, à l'origine d'infections nosocomiales urinaires (21 % en unité de soins intensifs), chirurgicales et de septicémies (15).

La colonisation des mains des professionnels de santé est élevée et varie selon les études de 41 à 81 % (10).

Les levures sont souvent présentes en cas de port d'ongles artificiels (16).

– Virus

Les virus sont à l'origine de 5 % de l'ensemble des infections nosocomiales et jusqu'à 23 % en milieu pédiatrique (21).

Le risque de contact avec le sang varie selon les catégories de professionnels de santé et a été évalué à 3 % chez les radiologues, 50 % chez les chirurgiens et 71 % chez les sages-femmes (22).

En unité de dialyse, la présence de RNA du VHC sur les mains des professionnels de santé après traitement en dialyse de patients séropositifs pour le VHC a été décrite à un taux atteignant 23,8 %. Lorsque les patients étaient séronégatifs pour le virus VHC, le taux atteignait 8 % (10).

En milieu chirurgical, la perforation des gants a été retrouvée à une fréquence moyenne de 17 % et la détection de sang sous les gants chez 13 % des chirurgiens (23). Les microperforations ont été retrouvés jusqu'à 82,5 % des gants analysés et 83 % des perforations de gants étaient ignorées par les chirurgiens (10).

Les virus respiratoires ou gastro-intestinaux sont retrouvés sur les mains des professionnels de santé : 65 % de transmission des rhinovirus en cas de contact avec des patients porteurs de rhinopharyngite, 46 % en cas de kératoconjonctivite à adénovirus, jusqu'à 78,6 % en cas de gastro-entérite à rotavirus (10).

Le manu portage est associé à la transmission de nombreux virus : rhinovirus, virus syncytial respiratoire (VRS), cytomégalovirus (CMV), rotavirus.

1.2 Taux de contamination des mains des professionnels de santé

Tableau 1. Taux de contamination des mains des professionnels de santé par les agents pathogènes nosocomiaux et durée de leur persistance sur les mains et les surfaces inertes. D'après G. Kampf et A. Kramer (10).

Agents pathogènes	Taux de contamination des mains (%)	Durée de persistance sur les mains	Durée de persistance sur les surfaces inertes
<i>Clostridium difficile</i>	14 – 59	> 150 mn	3 jours – 5 mois
<i>E. coli</i>	inconnu	6 – 90 mn	2 h – 16 mois
Bactéries à Gram négatif	21 – 86	inconnu	inconnu
<i>S. aureus</i>	10.5 – 78.3	> 150 mn	4 semaines – 7 mois
SARM	jusqu'à 16.9	inconnu	4 semaines – 7 mois
<i>Salmonella spp.</i>	inconnu	< 3 h	6 h – 4,2 ans
<i>Enterococcus</i> résistant à	jusqu'à 41	60 mn	5 jours – 4 mois

Vancomycine Pseudomonas	1,3 - 25	30 – 180 mn	6 h – 16 mois
Levures (Candida albicans inclus)	23 – 81	1 h	1 – 150 jours
VHA	inconnu	quelques heures	2 h – 60 jours
VHC	8 – 23,8	inconnu	inconnu
VIH	-	-	7 jours
Rhinovirus	jusqu'à 65	inconnu	2 h – 7 jours
Rotavirus	19,5 – 78,6	260 mn	6 – 60 jours

La persistance sur les surfaces inertes des agents pathogènes est liée à un risque élevé de contamination des mains après un contact (24).

1.3 Transmissibilité des agents pathogènes nosocomiaux à partir des mains

Tableau 2. Transmissibilité des agents pathogènes nosocomiaux à partir des mains. D'après G. Kampf et A. Kramer (10).

Agent pathogène	Temps de contact (sec)	Cible	Taux de transmission (%)
Salmonella spp.	5	Viande	16 à 100 selon la taille de l'inoculum pulpaire
Candida albicans	inconnu	Mains	69
VHA	10	Salade	9,2
HSV1	inconnu	Mains	60 (peau sèche) à 100 (peau humide)
Rhinovirus	10	Mains	71
Rotavirus	10	Mains	6,6

Quelles sont les données réglementaires qui régissent l'utilisation des antiseptiques ?

1.4 Évaluation de l'activité des antiseptiques et des désinfectants

► Normes

– Principes des normes AFNOR

L'étude de l'activité des antiseptiques a été standardisée par l'Association Française de Normalisation (AFNOR) depuis 1975.

Les normes AFNOR décrivent des méthodes *in vitro* permettant d'évaluer la concentration minimale du produit qui, dans des conditions déterminées de température et de temps de contact, provoque la réduction, dans des proportions préalablement définies, d'une population initiale microbienne.

L'activité bactéricide in vitro d'un antiseptique est définie par la concentration minimale d'un produit antiseptique entraînant la réduction d'un facteur de 10^5 ² du

² Les variations du compte bactérien (unités formant colonie ou ufc) s'expriment sur une échelle logarithmique décimale selon la formule suivante : $n \text{ Log}_{10} = \text{Log}_{10} 10^n$; on note indifféremment Log ou Log_{10} ; exemple : $\text{Log}_{10} 10^5 = 5 \text{ Log}_{10}$. Le Log en base 10 (Log_{10}) du « compte bactérien » donne un ordre de grandeur de sa valeur. Lorsque cet ordre de grandeur est réduit de 1, c'est que la colonie s'est réduite d'un facteur 10.

En d'autres termes et par abus de langage, une réduction de 1 Log correspond à une division de la quantité par 10, de 2 Log : une division par 100 ...

nombre de bactéries provenant de 5 souches différentes après un contact de 5 minutes.

- *Principe de la normalisation européenne : normes EN (Comité Européen de Normalisation)*

Les normes européennes, en cours d'élaboration, comportent des normes de base (norme dites de phase 1) et des normes d'application (normes de phase 2 et 3) adaptées au domaine d'utilisation (par exemple : désinfection des dispositifs médicaux) :

► **Phase 1: Essai en suspension pour évaluer l'activité de base du produit**

Cette phase, appliquée aux activités bactéricides (NF EN 1040 ou NF T 72-152) et fongicides (NF EN 1275 ou NF T 72-202), correspond aux anciennes normes AFNOR NF T 72-150/151 et NF T 72-200/201 en vigueur avant octobre 1997 et au minimum requis pour identifier un produit désinfectant.

La norme NF EN 1275 (NF T 72-202) permet la détermination de l'activité fongicide avec deux souches, *Candida albicans* et *Aspergillus niger*.

Pour de nombreuses applications, l'activité sur *Candida albicans* est suffisante.

Le CEN a décidé de distinguer une action dite levuricide sur la seule souche de *Candida albicans* et une action dite fongicide sur les deux souches *Candida albicans* et *Aspergillus niger* (9).

L'activité germicide des antiseptiques et désinfectants sur les mycobactéries était déterminée en France sur *Mycobacterium smegmatis* selon les anciennes normes AFNOR NF T 72-150, NF T 72-151, NF 72-170 ou NF T 72-171. Le CEN (Comité Européen de Normalisation), a estimé que *M. smegmatis* n'était pas une espèce représentative, car ses propriétés microbiologiques sont très différentes de celles des autres mycobactéries en cause en pathologie humaine. Il est apparu que *Mycobacterium terrae* pouvait mieux représenter *Mycobacterium tuberculosis*. Pour les mycobactéries atypiques, le choix s'est porté sur une souche de *Mycobacterium avium*.

En définitive, un produit sera dit tuberculocide s'il est actif sur *Mycobacterium terrae* et mycobactéricide s'il présente à la fois une activité sur *Mycobacterium terrae* et sur *Mycobacterium avium* (9).

La norme AFNOR NF T 72-180 teste des virus nus, particulièrement résistants aux produits antiseptiques et désinfectants. De nombreux produits mettent en avant une activité sur le virus de l'hépatite B (VHB) et sur le virus de l'immunodéficience humaine (VIH), virus enveloppés facilement détruits par la majorité des produits. Or aucun test d'efficacité sur ces deux virus ne fait l'objet d'un consensus en raison des difficultés de culture de ces virus et de la diversité des modalités de révélation des particules virales. De la même manière, il n'existe pas de test validé de l'évaluation de l'activité d'un produit désinfectant sur le virus de l'hépatite C (VHC) (1).

► **Phase 2: Essai en laboratoire dans des conditions les plus représentatives possibles de la pratique de soins pour déterminer la concentration efficace et l'indication**

Cette phase est divisée en 2 étapes :

- 1ère étape : essai en suspension comme pour la phase 1, dans des conditions plus proches de la pratique, par exemple en présence de substances interférentes définies (protéines, eau dure, etc. ...). Par exemple, le projet (pr) EN 12054 tient compte des temps utilisés en pratique dans le lavage des mains ;
- 2ème étape : essai simulant la pratique, par exemple sur des mains artificiellement contaminées pour les produits destinés à la désinfection des mains par lavage ou friction. Par exemple, les normes EN 1499 et 1500 utilisent *in vivo* des méthodes de friction des mains comparables aux procédures recommandées en pratique.

► **Phase 3: Essai sur le terrain, dans des conditions pratiques d'utilisation, afin de confirmer la concentration efficace**

In vivo, l'efficacité des antiseptiques est restreinte par l'interférence avec les produits biologiques (exsudats, pus, électrolytes, etc.), le pH du milieu, la sensibilité des souches rencontrées et le temps de contact limité.

Le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales (CCLIN) de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (Juin 2001) signale la difficulté d'étudier l'efficacité des antiseptiques *in vivo* de façon sensible, standardisée et reproductible (3).

Il n'existe aucun test pour définir un niveau d'efficacité. L'évaluation de l'efficacité tient compte des normes de phase 2.1, 2.2, 3, des conditions de réalisation expérimentales *in vitro* ou *in vivo* des études microbiologiques et enfin des études cliniques montrant des résultats observés sur la diminution des infections nosocomiales.

► Normes européennes pour l'hygiène des mains

Tableau 3. Normes européennes pour la désinfection des mains. D'après M.L. Rotter (25).

Type	Phase	Activité requise						
		Bactéricidie	Fongicide		Myco bactéricidie	Tuber culocidie	Virucidie	Sporicidie
			Moisissures	Levures				
Traitement hygiénique des mains par lavage	2/1	prEN 12054	Nd	WI 216039	Nd	Nd	prEN 14476	Nd
	2/2	EN 1499	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd	Nd
Traitement hygiénique des mains par friction	2/1	prEN 12054	Nd	WI 216039	WI 216038	Nd	prEN 14476	Nd
	2/2	EN 1500	Nd		Nd	Nd	Nd	Nd
Désinfection chirurgicale des mains par lavage	2/1	prEN 12054	Nd	WI 216039	Nd	Nd	Nd	Nd
Désinfection chirurgicale des mains par frictions	2/2	prEN 12791	Nd		Nd	Nd	Nd	Nd

- Nd : absence de développement de test en cours

► Pharmacopée française

La monographie « Préparations antiseptiques » (Janvier 1990) indique que l'activité doit être testée sur quatre souches bactériennes (*S. aureus*, *S. faecalis*, *E. coli*, *P. aeruginosa*) et une souche de levure (*C. albicans*), à 32°C sans précision des temps de contact. Les exigences de réduction sont fixées à 5 log pour toutes les espèces testées (7).

2. Conditions d'utilisation en pratique de soins

Quelles sont les recommandations proposées par les Centres de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales (C.CLIN) pour l'utilisation des antiseptiques (1, 3, 26) ?

2.1 Péremption et durée d'utilisation

Vérifier la date de péremption.
Indiquer la date d'ouverture sur le flacon.

Tableau 4. Péremption et durée d'utilisation : exemple, l'hypochlorite de sodium.

Spécialité	Délai de péremption	Délai de conservation flacon ouvert
Soluté de Dakin Dakin Cooper® stabilisé 0.5% Amukine®	15 à 21 jours 30 mois 36 mois	15 à 30 jours (1, 26) 15 à 30 jours

Fermer le flacon après chaque manipulation.
Ne pas reconditionner, transvaser ou compléter un flacon ouvert.

Respecter la durée d'utilisation du produit après son ouverture :

- 24 heures pour l'éosine aqueuse 2 % (utilisation mono dose) ; utilisation « patient unique » pour le nitrate d'argent ;
- 8 à 10 jours en moyenne si le flacon a été bien fermé, en particulier pour les ammoniums quaternaires, l'hexamidine, l'eau oxygénée ;
- 15 jours pour le Dakin Cooper® stabilisé 0,5 %, la gamme Bétadine®, l'association d'antiseptique CYTEAL®, le triclocarban ;
- 1 mois pour les dérivés iodés, les alcools et la Chlorhexidine en solution alcoolique (la solution aqueuse est à usage extemporané), l'association d'antiseptique BISEPTINE®.

Ces délais d'utilisation après ouverture ne sont toutefois qu'indicatifs puisque arbitraires et pouvant varier selon les conditions d'utilisation et de gestion.

Manipuler avec précaution (ne pas toucher l'ouverture du flacon afin d'éviter toute contamination).

Nettoyer l'extérieur des flacons fermés par essuyage humide (sans trempage) avec un détergent-désinfectant.

Conserver à l'abri de la lumière et de la chaleur, en particulier les antiseptiques chlorés, iodés et oxydants ; des consignes particulières existent pour les produits inflammables et

Oxydants (Eau oxygénée 3%) : Eau oxygénée stabilisée Codex Gilbert® Eau oxygénée Gifrer® Aosept® (lentilles) Spitaderm®		X X X					X X X
Diamidines : Hexomédine®						X	X
Colorants : Eosine® aqueuse à 2% ou alcoolique Solution de Millian Violet de Gentiane Fluoresceïne (usage diagnostique)						X tannant X tannant	X

(1) : Alcool de 60 à 70° antiseptie des sites d'injections SC, IM ou IV et des prélèvements sanguins (sauf : hémoculture, cathétérisme, ponction artérielle et les actes nécessitant une aseptie chirurgicale).

(2) : A.M.M. : Autorisation de mise sur le marché.

(3) : **Remarque :** Après analyse des documents scientifiques et techniques à sa disposition, le Conseil d'Orientation du C.CLIN Sud-Ouest a choisi de ne pas retenir la spécialité Amukine® comme équivalent, en terme d'efficacité, de la spécialité Dakin (3).

(4) : Solutions de titre alcoolique divers par mouillage à l'eau de l'alcool absolu

Ethanol (sans A.M.M.) :

Alcool éthylique 70 modifié (camphré) et coloré en **jaune** (tartrazine) 125 ml, 250 ml, 500 ml (Gifrer, Gilbert, Cooper).

Alcool éthylique 70° coloré en **bleu** pour usage pédiatrique 125 ml (Gilbert).

Compresses imprégnées d'alcool :

Alcool éthylique 70° camphré PHARMADOSE (Gilbert) 2.5 ml d'alcool par compresse.

Alcool isopropylique 70° UNISEPTINE (Gifrer) 0.8 ml d'alcool par compresse.

Non contre-indiquées chez le nourrisson.

Tableau 6. Antiseptie de pratique chirurgicale (1)

Familles	Antiseptie chirurgicale			AMM
	Lavage antiseptique et chirurgical des mains	Préparation du champ opératoire	Divers	
Halogénés iodés : Alcool iodé Bétadine® scrub Bétadine® dermique Bétadine® irrigation oculaire 5%		X X X X (irrigation oculaire)		X X X X
Biguanides (Chlorhexidine) : Solutions moussantes : Hibiscrub® 4% Clyvon® 2% Solutions aqueuses : Chlorhexidine Gilbert® 0.05% Solutions alcooliques : Hibitane champ® 0.5%	X X	X X X		X
Oxydants (Eau oxygénée 3%) : Eau oxygénée stabilisée Codex Gilbert® Eau oxygénée Gifrer®			X (hémostase dentaire) X (hémostase dentaire)	X X

2.3 Respect des précautions d'emploi et des contre-indications

► utilisation à limiter pendant la grossesse, sur les seins lors de l'allaitement et chez les nouveaux nés :

- contre-indication pendant la grossesse (2^{ème} et 3^{ème} trimestres) et l'allaitement des antiseptiques iodés ;
- contre-indication de 0 à 1 mois pour les antiseptiques iodés (maturation thyroïdienne) ;
- précaution d'emploi de 1 à 30 mois en évitant l'emploi sur peau lésée et sous les couches ;
- contre-indication sur les muqueuses des antiseptiques iodés avant l'âge de 5 ans ;
- contre-indication de 0 à 30 mois pour les alcools (risque d'intoxication alcoolique) exception faite de l'usage de compresses imprégnées d'alcool, certains ammoniums quaternaires (Stérillium®), les carbanilides (triclocarban) ;
- contre-indication de 0 à 30 mois pour les antiseptiques contenant du camphre (les dérivés métalliques à base de sulfate de cuivre et de zinc dans Ramet Dalibour Acide® contiennent du camphre).

► l'application se fait sur des tissus vivants (peau et muqueuses)

Tableau 7. Contre indications et précautions d'emploi des antiseptiques.

Familles	Contre-indications	Précautions d'emploi
Halogénés Iodé	Intolérance à l'iode (risque de dermatites allergiques) Exploration thyroïdienne en cours Brûlures > à 10 % de la surface corporelle (risque de dysfonctionnement de la thyroïde) Allergie aux produits de contraste à base d'iode (bien que la réaction croisée avec les antiseptiques ne soit pas documentée)	Chez les patients dépilés (crème dépilatoire), attendre 2 heures avant de pratiquer soit la douche antiseptique soit l'antisepsie cutanée, car la crème modifie le pH cutané.
Biguanides (Chlorhexidine)	Contact avec l'oreille interne (risque de surdité neurosensorielle) Contact avec le cerveau et les méninges	Irritante pour les muqueuses si la concentration est supérieure à 0,02 %
Carbanilides (Triclocarban)	Ne doit pas être utilisé avant l'accouchement pour la toilette vaginale	Eviter le contact oculaire
Ammoniums quaternaires	Pansements occlusifs Contact avec le conduit auditif en cas de perforation tympanique Contact avec le cerveau et les méninges	Pas de contact avec les muqueuses génitales (risque de vaginite et de balanite)
Colorants	Les colorants sont irritants sur les zones érosives et suintantes	L'éosine provoque une photosensibilisation des régions découvertes
Alcool à 70° modifié	Hypersensibilité au colorant tartrazine (croisée avec l'allergie à l'aspirine)	

2.4 Respect des conditions d'efficacité

- respecter le délai d'action :

Tableau 8. Délai d'action des antiseptiques.

Familles	Délai d'action	
	In vitro	In vivo
Halogénés Iodés	5 mn	1 mn
Alcools		2 mn
Diamidines : Hexamidir	5 mn	

- nettoyage et rinçage doivent se faire avant l'application de tout antiseptique en raison de la forte inhibition par les micro-organismes et les savons (5).

Tableau 9. Les 5 temps de l'antiseptie pour un soin selon le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (Juin 2001) (3).

Temps 1 : DÉTERSION = NETTOYAGE	Utilisation d'un savon doux ou antiseptique ; élimination d'une fraction de la flore cutanée par action mécanique.
Temps 2 : RINCAGE	À l'eau stérile.
Temps 3 : SÉCHAGE	Pour ne pas diluer l'antiseptique à appliquer, par tamponnement avec des compresses stériles.
Temps 4 : APPLICATION DE L'ANTISEPTIQUE	Utiliser l'antiseptique compatible avec le savon utilisé lors de la détercion, sans repasser deux fois au même endroit avec une compresse stérile.
Temps 5 : SÉCHAGE A L'AIR LIBRE	Pour ne pas éliminer l'antiseptique et favoriser la rémanence.

L'antiseptie en 5 temps associe les 5 temps dans l'ordre.

L'antiseptie en 2 temps associe l'application de l'antiseptique (temps 4) et le séchage à l'air libre (temps 5).

- respecter la présentation initiale et le mode d'emploi : dans la pratique, le problème de résistance bactérienne se pose en cas de diminution de la concentration du produit antiseptique. Il est donc essentiel de respecter scrupuleusement les conditions d'utilisation des produits (concentrations et mode d'emploi) afin d'éviter l'émergence de souches résistantes;
- ne pas mélanger les antiseptiques entre eux ou avec d'autres produits.

2.5 Respect des conditions de sécurité

Tableau 10. Risque toxique des antiseptiques.

Type d'expositio	Antiseptiques	Risque	Conduite à tenir
Ingestion	Halogénés Chlorés Ammoniums quaternaires	Caustique Hémolytiques et curarisants	Bicarbonate de sodium
Projection ou contact oculaire	Oxydants Eau oxygénée > 30% Biguanides (Chlorhexidine) Alcools	Brûlure Opacification cornéenne définitive (27)	Rincer abondamment à l'eau ou au sérum physiologique pendant 2 mn Port de gants et de lunettes de protection

2.6 Distinction des antiseptiques selon leur spectre d'activité

Le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (Juin 2001) a proposé, sur la base

des monographies élaborées à partir des dossiers techniques des laboratoires, du Vidal (www.vidalpro.net) et de la banque de données automatisée sur les médicaments BIAM (www.biam.org), une classification des antiseptiques selon leur spectre d'activité.

L'antiseptique idéal devrait :

- posséder un large spectre antibactérien, être actif sur les virus, les champignons et les spores de la peau et des muqueuses ;
- avoir une activité bactéricide rapide et non uniquement bactériostatique,
- avoir une action prolongée (rémanence) : il est recommandé de ne pas rincer l'antiseptique exceptions faites de l'irrigation des cavités après laquelle un rinçage est nécessaire et chez le nouveau-né. Le séchage à l'air libre est indispensable au temps d'action de l'antiseptique.

Tableau 11. Classification des antiseptiques selon leur spectre d'activité (3).

Les antiseptiques majeurs : bactéricides et à large spectre	
Biguanides Halogénés iodés et chlorés Alcools	Solution de Chlorhexidine (Hibitane®...), association d'antiseptiques (Biseptine®) Dérivés iodés (Bétadine®...) ; dérivés chlorés (Dakin®) Alcool éthylique 70°, Alcool isopropylique
Les antiseptiques intermédiaires : bactéricides et à spectre étroit	
Ammoniums quaternaires	Chlorure de benzalkonium, Sterlane®, Cétavlon® ...
Les antiseptiques mineurs : bactériostatiques et à spectre étroit	
Carbanilides Diamidines Acides Dérivés métalliques	Triclocarban (Solubacter®, Septivon®...) Hexamidine (Hexomédine®) Acide borique (préparations), acide salicylique (Dermacide®) Nitrate d'argent, Sulfates de cuivre et zinc (Ramet Dalibour Acide®)
Les antiseptiques à déconseiller (toxicité et effets indésirables importants : néphrotoxicité, hypertension artérielle, accidents neurologiques, syndrome acrodynique)	
Dérivés mercuriels	Merbromine (Chromaplaie®, Mercuresceine®)
Les produits considérés à tort comme antiseptiques	
Peroxyde d'hydrogène Colorants	Eau oxygénée à 10 volumes (Eau oxygénée à 3%) Eosine aqueuse à 2%, Solution de Millian (vert de méthyl - cristal violet) aqueuse à 0,25%, Violet de Gentiane : solution aqueuse à 1%

Le tableau 12 est issu des travaux de synthèse du Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter région Paris - Nord dans « Antiseptiques et désinfectants » (Mai 2000) et du Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (Juin 2001) sur la base des références citées :

- "Les antiseptiques" Fiches hospitalières AP-HP 1997 - IV-1 et le tableau « Spectre d'activité des principales familles d'antiseptiques » ;
- Directive 65 / 65 / CEE du 26 janvier 1965 et Directive n°98/8/CE du 16 Février 1998 ;
- Larson E. Guideline for use of topical antimicrobial agents American Journal of Infection Control, 1988 (28) ;
- Jones R.D. Bacterial resistance and topical antimicrobial wash products. American Journal of Infection Control, 1999 (29).

Tableau 12. Spectre d'activité des familles d'antiseptiques (1, 3).

Familles antiseptiques	Spectre d'activité							
	GRA +	GRA -	Myco bactér	Levu	Moissu	Virus nus	Virus (*) enveloppés	Spo
HALOGÉNÉS								
- CHLORÉS : < 5° chlorométriques (Hypochlorite de sodium ; Dakin)	+++	+++	++	++	++	++	++	++
- IODÉS : (PVPI ou polyvinylpyrrolidone ou polyvidone iodée ; alcool iodé)	+++	+++	++	++	++	++	++	+
BIGUANIDES (Chlorhexidine)								
- solution aqueuse	+++	++	-	+	+/-	-	-	-
- solution alcoolique	+++	++	+	+	+/-	+	+(VIH)	+/-
- association (Biseptine®)	+++	+++	+	+++	+++	+/-	+/-	+/-
ALCOOLS (éthanol à 70° ; alcool isopropylique 60°)	++	++	++	+/-	+/-	+/-	+(VIH)	-
AMMONIUMS QUATERNAIRES (Chlorure de benzalkonium ; Bromu de cetrimenium ou Cetavlon®)	++	+/-	-	+	+	-	+/-	-
DIAMIDINE (Hexamidine)								
- Hexomédine®	+/-	-	-	+/-	-	-	-	-
- Hexomédine transcutanée®	+	+/-	-	+/-	-	-	-	-
OXYDANTS (Eau oxygénée à 3%)	+	+	-	+(lent)	+	+/-	+(lent)	+/-
CARBANILIDES (Triclocarban : Septivon® ; Solubacter®)	+	+/-	-	-	-	-	-	-
COLORANTS								
- Eosine aqueuse®	+/-	-	-	-	-	-	-	-
- solution de Millian®	+/-	-	-	+	+	-	-	-

- (*) : la capside nue est résistante alors que la présence d'une enveloppe rend le virus sensible (mécanisme d'action des antiseptiques).
- VE (virus enveloppés) : Herpes viridae (Cytomégalovirus, Varicelle Zona, Herpes simplex, Epstein Barr), Virus respiratoire syncytial, Influenzae (Grippe) et Para-Influenzae, Virus des oreillons, de la rubéole, de la rougeole ; Virus de la fièvre jaune : Virus de la rage, Rétrovirus (VIH, HTLV), VHC (hépatite C), VHB (hépatite B [+/- Hépatite D])
- VN (virus nus) : Entérovirus (polio, coxsackie, ECHOvirus), VHA (hépatite A), Hépatite E, Rotavirus, Adénovirus, Papillomavirus (verruës, condylomes), Parvovirus, Calcivirus, Astrovirus
- Poxvirus : variole, vaccine, *molluscum contagiosum*

2.7 Cas particulier de l'antiseptie chez l'enfant ³

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (Juin 2001), recommandait, chez l'enfant, les antiseptiques suivants :

Antiseptie chez l'enfant				
Type de soin	Temps requi pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie) ²	Avis porté su l'indication
Pose de cathéters che		Chlorhexidine alcoolique à 0,5 %	III	-

³ Pour l'enfant, les professionnels peuvent consulter le « Guide des bonnes pratiques de l'antiseptie de l'enfant » élaboré par la SFHH à paraître prochainement.

les prématurés	5	Polyvidone iodée à 10 % aqueuse (Ne pas oublier de rincer)	III	
Soins du cordon du nouveau-né	np ⁽¹⁾	Chlorhexidine aqueuse à 0,05 %	III	L'éosine aqueuse ne doit plus être utilisée

- ⁽¹⁾ : non précisé
- ⁽²⁾ : niveaux de preuve définis par les *Centers Disease and Prevention* :

Catégorie I : adoption fortement recommandée

Ce sont des mesures fortement recommandées, ayant prouvé leur efficacité dans la réduction du risque d'infection nosocomiale par des études cliniques structurées et contrôlées, ou jugées utiles par la majorité des experts.

Catégorie II : adoption modérément recommandée

Ce sont des mesures conseillées, découlant d'études cliniques suggérant fortement leur efficacité ou dont le fondement théorique est pertinent.

Catégorie III : adoption faiblement recommandée

Ces mesures, proposées par des chercheurs, des experts ou des organismes divers, n'ont pas encore démontré la preuve scientifique, ni le fondement s'appuyant sur un support théorique ferme.

Catégorie NR

Mesures adoptées en l'absence de fondements scientifiques ou de consensus concernant l'efficacité.

J. Castanet et J. Ph. Lacour, dans une revue systématique de la littérature concernant l'antisepsie de l'enfant publiée en 1998 (30) ont apporté des précisions sur les risques spécifiques :

Tableau 13. Risques spécifiques des antiseptiques chez l'enfant.

Familles d'antiseptiques	Exposition aux risques	Effets indésirables constatés	Contre-indications (CI) et précautions
Colorants (Eosine, solution de Millier, Fluorescéine)	Photosensibilisation	Nécrose cutanée Méningite ⁽¹⁾	
Halogènes iodés	Acidose Insuffisance rénale Neutropénie	Nécrose cutanée Hypothyroïdie	CI : Prématurité Nouveaux-né < 1 mois Muqueuse < 5 ans Précautions < 30 mois ⁽²⁾ ; Peau lésée Occlusion sous la couche
Halogènes chlorés	Pas de données de passage systémique	Irritation	
Oxydants (eau oxygénée, KmnO ₄)		Caustique (KmnO ₄)	
Alcools	Intoxication éthylique	Hémorragie sous cutanée	
Sels métalliques sels d'argent	Argyrisme Méthémoglobinémie		
sels de cuivre (pommade de Dalibour, Dermocuire) dérivés mercuriels (Mercryl laurylé ⁽³⁾ , Dermachrome, Pharmadoc Mercuresceine)	Intoxication mercurielle	Irritation	Association aux halogènes iodés
Phénols hexachlorophène		Myélopathie (à 3% de concentration)	Pas d'utilisation en France Dans les pays anglo-saxons

Tableau 13. Risques spécifiques des antiseptiques chez l'enfant.

Familles d'antiseptiques	Exposition aux risques	Effets indésirables constatés	Contre-indications (CI) et précautions
dérivés des phénols (acide parahydroxybenzoïque = pommade Nisaseptol, poudre Nisapulvol, solution Nisasol)	Pas de données de passage systémique	0	0,33% de concentration: - Nouveaux-nés < 2 500 g - Nouveaux-nés < 14 jours - Peau lésée - Occlusion sous la couche Précautions : - Prématuré - Nouveaux-nés < 2 mois
Acides acétique à 2% ; acide lactique à 4,5% acides faibles (Alkénide, Dermacide)	Pas de données de passage systémique	Irritation Candidose cutanée	Réservés aux infections cutanées à pyocyanique Précautions : - Prématuré - Nouveaux-nés < 2 mois
Ammoniums quaternaire: (cétrimide = Cetavlon, Sterlane, chlorure de benzalkonium = Biseptin)	Absorption per os : - Curarisant - Hémolyse Pas de données de passage systémique	Irritation Caustiques (plis et muqueuses)	Eviter l'utilisation : - Prématurité - Nouveaux-nés < 1 mois - Muqueuse < 5 ans - Peau lésée - Occlusion sous la couche - Muqueuses génitales (risque de vaginite et de balanite) - Conduit auditif en cas de perforation tympanique
Carbalinides : Triclocarban (Septivon, Solubacter, Nobacter, Cutisan)	Photosensibilisation Méthémoglobinémie	Eczéma de contact	CI : - Prématuré - Nourrissons < 6 mois - Contact avec la muqueuse oculaire
Hexamidine : Hexomédin	Pas de données de passage systémique	Eczéma papulo-vésiculeux	
Biguanides : Chlorhexidine	Surdité neuro-sensorielle	Irritation (< 10%) Sécheresse cutanée Eczéma de contact Choc anaphylactique	CI : - Contact avec l'oreille interne - Contact avec le cerveau et les méninges

- ⁽¹⁾ Des cas de méningites néonatales ont été imputés à l'utilisation d'éosine aqueuse préparée en flacons collectifs à la pharmacie, ou d'unidoses réutilisées, même quelques heures seulement après ouverture. L'éosine aqueuse préparée industriellement en flacons multidoses et "stabilisée" ne présente pas plus de garanties de stérilité.
- ⁽²⁾ La contre indication avant l'âge de 1 mois et la précaution d'emploi avant l'âge de 30 mois pour les dérivés antiseptiques iodés prévalent mais peuvent être pondérées par l'importance du risque infectieux lié au geste à réaliser.
- ⁽³⁾ : Mercryl laurylé a été remplacé par Mercryl solution, solution moussante et spray ; le produit ne contient plus de dérivé mercuriel mais est à base de chlorure de Benzalkonium et de Chlorhexidine.

2.8 Recommandations proposées pour l'antisepsie de la peau et des muqueuses

► Cas général

R 53 : L'efficacité des antiseptiques dépend du respect de leurs conditions d'utilisation. Avant ouverture, la date de péremption doit être vérifiée. Après ouverture, la durée d'utilisation mentionnée par le laboratoire pharmaceutique doit être respectée ; elle est de l'ordre de 1 mois pour les halogénés iodés et chlorés, la chlorhexidine alcoolique et l'association chlorhexidine, chlorure de benzalkonium et

alcool benzylique (Biseptine®). Il est recommandé d'inscrire sur le flacon la date à laquelle celui-ci a été ouvert (accord professionnel).

R 54 : Il est recommandé, de manière générale, de recourir aux antiseptiques à large spectre d'activité (biguanides, dérivés halogénés iodés et chlorés, alcools) et aux seuls antiseptiques à spectre étroit qui ont fait la preuve d'une efficacité clinique (nitrate d'argent par exemple (accord professionnel).

R 55 : Il est recommandé de ne pas utiliser les dérivés mercuriels en raison de leur toxicité (accord professionnel).

R 56 : Lors de l'utilisation, il est recommandé de consulter la notice des produits afin de respecter le délai d'action de l'antiseptique choisi (à titre indicatif, il est de l'ordre de 1 minute pour les halogénés iodés et de l'ordre de 2 minutes pour les alcools) et d'attendre le séchage spontané de l'antiseptique utilisé (AMM).

R 57 : Il est recommandé, en dehors des associations synergiques, de ne pas mélanger les antiseptiques entre eux ou avec d'autres produits (accord professionnel).

► Cas particuliers

R 58 : Pendant les 2^e et 3^e trimestres de la grossesse et en cas d'allaitement maternel, il est recommandé de ne pas utiliser les antiseptiques iodés (AMM).

R 59 : Chez le nouveau-né, il est fortement recommandé de ne pas utiliser les produits iodés (AMM).

R 60 : Chez le nourrisson et l'enfant de moins de 30 mois, la précaution est requise pour les produits iodés, en évitant l'emploi sur peau lésée et sous les couches (AMM) ; il est recommandé de se référer aux résumés des caractéristiques des produits pour les précautions d'emploi.

R 61 : De 0 à 30 mois, il est recommandé de ne pas utiliser les alcools (risque d'intoxication alcoolique) exception faite de l'usage de compresses imprégnées d'alcool (accord professionnel).

R 62 : Chez l'enfant de moins de 5 ans, il est recommandé de ne pas utiliser les produits iodés sur les muqueuses (accord professionnel).

3. Les précautions « Standard »

À l'origine australien, le concept de « précautions universelles » basé sur le risque infectieux potentiel du sang, des fluides et sécrétions humaines est abandonné.

La communauté internationale adopte actuellement la terminologie proposée par les CDC (Centers for Disease Control and Prevention) fondée sur deux niveaux de risque de transmission infectieuse : les « précautions standard » et les « précautions supplémentaires » (31).

Les « précautions standard » sont relatives à :

- l'hygiène des mains ;
- l'utilisation d'un équipement de protection individuelle ;
- l'utilisation et l'élimination des dispositifs piquant et tranchant ;
- l'éducation des patients et des professionnels de santé.

Il s'agit d'un ensemble de mesures qui constituent la pierre angulaire de toute prévention de la transmission croisée de personne à personne. Elles sont à appliquer pour toute situation de soins, que ce soit en cabinet ou au domicile du patient. Elles sont basées sur le principe suivant : considérer tout patient comme porteur potentiel d'agent infectieux connu ou inconnu. Leur objectif est double : la protection du personnel et la protection du patient.

Elles sont complémentaires des règles supplémentaires d'asepsie et d'antisepsie à mettre en œuvre lors de tout acte de soins et notamment lors de la réalisation d'actes invasifs et des précautions particulières à prendre pour certains patients porteurs d'agents infectieux transmis par « contact » (C) ou par « gouttelettes » (G) ou par « l'air » (A).

4. L'hygiène des mains

4.1 Produits visant à réduire la contamination des mains

► Caractéristiques générales

Les recommandations des *Centers for Disease Control* (CDC) de 2002 (32) ne précisent pas le degré d'activité requis et adapté pour un antiseptique en matière d'hygiène des mains des professionnels de santé.

Le spectre d'activité minimum requise est actuellement déduit de la connaissance de la flore microbienne de la peau (flore résidente, transitoire, pathogène) et de l'épidémiologie des infections nosocomiales (10).

Il est établi à partir de tests en suspension (phases 1 et 2/1 de la procédure du Comité Européen de Normalisation (CEN) (25).

Tableau 14. Activité des antiseptiques.

Type d'activité antimicrobienne	Activité minimum requise	Activité optionnelle requise
Bactéricidie	+	
Mycobactéricidie		+
Sporicidie		+
Levuricidie (<i>Candida albicans</i>)	+	
Fongicidie (<i>Aspergillus niger</i> et <i>Candida albicans</i>)	+	+
Virucidie (virus enveloppés)		+
Virucidie (virus nus)		

(*) : selon le risque spécifique lié à la situation de soins ou à une population de patients. D'après G. Kampf et A. Kramer (10)

L'activité contre les virus enveloppés est justifiée par le risque de contamination liée au sang (VIH, VHC) que la présence de sang sur les mains ait été repérée ou non (10).

L'activité virucide n'est toutefois pas actuellement exigée et lorsqu'elle figure dans le dossier technique d'un produit, elle est signalée dans la colonne « Spécificités », en précisant la concentration active, le temps de contact, et les virus testés. Elle doit, dans ce cas, être réalisée selon la méthodologie de la norme NF T 72-180 (activité sur Poliovirus 1 et Adénovirus 5) ou de la norme NF EN 14476 depuis août 2005.

Il en est de même pour l'activité levuricide (*Candida albicans*) qui n'est pas exigée ; si elle figure dans le dossier technique d'un produit, elle est signalée dans la colonne « Spécificités », avec précision de la concentration et du temps de contact. Elle est dans ce cas réalisée selon la méthodologie de la norme NF EN 1275 (T 72-202).

La liste positive désinfectants de 2006 (9) distingue 4 types de produits désinfectants pour les mains (rubrique E) :

Pour le traitement hygiénique des mains par lavage (ou lavage hygiénique des mains), la conformité aux normes est établie ainsi :

- norme NF EN 1040 (T 72-152) ; avec l'abandon du pr EN 12054, conformité à la norme NF T 72-170/171 (spectre 4 en condition de saleté) ; Norme NF EN 1499 (T 72-501).

Pour la désinfection chirurgicale des mains par lavage, les produits doivent être conformes aux normes suivantes :

- norme NF EN 1040 (T 72-152) ; conformité à la norme NFT 72-170/171 (spectre 4 et conditions de saleté). Dans l'attente de la publication de la norme NF EN 12791, la conformité à la norme NF EN 1499 (T 72-501) est demandée. Il est accepté un temps de contact inférieur ou égal à 5 minutes.

Pour le traitement hygiénique des mains par friction, les produits doivent satisfaire aux normes suivantes :

- norme NF EN 1040 (T 72-152) ;
- norme NF EN 1275 (T 72-202) : exigence limitée à l'activité levuricide (*Candida albicans*), temps de contact 5 minutes maximum. Conformité à la norme NF T 72-170/171 (spectre 4 et conditions de propreté) ;
- norme NF EN 1500 (T 72-502) pour un temps inférieur ou égal à 1 minute.

Pour la désinfection chirurgicale des mains par friction, la conformité aux normes est identique avec une mention supplémentaire : dans l'attente de la publication de la norme NF EN 12791, conformité à la norme NF EN 1500 (T 72-502). Il est accepté un temps de contact inférieur ou égal à 5 minutes.

La SFHH dans « Recommandations pour l'hygiène des mains » (33) propose une lecture plus synthétique de la conformité aux normes requise pour l'évaluation des produits pour l'hygiène des mains :

Tableau 15. Normes des produits de l'hygiène des mains.

Normes pour l'évaluation des produits pour l'hygiène des mains			
Type de traitement	Phase 1	Phase 2 étape 1	Phase 2 étape 2
Traitement hygiénique des mains par lavage (ou lavage hygiénique des mains)	EN 1040	pr EN 12054 *	EN 1499
Désinfection chirurgicale des mains par lavage	EN 1040	pr EN 12054	pr EN 12791
Traitement hygiénique des mains par friction	EN 1040 EN 1275	pr EN 12054	EN 1500
Désinfection chirurgicale des mains par friction	EN 1040 EN 1275	pr EN 12054	pr EN 12791

- : le projet de norme pr EN 12054 est actuellement abandonné par le CEN.

En phase 1 :

Seule la norme de base bactéricide est exigée pour le lavage, tant hygiénique que chirurgical : EN 1040 ou NF T 72-152.

Une norme EN 1275 partielle sur *Candida albicans* est demandée pour les produits destinés aux frictions.

En phase 2 étape 1 :

Le projet de norme pr EN 12054 est actuellement abandonné par le CEN ; l'utilisation des produits pour les 4 techniques relève de la norme NF T 72-605.

Les souches bactériennes utilisées sont : *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus hirae* et *Escherichia coli*.

Tableau 16. Conditions d'activité des produits de l'hygiène des mains.

	Réduction exigée	Temps de contact
--	-------------------------	-------------------------

Traitement hygiénique des mains par lavage (ou lavage hygiénique des mains)	3 Log	30 sec, 1 mn
Désinfection chirurgicale des mains par lavage	5 Log	30 sec, 1 mn
Traitement hygiénique des mains par friction	3 Log	1, 2, 3, 4, 5 mn
Désinfection chirurgicale des mains par friction	5 Log	1, 2, 3, 4, 5 mn

En phase 2 étape 2 :

- les normes européennes EN 1499 ou NF T 72-501 pour le traitement hygiénique des mains par lavage et EN 1500 ou NF T 72-502 pour le traitement hygiénique des mains par friction sont disponibles et correspondent à la réduction de la flore transitoire des mains sans tenir compte de la flore résidente de la peau ;
- la souche bactérienne utilisée est *Escherichia coli* ;
- le produit testé doit produire une réduction au moins égale au produit de référence (2-propanol à 60%) ;
- le projet de norme pr EN 12791 ou NF T 72-503 concerne la désinfection chirurgicale des mains par lavage et/ou par friction ; l'effet sur la flore résidente et transitoire, immédiat et rémanent à 3 heures avec port de gants, est l'objet de cette norme.

► Savon doux non médical

Son action repose sur ses propriétés détergentes. Il n'a pas d'activité antimicrobienne propre bien que les agents de conservation inclus puissent en avoir, en particulier sur les levures.

Le lavage simple n'a pas d'effet sur la flore résidente (10).

L'utilisation de l'eau et du savon dans le lavage simple des mains a pour but d'éliminer les salissures et de réduire la flore transitoire par une action mécanique ; il permet la réduction d'*E.coli* K 12 (principal agent de la flore transitoire utilisé pour les tests d'activité) entre 0,5 et 2,8 log₁₀ après 1 mn de lavage alors qu'un lavage à l'eau seule permet d'obtenir une réduction de 2,4 log₁₀.

Il y a un bénéfice modéré à augmenter le temps de lavage mais la durée moyenne de lavage simple des mains habituellement retrouvée dans les études n'excède pas 10 secondes.

L'étude descriptive de D. Drankiewicz et al. (34) a montré que la durée du lavage des mains était comprise entre 5 et 10 secondes pour 32 % des 100 étudiantes américaines de l'étude et qu'elle dépassait 10 secondes chez seulement 2 %.

Larson E.L. et al. (35), dans un essai clinique randomisé en double aveugle, ont comparé le nombre (exprimé en log₁₀) de microorganismes sur les mains de 224 ménagères avant et après lavage simple : 5,72 +/- 0,99 avant ; 5,69 +/- 1,04 (p = 0,60) après, incluant des bactéries à Gram négative (75,1 %), des levures (32,9 %), *Staphylococcus aureus* (18,5 %).

Winnefeld et al. (36) ont même constaté une augmentation du nombre de microorganismes après lavage simple dans un essai randomisé portant sur 51 professionnels de santé (infirmières et élèves infirmières). Les auteurs ont comparé l'utilisation d'un savon doux liquide non médical pendant 10 secondes (n = 25) à une friction hydro-alcoolique à base de 2-propanol 45 % + 1-propanol 30 % + mécetronium éthylsulfate (Sterillium® 3 à 5 ml ; n = 26), pendant 8 jours. Les prélèvements bactériologiques étaient réalisés à J1 et J8, avant et après l'utilisation d'une technique de traitement des mains. Trois scores cliniques (Larson : évaluation subjective et par un observateur et Sauermann) de la tolérance cutanée et la perte hydrique trans-épidermique étaient mesurés et significativement en faveur de la

solution hydro-alcoolique en ce qui concernait le score subjectif de Larson ($p = 0,004$), le score de Sauermann ($p = 0,001$) et la réduction de la flore transitoire des mains ($p = 0,016$). Il n'y avait pas de différence significative lorsque l'évaluation du score était faite par un observateur externe et en ce qui concernait la mesure objective de la perte hydrique trans-épidermique.

Tableau 17. Comparaison de l'utilisation du savon doux médical et d'une solution hydro-alcoolique dans le traitement des mains : résultats de l'étude de Winnefeld et al.

Échantillons bactériens avant et après technique de traitement de mains	+ → 0 décontamination efficace	0 → 0 flore transitoire absente	+ → + absence d'effet	0 → + contamination des mains
Savon doux non médical (n = 50 mains)	10 (20 %)	16	4	20 (40 %)
Solution hydro-alcoolique (n = 52 mains)	16 (31 %)	25	6	5 (10 %)
p	0,016			0,003

La contamination des mains était significativement augmentée dans le groupe solution hydro-alcoolique lorsque le degré de dommage cutané était élevé ($p = 0,005$).

Le risque de contamination des mains des professionnels de santé par l'usage du savon lui-même est établi, en particulier pour *Pseudomonas aeruginosa* et *Serratia marcescens* (10).

La différence de tolérance entre les savons naturels et synthétiques dépend de plusieurs facteurs : la concentration du détergent, sa nature anionique, cationique, amphotérique (les détergents anioniques provoquent plus d'irritation cutanée), le pH (il n'est pas certain qu'un pH neutre ou alcalin soit protecteur), la durée, la surface d'exposition. La température élevée de l'eau majore l'irritation de la peau mais n'en affecte pas l'hydratation (10).

La fréquence élevée des lavages provoque une sécheresse cutanée et une dermatite irritative de contact (36-38).

L'essai randomisé en crossover de J.M. Boyce et al. (37) portant sur 32 infirmières a comparé le savon doux non médical à un gel hydro-alcoolique par périodes de 2 semaines séparées d'un intervalle libre de 2 semaines. Les 3 critères d'évaluation de la tolérance cutanée (score clinique subjectif standardisé, score visuel et mesure objective de l'hydratation de la peau) étaient significativement défavorables dans le groupe savon doux non médical ($p < 0,0001$, $p = 0,05$, $p = 0,0003$ respectivement). Il n'y avait pas de différence significative dans le groupe gel hydro-alcoolique sur les mêmes critères d'évaluation.

► Produits de traitement hygiénique des mains

– Chlorhexidine

La concentration en chlorhexidine des produits de traitement hygiénique des mains varie de 0,5 à 0,75 % pour les solutions et de 2 à 4 % pour les savons antiseptiques. L'activité antimicrobienne de la chlorhexidine dépend de sa concentration.

La chlorhexidine à 4 % est active sur la flore résidente des mains avec une réduction comprise entre 0,35 et 2,29 \log_{10} après 10 à 60 secondes d'application.

Sur la flore transitoire, à une concentration de 4 %, elle permet la réduction d'*E.coli* de 3,08 \log_{10} après 1 mn de lavage.

La bactéricidie est effective à 4 % avec une perte d'activité vis-à-vis des SARM (phase 1) et des Enterocoques résistants à la vancomycine (10, 39, 40).

L'activité *in vitro* de la chlorhexidine sur les agents pathogènes associés aux infections nosocomiales est moins importante que celle du chlorure de benzalkonium ou la polyvidone iodée (41).

Un essai simulant la pratique sur 5 volontaires (phase 2/2) de M. Guilhermetti et al. (42) a comparé l'alcool à 70 %, la PVPI à 10 %, la chlorhexidine à 4 % et le savon doux non médical et n'a pas retrouvé, vis-à-vis des SARM, de bénéfice d'un lavage antiseptique à base de chlorhexidine par rapport à un lavage simple des mains. La PVPI à 10 % et l'alcool à 70 % réduisaient de manière significative ($p < 0,05$) le compte bactérien par rapport à la chlorhexidine à 4 % et au savon doux non médical.

Dans des conditions de test identiques, un lavage antiseptique à base de chlorhexidine pendant 10 secondes a permis de réduire de 86,9 % la population de rotavirus alors que cette réduction atteignait 99,8% avec l'alcool (10).

En condition d'utilisation clinique (phase 3), l'étude en crossover de C. Marena (43) portant sur 74 professionnels de santé (34 médecins, 32 infirmières, 8 techniciens), pendant 4 mois, en milieu chirurgical, a montré une supériorité ($p < 0,03$) du lavage simple des mains sur un lavage antiseptique à base de chlorhexidine concentrée à 4 %, les 2 méthodes permettant une réduction significative du nombre d' ufc ($p < 0,008$). Le taux d'infections nosocomiales constatées pendant la période de l'essai était de 5,9/100 contre 6,9/100 pendant les 4 mois précédant l'essai (absence de différence significative).

Dans des conditions de test identiques, le lavage antiseptique à base de triclosan à 1 % a été moins efficace que la chlorhexidine concentrée à 4 % (40).

La chlorhexidine a une bonne activité résiduelle mais le bénéfice clinique n'en a jamais été établi (10).

L'activité résiduelle est insuffisante pour des interventions chirurgicales durant plus de 3 heures.

Pour une durée inférieure à 2 heures, un lavage antiseptique à base de chlorhexidine concentrée à 4 % pendant 3 mn a permis une réduction de la flore résidente de 3,5 log₁₀ (mesure pré-opératoire) à 3,15 log₁₀ (mesure post-opératoire) dans l'étude de E.A. Bryce (44).

La résistance à la chlorhexidine a été décrite en milieu hospitalier avec *Staphylococcus aureus* (39), plusieurs bacilles à Gram négative avec un taux variable, *Candida albicans* (jusqu'à 10,5 %). Une résistance croisée entre la chlorhexidine et les antibiotiques a été décrite pour *Pseudomonas aeruginosa* (10).

La chlorhexidine est responsable, d'autant plus qu'elle est concentrée, de dermite irritative de contact et de sécheresse cutanée en cas d'utilisation répétée. Toutefois, une étude descriptive de E. Larson (45) portant sur 410 infirmières hospitalières a montré une atteinte cutanée chez 106 d'entre elles, moins fréquente avec la chlorhexidine (20,8 %) qu'avec un savon doux (31 %) ($p = 0,01$).

Des eczémas de contact, des urticaires et surtout des chocs anaphylactiques ont été décrits avec l'utilisation de la chlorhexidine (10).

– *Triclosan*

La concentration des savons antiseptiques courants à base de triclosan varie entre 1 % et 2 %.

L'activité du triclosan sur la flore résidente est réduite : entre 0,29 et 0,8 log₁₀ après 5 mn.

Sur la flore transitoire, l'activité est légèrement supérieure à celle du savon doux : 2,8 log₁₀.

Dans une étude d'E.L. Larson et al. (46) réalisée en condition d'utilisation clinique, le lavage antiseptique à base de triclosan à 0,2 % n'a pas apporté d'avantage par rapport au savon doux ($p > 0,28$) et les deux produits n'apportaient pas de réduction significative ($p = 0,41$) de la flore microbienne des mains au début de l'essai mais seulement après 1 an d'utilisation régulière.

Dans le même essai clinique randomisé en double aveugle portant sur 238 ménages soit 1178 personnes en bonne santé, Larson E.L. et al. (47) ne retrouvaient **aucune réduction de l'incidence des pathologies virales à 48 semaines avec l'utilisation de produits antiseptiques à base de triclosan** (hygiène personnelle des mains, produits ménagers pour le linge).

Le triclosan est retrouvé dans 76 % des savons antiseptiques aux Etats-Unis. La réalité des résistances bactériennes simples constatée au triclosan et surtout des résistances croisées de certaines souches (*Pseudomonas aeruginosa* en particulier) aux antibiotiques a conduit certains auteurs à la recommandation de son retrait pour un usage public (10).

À moins de 2 % de concentration, le triclosan est en général bien toléré ; les réactions allergiques sont inhabituelles.

► Alcools

On considère les principes actifs de base suivants : l'éthanol, l'alcool isopropylique et le n-propanol.

Le spectre d'activité de l'éthanol est très large (spores exceptées), pour une concentration efficace d'alcool comprise entre 60 et 95 % et pour un temps de contact variant entre 2 et 10 mn (réduction de *E. coli* de 3,8 log₁₀ à 70 % de concentration, de 4,5 log₁₀ à 80 % en 60 secondes, de 1,96 log₁₀ en 10 secondes).

Seul le virus VHA n'est pas complètement inactivé (réduction < 4 log₁₀) (10, 48).

L'alcool isopropylique et le n-propanol, pour une concentration comprise entre 60 et 80 %, ont des spectres d'activité voisins.

Les conditions de réalisation des tests (phases 1, 2/1, 2/2) ne modifient pas les résultats des tests en suspension (49).

Le traitement hygiénique des mains par friction fait appel à des solutions ou des gels hydro-alcooliques.

En terme de bactéricidie, le 1-propanol est le principe actif le plus puissant, suivi du 2-propanol. Le 2-propanol à 60 % est équivalent à l'éthanol à 80 % de concentration (50).

Le principe actif de référence pour satisfaire aux normes en Europe est le 2-propanol à 60 % de concentration (réduction de 4,6 log₁₀ pour 3 ml).

– *En phase 2/2 d'essais simulant la pratique*

Il existe une variabilité d'efficience entre les gels et les solutions et des gels entre eux (10).

S. Dharan et al. (51) ont montré dans un essai comparatif en crossover sur 12 volontaires qu'en conditions « simulant la pratique », un gel à base de 2-propanol à 60 % était significativement

($p < 0,025$) moins bactéricide (satisfaction à la norme EN 1500) en 15 et 30 secondes que 3 solutions : éthanol à 80 %, éthanol à 95 %, solution de chlorhexidine alcoolique à 0,5 %.

Dans un essai comparatif en crossover (gels versus solutions) portant sur 15 volontaires, **A. Kramer et al. (50) ont montré que les gels contenant 70 % d'éthanol ou moins, utilisés en friction de 30 secondes, ne répondaient pas aux critères de la norme EN 1500 en vigueur pour un temps de friction inférieur à 1 mn ($p < 0,01$). Les auteurs soulignaient que le temps moyen de traitement des mains est compris entre 8 et 15 secondes et qu'il excède rarement 30 secondes.** Il n'y avait pas, par contre, de différence significative entre les solutions testées et le 2-propanol à 60 %. **Les auteurs concluaient que les gels hydro-alcooliques ne devraient plus être utilisés.**

Un essai similaire conduit par H. Pietsch (52) a confirmé cette conclusion excepté pour un gel hydro-alcoolique à base de 2-propanol 45 % + 1-propanol 30 % + mécetronium éthylsulfate (Sterillium®), seul parmi 8 gels testés à répondre aux critères de la norme EN 1500. Dans cet essai randomisé en crossover comparant une solution moussante à base de chlorhexidine 4 % (Hibiscrub®) et 3 ml d'un gel hydro-alcoolique à base de 2-propanol 45 % + 1-propanol 30 % + mécetronium éthylsulfate (Sterillium®) chez 75 chirurgiens pendant 11 semaines, **H. Pietsch a montré une supériorité de Sterillium® (réduction de la flore microbienne de $2,94 \log_{10} \pm 0,13$) sur Hibiscrub® ($1,3 \log_{10} \pm 0,12$) ($p < 0,001$).**

A l'exception d'une étude de H.A. Lilly et al. en 1979 (53), **toutes les études comparant l'éthanol à 70 % (friction de 30 secondes) aux savons antiseptiques et aux savons doux, y compris en présence de sang, montrent la supériorité antiseptique de l'éthanol.**

G. Kampf et al. (54) ont confirmé dans une étude de phase 2/1 et 2/2 en crossover, sur 15 volontaires, l'activité antimicrobienne ($> 4 \log_{10}$) d'un gel à 85 % d'éthanol (Sterillium Gel®) : adéquation aux normes de bactéricidie prEN 12054 et EN 1500, de fungicidie EN 1275 ; tuberculocidie et virucidie (inactivation des Rotavirus, des Herpes virus 1 et 2 et du VIH en 30 secondes, des poliovirus et papovavirus en 3 et 15 mn).

Une étude comparative de 5 produits de désinfection chirurgicale des mains par lavage (à base de triclosan = Derman plus®, de chlorhexidine = Hibiscrub® et de polyvinylpyrrolidone = Bétadine®) et par friction (2-propanol 45 % + 1-propanol 30 % + mécetronium éthylsulfate = Sterillium®, 1-propanol 18 % + éthanol 45 % = Softaman®) a été réalisée sur 20 volontaires sains. Le Sterillium® s'est avéré significativement plus efficace ($p < 0,001$) pour réduire la flore résidente que le 1-propanol à 60 %, y compris 3 heures après l'utilisation (55).

À l'exception d'une étude de E.L. Larson en 1986, l'alcool isopropylique et le n-propanol, comparés aux savons doux et antiseptiques, ont toujours montré une activité supérieure sur la flore résidente et sur la flore transitoire en phases 2/1 et 2/2 (présence de sang) (10).

– *En condition d'utilisation clinique (phase 3)*

McNeil S.A. et al. (56) ont montré, dans une étude comparative, la supériorité de l'éthanol à 60 % par rapport à un savon antiseptique à base de para-chloro-métaxylénol, sur la flore pathogène des mains et particulièrement en cas de port d'ongles artificiels. Un groupe de 21 professionnels de santé (15 infirmières, 2 kinésithérapeutes, 2 techniciens, 1 pharmacien, 1 surveillante) portant des ongles artificiels a utilisé un savon antiseptique (durée non précisée) puis, après un intervalle de 7 jours, un gel hydro-alcoolique ; le groupe contrôle était composé de 20 professionnels de santé (13 infirmières, 1 kinésithérapeute, 6 médecins). Les prélèvements microbiologiques étaient réalisés à la surface et sous les ongles des 5 doigts de la main dominante, avant et après l'utilisation d'une technique de

traitement des mains. Les cultures étaient positives à Staphylocoques coagulase négative, *Staphylococcus aureus*, SARM, Streptocoques, Entérocoques, *Enterobacter spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Klebsiella oxytoca*, *Candida parapsilosis* et *Candida albicans*.

Le port d'ongles artificiels était associé significativement à la présence de levures (62 % vs 20 % ; p = 0,02) et de bacilles à Gram négative (43 % vs 5 % ; p = 0,01).

Tableau 18. Comparaison de l'utilisation d'un savon antiseptique et d'un gel hydro-alcoolique dans le traitement des mains lors du port d'ongles artificiels : résultats de l'étude de McNeil S.A. et al.

Technique de traitement des mains	Savon antiseptique		Gel hydro-alcoolique		
	avant	après	avant	après	
Groupe ongles artificiels :					
Cultures positives	86 %	81 %	68 %	35 %	
Décontamination		11 %		38 %	
Groupe contrôle :					
Cultures positives	35 %	35 %	28 %		
Décontamination		14 %		80 %	
p	0,003	0,08	0,03	0,09	

E. Girou et al. (57), en 2002, ont mené un essai contrôlé randomisé comparant un savon antiseptique à base de chlorhexidine à 4 % (Hibiscrub® ; n = 11) et un gel hydro-alcoolique à base de 2-propanol 45 % + 1-propanol 30 % + mécetronium éthylsulfate (Sterillium® ; n = 12) chez 23 infirmières en unités de soins intensifs. Le temps moyen de traitement des mains était de 30 secondes. La réduction moyenne du compte bactérien était de 83 % avec la solution hydro-alcoolique (Sterillium®) et de 58 % avec la solution à base de chlorhexidine (Hibiscrub®) (p = 0,012).

Un résultat similaire a été obtenu en 1999 dans un essai randomisé en crossover (périodes de 15 jours) par M. Zaragoza et al. (58) portant sur 43 professionnels de santé (répartition non précisée) en milieu hospitalier : 88,2 % de réduction moyenne du compte bactérien avec la solution hydro-alcoolique (Sterillium®) contre 49,6 % avec un savon liquide (p > 0,001).

Tableau 19. Comparaison de l'utilisation du savon liquide et d'une solution hydro-alcoolique dans le traitement des mains : résultats de l'étude randomisée en crossover de M. Zaragoza et al.

	Eau et savon liquide			Solution hydro-alcoolique		
	T1 ⁽¹⁾	T2	T3	T1	T2	T3
Nombre de professionnels de santé	43	43	43	43	43	43
Nombre d'ufc ⁽²⁾	82 ± 75	42 ± 39	76 ± 52	75 ± 39	9 ± 11	61 ± 50
Réduction du compte d'ufc (%)		49,6			88,2	
p		0,002			< 0,0001	0,172

⁽¹⁾ T1 : avant lavage des mains ; T2 : après lavage des mains ; T3 : 10 à 30 mn après T2

⁽²⁾ ufc : unités formant colonie

Dans le groupe eau et savon liquide, 13 échantillons à T2 (30 %) ont montré un accroissement du nombre d'ufc, ce qui n'a pas été observé dans le groupe solution hydro-alcoolique.

Dans le groupe solution hydro-alcoolique, 33 % des échantillons à T2 ont donné des cultures strictement négatives.

Il n'y avait pas de différence significative entre les 2 groupes à T3.

Dans l'étude d'observation de D. Pittet et al. (11) publiée en 1999, 417 actes de soins effectués soit par des infirmières (90 %) soit par des médecins ont été analysés. Des prélèvements bactériologiques ont été réalisés après une méthode d'hygiène des mains précédant un soin et juste avant la répétition de la méthode pour le soin suivant. Les méthodes d'hygiène étudiées étaient le lavage simple des mains (n = 37 ; 8,9 %), le traitement hygiénique des mains par friction d'une solution hydro-alcoolique à 70 % (n = 225 ; 54 %), l'association des 2 méthodes (n = 155 ; 37,2 %). Le port de gants était observé au cours de 130 actes de soins (31,2 %). Les cultures étaient positives dans 372 cas : Staphylocoques coagulase négative, Corynébactéries, *Micrococcus spp.*, *Staphylococcus aureus* (n = 39 ; 10,5 %) et bacilles à Gram négative (n = 54 ; 14,5 %).

Les actes de soins étaient significativement associés à une contamination des mains : en l'absence de port de gants (acquisition de 16 ufc/mn en moyenne contre 3 ufc/mn lors du port de gants (p < 0,001) ;

en cas de contact direct avec le patient (p < 0,01), en cas de rupture de la séquence de soins (p < 0,01), en cas de soins endo-trachéal ou de trachéotomie (p = 0,002), en cas de contact avec des fluides ou sécrétions issus de patient (p = 0,02) ; l'acquisition était de 16 à 21 ufc/mn ;

en cas de lavage simple des mains (acquisition de 68 ufc soit un excès de 52 ufc ; p = 0,03)

L'essai randomisé de J.C. Lucet et al. (59) a comparé, chez 43 professionnels de santé en milieu hospitalier (26 infirmières, 9 élèves infirmières et 8 médecins), l'efficacité de 6 techniques d'hygiène des mains (lavage simple au savon doux pendant 10 et 30 secondes, une solution moussante antiseptique à base de chlorhexidine à 4 % et de polyvinylpyrrolidone pendant 10, 30 et 60 secondes, une solution hydro-alcoolique).

Un des buts de l'étude était de repérer les facteurs associés à une contamination des mains après les soins ; 516 prélèvements bactériologiques ont été réalisés (258 avant, 258 après une technique d'hygiène des mains) : 288 cultures étaient positives (241 avant, 147 après une technique d'hygiène des mains). Le degré de contamination des mains était plus important en service médical (versus en unité de soins intensifs : p = 0,0004), chez les médecins (versus chez les infirmières : p = 0,02). Il n'était pas modifié par l'irritation de la peau, le sexe du professionnel, le contact direct avec les patients, leur environnement, leurs déchets et les liquides ou sécrétions biologiques. **Il était réduit par le port de gants** (p = 0,002).

Le second but de l'étude était la comparaison des techniques d'hygiène des mains sur la contamination bactérienne. Il n'y avait pas de différence significative selon la durée de traitement des mains.

Tableau 20. Comparaison de l'utilisation du savon doux médical, d'un savon antiseptique et d'une solution hydro-alcoolique dans le traitement des mains : résultats de l'étude randomisée de J.C. Lucet et al.

	Contamination bactérienne	
	Avant hygiène des mains (Log ₁₀ ufc)	Après hygiène des mains (Log ₁₀ ufc)
Lavage simple des mains (10 sec)	1,49 ± 0,66	0,75 ± 0,56
Lavage simple des mains (30 sec)	1,40 ± 1,70	0,89 ± 0,54
Solution moussante antiseptique (10 sec)	1,60 ± 0,70	0,47 ± 0,49
Solution moussante antiseptique (30 sec)	1,46 ± 0,64	0,33 ± 0,45
Solution moussante antiseptique (60 sec)	1,48 ± 0,83	0,28 ± 0,48
Solution hydro-alcoolique	1,53 ± 0,74	0,13 ± 0,22

La solution hydro-alcoolique était la plus efficace pour la réduction de la flore microbienne des mains mais les auteurs soulignaient qu'une étude sur un échantillon plus important pourrait aboutir à une conclusion d'équivalence avec les solutions moussantes antiseptiques. Par contre, la supériorité était nette sur le lavage simple au savon doux. La contamination des mains par une flore transitoire ne concernait que 4,6 % (11 cultures/241) des mains avant l'application d'une technique d'hygiène. Après lavage simple, 2/11 cultures restaient positives, ce qui confirmait l'inefficacité du savon doux vis-à-vis de pathogènes transitoires déjà notée précédemment (étude de N.J. Ehrenkranz et al. (60) où 92 % des prélèvements restaient positifs vis-à-vis des bacilles à Gram positive après traitement hygiénique des mains par lavage simple en préparation de la pose de cathéters urinaires).

L'essai non randomisé en cross-over de G. Kac et al. (61), mené sur 6 mois et publié en 2005, a comparé l'efficacité microbiologique sur la flore transitoire pathogène de 2 techniques d'hygiène des mains : la friction hydro-alcoolique utilisant une solution de 2-propanol 45 % + 1-propanol 30 % + mécetronium éthylsulfate 0,2 % (Sterillium®) et le lavage simple au savon non médical (Anios haute fréquence). L'essai a été réalisé au sein de 5 services hospitaliers (3 unités de soins intensifs : médicale, cardio-chirurgicale et chirurgicale, néphrologie et pneumologie) sur 10 professionnels de santé par service (4 médecins, 4 infirmières et 2 techniciens) soit 50 professionnels au total. La durée de traitement des mains était de 30 +/- 5 secondes. Pour chaque professionnel de santé, les 2 techniques d'hygiène des mains étaient conduites le même jour à 6 heures d'intervalle. Les prélèvements microbiologiques des paumes et des pulpes de doigts (200 au total) étaient réalisés avant et après chaque procédure. Avant toute procédure d'hygiène des mains, 15 % des professionnels étaient colonisés par une flore transitoire dont *Staphylococcus aureus* ; le seul facteur retrouvé associé à une contamination était l'absence de port de gants durant les soins précédents (OR 4,8 ; IC_{95%} 1.2-19 ; p = 0,03). La réduction du taux de colonisation était significativement supérieure avec la solution hydro-alcoolique au niveau des paumes (99 % ; IC_{95%} 96-100 vs 75 % ; IC_{95%} 35-88, p < 0,0001) et des pulpes de doigts (98 % ; IC_{95%} 91-99,7 vs 82 % ; IC_{95%} 50-93, p < 0,0003). La technique de friction hydro-alcoolique était correctement suivie par 84 % des professionnels, celle du lavage des mains seulement à 47 % (temps moyen de lavage de 21 secondes, p < 0,0001) ; 73 % des professionnels qui appliquaient non correctement le protocole de lavage des mains le suivaient correctement lorsqu'ils utilisaient la friction hydro-alcoolique.

– *Résistance*

Il n'y a pas de résistance acquise actuellement aux alcools (10).

– *Tolérance*

La tolérance des alcools est bonne : intégrité de la barrière épidermique, absence significative de perte hydrique trans-épidermique et de la séborrhée. La dermatite irritative de contact et la sécheresse cutanée après utilisation répétée sont fréquentes mais d'intensité en général modérée. Un effet cuisant initial peut être lié aux chaînes courtes aliphatiques des alcools ou révéler une dermatite préexistante dont les signes consistent en une sécheresse et des gerçures à la face dorsale des articulations métacarpo-phalangiennes (62, 63).

L'éthanol est moins irritant que le n-propanol et l'alcool isopropylique.

La sécheresse peut être atténuée par l'adjonction de glycérol (1 à 3 %) ou d'émollients (10).

Plusieurs essais prospectifs (36, 64-66) ont démontré que les solutions hydro-alcooliques contenant des émollients provoquaient moins de sécheresse et d'irritation de contact que les produits détergents non médicaux ou antiseptiques, que le recueil des données soit fait à partir d'échelles d'évaluation ou d'une mesure objective de la perte hydrique trans-épidermique.

L'essai randomisé de E.L. Larson et al. (64) a comparé une solution moussante à base de chlorhexidine à 2 % à un gel alcoolique (61 % d'éthanol) contenant un émollient sur 2 critères de jugement : le taux de colonisation des mains (il n'y avait pas de différence entre les 2 groupes excepté pour *Candida albicans* significativement moins fréquent dans le groupe gel alcoolique : $p = 0,02$) et la tolérance cutanée sur une période de 4 semaines. L'essai portait sur 46 professionnels de santé en unités de soins intensifs (70 % d'infirmières, 15 % de médecins). Tous les participants avaient utilisé la solution moussante à base de chlorhexidine à 2 % pendant les 4 mois précédant l'essai. La tolérance cutanée était évaluée par 2 échelles de score clinique (« Visual Skin Scaling » de Highley et « Hand Skin Assessment »). Dans le groupe gel alcoolique, on constatait une amélioration persistante par rapport à l'évaluation initiale pendant toute la durée de l'essai. Dans le groupe solution moussante à base de chlorhexidine à 2 %, on constatait une dégradation significative à 3 et 4 semaines par rapport au groupe gel alcoolique pour les 2 échelles d'évaluation (VSS : $p = 0,01$ à S3, $p = 0,0005$ à S4 ; HSA : $p = 0,04$ à S4). Le temps dédié au traitement des mains était significativement moindre dans le groupe gel alcoolique (12,7 secondes) soit 41 % du temps moyen d'utilisation de la solution moussante à base de chlorhexidine à 2 % (21,5 secondes).

L'allergie à l'éthanol ou à l'alcool isopropylique est très rare (10).

Dans une revue systématique de la littérature, G. Kampf et H. Löffler ont analysé la tolérance cutanée des produits de désinfection des mains (67).

La prévalence des dermatites variait entre 9,7 et 30 %. Les aspects les plus fréquemment retrouvés étaient la dermatite irritative de contact (35 %), la dermatite atopique (22 %) et dermatite allergique de contact (19 %).

La pathogénie n'est pas univoque : moisissures, conditions climatiques, contact avec les produits de désinfection des surfaces (glutaraldehyde, formaldéhyde), port de gants sont des facteurs qui s'ajoutent à l'utilisation des produits de désinfection des mains.

Il existe fréquemment un état de pré-irritation cutanée qui explique la sensation de brûlure initiale lors de l'utilisation d'une solution hydro-alcoolique. Une baisse de compliance peut en résulter.

Des recommandations ont été formulées par G. Kampf, H. Löffler (67) et M.L. Rotter (68) pour l'utilisation des solutions hydro-alcooliques :

- vérifier avant usage l'absence d'irritation cutanée ;
- éviter le lavage simple des mains avant et après l'application de la solution hydro-alcoolique qui doit être frictionnée sur une peau sèche (diminution du sébum) ;
- entre deux frictions, ne se laver les mains qu'en cas de salissure visible ; utiliser alors un savon doux non alcalin et une eau chaude ;
- éviter le brossage ;
- avoir les mains parfaitement sèches avant de porter des gants ;
- préférer les solutions hydro-alcooliques avec émoullissants ;
- utiliser des crèmes ou lotions hydratantes en fin de journée de soins, en particulier l'hiver.

4.2 Conséquences sur les infections communautaires et nosocomiales

► Lavage simple des mains

En période épidémique, la transmission d'agents pathogènes a été réduite (diarrhée à *Salmonella enterica*, Virus syncytial respiratoire) sans que la contribution propre du lavage des mains puisse être déterminée avec précision (10).

Une méta-analyse de Val Curtis et Sandy Cairncross (69) portant sur 17 études (études d'intervention, cas-témoins, cohortes) de qualités méthodologiques variables indiquait une réduction du risque de diarrhée communautaire entre 42 et 47 % par le lavage simple au savon dans les pays en voie de développement.

Dans un essai clinique non randomisé mené au sein de l'armée américaine pendant 2 ans, le lavage simple des mains (5 procédures par jour) a permis de diminuer le taux d'infections respiratoires de 45 % (p < 0,001) sans diminuer le taux d'hospitalisation (70).

Un essai contrôlé randomisé de forte puissance publié en 2005 par S. Luby et al. (71) a confirmé le bénéfice du lavage des mains sur la réduction de l'incidence des diarrhées, des infections respiratoires hautes et basses et de l'impétigo. L'essai a été mené au Pakistan, en zone rurale, auprès de 906 foyers dont 300 étaient assignés à l'utilisation du savon doux, 300 au savon antiseptique à base de 1,2 % de triclocarban et 300 foyers constituaient le groupe contrôle. L'incidence des pathologies infectieuses a été mesurée en nombre de nouveaux cas pour 100 personnes-semaine dans la population des enfants de moins de 15 ans et du sous-groupe des enfants de moins de 5 ans sur une période de 1 an.

Les foyers étaient encouragés à suivre une durée de lavage des mains de 45 secondes et à prendre un bain quotidien à l'eau et au savon mais le pourcentage de compliance n'est pas connu.

Tableau 21. Bénéfice clinique du lavage des mains sur l'incidence des diarrhées de l'enfant

Groupe	Incidence des diarrhées (enfants < 15 ans ; n = 197 049)	
	Incidence moyenne	Différence par rapport au groupe contrôle (IC _{95%})
Savon antiseptique	2,02	- 50 % (- 64 % à - 37 %)
Savon doux	0,91	- 53 % (- 65 % à - 41 %)
Contrôle	4,06	-

Ce résultat confirme ceux retrouvés par Stanton et Clemens (72) et par Val Curtis et Sandy Cairncross dans leur méta-analyse (69).

Tableau 22. Bénéfice clinique du lavage des mains sur l'incidence des impétigos de l'enfant.

Groupe	Incidence des impétigos (enfants < 15 ans ; n = 200 156)	
	Incidence moyenne	Différence par rapport au groupe contrôle (IC 95%)
Savon antiseptique	0,61	- 36 % (- 53 % à - 18 %)
Savon doux	0,62	- 34 % (- 52 % à - 16 %)
Contrôle	0,94	-

L'étude pilote « Karachi study » (73) avait montré un bénéfice du savon antiseptique de 23 % par rapport au savon doux ($p = 0,28$) et de 43 % par rapport au groupe contrôle ($p = 0,02$) sur l'incidence des impétigos ; ici, le bénéfice du savon antiseptique est de 2 % et il n'y a pas de différence statistiquement significative avec le savon doux.

Tableau 23. Bénéfice clinique du lavage des mains sur l'incidence des infections respiratoires de l'enfant.

Groupe	Incidence des infections respiratoires hautes et basses					
	Bronchite (< 15 ans ; n = 186 654)		Rhinopharyngite (< 15 ans ; n = 174 483)		Pneumopathie (< 5 ans ; n = 58 592)	
	iM	Différence GC (IC 95%)	iM	Différence GC (IC 95%)	iM	Différence GC (IC 95%)
Savon antiseptique	4,21	- 50 % (-64% à - 36%)	7,32	- 51 % (-62% à - 39%)	2,42	- 45 % (-64% à - 26%)
Savon doux	4,16	- 51 % (-65% à - 37%)	6,87	- 54 % (-63% à - 44%)	2,20	- 50 % (-65% à - 34%)
Contrôle	8,50	-	14,78	-	4,40	-

▪ iM : Incidence moyenne ; Différence GC : Différence par rapport au groupe contrôle

Ce résultat confirme et amplifie celui retrouvé par M.A. Ryan (70) et la réduction de l'incidence des infections respiratoires hautes de 14 % retrouvée par H. Carabin et al. (74) en centres de soins pour enfants au Canada, de 12 % chez l'enfant de moins de 2 ans dans l'essai contrôlé randomisé de L. Roberts en 2000 (75), de 32 % en centres de soins pour enfants aux Etats-Unis (76).

Une réduction de 21 % de l'absentéisme scolaire entre 5 et 12 ans pour infections respiratoires hautes a également été obtenue par D. Master au cours d'un programme éducatif de lavage des mains à l'école primaire (77).

Indépendamment de la technique d'hygiène des mains, **le fait d'avoir encore les mains humides après traitement ont montré plus de risque de transmission croisée que les mains sèches** (étude réalisée sur 10 médecins anesthésistes ; $p < 0,001$). Le rôle des moisissures est décrit comme *primum movens* pour le transfert d'agents pathogènes transitoires mais A.F. Merry et al. (78) ne précisent pas le type de flore transitoire retrouvée sur les mains humides.

► Traitement hygiénique des mains par lavage

Il existe peu d'études qui examinent l'impact des solutions moussantes antiseptiques sur l'incidence des infections nosocomiales ou communautaires.

En 1992, l'essai prospectif en crossover conduit en unités de soins intensifs pendant 8 mois de Doebbeling et al. (79) a comparé le traitement des mains par une solution moussante à base de chlorhexidine et une solution à base d'alcool isopropylique associée à un lavage simple des mains. L'utilisation de la solution moussante à base de chlorhexidine était associée à une réduction plus importante du nombre d'infections nosocomiales, sans différence significative avec l'utilisation de la solution alcoolique (RR : 1,28 IC_{95%}). C'est à ce jour la seule étude ayant montré une

supériorité de la chlorhexidine sur les solutions hydro-alcooliques. La critique principale faite à cet essai : le bras « solution à base d'alcool isopropylique associée à un lavage simple des mains » comportait un biais par la sous utilisation de la solution alcoolique par les professionnels de santé (64).

La réduction du taux d'infections nosocomiales par l'utilisation de solutions moussantes antiseptiques (chlorhexidine ou triclosan) à *Klebsiella spp.* et SARM a également été décrite en unité de soins intensifs (80-82).

En 2005, l'efficacité d'une solution moussante à base de chlorhexidine à 2 % a été comparée à celle d'une solution hydro-alcoolique à 61 % d'éthanol dans un essai clinique en crossover mené sur 11 mois et incluant 119 infirmières dans 2 unités de soins intensifs en néonatalogie par E.L. Larson et al. (83). **Le critère de jugement principal était le taux global d'incidence des infections nosocomiales et aucune différence statistiquement significative n'a été retrouvée (OR : 0,98 ; IC_{95%} 0,77-1,25, p = 0,88).** Le nombre de procédures de traitement hygiénique des mains était significativement plus important lors de l'utilisation de la solution hydro-alcoolique (2,73 par heure contre 1,93 par heure lors de l'utilisation de la solution moussante à base de chlorhexidine (p < 0,001) et la tolérance cutanée évaluée par 2 échelles de score clinique (observateur externe et autoévaluation) était jugée significativement meilleure avec la solution hydro-alcoolique (p = 0,02 et p = 0,49 respectivement).

Un résultat similaire avait été retrouvé dans **l'essai randomisé d'équivalence de J.J. Parienti et al.** (65) publié en 2002 et portant sur 4387 patients consécutifs en milieu chirurgical (6 services) ; **le taux d'infections post-opératoires à 30 jours était de 2,44 % dans le groupe solution hydro-alcoolique à 75 % et de 2,48 % dans le groupe solution moussante à base soit de chlorhexidine à 4 % soit de povidone iodée à 4%.**

► **Traitement hygiénique des mains par friction**

L'étude d'intervention de D. Pittet et al. (84) conduite sur 3 ans au sein de 7 hôpitaux suisses comportait plusieurs critères de jugement dont la réduction de la prévalence des infections nosocomiales, la bactérie d'observation choisie étant le SARM. **Le taux diminuait de 16,9 % à 9,9 % (p = 0,04) soit une décroissance de 41,1 % du taux d'infections nosocomiales en 3 ans. Le taux de transmission des SARM chutait significativement de 2,16 à 0,93 épisodes pour 10 000 journée-patient (p < 0,001).**

Une étude d'intervention menée en service orthopédique, pendant 16 mois, **par J. Hilburn et al. a permis de constater une diminution de 36,1 % sur 10 mois de l'incidence de 2 indicateurs principaux d'infections nosocomiales (80 % des infections) : les infections urinaires et les infections sur site opératoire, lorsqu'un gel hydro-alcoolique était utilisé pour le traitement hygiénique des mains** (85).

Des études ont été menées en milieu scolaire et en résidence universitaire, montrant que l'utilisation de produits hydro-alcooliques réduisait le taux d'absentéisme à l'école primaire et à l'université (86-88).

Une première étude d'observation épidémiologique a été publiée en 2005 par Lee et al. (89) montrant l'association de l'utilisation domestique de produits hydro-alcooliques et de la réduction de la transmission infectieuse au sein des familles.

L'étude de T.J. Sandora et al. (90), publiée en 2005, **est la première étude contrôlée randomisée montrant la réduction de la transmission infectieuse familiale des gastroentérites et des infections respiratoires hautes par l'utilisation domestique d'un**

produit hydro-alcoolique à 60 % de concentration. Le critère de jugement principal de l'étude était la réduction du taux global des gastroentérites et des infections respiratoires hautes secondaires, la maladie secondaire étant définie par la survenue, au sein de la famille, dans un délai de 2 à 7 jours suivant un premier cas, d'une maladie identique chez un autre membre. Le taux global d'infections primaires était un critère de jugement secondaire. L'étude a inclus 292 familles (137 dans le groupe intervention, 155 dans le groupe contrôle) soit 1053 personnes et 129 531 personnes-jours d'observation sur une période de 5 mois. Les enfants de la famille devaient séjourner en collectivité au moins 10 heures par semaine.

Tableau 24. Bénéfice clinique de l'utilisation domestique d'un produit hydro-alcoolique sur la transmission infectieuse familiale des gastroentérites et des infections respiratoires hautes.

Nombre total de personnes-jou	Gastroentérites		Infections respiratoires hautes	
	Contrôle 60 413 pers-	Intervention 69 118 pers-	Contrôle 60 413 pers-	Intervention 69 118 pers-j
Nombre total de maladies observées	117	135	828	974
Taux d'incidence global	0,06	0,06	0,42	0,43
Nombre de maladies primaires	99	125	626	733
Taux d'incidence des cas primaires	0,05	0,06	0,37	0,37
Nombre de personnes-jours à risque de maladie secondaire	1549	1810	8525	9648
Nombre de maladies secondaires	18	10	202	241
Taux d'incidence des cas secondaires	0,35	0,17	0,72	0,72

Après ajustement, le **taux de gastroentérites secondaires était significativement plus bas dans le groupe intervention** (IRR : 0,41 ; IC_{95%} : 0,19-0,90 ; p = 0,03) et le **taux d'infections respiratoires hautes secondaires était plus bas sans différence statistiquement significative** (IRR : 0,97 ; IC_{95%} : 0,72-1,30 ; p = 0,83). Un effet-dose était néanmoins observé puisque le taux d'infections respiratoires hautes secondaires était plus bas, à la limite de la significativité, dans le groupe intervention parmi ceux qui utilisaient 4 à 5 fois par jour le produit hydro-alcoolique par rapport aux faibles consommateurs (IRR : 0,81 ; IC_{95%} : 0,65-1,09 ; p = 0,06).

Ces résultats confirment l'efficacité de l'alcool sur les rotavirus et sa supériorité microbiologique déjà observée par rapport au lavage des mains au savon doux (91-93).

4.3 Compliance

Bien que l'hygiène des mains soit considérée comme la mesure principale pour réduire la fréquence des infections nosocomiales (94-96), le taux de compliance aux techniques d'hygiène des mains est bas, en général inférieur à 50 % (57-59, 84) avec un taux moyen retenu à 40 % (32).

Les facteurs identifiés expliquant ce taux sont (10, 32, 57, 59, 67, 97):

- le doute sur l'efficacité des techniques ;
- la catégorie des professionnels de santé.

Comparés aux infirmières, les médecins avaient une compliance très basse, y compris au sein d'un programme d'amélioration (31,1 % au début ; 39,5 % au terme du programme ; différence non significative) dans l'étude de D. Pittet et al. (84). Les jeunes médecins ont eu toutefois dans l'étude de E. Maury en 2000 (98) des taux de compliance voisins de ceux des infirmières (46,9 % et 45,9 % respectivement) contre 37,2 % chez les médecins seniors.

- les aménagements et l'accessibilité insuffisants ;
- le manque d'information et de formation ;
- le manque de temps.

La durée d'un lavage des mains a pu atteindre jusqu'à 62 secondes ; l'utilisation d'une solution hydro-alcoolique permet de réduire ce temps à un quart (99).

- l'intolérance cutanée.

Les programmes d'amélioration de la compliance sont multidisciplinaires et multimodaux. Leurs effets à long terme ne sont pas connus (84). La compréhension des barrières à l'adhérence à l'hygiène des mains doit être examinée parallèlement à celle, plus générale, concernant les recommandations, indépendamment du thème (100).

Dans leur étude, D. Pittet et al. (84) ont constaté, avec l'utilisation d'une solution hydro-alcoolique, une progression de la compliance de 48 à 66 %, résultat également retrouvé (25 % de progression) dans la revue de la littérature de L. Bisset (101).

L'utilisation d'une solution hydro-alcoolique contenant un émollient est la première règle à observer pour de nombreux auteurs, afin d'améliorer la compliance (57, 59, 63, 67, 68, 84, 100, 102).

4.4 Recommandations

La difficulté de conduire, pour des raisons éthiques, des essais contrôlés randomisés ainsi que le manque d'études réalisées hors des établissements de santé (soins primaires et communautaires) expliquent que les recommandations, en matière d'hygiène des mains, reposent sur un consensus d'experts pour nombre d'entre elles (103).

La prévalence des infections acquises après hospitalisation est évaluée à 9 % ; 75 % à 90 % des infections nosocomiales sont d'origine manuportée.

Le risque d'infection nosocomiale en soins primaires est considéré comme étant bas en l'absence de toute mesure d'hygiène des mains (de l'ordre de 4 %). Il n'y a pas d'instrument de surveillance épidémiologique qui permette d'en attester (103).

La durée d'hospitalisation diminue, ce qui conduit à une orientation vers les soins primaires, de patients à plus haut risque infectieux et à la réalisation, de plus en plus fréquente, de gestes et techniques invasifs hors des établissements de santé.

► Pourquoi l'hygiène des mains est-elle déterminante dans la prévention des infections nosocomiales ?

L'hygiène des mains est le facteur majeur de prévention des infections nosocomiales en terme de morbidité et de mortalité (32, 96, 103, 104).

La transmission par les mains d'agents pathogènes à l'origine d'infections nosocomiales est démontrée.

Le lien entre la désinfection des mains et la réduction des infections est documenté :

- par un essai clinique non randomisé mené au sein de l'armée américaine pendant 2 ans où le lavage simple des mains (5 fois par jour) a permis de diminuer le taux d'infections respiratoires de 45 % ($p < 0,001$) sans diminuer le taux d'hospitalisation (70) ;
- par un essai randomisé de forte puissance mené en zone rurale au Pakistan qui a établi le bénéfice du lavage des mains sur la réduction de l'incidence des diarrhées, des infections respiratoires hautes et basses et de l'impétigo (71) ;
- par un essai clinique non randomisé en soins de suite pendant 34 mois où l'utilisation d'un gel hydro-alcoolique dans 2 unités a permis de diminuer le taux d'infections

nosocomiales global de 30,4 % ($p < 0,05$) (18,2 % pour les infections urinaires sur sondes ; 21,9 % pour les infections respiratoires) (105);

- par 2 études descriptives dont une a démontré le risque d'infection croisée lors de soins infirmiers à domicile (étude non retrouvée) (11, 106);
- il est établi que l'hygiène des mains a permis de réduire le taux d'infections gastro-intestinales en unités de soins intensifs (103, 104);
- par un essai randomisé qui a montré la réduction de la transmission infectieuse familiale des gastroentérites et des infections respiratoires hautes par l'utilisation domestique d'un produit hydro-alcoolique à 60 % de concentration (90).

L'hygiène des mains est le facteur majeur de prévention des infections nosocomiales (Niveau de preuve 1)

► Quand appliquer la désinfection des mains dans une relation de soins ?

Les facteurs à considérer pour appliquer une désinfection des mains sont le type de contact prévu avec le patient, le risque supposé de transmission d'un agent pathogène, le type d'activité de soins réalisée et le degré de vulnérabilité du patient (103, 104).

La désinfection des mains est recommandée pour tout professionnel de santé avant et immédiatement après chaque contact, activité ou soin d'un patient. (Niveau de preuve 2)

► Y a-t-il un produit de désinfection des mains meilleur qu'un autre ?

Des études contrôlées en laboratoire et en phase 2/2 ont montré que l'utilisation des produits de traitement hydro-alcoolique réduisait la flore microbienne des mains (39, 42, 50) et une a abouti à une conclusion identique lors de l'utilisation de solutions moussantes antiseptiques à base de chlorhexidine ou de triclosan (40).

En 2001, Le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (3), a retenu les niveaux de preuve définis par les *Centers Disease and Prevention* pour proposer ses recommandations d'utilisation des antiseptiques pour les mains des professionnels de santé :

Tableau 25. Recommandations du C.CLIN de 2001 pour l'antiseptie des mains des professionnels de santé.

Antiseptie des mains des professionnels de santé				
Type de soin	Temps requis pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie) ⁽²⁾	Avis porté sur l'indication
Désinfection des mains	np ⁽¹⁾	Solutions hydro alcooliques	np	-
Lavage antiseptique et chirurgical (lavage hygiénique)	np	Savons antiseptiques à large spectre	np	-

▪ np⁽¹⁾: non précisé ; ⁽²⁾: catégories selon les directives du *Center Disease and Prevention*.

En 2003, la SFHH, dans une analyse systématique de la littérature (107), a comparé l'activité et l'efficacité des solutions moussantes antiseptiques et des solutions hydro-alcooliques (SHA) et conclu à une supériorité des SHA :

in vitro pour leur activité fongicide, virucide (108) et bactéricide ciblée sur les bactéries multirésistantes (BMR) (39, 109-111) avec un haut niveau de preuve ;

in vivo pour leur activité virucide sur les adenovirus, les rhinovirus et les rotavirus (93, 112) et bactéricide (42, 52, 113) avec un bon niveau de preuve, dans le cadre des précautions « standard » ;

et dans le cadre de la désinfection chirurgicale des mains (114-117) avec un niveau de preuve intermédiaire.

Une étude descriptive de l'activité de soins infirmiers en visite à domicile a montré un effet résiduel d'une crème antiseptique (106) (article non retrouvé).

Les produits de traitement hygiénique des mains avec effet résiduel (solutions moussantes antiseptiques) sont à réserver pour la réalisation des gestes invasifs ; si l'alcool est le principe actif unique du produit de désinfection des mains, il n'y a pas d'effet résiduel (103, 104).

Parmi 5 essais contrôlés randomisés comparant les solutions (ou gels) hydro-alcooliques, les solutions moussantes antiseptiques et les savons doux liquides, 4 ont démontré une efficacité supérieure des produits de traitement hydro-alcoolique par friction (36, 57, 59, 64) et une n'a pas retrouvé de différence significative 10 à 30 minutes après application (58).

Les solutions (ou gels) hydro-alcooliques sont sans effet en cas de salissures visibles ou de souillure des mains par des matières organiques (104).

L'acceptabilité du produit de désinfection des mains est un critère majeur de choix (32, 103).

L'utilisation d'un produit de traitement hydro-alcoolique des mains par friction a permis de réduire de 30 % (104) à 25 % (57) le taux d'infections nosocomiales ; transposé aux soins primaires et communautaires, ce résultat diminuerait la prévalence des infections nosocomiales à 2,8 % ou 3 %, soit 10 à 12 infections évitées pour 1 000 patients pris en charge (103).

En terme de rapport coût-efficacité, une étude médico-économique réalisée dans le système de santé britannique indiquait qu'il y a un bénéfice attendu en faveur de l'adoption des mesures d'hygiène des mains (103).

<p>Le traitement hydro-alcoolique des mains par friction semble la méthode la plus efficace pour réduire le taux des infections nosocomiales manuportées (de l'ordre de 25 à 30 %) ; il est toutefois sans effet en cas de salissures visibles ou de souillure des mains par des matières organiques et n'a pas d'effet rémanent. (Niveau de preuve 1).</p>
--

► **Quelles mesures d'hygiène des mains adopter en soins primaires ?**

– *Comparée à l'absence d'hygiène des mains, le lavage simple au savon doux est-il efficace pour réduire la transmission d'agents pathogènes ?*

Le lavage simple utilisant un savon doux liquide permet de réduire la flore transitoire des mains, de les rendre socialement propres et a montré qu'il réduisait la transmission des infections respiratoires communautaires (70, 71), des gastro-entérites épidémiques (69) et de l'impétigo (71).

Le C.CLIN-Ouest en 1999 (26), les recommandations australiennes (31) et canadiennes (118), en 1998, proposaient les indications d'utilisation suivantes :

- examen clinique du patient ;
- prélèvements sanguins ;
- injections SC, IM et IV ;

- mains visiblement sales ou souillées par des matières organiques (32) (Grade A).

Les recommandations anglaises de 2003 (103) et françaises de 2006 (8) apportent les précisions suivantes sur son indication d'utilisation :

Il est suffisant pour le contact social, en début et en fin de journée de soins, après un geste corporel courant (se moucher, aller aux toilettes). **Il est considéré comme suffisant et acceptable pour la plupart des activités de soins cliniques, entre deux activités non invasives, entre deux patients ne présentant pas de risque infectieux identifié.**

Il est indiqué en présence de poudre sur les mains au retrait des gants.

Il est un temps indispensable préalable à l'utilisation d'un produit de traitement hydro-alcoolique par friction en cas de salissures visibles ou de souillure des mains par des matières organiques.

L'utilisation des gels hydro-alcooliques ne dispense pas du lavage des mains puisqu'en répétant les inoculations, on observe que les désinfections par gels hydro-alcooliques sont de moins en moins efficaces (113).

- *Quelle est la place des produits de traitement hygiénique des mains (solutions moussantes antiseptiques) ?*

Leur effet microbiologique est établi (32, 104). Leur capacité à réduire le taux des infections nosocomiales reste à démontrer puisqu'à ce jour, seule l'étude de Doebbell et al. de 1992 a montré une supériorité de la chlorhexidine non significative sur les solutions hydro-alcooliques au plan clinique (79).

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 propose comme indications d'utilisation (8):

- après tout contact avec un objet ou du linge potentiellement contaminé ;
- après tout contact avec un patient infecté ou porteur d'une bactérie multirésistante ou avec son environnement ; en cas d'épidémie à rotavirus chez les enfants (26);
- avant tout contact avec un patient immunodéprimé ;
- avant toute manipulation de dispositifs médicaux (pinces à pansement, aérosol...) ;
- avant la réalisation d'un geste invasif, à titre d'exemple : ponction d'une cavité aseptique, pose d'un cathéter veineux périphérique, pose d'une sonde urinaire ou tout autre dispositif analogue, acte de petite chirurgie ou de podologie ;
- en cas de succession de gestes contaminants pour le même patient ;
- après tout contact accidentel avec du sang ou des liquides biologiques.

- *Quelle est la place des produits de traitement hydro-alcoolique des mains par friction ?*

Les produits de traitement hydro-alcoolique par friction constituent une alternative hautement acceptable au lavage des mains (lorsqu'elles ne sont ni visiblement sales ni souillées par des matières organiques) et sont recommandés en routine (32, 33, 103) (grade A).

Leur utilisation a été recommandée par le Comité Technique des Infections Nosocomiales (CTIN) dans un avis rendu le 5 décembre 2001 (119) et par la Société française d'hygiène hospitalière en 2002 (33) (ANNEXE 2).

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 propose comme indications d'utilisation (8):

- en début et fin de journée ;
- entre deux activités non invasives ;
- systématiquement, entre deux patients ne présentant pas de risque infectieux identifié ;

- après un geste de la vie courante (après s'être mouché, être allé aux toilettes, manger, fumer) ;
- en cas d'éloignement ou d'absence d'un point d'eau ;
- après tout contact avec un objet ou du linge potentiellement contaminé ;
- après tout contact avec un patient infecté ou porteur d'une bactérie multirésistante ou avec son environnement ;
- avant tout contact avec un patient immunodéprimé ;
- avant toute manipulation de dispositifs médicaux (pinces à pansement, aérosol...) ;
- avant la réalisation d'un geste invasif, à titre d'exemple : ponction d'une cavité aseptique, pose d'un cathéter veineux périphérique, pose d'une sonde urinaire ou tout autre dispositif analogue, acte de petite chirurgie ou de podologie ;
- en cas de succession de gestes contaminants pour le même patient.

Les mains visiblement salies ou souillées par des matières organiques doivent être lavées au savon doux liquide et à l'eau (Niveau de preuve 1).

La désinfection des mains doit faire appel de préférence à des produits de traitement hydro-alcoolique et être appliquée entre chaque patient ainsi qu'entre chaque activité de soins pour un même patient (Niveau de preuve 1).

► La technique de désinfection des mains est-elle importante ?

« Infection control, Prevention of healthcare-associated infection in primary and community care » du NICE a retrouvé peu d'études relatives à la technique de désinfection des mains.

Selon le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 :

Avant une procédure de désinfection des mains, les bijoux de mains et de poignet doivent être retirés. Les coupures, excoriations doivent être couverts de pansements occlusifs. Les ongles doivent être coupés court, propres, sans ajout de faux ongles et sans vernis. (Niveau de preuve 4)
Les manches doivent être relevées ; il est probable que les tenues avec manches longues (veston, gilets, chemises, blouses, etc.) sont contaminées par les germes des malades, surtout dans leur partie cubitale (26).

– *Technique de désinfection des mains*

Il existe une procédure standardisée de friction des mains selon la norme AFNOR NF EN 1 500 (ANNEXE 3).

La technique de lavage des mains comprend 3 étapes :
Une étape de préparation : mouillage des mains à l'eau tiède
Une étape de lavage : le savon doux liquide (*) ou la solution moussante antiseptique (3 à 5 ml) sont mis en contact avec toute la surface de la main ; les mains sont frottées vigoureusement pendant au moins 10 à 15 secondes, avec une attention particulière pour les bords externes des mains, les extrémités des doigts, les pouces et les espaces inter-digitaux
Le brossage des mains est à proscrire pour son risque d'abrasion, source éventuelle de surinfection cutanée (26).
Une étape de rinçage (le rinçage doit s'effectuer du bout des doigts vers les poignets, paumes dirigées vers le haut) (26) et de séchage complet par tamponnement à l'aide d'essuie-mains en papier à usage unique.

(*) : Il est recommandé d'utiliser un savon liquide dans un conteneur fermé actionné par une pompe distributrice par simple pression et de proscrire les savons en pain, les savonnettes, les distributeurs de savon rechargeable (26) sauf dans les recommandations américaines (32) et canadiennes (118) ; dans ce cas, le niveau de savon ne doit pas être complété dans le conteneur en cours d'utilisation ; celui-ci doit être vidé, nettoyé et séché avant un nouveau remplissage.

Le traitement hydro-alcoolique des mains par friction comprend 3 étapes :
Une étape de préparation par lavage à l'eau tiède et au savon doux liquide uniquement en cas de salissures visibles ou de souillure des mains par des matières organiques suivie d'un séchage complet à

l'aide de serviettes de papier

Une étape de friction : le produit de traitement hydro-alcoolique est mis en contact avec toute la surface de la main ; les mains sont frottées vigoureusement pendant au moins 10 à 15 secondes, 30 secondes idéalement (*), avec une attention particulière pour les extrémités des doigts, les pouces et les espaces interdigitaux

Une étape de séchage par évaporation complète, sans rinçage préalable.

(*) : Les produits hydro-alcooliques s'utilisent sur des mains visiblement propres, non souillées, sèches et non poudrées (8, 32, 118).

– *Durée de traitement des mains*

La variation de durée de lavage simple (10 secondes versus 30) ou de traitement hygiénique des mains par lavage (10 secondes versus 30 et 60 secondes) n'a pas montré de différence significative dans l'essai randomisé de J.C. Lucet et al. (59).

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 préconise **pour le lavage hygiénique une durée de 30 à 60 secondes et de 30 secondes selon la procédure standardisée de friction des mains** (norme AFNOR NF EN 1 500).

– *Séchage des mains*

Dans l'étude contrôlée randomisée expérimentale de D.R. Gustafson et al. (120) menée sur 100 volontaires et testant 4 types de séchage des mains après lavage au savon doux, **il n'y a pas eu de différence significative retrouvée sur les taux de colonisation bactérienne (p = 0,72) entre les différentes techniques (dérouleur de serviette en tissu, pile de serviette en papier, air chaud pulsé pendant 30 secondes, évaporation naturelle)**. Chaque volontaire était colonisé par *Micrococcus Luteus* et utilisait, à intervalle de 3 jours, l'une des 4 méthodes de séchage selon un ordre randomisé.

J.G. Davis et al. (121) n'ont pas retrouvé de différence entre le dérouleur de serviette en tissu, la serviette en tissu individuelle, la pile de serviette en papier associée ou non à l'air chaud pulsé pendant 10 secondes.

D'autres études comparatives ont montré des résultats divergents sur des critères microbiologiques : supériorité de l'essuyage mécanique (par dérouleur de serviette en tissu ou pile de serviette en papier) par rapport au séchage par l'air chaud pulsé pendant 30 secondes dans l'étude de M.A. Blackmore (122) ; supériorité du séchage par l'air chaud pulsé pendant 10 secondes dans l'étude d'Ansari S.A. (123).

L'étude contrôlée randomisée de Y. Yamamoto et al. (124), publiée en 2005, **a comparé, après lavage au savon doux, le séchage par serviette en papier (3 feuilles) et par l'air chaud pulsé à 60°C (avec et sans rayonnement ultraviolet ; avec et sans friction sous l'air pulsé)** chez 15 femmes volontaires, chacune testant chaque procédure selon un ordre randomisé. Les prélèvements bactériologiques étaient réalisés sur les paumes, les doigts et les extrémités pulpaire.

Les auteurs ont observé les résultats suivants :

Séchage à l'air chaud pulsé :

La friction sous l'air pulsé a augmenté le taux de colonisation bactérienne des paumes et des doigts à 15 et 30 secondes et celui des extrémités pulpaire à 15 secondes alors que l'immobilité sous l'air pulsé sans friction a permis de constater une diminution significative du nombre d'ufc (p < 0,001) des paumes et des doigts à 15 et 30 secondes, à 15 secondes seulement pour les extrémités pulpaire (p < 0,01). Le rayonnement ultraviolet amplifiait et confirmait ces résultats comparatifs entre immobilité et friction sous l'air pulsé ;

Séchage par serviette en papier :

- une diminution du nombre d'ufc, croissante et proportionnelle au nombre de feuilles utilisées, a été constatée de façon significative, quel que soit le nombre de feuilles,

pour les extrémités pulpaire (p < 0,001), sans significativité pour les paumes et les doigts.

Au total, le séchage par l'air chaud pulsé en immobilité sous le flux d'air s'est montré plus efficace que le séchage par serviette en papier pour les paumes et les doigts et le séchage par serviette en papier s'est montré supérieur pour les extrémités pulpaire des doigts.

Le séchage doit être complet par tamponnement à l'aide d'essuie-mains en papier à usage unique (feuille de papier absorbant en distributeur ou essuie-tout en rouleau). (Niveau de preuve 2)

Au cabinet, il est recommandé de proscrire les torchons, les serviettes en éponge à usage multiple, les essuie-mains en tissu à enrouleur, les sèche-mains électriques à air pulsé par risque de dispersion des micro-organismes en cas de friction sous le flux d'air (8, 32, 118, 124).

Un linge propre à utilisateur unique ou plutôt à usage unique est une alternative tolérée au domicile du patient.

L'essuie-mains doit être utilisé pour fermer le robinet avant d'être jeté dans une poubelle à pédale ou sans couvercle, équipée d'un sac jetable, afin d'éviter le contact avec les mains (8).

► **Quel équipement est nécessaire au cabinet pour la mise en œuvre de l'hygiène des mains ?**

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 donne les précisions suivantes sur les conditions de réalisation (8) :

L'aménagement d'un point d'eau au cabinet, proche du lieu de soins et réservé à l'hygiène des mains doit être une priorité ;

il est recommandé de disposer :

d'une vasque suffisamment large à forme anti-éclaboussures (sans trop plein) ;

d'un savon doux liquide en flacon non rechargeable ;

d'un savon désinfectant ou d'un produit hydro-alcoolique avec pompe distributrice individuelle ;

d'un distributeur d'essuie-mains à usage unique (en papier ou en non tissé), ne nécessitant pas de manipulation ;

d'une poubelle à pédale ou sans couvercle équipée d'un sac jetable.

► **La désinfection des mains est-elle responsable de lésions cutanées ?**

Les lésions cutanées secondaires à la mise en œuvre de l'hygiène des mains sont liées à la nature du détergent, à la fréquence et à la durée de l'utilisation, à la fréquence du port de gants et/ou à une mauvaise application d'une technique de traitement des mains (32, 103, 104).

E.L. Larson a montré en 1997 lors d'une étude auprès de 410 soignantes (45) qu'un quart d'entre elles présentaient des problèmes cutanés au moment de l'enquête et que 85 % en avaient rencontré au cours de leur carrière. La prévalence était retrouvée 6 fois supérieure à celle de la population générale.

L'altération de la flore résidente peut conduire au développement d'agents pathogènes à l'origine d'une transmission manuportée (104, 125). Cette étude d'E.L. Larson (125) a comparé en 1998 la colonisation des mains de 40 infirmières (20 avec, 20

sans irritation cutanée) et n'a pas retrouvé d'accroissement du taux global de colonisation bactérienne mais un nombre d'espèces bactériennes significativement supérieur dans le groupe d'infirmières avec une dermatite irritative ($p = 0,03$).

La dermatite irritative et la sécheresse cutanée sont une raison majeure de non adhérence aux recommandations en matière d'hygiène des mains (32, 103, 104).

L'analyse systématique de la littérature de la SFHH en 2003 (126) avait conclu à une meilleure tolérance des SHA avec un faible niveau de preuve (Grade C) :
en comparant la friction standard au lavage standard des mains (37, 58, 127, 128) ;
en comparant la friction chirurgicale au lavage chirurgical des mains (117, 129)

Cette conclusion est partagée par d'autres auteurs :

L'utilisation du savon doux liquide est plus fréquemment associée à une dermatite irritative et à une sécheresse cutanée que les produits hydro-alcooliques (36, 37, 64). (Grade B)

L'utilisation d'une solution moussante antiseptique à base de chlorhexidine peut être fortement associée à une dermatite irritative (15 abandons sur 30 / 1 sur 30 avec un produit hydro-alcoolique dans l'étude comparative de Pietsch) (52).

Une crème émolliente devrait être appliquée régulièrement sur les mains afin de les protéger d'une sécheresse liée à la désinfection des mains.

En cas d'irritation cutanée, quel que soit le mode d'hygiène des mains suivi, un avis médical doit être pris.

► **Les recommandations internationales sont-elles concordantes ?**

Il existe des discordances ponctuelles sur les indications des techniques d'hygiène des mains ainsi que sur les techniques elles-mêmes (savon liquide versus barres de savon par exemple) (32, 118).

Une discordance plus nette existe dans les critères de jugement des études et la gradation du niveau de preuve des différentes recommandations.

Pour une meilleure compréhension, diffusion et appropriation, les recommandations internationales devraient tendre vers plus de clarté, de simplicité et de standardisation (130).

► **Recommandations proposées pour l'hygiène des mains**

R 36 : L'hygiène des mains est le facteur majeur de prévention des infections liées aux soins en termes de morbidité et de mortalité (grade A).

R 37 : Il est recommandé de procéder à un lavage des mains au savon doux à l'arrivée au cabinet, au départ du cabinet et en cas de mains visiblement souillées (grade A). Il est recommandé d'utiliser un savon doux liquide distribué à la pompe (conteneur fermé non rechargeable) ou en poche rétractable et jetable. Les savons en pain sont à proscrire (accord professionnel).

R 38 : Il est recommandé de se désinfecter les mains par friction hydro-alcoolique entre chaque patient et en cas d'interruption des soins pour un même patient (grade A). Le délai de désinfection recommandé est de 30 secondes au minimum (procédure standardisée NF EN 1500 en annexe 3). Les mains sont séchées par friction à l'air libre et sans aucun rinçage.

R 39 : À défaut d'utiliser un produit hydro-alcoolique, compte tenu des problèmes de tolérance cutanée des savons antiseptiques, il est recommandé d'utiliser un savon doux (grade B) en respectant un savonnage d'une durée minimale de 10 secondes (accord professionnel).

R 40 : En présence de poudre sur les mains au retrait des gants poudrés, le lavage des mains au savon doux est recommandé (accord professionnel).

R 41 : Il est recommandé d'utiliser des essuie-mains à usage unique, par exemple en papier absorbant (grade C). Afin d'éviter une nouvelle contamination, l'essuie-mains sera utilisé pour refermer le robinet avant d'être jeté dans une poubelle sans couvercle ou à ouverture non manuelle (accord professionnel).

R 42 : Avant une procédure de lavage des mains, il est recommandé de retirer les bijoux de mains et de poignets. Les ongles sont coupés courts, sans ajout de faux ongles ni vernis (accord professionnel).

R 43 : L'utilisation d'une crème émolliente est recommandée quotidiennement, en dehors des périodes de soins aux patients, pour éviter les dermatites irritatives et la sécheresse cutanée, notamment en cas de lavage régulier au savon doux (grade B) ou en hiver (accord professionnel).

5. Les équipements de protection personnelle

En l'absence de preuves solides de l'efficacité des équipements de protection personnelle, une tendance s'est développée depuis 20 ans, remettant en question l'usage des masques, blouses et tabliers.

La décision d'utiliser les équipements de protection personnelle dépend :
de l'évaluation du niveau de risque pour un patient donné ou une activité de soins donnée ;
du respect de la réglementation en vigueur.

5.1 Usage des gants

La recommandation canadienne de 1998 (118) indique que si le professionnel de santé se lave les mains soigneusement, il n'a pas besoin de porter des gants pour prévenir la colonisation transitoire de ses mains et la transmission des microorganismes.

Toutefois, il existe un consensus d'experts pour recommander l'utilisation des gants dans la pratique clinique lorsqu'il existe un risque de contact avec les liquides biologiques (103, 104). L'usage des gants est toujours précédé et suivi d'une désinfection des mains (lavage au savon doux ou solution hydro-alcoolique, en particulier en cas de port de gants non poudrés).

► Port de gants

Les gants servent à :

- créer une barrière supplémentaire entre les mains du personnel soignant et le sang, les liquides organiques, les sécrétions, les excréments et les muqueuses.

L'étude comparative menée par R.J. Olsen et al. (131) sur 46 professionnels de santé hospitaliers et 137 événements de soins avec usage de gants, a montré une contamination des gants dans 64 % des cas, des mains des professionnels de santé dans 13 % des cas malgré le port de gants (soit 87 % de protection). Le compte bactérien, en cas de contamination des mains, était de 2 à 4 log₁₀ moindre qu'à la surface externe des gants. En présence de fuites, le port de gants a permis une protection des mains dans 77 % des cas.

- réduire les risques de transfert de micro-organismes de patients infectés aux soignants et d'un patient à l'autre par les mains des soignants (transmission croisée).

Le port de gants devrait être une mesure complémentaire au lavage des mains, mais il ne le remplace pas.

► Fuites des gants

Il est établi que les gants peuvent avoir des fuites alors qu'ils ne paraissent pas endommagés à l'œil nu. L'intégrité apparente des gants n'est pas une garantie en soi (103, 104, 131, 132).

Des études ont été faites sur la protection assurée par divers types de gants. Certaines ont conclu qu'il y avait moins de fuites avec les gants en latex qu'avec les gants en vinyle, tandis que d'autres ont établi que les gants faits d'un matériau autre que le latex étaient efficaces (118, 133).

Dans l'étude comparative de R.J. Olsen et al. (131), l'existence de fuites a été relevée dans 24,5 % des cas, avec une différence significative ($p < 0,01$) en faveur des gants en latex (les fuites existaient sur 9 % des gants en latex et 43 % des gants en vinyle); 78 % des professionnels de santé n'avaient pas repéré l'existence de ces fuites.

► Choix des gants

Le choix porte sur 2 critères selon l'activité de soins à entreprendre :

Gants d'examen ou gants chirurgicaux ?

Le port d'une double paire de gants n'est recommandé qu'en milieu chirurgical (31).

Gants stériles ou non stériles ?

Les recommandations françaises (8), sur la base de l'Annexe II de la circulaire DGS/DH n° 98-249 du 20 avril 98, et australiennes (31) donnent les précisions suivantes sur leurs indications d'utilisation.

Gants non stériles à usage unique (en latex, polypropylène, vinyle et nitrile) :

Ils seront utilisés chaque fois qu'il y a un risque de contact avec :

- du sang ou tout autre produit biologique d'origine humaine ;
- une peau lésée ou une muqueuse ;
- du linge ou du matériel souillé ;
- et lors des soins, chaque fois que le soignant présente une lésion cutanée au niveau des mains.

Ils protègent l'opérateur du risque lié au contact avec du sang ou un produit biologique.

Exemples : prélèvements sanguins, pose et dépose d'une voie veineuse périphérique, ablation d'un pansement souillé, détersion de plaie, vidange d'une sonde urinaire, examen des muqueuses, manipulation des déchets, etc.

Ils sont commercialisés par de nombreux fournisseurs sous forme de boîte distributrice d'une centaine d'unités de gants unidextres.

Gants stériles à usage unique (en latex, néoprène et vinyle) :

Ils seront utilisés pour :

- tous les gestes nécessitant un haut niveau d'asepsie ;
- toute manipulation de produits et de matériels stériles.

Exemples : pose d'une sonde urinaire, manipulation sur chambre implantable, pose d'un stérilet, traitement d'une plaie sans pince stérile, etc.

Ils sont commercialisés stériles sous emballage individuel.

Les recommandations applicables au choix d'un gant d'examen sont simples et reposent sur 2 critères : la qualité et le matériau. La qualité est garantie par le marquage CE, obligatoire et le label "NF Médical", facultatif, mais garantie de qualité (8).

Les normes du Comité Européen de Normalisation à respecter pour les fabricants de gants médicaux sont :

Normes		Conditions et exigences pour satisfaire à la norme ⁽¹⁾
EN 420		Exigences générales pour les gants médicaux
EN 374		Protection contre les agents chimiques et les microorganismes
	EN 374-1 EN 374-2 EN 374-3	Terminologie et conditions de performance Résistance à la pénétration -
EN 455		Gants médicaux à usage unique
	EN 455-1 EN 455-2 EN 455-3	Tests de vérification de l'absence de fuites ⁽²⁾ Propriétés physiques (élasticité, mise en température) Tests d'évaluation biologique

- ⁽¹⁾ : La norme requiert en outre un niveau de qualité acceptable (AQL) en conformité à l'ISO 2859-1.2 ; par exemple, sur un lot de 10 000 gants, 80 sont testés et le lot est rejeté si plus de 3 gants sont défectueux.
- ⁽²⁾ : fuites d'air après gonflage, fuites d'eau après 2 mn de remplissage par 1 litre d'eau

Les gants en latex restent la référence (103, 104).

Leurs propriétés physiques garantissent un geste sans en modifier la dextérité.

Ils sont efficaces vis-à-vis des virus à transmission sanguine (7 % de fuites en condition d'utilisation proche de la réalité contre 63 % avec des gants en vinyle dans l'étude comparative de D.M. Korniewicz et al. (134) sur 2 x 240 échantillons ; p < 0,001).

Les gants synthétiques en nitrile, vinyle offrent des garanties proches des gants en latex.

Les gants en polyéthylène ne conviennent pas à un usage clinique (fragilité, perméabilité).

► Tolérance cutanée des gants

Le port constant de gants peut causer une dermatite de contact ou un eczéma. Celle-ci peut être liée à une irritation mécanique causée par le gant ou la poudre du gant ou encore à la sueur, des agents chimiques, des résidus de savon, coincés entre le gant et la peau (118) ; 30 % des professionnels de santé sont concernés en cas de port prolongé et répété des gants en latex (135).

Les gants en latex peuvent être à l'origine d'allergies induites (prurit, urticaire voire choc anaphylactique) par les protéines de latex. Le poudrage des gants est un élément favorisant (la poudre, un amidon de maïs, qui fixe les protéines du latex, est diffusée dans l'air ambiant au moment de l'enfilage et peut être inhalée). Le contact fréquent et répété avec les protéines de latex représente le principal facteur de risque (135).

L'allergie au latex est une maladie professionnelle reconnue (n°95 du régime général). Il est conseillé, pour réduire le risque d'allergie, d'utiliser des gants hypoprotéiques non poudrés et, en cas d'allergie prouvée, des gants sans latex (élastomère thermoplastique par exemple) (8, 132).

► Les recommandations internationales

Il existe un accord professionnel majoritaire (8, 32, 103, 104, 118) pour les recommandations suivantes :

Le port du gant est limité à la durée du soin. Les gants doivent être mis juste avant le geste et doivent être retirés immédiatement après.

Changement de gants :

Lors d'un soin, une paire de gant en latex ou de nitrile doit être changée régulièrement lors des utilisations de longue durée, l'effet barrière ne pouvant plus être garanti au delà. La fréquence des changements de gants d'examen de vinyle doit être supérieure.

Les gants doivent être changés entre chaque patient.

Les gants doivent être changés entre les différentes activités de soin ou à chaque interruption de soin pour un même patient

Le lavage des mains avant l'utilisation des gants et après leur retrait est impératif.

Les gants devraient être utilisés comme mesure supplémentaire, ils ne remplacent pas le lavage des mains.

Le lavage après le retrait permet d'assurer l'élimination des microorganismes qui auraient pu traverser le gant à travers un trou non détectable à l'œil nu. De plus, ce lavage permet d'éliminer les résidus chimiques allergéniques concentrés de la poudre et qui restent sur les mains au retrait du gant. Le lavage des mains au retrait réduit donc le risque d'apparition d'irritation cutanée ou d'allergies.

Le lavage des gants est à proscrire. Les gants sont à usage unique. Le lavage des gants ou

l'application de solutions antiseptiques sur les gants sont des pratiques hasardeuses à proscrire. Ces pratiques altèrent la qualité de l'effet barrière, l'étanchéité des gants ne peut plus être garantie.

Les gants poudrés ne devraient pas être utilisés par les professionnels de santé.

Si l'on opte pour des gants en latex, il faut utiliser des gants hypoprotéiques, non poudrés.

Il faut mettre des gants faits d'un matériau autre que le latex à la disposition des personnes sensibles au latex.

Il faut utiliser des gants en vinyle pour des tâches brèves ou pour des tâches où les contraintes exercées sur les gants sont minimales.

Les gants en polyéthylène ne sont pas adaptés à une activité de soins.

Les gants doivent être portés :

- pour tout geste invasif, tout geste nécessitant un haut niveau d'asepsie ;
- pour tout contact avec un produit ou dispositif stérile ;
- pour tout contact muqueux ;
- pour tout contact avec une peau lésée ou une plaie ;
- pour toute activité de soin exposant à du sang ou tout autre produit biologique d'origine humaine ;
- pour toute manipulation d'objet coupant ou d'instrument contaminé ;
- lorsque les mains du professionnel de santé ne sont pas intactes.

Des gants de ménage tous usages réutilisables (par exemple, en néoprène, en caoutchouc, en butyle) sont recommandés pour l'entretien ménager, le nettoyage des instruments et la décontamination. Les gants à usage médical ne sont pas assez résistants pour ces activités.

► Recommandations proposées pour le port de gants :

Dans le cadre de l'équipement de protection individuelle standard :

R 44 : Il est recommandé de porter des gants non stériles, à usage unique, en latex ou vinyle, non poudrés afin d'éviter les risques d'allergie et de permettre la désinfection des mains par les solutions hydro-alcooliques, notamment en cas :

- de contact muqueux ;
- de contact avec une peau lésée ou une plaie chronique ;
- de risque de souillure par du sang ou tout autre produit biologique d'origine humaine ;
- de lésions cutanées manuelles, même minimales ;

et lors des étapes de pré-désinfection et de nettoyage des dispositifs médicaux réutilisables (accord professionnel).

R 45 : Le port de gants ne dispense pas de se désinfecter les mains avant et après chaque usage (accord professionnel).

Le recours à un équipement supplémentaire de protection personnelle :

R 79 : Il est recommandé, pour la réalisation des gestes invasifs à risque d'infection sévère n'autorisant pas une procédure « *no touch* », de porter des gants dont la nature stérile (S) ou non stérile (NS) sera adaptée en fonction du geste technique envisagé (accord professionnel).

Lors d'une procédure « *no touch* », les mains de l'opérateur ne sont pas en contact direct avec le site d'intervention ni avec les surfaces des dispositifs médicaux dans leur zone de contact avec le site d'intervention. Seules les surfaces des dispositifs médicaux qui ne sont pas en contact avec le site d'intervention peuvent faire l'objet d'une manipulation ou d'une préhension.

R 80 : De manière générale, en cas d'utilisation d'une procédure « *no touch* » (arthrocentèse par exemple), le port de gants, stériles ou non stériles, n'apparaît pas nécessaire (accord professionnel).

Le recours au port de gants pour la réalisation des gestes avec effraction cutanéomuqueuse à moindre risque d'infection sévère dépend du geste technique envisagé, de même que la nature stérile ou non stérile des gants à utiliser.

R 90 : Il est recommandé de porter des gants à usage unique non stériles au cours de soins aux patients pour qui le portage d'une bactérie multi-résistante (BMR) est documenté uniquement lors du contact direct avec le site anatomique porteur de la BMR (Niveau de preuve 4). Le groupe de travail considère que le respect strict de l'hygiène des mains, et en particulier de la friction hydroalcoolique, est suffisant lors d'un contact à distance du site anatomique porteur de la BMR (accord professionnel).

5.2 Usage des blouses et des tabliers

Il n'existe pas d'essais, hors établissements de santé, qui valide une recommandation en soins primaires ou communautaires de routine (103, 104).

Les essais contrôlés randomisés menés en 1990 par J. Rush et E.J. Birenbaum en néonatalogie et en unité de soins intensifs pédiatriques (136, 137) ont confirmé ceux, antérieurs, de M.T Renaud (1983) et C.P.S. Williams (1969) et montré que l'usage de surblouse ne modifiait pas la colonisation nasale et ombilicale des nouveau-nés par *Staphylococcus aureus*.

Une revue de la littérature menée en 2001 par W.A. Rutala et D.J. Weber n'a pas mis en évidence de bénéfice démontré de l'utilisation de blouses ou de tabliers à usage unique sur la transmission de patients à patients de germes pathogènes (138). Concernant les infections sur site chirurgical, 6 essais prospectifs comparant les tabliers réutilisables et à usage unique ont été analysés dont celui, randomisé, de J. Bellchambers en 1999 ; aucune différence statistiquement significative n'a pu être mise en évidence. Concernant la transmission croisée, aucune réduction des taux de colonisation des cathéters intraveineux n'a été obtenue par le port de surblouse et l'essai contrôlé randomisé de S. Slaughter comparant en 1996 le port de gants et de tabliers au port de gants seuls n'a pas montré de différence dans les taux de colonisation rectale des patients en unité de soins intensifs par les Entérocoques résistant à la Vancomycine.

Les études descriptives épidémiologiques ont indiqué la contamination des vêtements professionnels par des agents pathogènes sans qu'aucune incidence clinique ne soit établie (103, 138).

L'étude de C. Perry et al. (139), menée au sein de 57 équipes d'infirmières hospitalières et publiée en 2001, a montré la présence de germes pathogènes (un au moins parmi : *Enterococcus* résistant à la Vancomycine, *Clostridium difficile*, SARM) sur 39 % des tenues avant une période de soins et sur 54 % à la fin de cette période. Les tenues étaient lavées à domicile. Les auteurs rappelaient que la température recommandée en lingerie hospitalière est de 65°C pour la désinfection des vêtements et que les tissus synthétiques ne tolèrent qu'une température de 50°C. **Ils suggèrent que la tenue professionnelle soit nettoyée pour chaque nouvelle période de soins, c'est-à-dire quotidiennement.**

Une revue de la Cochrane Collaboration de 2003 (140) a inclus 8 essais randomisés menés en services de néonatalogie (3811 nouveaux-nés au total) comparant les taux d'infections nosocomiales selon qu'une surblouse était portée par les professionnels de santé ou non et a retrouvé un bénéfice non significatif sur le taux de mortalité infantile en faveur de l'absence de port de surblouse : RR 0,84 (IC_{95%} 0,70, 1,02). Le taux d'infections nosocomiales systémiques était également plus élevé, sans significativité, en cas de port de surblouse : RR 1,24 (IC_{95%} 0,90, 1,71).

Il existe un accord professionnel pour les recommandations (8, 32, 103, 104) suivantes :

Tenue de base :

Au cabinet, la blouse est la tenue professionnelle de base pour la réalisation d'un soin. Elle doit avoir des manches courtes, sur des vêtements à manches courtes ou retroussées, pour faciliter lavage des mains et doit pouvoir être lavée à haute température (supérieure à 60°C).

Elle sera changée quotidiennement et chaque fois que visiblement souillée.

Un lavage des mains doit être réalisé avant d'enfiler et après avoir retiré sa tenue professionnelle.

Tablier ou surblouse de protection à usage unique :

Le port d'un tablier ou d'une surblouse de protection à usage unique est recommandé :

au cours de soins pouvant exposer les vêtements du soignant à des projections de sang, des liquides biologiques, des sécrétions ou des excréments à l'exception de la sueur ;

au cours de soins chez un patient relevant de précautions contact "C" (exemples : patient porteur d'une Bactérie Multi Résistante (BMR), patient en hospitalisation à domicile)

► Recommandations proposées pour la tenue de soins

Dans le cadre de l'équipement de protection individuelle standard :

R 46 : Faute de preuve d'un effet du port de blouse sur l'incidence clinique des infections liées aux soins et compte tenu de l'absence de consensus au sein du groupe, le port d'une blouse n'est pas recommandé de manière standard (accord professionnel).

Si le professionnel opte pour le port d'une blouse, le groupe de travail rappelle que la température minimale de lavage recommandée en lingerie hospitalière pour la désinfection des vêtements est de 65°C.

R 47 : En revanche, une tenue propre est recommandée de manière standard. Il est recommandé de changer de tenue quotidiennement et dès qu'elle paraît visiblement souillée. L'usage d'un détergent à lessive commercial ainsi qu'un lavage et un séchage à la machine sont suffisants pour nettoyer de la lingerie souillée dans un milieu communautaire ou un contexte de soins à domicile (accord professionnel).

Le recours à un équipement supplémentaire de protection personnelle :

R 91 : Il est recommandé de porter un tablier ou une surblouse à usage unique et jetable :

- lors de soins pouvant exposer le soignant à des projections de sang, de liquides biologiques, de sécrétions et d'excrétions (sueur exceptée) ;
- au cours de soins aux patients pour qui le portage d'une bactérie multi-résistante (BMR) est documenté lorsque les soins sont « mouillants » ou à risque de projection (Niveau de preuve 4).

5.3 Masque facial

Les masques à usage unique sont classés en :

- **masques médicaux (masques de soins, masques chirurgicaux)** destinés à éviter la projection de gouttelettes de salive ou de sécrétions respiratoires lors de l'expiration du soignant vers le patient ou d'un malade contagieux vers son entourage.

Certains modèles qui comportent une couche imperméable, et parfois une visière, peuvent assurer également la protection du soignant contre les projections de liquide provenant du patient au cours d'un acte de soins ou de chirurgie ; ils sont dits masques antiprojections.

En aucun cas, ils ne peuvent protéger le porteur du masque vis à vis de l'inhalation de particules infectieuses.

Ces masques doivent répondre à la directive européenne 93/42/CEE relative aux dispositifs médicaux (DM de classe I).

- **masques de protection respiratoire jetables** constitués d'un demi-masque englobant la bouche et le nez.

Ils sont destinés à protéger celui qui les porte contre l'inhalation de poussières et /ou d'aérosols contaminés par des agents infectieux transmissibles par voie aérienne.

Il existe trois classes d'efficacité : FFP1, FFP2, FFP3 selon la norme EN 149. Elles correspondent à un pourcentage de fuite inférieur à 22 %, 8 % et 2 % respectivement. Les classes FFP2 et FFP3 sont essentiellement d'usage hospitalier, en cas de risque élevé de contamination ou en cas de menaces terroristes, pour la prise en charge des victimes, sur indication de la DGS.

Il s'agit d'équipements de protection individuelle qui doivent répondre à la directive européenne 89/686/CEE et porter le marquage CE.

- **masque visiteur sans valeur d'efficacité globale qui ne doit pas être employé (8).**

L'efficacité du masque est limitée dans le temps, ne dépasse en général pas 2 heures (20 minutes pour la recommandation australienne) (31).

Un lavage des mains doit être réalisé après l'avoir enlevé (8, 31).

En cabinet, selon le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8), le port du masque est recommandé pour :

- la protection du patient lors de la réalisation de gestes techniques nécessitant un haut niveau d'asepsie (par ex. un pansement de chambre à cathéter implantable ; des actes de petite chirurgie).

Un masque de soins ou chirurgical sera alors porté par le soignant.

Un soignant porteur d'une infection respiratoire devra s'abstenir de tout soin à un patient immunodéprimé, ou à défaut il devra pratiquer ces soins en portant un masque chirurgical.

- la protection du professionnel de santé lors de soins associés à un risque de projection de sang ou de liquides biologiques (par exemple : soins de podologie ; actes de petite chirurgie au laser en dermatologie ou gynécologie).

La revue systématique de la littérature n'a pas permis d'identifier des essais démontrant le bénéfice du port d'un masque facial en pratique clinique ou lors d'activités de soins telles que les pansements de plaies ou les gestes invasifs (103, 104, 141).

Dans une revue systématique de la littérature entre 1966 et 2000, M.G. Romney (142) a dénombré 12 essais cliniques ou travaux expérimentaux dont 2 essais contrôlés randomisés. Celui de Tunevall (143) mené en milieu chirurgical pendant 2 ans (3 088 patients opérés) ne montre pas de différence significative dans le taux d'infection post-opératoire selon que le masque était porté (1 537 interventions) ou non (1 551 interventions) : 3,5 % vs 4,7 % ; $p > 0,05$.

Deux essais en cardiologie interventionnelle ont donné des résultats similaires.

M.G. Romney concluait, en l'absence de données probantes, qu'il était malgré tout prématuré de ne pas recommander le port de masque et rappelait les résultats d'une étude multicentrique américaine publiée en 1993 indiquant que 26 % des expositions au sang en milieu chirurgical concernaient la face et le cou.

En l'absence de preuve de l'intérêt du port d'une protection respiratoire vis-à-vis de la tuberculose (144), **il est néanmoins recommandé de l'utiliser face à un patient immunodéprimé par le VIH atteint de tuberculose ou à une tuberculose multi-résistante.** Pour « Epic Project » (104) et le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8), **le masque médical (de soins ou chirurgical) n'est pas adapté et le masque de protection respiratoire doit avoir 95 % d'efficacité pour des particules de 0,3 microns de diamètre et correspondre à la classe d'efficacité FFP1.**

L'avis du Conseil supérieur d'hygiène publique de France rendu le 14 mars 2003 recommandait aux personnels soignants le port d'un masque de protection respiratoire de classe d'efficacité FFP1 face à une tuberculose en phase bacillifère et de classe d'efficacité FFP2 face à une tuberculose multi-résistante ou en cas d'expectoration induite ou en cas d'intubation.

► Recommandations proposées pour le port de masque

Aucune recommandation n'est faite dans le cadre de l'équipement de protection individuelle standard.

Le recours à un équipement supplémentaire de protection personnelle :

R 81 : Le port du masque facial chirurgical est recommandé en cas de risque de projection de liquides biologiques et pour la réalisation de certains gestes à haut niveau d'asepsie : abord d'une chambre à cathéter implantable, préparation à l'accouchement, exploration ultrasonique par sonde endo-vaginale en cas de rupture précoce de la poche des eaux, aspiration endotrachéale, soins podologiques (accord professionnel).

R 82 : Le port du masque facial chirurgical est en revanche inutile pour la pratique d'une petite chirurgie (Grade B) excepté en cas de risque de projection de liquides biologiques et de soins donnés à un patient immunodéprimé (accord professionnel).

R 83 : Il est recommandé de ne pas manipuler le masque dès lors qu'il est en place et de le jeter avec les DASRI après usage unique (accord professionnel).

R 93 : Aucune recommandation n'est faite sur le port généralisé du masque médical (de soins ou chirurgical) face à un nourrisson atteint de bronchiolite (accord professionnel). En revanche, le port de masque lors de contacts rapprochés (distance inférieure à 1 mètre) est recommandé au cours de la kinésithérapie respiratoire, de l'aspiration bronchique et de la pose d'une sonde nasogastrique chez les nourrissons atteints de bronchiolite (Niveau de preuve 4).

R 94 : Le port du masque facial de protection respiratoire jetable de classe d'efficacité FFP1 est recommandé face à un patient atteint de tuberculose bacillifère, y compris lorsque le patient est immunodéprimé par le VIH ; il est recommandé de classe d'efficacité FFP2 face à une tuberculose multi résistante ou lors d'une expectoration induite (Avis du Conseil supérieur d'hygiène publique de France).

R 95 : Le port du masque facial de protection respiratoire jetable de classe d'efficacité FFP2 est obligatoire face à un patient présentant un syndrome respiratoire dans un contexte d'épidémie de gravité particulière : syndrome respiratoire aigu sévère (SRAS), grippe aviaire (Réglementaire).

5.4 Lunettes de protection

Il est établi que le port de lunettes procure une protection partielle des yeux contre les projections et éclaboussures de substances organiques (104, 145).

Le port de lunettes de protection est donc recommandé en cas de risque d'éclaboussures de sang, de liquides organiques, de sécrétions et d'excrétions (103, 104) et lors du nettoyage manuel des instruments (élimination des matières organiques) (31).

5.5 Recommandations proposées pour le port de lunettes de protection

Aucune recommandation n'est faite dans le cadre de l'équipement de protection individuelle standard.

Le recours à un équipement supplémentaire de protection personnelle :

R 92 : Il est recommandé de porter des lunettes de protection :

- lors des soins en cas de risque d'éclaboussures de sang, de liquides biologiques, de sécrétions et d'excrétions ;
- lors du nettoyage manuel des instruments en cas de risque de projection de matières organiques (accord professionnel).

Y a-t-il des précautions générales à prendre pour la réalisation de tout geste technique ?

6. Les précautions « standard » et l'organisation générale du soin

Les recommandations françaises de 2006 dans le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » (8) propose une « organisation générale du soin » comme prolongement direct de la mise en œuvre des « précautions standard ».

6.1 Hygiène du soignant

Le port de matériel de protection doit être réalisé selon la chronologie suivante : lunettes de protection, masque, lavage des mains, surblouse ou tablier, port des gants.

L'hygiène des mains est adaptée à la situation de soins et renouvelée si nécessaire au cours du soin. L'emploi d'un produit hydro-alcoolique permet d'optimiser la qualité de l'hygiène des mains.

6.2 Préparation du soin

La préparation d'un plan de travail stable, dégagé, propre et désinfecté (ou protégé par un champ à usage unique).

La préparation du matériel nécessaire afin d'éviter les interruptions de soin pouvant être à l'origine d'une contamination de l'environnement ou des mains du soignant.

L'intégrité de l'emballage du matériel et des dates de péremption des produits avant utilisation doit faire l'objet d'une vérification.

La préparation cutanée ou muqueuse doit être adaptée au geste technique à réaliser.

6.3 Médicaments et matériels utilisés

Le conditionnement uni dose des médicaments est privilégié.

L'utilisation de matériel stérile ou conditionné en set ou de médicament pré conditionné en seringue stérile peut aider à une meilleure organisation des soins et au respect de l'asepsie au cours du soin.

6.4 Technique du soin

La chronologie d'exécution du geste doit être préétablie, sans effectuer de geste au-dessus du matériel préparé.

La manipulation de tous les matériels ou produits stériles doit se faire avec des gants stériles.

La dépose du matériel stérile sur une surface stérile (champ, plateau, etc.) s'effectue en pelant les sachets, et non pas en les déchirant.

7. Prévention des accidents exposant au sang et aux liquides biologiques

Établies en août 1987 par les *Centers for Disease Control and Prevention* (CDC) et la *Food and Drug Administration* (FDA), les « précautions universelles » ont pour but de prévenir l'exposition aux agents pathogènes véhiculés par le sang et les liquides biologiques (146).

Par liquides biologiques on entend :

- le sang, tout liquide contenant du sang visible à l'œil nu (risque de transmission documenté) ;
- les sécrétions vaginales, le sperme, le liquide amniotique, le liquide synovial, le liquide céphalo-rachidien, le liquide pleural, le liquide péritonéal, le liquide péricardique (risque de transmission possible et un cas documenté pour le liquide pleural).

Pour les CDC, les « précautions universelles » ne s'appliquent pas en cas de contact avec :

- les sécrétions et excréments suivantes : selles, urines, vomissements, expectorations, sécrétions nasales, larmes et sueur à moins qu'elles ne contiennent du sang visible à l'œil nu car aucune étude épidémiologique n'a montré de transmission du virus de l'immunodéficience humaine (VIH) et du virus de l'hépatite B (VHB) (risque de transmission considéré comme nul) ;
- le lait de mère ;
- la salive (risque de transmission non confirmé).

Depuis 1995, le concept de « précautions universelles » est remplacé par celui de « précautions standard » par les CDC auxquelles s'ajoutent des « précautions supplémentaires » selon la situation de soins, et en particulier lors de l'exposition au sang et aux liquides biologiques.

Pour E.M. Beltrami et al. (22), les précautions s'appliquent en plus en cas de contact avec :

- les muqueuses ;
- la peau lésée.

Ces précautions incluent :

- l'hygiène des mains ;
- l'utilisation du matériel de protection individuelle (port de gants, masques, lunettes et blouses ou tabliers) ;
- les protocoles d'utilisation et d'élimination des dispositifs piquants et tranchants ;
- la protection vaccinale contre le virus de l'hépatite B ;
- la conduite à tenir en cas d'exposition au sang et la prophylaxie post-exposition.

7.1 Utilisation et élimination des dispositifs piquants, coupants et tranchants

► Les données épidémiologiques

Les données épidémiologiques existent dans les établissements de santé et sont probablement sous-estimées de 50 % en raison d'une absence de déclaration fréquente ; 40 % des médecins interrogés ont déclaré avoir été victimes d'un accident d'exposition au sang dans l'année (147).

En Grande Bretagne, sur la période d'observation 1997-2001, 16 % des accidents professionnels et 68 % des expositions percutanées étaient dues aux piquants et tranchants dont 80 % étaient potentiellement contaminés. Les infirmières étaient concernées dans 43 % des cas, les médecins dans 24 % des cas (103).

Aux États-Unis, les dispositifs en cause sont par ordre de fréquence : les aiguilles des seringues (34 %), les aiguilles de suture (16 %), les aiguilles à ailettes de ponction veineuse périphérique (13 %) et les bistouris (7 %) (148).

Si l'on considère les aiguilles creuses, les plus à risque de transmission, les gestes techniques en cause sont par ordre de fréquence : les ponctions veineuses (25 %), les injections intramusculaires et sous-cutanées (19 %), les poses de cathéters intravasculaires (14 %) et les manipulations de voies d'abord vasculaire (14 %).

Une revue de 9 essais prospectifs en milieu chirurgical depuis 1990 a été faite par les CDC (149, 150) et a dénombré une exposition percutanée d'un professionnel de santé dans 1,3 à 15,4 % des interventions suivie d'une exposition secondaire des patients dans 1,7 à 2,5 % des interventions chirurgicales et 0,1 % des accouchements.

Hors les établissements de santé, les données sont peu nombreuses et absentes en France.

Dans une étude américaine portant sur 548 infirmières à domicile et 33 606 visites, le taux d'accidents d'exposition au sang (AES) était de 3,6 AES/1 000 procédures-visites (22).

Aux États-Unis, en stomatologie et odontologie, le risque d'AES a été évalué à 0,9/1 000 actes soit 1 par trimestre et par professionnel de santé (151).

En Grande Bretagne, sur une période de 6 semaines de suivi d'accidents d'exposition au sang, 7 % impliquaient des professionnels de santé communautaire ou d'établissements de soins primaires (152).

► Évaluation du risque encouru

Le risque moyen de transmission d'un agent pathogène véhiculé par le sang et les liquides biologiques contenant du sang est estimé (8, 22, 103) à :

Tableau 27. Risque moyen de transmission virale pour une exposition percutanée.

Virus de l'hépatite B (VHB)		
- Ag Hbe positif	33,3 %	1/3
- Ag Hbe négatif	6 %	1/16 à 1/17
Virus de l'hépatite C (VHC)	3,3 %	1/30
Virus de l'immunodéficience humaine (VIH)	0,31 %	1/319

Tableau 28. Risque moyen de transmission virale pour une exposition cutanéomuqueuse.

Virus de l'hépatite B (VHB)	non quantifié	
- Ag Hbe positif		
- Ag Hbe négatif		
Virus de l'hépatite C (VHC)	non quantifié	
Virus de l'immunodéficience humaine (VIH)	0,006 à 0,9 %	1/16 666 à 1/526

Le risque des professionnels de santé par rapport à la population générale est identique vis-à-vis du VHC, du VIH et actuellement du VHB, voire inférieur, en raison de l'application des mesures de protection et de la vaccination obligatoire (148).

Tableau 29. Taux d'incidence de l'infection par le VHB chez les professionnels de santé.

Situation des professionnels de santé	1983	1995
Taux d'incidence de l'infection par le VHB	386/100 000	9.1/100 000
Risque par rapport à la population générale	x 10	

Le risque de contamination par le VIH lors d'un AES semble diminuer (risque divisé par 5) avec la mise en place de la prophylaxie post-exposition (153).

Il n'y a pas de cas documenté de transmission, lors d'un AES, de l'encéphalite spongiforme bovine ou de la maladie de Creutzfeldt-Jakob (148).

► Utilisation des dispositifs piquants, coupants et tranchants

Les recommandations existantes (8, 103, 146, 154) sont concordantes sur les précautions à adopter suivantes :

- les objets coupants et tranchants ne doivent pas être transmis directement de main en main
- il faut s'interdire de recapuchoner les aiguilles ;
- ne pas couder ou casser les aiguilles à la main ;
- ne pas désadapter l'aiguille de la seringue à la main ou utiliser l'encoche de désadaptation adaptée de la boîte pour déchets de soins perforants ;
- éliminer les seringues en même temps que les aiguilles ;
- disposer le minicollecteur d'aiguilles et/ou la boîte pour déchets de soins perforants à proximité immédiate (50 cm idéalement) de la zone de soins ;
- déposer les objets piquants, coupants et tranchants (opct) dans le minicollecteur d'aiguilles et/ou la boîte pour déchets de soins perforants conformes aux normes en vigueur ;
- les minicollecteurs d'aiguilles et les boîtes pour déchets de soins perforants ne doivent pas être remplis au delà de la marque supérieure indiquant qu'ils sont pleins ;
- les minicollecteurs d'aiguilles et les boîtes pour déchets de soins perforants doivent être situés hors de portée des patients et en aucun cas à même le sol.

Lors de la réalisation de gestes comportant un risque de piqûre ou de coupure, et notamment lors d'un abord vasculaire direct, le port de gants en latex ou en vinyle est vivement recommandé.

Lors de la réalisation de gestes comportant un risque de projection de sang ou d'un liquide biologique potentiellement contaminant, l'utilisation des équipements de protection personnelle est vivement recommandée.

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » (8) et la Revue Prescrire (4) apportent une mise en garde supplémentaire :

- les minicollecteurs et/ou les boîtiers « de poche » sont peu encombrants et attractifs pour la visite à domicile ; toutefois, lors de l'élimination de l'aiguille, il existe un risque de piqûre de la main contro-latérale qui tient le collecteur.

► Techniques et matériel de sécurité

Le Groupe d'Étude sur le Risque d'Exposition des Soignants (GERES) propose un guide référençant le matériel de sécurité, consultable sur le site Internet <http://www.geres.org/> (155) (ANNEXE 4).

Les CDC ont publié en 1997 une évaluation de l'utilisation d'aiguilles de suture à bout mousse lors de procédures chirurgicales gynécologiques et n'ont relevé aucun accident d'exposition tandis que le risque était estimé à 1,9 AES / 1 000 procédures utilisant une aiguille à suture courbe et 14,2 AES / 1 000 procédures utilisant une aiguille à suture droite. L'introduction de système de ponction intraveineuse sans aiguille a permis de réduire de 72 à 100 % le risque d'exposition percutanée (22).

Lors d'un acte de petite chirurgie, il est conseillé d'utiliser une pince ou des écarteurs en lieu et place de la main contro-latérale et de ne pas faire de nœud avec l'aiguille en place (156).

► Efficacité des mesures de prévention

Le NICE recensait, en 2003, 4 études descriptives dont 2 montraient une réduction statistiquement significative des accidents d'exposition par l'introduction des précautions relatives aux OPCT (103).

L'étude de S.G. Reddy et R.J. Emery (157) réalisée sur une période de 6 ans (3 ans avant et 3 ans après l'introduction des précautions relatives aux OPCT), au Texas, portant sur 533 accidents d'exposition, a permis de montrer une différence statistiquement significative sur les accidents d'exposition entre les 2 périodes.

Tableau 30. Bénéfice de l'introduction des précautions relatives aux OPCT.

Période d'intervention	Année	AES par aiguilles	Taux d'incidence pour 100 ETP ^(*)	p
Avant	1994	100	10,6 %	
	1995	102	10,3 %	
	1996	69	6,4 %	
Après	1997	74	6,3 %	< 0,001
	1998	66	5,0 %	
	1999	63	4,2 %	

(*) : ETP : équivalent temps plein

Les circonstances de survenue et le type d'AES n'étaient pas précisés dans l'étude.

Une étude similaire menée par R.R. Gershon (158) sur une période de 9 ans (1990-1998) avait déjà montré le bénéfice de l'introduction des précautions relatives aux OPCT (en particulier, l'enlèvement à dates fixes par la société fournisseuse des boîtes à OPCT rendues transparentes) avec une réduction de 70 % du taux d'incidence global (93 % pour les AES liés aux aiguilles creuses, 25 % pour les objets piquants pleins). Le taux d'incidence des AES était significativement réduit, passant de 82/1 000 ETP (avant intervention : 1990-92) à 24/1 000 ETP (après intervention : 1993-98) : $p < 0,0001$. Concernant les aiguilles creuses, le taux d'incidence des AES était également significativement réduit de 6,5/1000 ETP à 1,6/1 000 ETP (après intervention) : $p < 0,05$.

L'étude multi centrique (32 hôpitaux) menée sur 10 ans (1990-2000) et portant sur 1 506 infirmières par le GERES a confirmé en France l'efficacité des mesures de prévention et du matériel de sécurité (159) :

- le risque de piqûre lors des prélèvements veineux était réduit de plus de 75 % ($p < 0,01$) ;
- le taux d'incidence des AES était divisé par 3 à 4.

Tableau 31. Évolution du taux d'AES/infirmier(e)/an avec l'introduction des mesures de prévention.

Année	1990	1992	2000	p
Effectif	518	363	1 506	
AES	183	98	184	
AES/infirmier(e)/an	0,35	0,27	0,12	< 0,0001
Piqûres	137	76	130	
Piqûres/ infirmier(e)/an	0,26	0,21	0,07	< 0,0001

7.2 Vaccination des professionnels de santé

► Dispositions générales

L'article L3111-4 du Code de la santé publique (ancien article L.10), fait obligation à toute personne qui, dans un établissement ou organisme public ou privé de prévention exerce une activité professionnelle l'exposant à des risques de contamination d'être immunisée contre l'hépatite B, la diphtérie, le tétanos et la poliomyélite.

Les élèves ou les étudiants d'un établissement préparant à l'exercice des professions médicales, et des autres professions de santé dont la liste est fixée par l'arrêté du 23 août 1991, doivent être immunisés vis à vis des maladies mentionnées ci-dessus. (ANNEXE 5)

L'arrêté du 15 mars 1991 fixe la liste des établissements et organismes publics ou privés de prévention ou de soins dans lesquels le personnel exposé doit être vacciné.

► Vaccination contre l'hépatite B

Les conditions d'immunisation pour la vaccination contre l'hépatite B sont précisées dans l'arrêté du 26 avril 1999 ; une attestation médicale précisant la date et le contrôle du taux des anticorps anti-HBs doit compléter l'attestation médicale des personnes vaccinées de plus de 25 ans.

Le calendrier vaccinal 2004 (160) émis par le Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France recommande, qu'en cas de primovaccination après l'âge de 25 ans, il est nécessaire de vérifier le taux des anticorps qui doit être supérieur à 10 mUI/ml deux mois après le dernier rappel. Si cette valeur n'est pas atteinte, il est nécessaire de procéder à une nouvelle injection de rappel sans dépasser 6 injections au total (y compris les 3 injections de la primovaccination).

Les modalités de contrôle de l'immunisation ont été re-précisées par l'avis du Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France (CSHPF) du 27 juin et du 7 novembre 2003 qui distingue les professionnels de santé en 2 catégories :

- A (aide-soignant, ambulancier, masseur kinésithérapeute, pédicure-podologue, psychomotricien et ergothérapeute, manipulateur d'électroradiologie, pharmacien non biologiste, orthophoniste, orthoptiste) : contrôle de l'immunisation inchangée ;
- B (médecin, chirurgien-dentiste, sage-femme, infirmier, pharmacien-biologiste, laborantin-préleveur) pour laquelle :
 - il est recommandé d'abaisser l'âge de la primovaccination au-delà duquel une recherche d'anticorps est par la suite nécessaire de 25 ans à 13 ans,
 - pour les professionnels dont la concentration des anticorps anti-HBs < 10 mUI/ml à l'issue de la primovaccination ou d'une injection de rappel, l'antigène HBs doit être recherché. Si l'antigène HBs est négatif, la vaccination est reprise jusqu'à détection des anticorps anti-HBs sans dépasser 6 injections. En l'absence de réponse à la vaccination, les professionnels sont autorisés à exercer sans limitation d'activité mais doivent être soumis à une surveillance annuelle des marqueurs sériques de l'hépatite B (antigène HBs et anticorps anti-HBs).

Même si les professionnels de santé exerçant en dehors des établissements de santé ou ayant fait leurs études avant juillet 1991, ne sont pas dans l'obligation de se vacciner, ces vaccinations font partie des recommandations du calendrier vaccinal 2004 qui stipule que cette recommandation s'applique « *aux personnes qui, dans le cadre d'activités professionnelles ou bénévoles, sont susceptibles d'être en contact direct avec des patients et/ou d'être exposées au sang et autres produits biologiques, soit directement (contact direct,*

projections) soit indirectement (manipulation et transport de dispositifs médicaux, de prélèvements biologiques, de linge, de déchets) » .

La vaccination contre l'hépatite B est efficace et bien tolérée chez les professionnels de santé. **L'analyse de 4 essais randomisés contre placebo par T. Jefferson et al. pour la Cochrane Library en 2000 (161) a montré un bénéfice certain de la vaccination (OR = 0,33 ; IC_{95%} 0,21-0,53) sans différence significative en ce qui concerne les effets secondaires. Selon la variation du taux d'incidence de l'hépatite B (comprise entre 10 cas/1 000/an et 200 cas/1 000/an), les auteurs ont calculé que vacciner entre 145 et 7 professionnels de santé permettait d'éviter une contamination par l'hépatite B.** Cette revue de la Cochrane Collaboration est en cours de mise à jour et n'est plus accessible depuis 2003. **La mise à jour en 2005 par W. Chen et C. Gluud, à partir de 6 essais randomisés, confirme le bénéfice de la vaccination (RR 0,51, IC_{95%} 0,35-0,73) (162).**

7.3 Conduite à tenir en cas d'exposition au sang

Les professionnels de santé libéraux ne sont pas couverts spécifiquement pour les risques d'accidents de travail et les maladies professionnelles. Ils peuvent donc souscrire une assurance complémentaire volontaire auprès de la caisse primaire d'assurance maladie (CPAM) et déclarer l'accident de travail à la CPAM dans les 48 heures et/ou souscrire auprès des mutuelles et des assurances privées, une assurance complémentaire couvrant les risques d'accidents de travail et les maladies professionnelles.

► Principaux éléments de la conduite à tenir en cas d'accident exposant au sang (8, 163, 164)

1. Si possible, interrompre le soin ou l'acte en cours.

2. Soins locaux immédiats :

- ne pas faire saigner, car il y aurait risque d'attrition des tissus.
- nettoyer immédiatement la plaie à l'eau courante et au savon, rincer, puis réaliser l'antisepsie avec un dérivé chloré stable ou fraîchement préparé (soluté de Dakin ou éventuellement eau de Javel à 2,6 % de chlore actif diluée à 1/10 pour le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8), à 1/5 pour le « Guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie » de Juillet 2006 (165)), à défaut tout antiseptique à large spectre disponible, produits iodés, alcool à 70°, chlorhexidine alcoolique en assurant un temps de contact d'au moins 5 minutes.

En 2001, Le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (3) a précisé qu'il s'agissait d'une antisepsie cutanée à 5 temps.

En cas de projection sur les muqueuses, en particulier au niveau de la conjonctive, rincer abondamment, de préférence au soluté physiologique ou sinon à l'eau au moins 5 minutes.

3. Évaluer le risque infectieux chez le patient source :

Rechercher les sérologies : VIH, VHC, VHB, la notion d'antécédents transfusionnels (sérologies déjà réalisées ou à réaliser en urgence après accord du patient). La non connaissance du statut sérologique du patient source ne doit pas faire différer la consultation avec un référent médical.

4. Contacter le référent médical VIH

Il est désigné dans l'établissement de soins le plus proche, pour évaluer le risque de transmission virale (VHB, VIH, VHC) et envisager, avec l'accord de la personne accidentée, une éventuelle chimioprophylaxie antirétrovirale (en fonction de la sévérité de l'exposition, de

la connaissance du statut sérologie du sujet source, de l'inoculum, du délai). En dehors des heures ouvrables, les services des urgences sont la filière de prise en charge des AES. Si elle est nécessaire, la prophylaxie VIH doit être débutée de façon optimale dans les 4 heures qui suivent l'AES et au plus tard dans les 48H, pour celle du VHB dans les 48 h.

Les numéros de téléphone suivant doivent être accessibles :

- VIH Info Soignant de 9 H à 21H ; tel : 0 810 630 515 et 0 800 240 533 ;
- SIDA info service 24H/24 ; tel : 0 800 840 800.

5. Pour la reconnaissance de l'origine professionnelle d'une éventuelle contamination liée à l'AES, il faut :

- une déclaration d'accident du travail dans les 24 à 48 H selon le statut de la personne accidentée (salarié ou libéral) ;
- un certificat médical initial descriptif de la lésion (piqûre, coupure, projection, etc.) avec la mention « potentiellement contaminante » ;
- les deux documents doivent être adressés à l'organisme d'affiliation, dans les 48h pour la CPAM.

6. Suivi sérologique et clinique ultérieur adapté au risque : sérologies initiales avant le 8^e jour puis au 1^{er} (risque VHC), 3^e et au 6^e mois.

7.4 Recommandations proposées pour réduire le risque d'exposition au sang et aux liquides biologiques

R 48 : Le port de gants est recommandé en cas de manipulation d'objet coupant ou d'objet qui pourrait être contaminé par le sang ou tout autre liquide biologique (accord professionnel).

R 49 : Il est obligatoire d'éliminer les objets piquants, coupants ou tranchants (OPCT) dans des collecteurs spécifiques définis par la norme AFNOR X 30-500. Il est rappelé que ces collecteurs ne doivent pas être remplis à ras bord mais en deçà de la marque de sécurité figurant sur la boîte, puis fermés définitivement en vue de leur élimination (accord professionnel).

R 50 : Les mini collecteurs ou boîtiers de poche exposent, lors de l'élimination de l'aiguille, à un risque de piqûre de la main qui tient le collecteur ; il est recommandé de privilégier l'utilisation de collecteurs de plus grande capacité (accord professionnel).

R 51 : De manière générale, il est fortement recommandé de ne pas recapuchonner les aiguilles. En l'absence de collecteur à OPCT, le recapuchonage bi-manuel des aiguilles est formellement proscrit. Il est recommandé, dans ce cas, d'utiliser une pince adaptée ou d'opter pour un recapuchonage mono-manuel (OMS) (accord professionnel).

Les recommandations émises sur chaque mesure isolée de prévention relative aux objets piquants, coupants ou tranchants (OPCT) relèvent de l'accord professionnel ; toutefois le niveau de preuve de l'efficacité globale des mesures est de 3.

R 52 : En cas d'accident d'exposition au sang ou à un liquide biologique d'origine humaine, la procédure à suivre a été décrite par les circulaires DGS/DH – N° 98/249 du 20 avril 1998 et n° 99/680 du 8 décembre 1999. Cette procédure doit être connue et affichée dans le cabinet pour l'ensemble des professionnels y travaillant (notamment les coordonnées du référent médical hospitalier le plus proche et les modalités de déclaration d'accident du travail).

Le groupe de travail recommande que les numéros de téléphone suivant soient également accessibles (accord professionnel) :

- VIH Info Soignant de 9 H à 21 H ; tel : 0 810 630 515 et 0 800 240 533 ;
- SIDA info service 24H/24 ; tel : 0 800 840 800.

Pour rappel, il faut :

- interrompre le soin ou l'acte en cours ;
- procéder à des soins locaux immédiats : antiseptie à 5 temps (déterSION, rinçage, séchage, antiseptie et séchage à l'air libre) utilisant le soluté de Dakin ou l'eau de Javel à 2.6 % de chlore actif diluée de 1/5 à 1/10 ou tout antiseptique à large spectre disponible, produits iodés, alcool à 70°, chlorhexidine alcoolique en assurant un temps de contact d'au moins 5 minutes ;
- évaluer, avec son accord, le risque infectieux chez le patient source ;
- contacter le référent médical hospitalier ou se rendre aux urgences dans un délai inférieur à 48 heures ;
- déclarer l'accident du travail dans les 24 à 48 heures ; le groupe de travail attire l'attention des professionnels de santé en exercice libéral sur le fait que leur assurance pour le risque d'accident du travail repose sur une souscription volontaire et facultative auprès de la Caisse Primaire d'Assurance Maladie, d'une mutuelle ou d'une compagnie d'assurance privée.

8. Les précautions « supplémentaires » selon le geste technique à réaliser

Outre les règles d'hygiène et d'asepsie, y a-t-il d'autres niveaux d'intervention (pratique clinique, prophylaxie antibiotique, protocoles de réalisation, choix du matériel) pour la prévention des infections liées aux gestes techniques ?

8.1 Les gestes invasifs à risque d'infection sévère

Par « gestes invasifs », le dictionnaire Garnier Delamare des termes de médecine (28ème édition) entend les gestes qui comportent un passage à travers le revêtement cutané ou muqueux.

Le groupe de travail a choisi de distinguer les gestes selon la sévérité du risque d'infection. Par « gestes invasifs », le groupe de travail entend les gestes à risque d'infection sévère compte tenu de la pénétration dans une cavité réputée stérile ou une articulation ou dans le flux sanguin avec mise en place d'un dispositif médical.

► Pose et surveillance d'une sonde urinaire

Les voies urinaires sont le principal site d'infection nosocomiale ; les infections urinaires représentent 40 % des infections nosocomiales. (166-168)

Entre 10 et 30 % des patients sondés développent une bactériurie ; parmi eux, 2 à 6 % développent une infection urinaire. Le risque de bactériurie dépend de la durée du sondage (3 à 5 % pour chaque jour de sondage) et du système de drainage utilisé (en l'absence de système clos, le risque de bactériurie est de 100 % après 4 jours de sondage) (104, 166, 168). Le sondage de longue durée entraîne une colonisation quasi-permanente de l'urine à partir de 20 jours de sondage (103). Les bactéries à l'origine des infections urinaires sont souvent multirésistantes selon un mécanisme plasmidique.

Parmi les patients porteurs d'une infection urinaire, 1 à 4 % développent une bactériémie avec un taux de mortalité compris entre 12,7 et 30,8 % (104, 167). Le risque de décès est environ 3 fois plus élevé qu'en l'absence de sondage urinaire (OR = 2,8 ; IC 95 % : 1,5-5,1) mais celui-ci est habituellement lié à la sévérité des pathologies sous-jacentes ; la mortalité

liée aux infections urinaires représente moins de 0,3 % de la mortalité totale associée aux infections nosocomiales (168).

– *Diagnostic*

La présence de la sonde urinaire masque la perception des signes de dysurie et de pollakiurie. Les signes de pyélonéphrite (fièvre, douleur lombaire) ne sont présents que dans moins de 1 % des cas de bactériurie et ne sont pas prédictifs, de même que l'augmentation des leucocytes sanguins (169) ; l'élévation des leucocytes urinaires a la meilleure valeur prédictive positive d'une infection urinaire sur sonde et le diagnostic repose sur l'examen cytobactériologique des urines : $> 10^4$ leucocytes/ml ; $> 10^5$ bactéries/ml ; 2 bactéries différentes au plus ou, en cas de présence de symptômes : $> 10^4$ leucocytes/ml ; $> 10^3$ bactéries/ml ; 2 bactéries différentes au plus (168).

Les agents pathogènes les plus souvent en cause : *Escherichia coli*, *Klebsiella spp.*, *Proteus spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Providencia stuartii*, *Morganella morganii*, les staphylocoques coagulase négative, les Enterocoques, *Candida spp.*

– *Indications et contre-indications*

Les indications du sondage urinaire ne sont pas toujours respectées, avec une absence de justification variant de 21 % (IC 95 % : 15-27 %) (170) à 7,6 % pour la décision initiale et variant de 47 % (IC 95 % : 42-57 %) (170) à 31,3 % pour la poursuite du sondage (167, 171). L'incontinence urinaire est l'indication la plus fréquente des sondages injustifiés (168).

On distingue le sondage urinaire permanent de courte durée ou de longue durée (> 28 jours (103) ou > 30 jours (168)) et le sondage intermittent ou itératif.

Chez les patients asymptomatiques, ayant bénéficié d'un sondage de courte durée, la bactériurie disparaît spontanément dans les 14 jours qui suivent le retrait de la sonde urinaire dans 36 % des cas (172).

Dans une série autopsique, il a été observé une fréquence significativement plus élevée de pyélonéphrites aiguës chez les patients porteurs d'une sonde de longue durée en comparaison à des patients non sondés (38 % versus 5 % ; $p = 0,004$) ; le risque de lithiase urinaire, de reflux vésico-urétéral et d'infection parenchymateuse était plus élevé (173, 174). Chez 54 patients porteurs d'une sonde à demeure, le taux de complications observé a été de 72 %, réparties en blocages (48 %), fuites (37 %) et hématuries (30 %) (175). Au-delà de 3 mois, des douleurs hypogastriques, des vulvites et des urétrites de contact étaient également décrites.

Chez les patients paralysés et dans les établissements de soins de longue durée, il a été montré que le sondage intermittent entraînait moins d'infection urinaire que le sondage à demeure (176, 177). Le taux de 1 infection pour 87 mois de sondage intermittent a été observé (178).

Chez des patients présentant une dysfonction sphinctérienne vésicale d'origine neurologique et porteurs d'un cathétérisme sus-pubien de longue durée, le taux d'infections urinaires retrouvé a été de 6 % (179).

► **Les recommandations internationales (8, 103, 104, 166, 180) émises sont les suivantes**

<p>Les indications et la durée du sondage vésical doivent être limitées au strict nécessaire L'incontinence urinaire isolée n'est pas une indication de pose d'une sonde à demeure. Le sondage vésical pour réaliser les prélèvements bactériologiques est à proscrire. Les alternatives au sondage vésical (protections absorbantes, étuis péniers, sondages</p>

évacuateurs intermittents, cathétérisme sus-pubien) doivent être considérées et choisies chaque fois que possible

– *Choix du matériel et du système de drainage*

Les matériaux utilisés dans les sondes urinaires sont le latex, le silicone et l'hydrogel (autolubrification).

Tableau 32. Sondes et collecteurs d'urine : critères de choix. D'après « Le sondage urinaire » C-CLIN de l'interrégion Paris-Nord 1994 (167). Le matériau utilisé conditionne la durée du sondage.

Critères de choix				
	Sondage intermittent	Sondage permanent		
		< 48 heures	→ 3 semaines	3 semaines → 3 mois
Type de sonde	P.V.C.	Latex Latex « siliconé »	Enduction PTFE 2 à 3 semaines Enduction silicone 3 semaines	Enduction hydrogel Silicone 100 %
Calibre de sonde	Il est conseillé d'utiliser des sondes de petit calibre (entre 12 et 14 Ch (103) ou 16 Ch (168)) ^(*) et des ballonnets de moins de 10 ml afin de réduire le risque de traumatisme de l'urètre, de nécrose de pression, d'urétrite et de stase vésicale qui favorisent les infections urinaires (181). Les sondes sont droites chez les femmes, béquillées chez les hommes.			
Collecteur d'urine	< 48 heures	> 48 heures		
	Sac collecteur avec système de vidange par robinet-valve inférieur	Système clos : sac collecteur stérile en emballage unitaire ; site de prélèvement de l'urine ; valve anti-reflux ; robinet inférieur de vidange Sonde et sac collecteur doivent être posés et retirés ensemble, sans manipulation ni ouverture (8)		

^(*) : pour les cathéters sus-pubiens, un calibre de 16 Ch est requis pour éviter les blocages.

L'enduction vise à augmenter le caractère lisse de la sonde et à diminuer les incrustations de sels minéraux présents dans l'urine. L'enduction des sondes en latex est réalisée avec le silicone, le polytétrafluoroéthylène (PTFE ou téflon) ou l'hydrogel. L'adhésion bactérienne est moindre lorsque les sondes sont recouvertes d'hydrogel (182).

L'incrustation est à l'origine d'obstruction et de blocage (précipitation de sels de phosphate d'ammonium, de calcium ou de magnésium lorsque l'urine est alcaline : pH critique > 6,8) notamment en présence de bactéries telles que *Klebsiella spp.*, *Proteus spp.*, *Pseudomonas spp.* qui produisent une uréase (168, 180).

L'utilisation de sondes urinaires imprégnées de nitrate d'argent a été associée à un taux moindre de bactériuries et d'adhésion bactérienne (181, 183, 184) ; une méta-analyse de la Cochrane collaboration de 2004 a montré une réduction significative des bactériuries en comparant (sur 11 essais) l'utilisation des sondes urinaires imprégnées de nitrate d'argent et des sondes standard pour les sondages de durée < 7 jours (RR 0,36, IC_{95%} 0,24 à 0,52), pour les sondages > 7 jours (RR 0,67, IC_{95%} 0,50 à 0,90) ainsi qu'une réduction significative du taux d'infection urinaire symptomatique (RR 0,60, IC_{95%} 0,50 à 0,73). La réduction des bactériuries n'était pas significative lorsque les sondes urinaires étaient imprégnées d'oxyde d'argent (RR 0,89, IC_{95%} 0,68 à 1,15). La méta-analyse a recensé un essai comparant les sondes urinaires recouvertes d'une association minocycline-rifampicine aux sondes urinaires standard avec une réduction significative des bactériuries pour les sondages de durée < 7 jours (RR 0,36, IC_{95%} 0,18 à 0,73) mais non significative pour les sondages > 7 jours (RR 0,94, IC_{95%} 0,86 à 1,03). La comparaison des sondes urinaires standard entre elles (6 essais) n'a pas permis de mettre en évidence une différence statistiquement significative sur l'incidence des bactériuries (185).

– *Prévention des infections urinaires liées au sondage*

Les moyens de prévention évalués sont :

- la désinfection du méat lors de la pose de la sonde urinaire ;

Les avis d'experts et les recommandations (3, 8, 166-168) étaient, jusqu'en 2001, concordants sur la nécessité, au moment de la pose de la sonde urinaire, d'utiliser un matériel stérile et de recourir à une technique aseptique : toilette génitale à l'aide d'un savon antiseptique, désinfection cutanéomuqueuse avec des compresses pré-imprégnées par un antiseptique (PVPI ou dérivé chloré).

1° temps : la toilette génitale correspond à l'étape de déterision, elle est réalisée avec des gants à usage unique non stérile et un savon antiseptique ; puis rinçage, séchage, jet des gants à usage unique ; puis lavage simple des mains ou une désinfection des mains avec un produit hydro-alcoolique.

2° temps : préparer tout le matériel (sonde et sac collecteur stérile en système clos, compresses et champ stériles, eau stérile pour gonfler le ballonnet, lubrifiant stérile).

3° temps : imprégner des compresses d'une solution antiseptique.

4° temps : réaliser un lavage hygiénique ou une friction des mains avec un produit hydro-alcoolique.

5° temps : mettre les gants stériles, poser le champ stérile.

6° temps : réaliser la désinfection cutanéomuqueuse avec les compresses pré-imprégnées de l'antiseptique.

7° temps : poser la sonde après lubrification, gonfler le ballonnet, vérifier l'étanchéité de la sonde.

8° temps : éliminer le matériel utilisé et réinstaller le patient faisant passer la sonde par-dessus la cuisse pour éviter la compression.

9° temps : réaliser un lavage hygiénique ou une friction des mains avec un produit hydro-alcoolique.

Les recommandations des CDC d'Atlanta en 1981 (166), du CCLIN de l'interrégion Paris-Nord en 1994 (167) et de l'ANAES en 1999 (168) considéraient comme conseillée (catégorie II : adoption modérément recommandée) cette mesure préventive.

Or l'absence de bénéfice de la désinfection du méat urinaire par une solution antiseptique avant la pose du dispositif de sondage a été soulignée dans 2 recommandations récentes : « Epic Project » (104) et « Infection Control , Prevention of healthcare-associated infection in primary and community care » (103) du National Institute for Clinical Excellence (NICE) sur la base d'avis d'experts et des données publiées (186-190).

L'essai contrôlé randomisé publié en 2001 par J. Webster et al. (191) a comparé, chez 436 parturientes, la désinfection du méat urinaire avant la pose du dispositif de sondage vésical par une solution aqueuse de chlorhexidine à 0,1 % (n = 217) à l'utilisation de l'eau du robinet (n = 219) pour la même préparation. Un examen cyto-bactériologique des urines était systématiquement réalisé à 24 h de la pose ou juste avant le retrait de la sonde. Aucune femme ne recevait d'antibiotique. Le taux global d'infection urinaire était de 8,7 % (n = 38) et conforme aux taux retrouvés dans d'autres études de prévalence. Il n'y avait pas de différence significative (groupe eau du robinet : 8,2 % ; groupe chlorhexidine à 0,1 % : 9,2 % ; OR = 1,13 ; IC_{95 %} : 0,58 – 2,21) entre les 2 groupes. Les bactéries les plus fréquemment retrouvées étaient des Entérocoques (n = 16), *Escherichia coli* (n = 8) et des Streptocoques (n = 5).

Un résultat similaire avait été retrouvé en 1996 par E.A. Carapeti dans un essai randomisé portant sur 156 patients en milieu chirurgical comparant une procédure aseptique précédée d'une déterision de 4 minutes et le lavage des mains au savon simple pour toute préparation à la pose du dispositif urinaire (192).

Les taux d'infections n'ont pas été retrouvés modifiés par la désinfection du méat urinaire lors de l'autosondage chez les hommes entre 36 et 96 ans et les différentes techniques (conventionnelle et « no touch ») de sondage intermittent dans la revue systématique de la littérature de P.G. Shekelle et l'essai contrôlé randomisé de L.M. Duffy (176, 193).

- la mise en place de la sonde urinaire ;

L'utilisation, lors de l'insertion, d'un lubrifiant stérile en conditionnement uni dose ou d'un gel anesthésique est recommandée pour éviter les traumatismes de l'urètre (103, 104, 166). La vaseline, d'origine minérale, ne doit pas être utilisée car elle altère les ballonnets (167).

Les ballonnets doivent être « gonflés » exclusivement à l'eau stérile en ampoule et le sérum physiologique ne doit pas être utilisé (8, 167). On ne retrouve pas cette notion dans les autres recommandations.

- la maintenance de la sonde ;

Le port de gants non stériles à usage unique est recommandé pour toute manipulation (103).

Il semble établi que la toilette quotidienne à l'eau et au savon doux est suffisante pour la prévention du risque d'infection urinaire sur sonde (181, 188-190, 194, 195) (Grade A).

Le CCLIN de l'interrégion Paris-Nord (167) et l'ANAES (168) ont précisé que le nettoyage biquotidien du méat avec une solution antiseptique iodée ou non n'apportait pas de réduction significative des infections urinaires associées au sondage, dès lors que la sonde urinaire est en place.

Le maintien d'un système clos est considéré comme la pierre angulaire de la prévention. Le système clos a permis de réduire le risque infectieux de 97 % à 8 – 15 % (8, 103, 166, 168, 180). La sonde et le sac collecteur ne doivent pas être déconnectés jusqu'au changement du sac collecteur.

Le sac collecteur doit être en position déclive pour éviter un reflux, fixé, et ne doit pas toucher le sol (190).

La vidange du sac collecteur est réalisée par le robinet inférieur, en le manipulant avec une compresse imbibée d'un antiseptique, toutes les 8 heures et dès que le sac est plein aux trois quarts (8). La nature de l'antiseptique n'est pas précisée.

Le sac collecteur doit être changé selon les recommandations du fabricant, habituellement tous les 5 à 7 jours, voire avant, s'il est endommagé ou malodorant (103).

Les prélèvements d'urines sont réalisés à l'aide d'une aiguille et d'une seringue stérile par la bague prévue à cet effet et après avoir désinfecté le site de ponction (8, 103). La nature de l'antiseptique n'est pas précisée.

Les infections urinaires asymptomatiques sur sondage de longue durée en milieu gériatrique ne doivent pas faire l'objet d'un traitement antibiotique mais, si possible, de mesures d'isolement (risque de transmission croisée de bactéries multirésistantes) (196).

Les volumes d'urines plus importants sont recueillis à partir du sac collecteur ; dans ce cas, le robinet d'évacuation et le bocal non stérile de recueil ne doivent jamais entrer en contact (168).

- irrigation et instillation ;

Les blocages et incrustations surviennent dans plus de 50 % des cas de sondage urinaire de longue durée (103).

L'acidification des urines n'a pas montré qu'elle réduisait l'encrustation et les blocages (197-200).

Contrairement à celles de 1998 et 2001, une méta-analyse de la Cochrane collaboration de 2004 (sur 7 essais dont 2 retenus) a montré que l'ingestion de jus de canneberge versus placebo permettait de réduire, sur une période de 12 mois, le risque d'infection urinaire chez les femmes (RR 0,61, IC_{95 %} 0,40 à 0,91) (201).

Par contre, dans l'étude de N.S. Morris, l'ingestion de jus de canneberge n'a pas permis de réduire, *in vitro*, les phénomènes d'incrustation et la formation d'un biofilm par *Proteus mirabilis* (202).

L'irrigation de la vessie à l'aide de désinfectants n'a pas montré qu'elle réduisait les infections sur sonde (103, 168) bien qu'à 10 jours, l'acide mandélique et la solution « Suby G » aient montré qu'ils diminuaient la cristallisation sur sonde (203). Si une irrigation est réalisée (obstruction probable en raison d'une hématurie après chirurgie de la prostate ou de la vessie par exemple), une seringue de grand volume et un liquide d'irrigation doivent être utilisés puis jetés. Si la sonde s'obstrue malgré des irrigations répétées, la sonde urinaire doit être remplacée (168).

L'instillation de produit désinfectant dans le sac collecteur a montré, lorsqu'il s'agissait d'eau de Javel diluée au 1/10, que le nombre d'ufc était réduit et que le sac collecteur pouvait être utilisé pendant 4 semaines sans être changé et sans augmenter le taux d'infections urinaires sur sonde (204, 205).

- remplacement de la sonde urinaire ;

Dans le cas d'un sondage de longue durée, le délai optimal avant de décider un remplacement de sonde urinaire n'est pas connu. Le délai indiqué par le fabricant est un repère et se situe, en général, autour de 12 semaines (103, 166, 168).

En cas de blocage, le remplacement doit être anticipé et tenir compte du délai de survenue du blocage (206).

Dans le cas d'un sondage intermittent, 2 études en crossover (comparaison de l'usage unique de sondes stériles et du nettoyage à l'eau et au savon de sondes réutilisables) chez des patients jeunes avec vessie neurologique (207, 208) ont montré des taux d'infections urinaires acceptables lorsque les sondes étaient nettoyées à l'eau et au savon.

► Surveillance des catheters veineux centraux (CVC)

Le cabinet médical, dans son cadre actuel d'organisation et de fonctionnement (infrastructures, missions, exercice de compétences) n'a pas vocation à la réalisation de gestes techniques tels que le cathétérisme artériel, le cathétérisme veineux central et la dialyse. Les professionnels exerçant en dehors des établissements de santé, dans le cadre de l'urgence, de la participation à des réseaux de soins ou du suivi de patients en hospitalisation à domicile (HAD), sont par contre concernés par la surveillance des voies d'abord veineuses centrales et périphériques et par la pose de catheters veineux périphériques.

Il est estimé que 90 % des septicémies nosocomiales sont liées à l'utilisation de dispositifs intravasculaires (1 à 7 % d'incidence pour les CVC), que les catheters sont colonisés dans 25 % des cas et que le taux d'infections cliniques ou bactériologiques liées à leur utilisation se situe entre 5 à 10 % des catheters soit entre 2,8 et 12,8 épisodes pour 1 000 journées-catheters (209), voire 30/1000 dans les unités de brûlés (210).

Les dispositifs implantables ont les taux d'infection les plus bas ; ils sont recommandés dès lors que l'on estime à plus de 30 jours la nécessité d'une voie d'abord veineuse centrale ; à défaut, les catheters peuvent être tunnelisés lors d'une voie d'abord jugulaire interne (211) ; la tunnelisation des catheters sous-claviers semble par contre sans intérêt (212).

Les études prospectives de L.A. Mermel (213), D. Pittet (214) et P. Viale (215) ont montré que le risque infectieux était inférieur par un abord sous-clavier, ou égal pour R.T. Gil (216), comparativement à un abord veineux jugulaire interne ; l'étude multicentrique de J. Merrer en 2001 (217) a montré, qu'en dehors d'une situation de pose en urgence, l'abord fémoral avait un risque infectieux majoré par rapport à un abord cervico-thoracique. Il est également assorti d'un risque supérieur de thrombose (218).

– *Mesures générales d'asepsie lors de l'abord du site d'insertion*

La désinfection des mains fait appel (103) :

- lorsqu'elles sont préalablement souillées ou visiblement sales au lavage au savon doux suivi d'une friction hydro-alcoolique ;
- sinon, aux solutions moussantes antiseptiques ou aux solutions hydro-alcooliques.

L'usage de gants stériles est recommandé dans le « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés hors les établissements de santé » (8) ; « *Infection control. Prevention of healthcare-associated infections in primary and community care* » du NICE (103) a considéré, en se référant aux recommandations des CDC de 2002 « *Guidelines for the prevention of intravascular-catheter-related infections* » (219), que l'usage de gants non stériles assorti d'une technique de soins "no touch" était suffisant. Nous n'avons pas retrouvé dans les recommandations nord-américaines cette option, s'agissant de soins sur cathéter veineux central.

L'usage d'un masque de protection (de type non spécifié) pour le professionnel de santé et pour le patient s'il ne peut maintenir la tête du côté opposé au site de soins est recommandé dans le « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés hors les établissements de santé » (8).

Une revue systématique de la littérature publiée en 2004 par K.K. Hu et al. (220) n'a retrouvé que 3 études : L.A. Mermel en 1991, Raad II en 1994, R.J. Sherertz en 2000 (213, 221, 222) dont 2 randomisées (Mermel, 1991 ; Raad, 1994) ayant comparé, à l'insertion, un degré dit maximal de protection (usage de masque facial, de calot, de gants stériles, de casaque stérile et de champs stériles larges) à un degré standard (gants stériles et champs stériles de petite surface). Les 3 études ont montré de manière significative (Mermel : RR = 0,48, IC₉₅ %, p = 0,03 ; Raad : RR = 0,32 pour la colonisation, RR = 0,16 pour les infections liées au cathétérisme, IC₉₅ %, p = 0,04 et 0,06 respectivement ; Sherertz : diminution des infections liées au cathétérisme de 4,51/1 000 à 3,23/1 000 patients-jours, p = 0,01) la diminution du risque d'infections liées aux cathéters intravasculaires mais pour K.K. Hu et al. les populations étudiées, les protocoles d'étude (cathétérisme artériel pulmonaire, cathétérisme veineux central en milieu oncologique, mesure d'impact d'une intervention en vue d'améliorer la compliance) ne permettaient pas de généraliser les résultats.

L'essai contrôlé randomisé, publié en 2005 par S. Carrer et al. (209), portait sur 82 patients en unité de soins intensifs et 107 CVC insérés par voie jugulaire ; elle a confirmé un risque relatif majoré de colonisation cutanée en cas d'insertion avec un degré de précautions intermédiaires (gants stériles, calot, masque facial et champs stériles de petite surface) : RR = 3,4, IC₉₅ %, p = 0,001. Par contre, le taux de colonisation de l'extrémité du cathéter était majoré (RR = 2,67, IC₉₅ %) sans différence statistiquement significative (p = 0,102).

Bien que les Staphylocoques à coagulase négative soient plus souvent contaminants qu'infectants, l'étude de M.A. Martin a montré en 1989 que la mortalité imputable à cette bactérie était de l'ordre de 13,6 % (223).

Nous n'avons pas trouvé d'étude comparant différents équipements de protection lors de l'abord ultérieur et des soins au site d'insertion.

– Antiseptie cutanée lors de la pose du CVC

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » en Juin 2001 (3), recommandait, pour la préparation cutanée, les antiseptiques suivants.

Tableau 33. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie cutanée lors de la pose d'un cathéter veineux central en 2001.

Antiseptie cutanée avant gestes invasifs				
Type de soin	Temps requis pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie) (Avis porté sur l'indication
Pose d'un cathéter central Pose d'une chambre implantable	5	Polyvidone iodée aqueuse ou alcoolique Chlorhexidine alcoolique	I I	-

(^{*)}: niveaux de preuve définis par les Centers Disease and Prevention.

Les recommandations américaines des CDC de 2002 (219) proposaient d'utiliser de préférence la chlorhexidine à 2 % de concentration (excepté chez l'enfant de moins de 2 mois où il n'y a pas de données permettant une recommandation) mais aussi l'alcool iodé (concentration non indiquée), la PVPI (avec un temps de contact d'au moins 2 mn) ou encore l'alcool à 70 % (224-228).

L'utilisation de l'éther comme solvant avant la pose ou aux changements de pansements n'est pas recommandée (219).

L'utilisation d'antibiotiques locaux n'est pas recommandée (219).

L'étude princeps de D.G. Maki et al. en 1991 (229) comparait la chlorhexidine aqueuse à 2 % à la PVPI à 10 % et à l'alcool à 70° avec une diminution significative du taux de colonisation des cathéters (respectivement : 2,3 % vs 9,3 % ; p < 0,05 et 2,3 % vs 7,1 % ; p = 0.02) en faveur de la chlorhexidine aqueuse à 2 % ; elle n'aboutit pas à une conclusion utilisable en pratiques de soins en France où elle n'est pas commercialisée.

La chlorhexidine alcoolique à 0,25 ou 0,5 % a été comparée à la PVPI à 10 % dans 3 études dont le critère principal de jugement était le nombre de cathéters colonisés mais dont les biais méthodologiques relevés limitent la portée des résultats.

Celle de A. Legras en 1997 (230), prospective, ne trouvait pas de différence significative (13,8 vs 16,5 cathéters colonisés pour 1 000 jours-cathéters ; 0 vs 1,9 bactériémies liées au cathéter pour 1 000 jours-cathéters).

J. Langgartner et al. (231), dans une étude prospective randomisée publiée en 2004, portant sur 119 patients et 140 cathétérismes veineux centraux sur une période de 3 ans, **ont comparé 3 préparations antiseptiques de la peau avant la pose : la PVPI à 10 %, la chlorhexidine alcoolique à 0.5 % et l'association chlorhexidine alcoolique à 0.5 % suivie de PVPI à 10 %.** Le temps de contact était ramené à 2 mn dans les 3 groupes ; 29 CVC étaient colonisés (20,7 % soit 15 pour 1 000 jours-CVC). La désinfection cutanée par la PVPI à 10 % était associée à une colonisation dans 30,8 % des poses soit 21 pour 1 000 jours-CVC (n = 16), la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % dans 24,4 % soit 18,4 pour 1 000 jours-CVC (n = 11) et l'association chlorhexidine alcoolique à 0,5 % suivie de PVPI à 10 % dans 4,7 % soit 3,5 pour 1 000 jours-CVC (n = 2). **Il n'y avait pas de différence significative entre la PVPI à 10 % et la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % ; par contre, la différence était significative entre chaque antiseptique pris séparément et l'association chlorhexidine alcoolique à 0,5 % suivie de PVPI à 10 % (p = 0,006).**

Le même microorganisme (Staphylocoques coagulase négative, *Staphylococcus aureus*, SARM, Enterobactéries, *Enterococcus spp.*, *Candida spp.*) était retrouvé dans 15 cas

(51,7 %) en culture sur la peau et à l'extrémité endovasculaire du CVC. Ces résultats suggèraient une contamination précoce lors de la pose.

La chlorhexidine alcoolique semble au moins aussi efficace que la PVPI en solution aqueuse pour la désinfection du site d'insertion cutanée des cathéters veineux centraux ou artériels.

J.J. Parienti et al. du Groupe d'Étude NACRE (232) ont publié en 2004 une étude prospective randomisée en crossover menée pendant 1 an sur 2 unités de soins intensifs de 11 lits. Chaque unité utilisait par périodes de 3 mois et avant insertion du CVC **soit la PVPI aqueuse à 10 % (Bétadine® dermique) soit la PVPI à 5 % en solution alcoolique à 70 % (Bétadine® alcoolique, Viatris)**. Le critère de jugement principal était le taux de contamination des CVC et secondairement le taux d'infections liées aux CVC. L'âge moyen dans le groupe Bétadine® alcoolique était significativement plus bas que dans le groupe Bétadine® dermique (54,4 vs 61,5 ans ; $p < 0,001$) ; **55 des 223 CVC inclus étaient colonisés soit un taux de 29 pour 1 000 jours-CVC. Ce taux était significativement plus bas dans le groupe Bétadine® alcoolique que dans le groupe Bétadine® dermique (13,2 % vs 35 % ; $p < 0,001$), de même le taux d'infections liée au CVC (4,7 % vs 13,7 % ; $p < 0,04$). Il n'y avait pas de différence dans les 2 groupes pour le taux de bactériémies.** Le bénéfice était particulièrement marqué vis-à-vis des bactéries à gram positive ($p = 0,002$). Un cas de sensation de brûlure ne nécessitant pas le retrait a été noté avec la Bétadine® alcoolique.

– *Soins au site d'insertion*

Pour protéger le site d'insertion, 2 types de pansement sont utilisables (103, 104) ; dans tous les cas, le pansement doit être hermétiquement fixé (210) :

- un pansement constitué de compresses stériles fixées par un ruban adhésif, préférable en cas de transpiration abondante, de saignement ou de suintement au site d'insertion ;
- un pansement stérile transparent et semiperméable en polyuréthane (Opsite® ; Tegaderm®).

Une revue de 2003 de la Cochrane Collaboration (233) a recensé 6 études contrôlées à partir desquelles il n'a pas été établi de différence significative, en terme de complications infectieuses, entre les 2 types de pansement, confirmant les résultats déjà obtenus par D.G. Maki en 1987 (234) et bien que le taux de colonisation bactérienne du cathéter au site d'insertion ait été retrouvé supérieur avec l'usage de pansements stériles transparents et semiperméables en polyuréthane dans l'étude de K.K. Hoffmann en 1992 (235).

L'application de topiques antimicrobiens sous le pansement n'a pas démontré d'efficacité préventive (236-238) et n'a pas d'indication.

Un essai contrôlé randomisé multicentrique, publié en 2001 par J.S. Garland et al. (239), a comparé, lors de l'insertion de 705 CVC en unités de soins intensifs de néonatalogie, la désinfection de la peau par la PVPI à 10 % ($n = 370$: groupe contrôle) à un protocole combinant la désinfection de la peau par l'alcool à 70 % suivie d'un pansement stérile transparent et semiperméable en polyuréthane incluant un disque imprégné de chlorhexidine (BioPatch®) permettant une diffusion antiseptique pendant 10 jours. Le pansement stérile transparent imprégné de chlorhexidine était changé tous les 7 jours. La durée moyenne de cathétérisme était de 17 jours. Le taux de colonisation de l'extrémité des cathéters était diminué de façon significative dans le groupe pansement imprégné à la chlorhexidine (15 % vs 24 %, $RR = 0,6$, $IC_{95\%}$) ; l'analyse en sous-groupes montrait que le bénéfice n'existait que pour les cathétérismes < 14 jours (11 % vs 25 %, $p = 0,0007$) et qu'il disparaissait au-delà

(23 % vs 20 %, $p = 0,53$). Par contre, le taux d'infections liées aux cathéters (3,8 % vs 3,2 %, RR = 1,2, IC₉₅ %) et d'infections sans source retrouvée (15,2 % vs 14,3 %, RR = 1,1, IC₉₅ %) ne différait pas dans les 2 groupes contrairement au résultat retrouvé par D.G. Maki et al. en 2000 dans un essai similaire mais dont la durée moyenne de cathétérisme était de 6 jours. Une dermatite de contact sévère sous le pansement imprégné à la chlorhexidine est survenue chez 5,7 % des nouveaux-nés, principalement ceux de moins de 28 semaines d'âge gestationnel et de poids < 1 000 gr, sous-groupe le plus susceptible de justifier d'un cathétérisme de longue durée (> 10 jours) (240).

Chez l'adulte, le pansement doit être changé systématiquement (103, 219) :

- toutes les 48 heures s'il s'agit d'un pansement constitué de compresses stériles fixées par un ruban adhésif ;
- tous les 7 jours s'il s'agit d'un pansement stérile transparent et semiperméable en polyuréthane ou si le cathéter veineux central est tunélisé ou implanté avec un site d'insertion cicatrisé.
- **et dès lors qu'il est humide, décollé, visiblement souillé** ou que l'inspection du site d'insertion est jugée nécessaire.

Chez l'enfant, le risque de désinsertion du cathéter veineux central est supérieur au bénéfice d'un changement systématique de pansement (241) ; **il est donc laissé en place tant qu'il n'y a pas de signes cliniques d'inflammation ou d'infection (196).**

Les recommandations américaines des CDC de 2002 (219) ne formulent aucun avis sur l'utilisation de produits antiseptiques lors du changement de pansement.

La méta-analyse de N. Chaiyakunapruk, publiée en 2002, **a comparé les solutions antiseptiques de chlorhexidine à celles de PVPI dans les soins de cathéters** et permet de répondre à cette question (242). L'analyse de 8 études contrôlées : D.G. Maki et al. en 1991 ; J. Sheehan et al. en 1993 ; C. Meffre et al. en 1995 ; O. Mimos et al. en 1996 ; A. Legras et al. en 1997 ; A. Humar et al. en 2000 ; V. Knasinski et D.G. Maki en 2000] (229, 230, 238, 243-245) portant sur un total de 4143 cathéters (1493 CVC, 1361 cathéters veineux périphériques, 704 cathéters artériels, 395 cathéters pulmonaires + 62 introducteurs et 53 cathéters d'hémodialyse) indique que **l'utilisation de la chlorhexidine en solution aqueuse à 2 % ou alcoolique à 0,25 % ou 0,5 % permettait de réduire de moitié le risque de colonisation (Risque relatif : 0,49 [0,31-0,71]) ou d'infections bactériémiques (Risque relatif : 0,49 [0,28-0,88]) des cathéters**. Pour 1 000 cathéters posés, 71 cas de colonisation bactérienne et 11 cas d'infection sur cathéter ont ainsi été évités.

Le site d'insertion doit être désinfecté à chaque changement de pansement par une solution aqueuse ou alcoolique de chlorhexidine, toutes les concentrations s'étant montrées supérieures aux concentrations minimales inhibitrices des bactéries et levures nosocomiales les plus fréquentes (103).

Le même bénéfice n'est pas démontré avec l'utilisation de la PVPI aqueuse à 10 % :

Dans une étude randomisée en 2002 portant sur 72 patients porteurs d'un cathéter veineux central en milieu chirurgical, Y. Giles (246) a comparé, une fois le cathéter en place et après que le site cutané ait été préparé avec de la PVPI à 10 %, l'absence de désinfection au point d'insertion (pansement occlusif transparent chez 33 patients pendant 7,7 jours) et une désinfection quotidienne (application de PVPI à 10 % suivie de pansement par compresses stériles chez 39 patients pendant 9 jours). Il n'y avait pas de mise en culture d'un prélèvement cutané avant l'insertion du cathéter. Le critère de jugement principal était le taux de contamination au site d'insertion comparé au taux de contamination de l'extrémité endovasculaire du cathéter après retrait. Aucune septicémie n'est survenue ; 13,9 % (n = 10) des patients avaient une culture de cathéter positive sans différence significative entre les 2 groupes (3 vs 7) ; on retrouvait une culture positive au site cutané d'insertion chez 3 patients

(1 vs 2) mais une seule culture correspondait au microorganisme de culture du cathéter (*Staphylococcus aureus*). Le taux de contamination de l'extrémité endovasculaire du cathéter était statistiquement lié à l'infection au site d'insertion et à l'âge > 60 ans ($p = 0,004$ et $p = 0,02$ respectivement).

La compatibilité entre les matériaux constituant le cathéter et les produits antiseptiques (alcool en particulier) doit être vérifiée et les recommandations du fabricant suivies (103).

L'utilisation de l'éther ou de tout autre solvant organique avant la pose ou aux changements de pansements n'est pas recommandée (103, 219).

– *Modalités d'intervention sur les ports d'injection et raccords du cathéter*

Les manipulations fréquentes sur les ports d'injection du cathéter constituent un facteur de risque de colonisation microbienne (247).

Pour tout accès au cathéter, il est recommandé (8, 103) de désinfecter les ports d'injection et raccords (y compris pavillon) à l'aide de compresses stériles, en utilisant soit la chlorhexidine en solution aqueuse ou alcoolique, soit un alcool, soit la PVPI (225, 248, 249) et en vérifiant la compatibilité chimique de l'antiseptique choisi avec les matériaux constituant le cathéter (par exemple, polyuréthane et silicone peuvent être incompatibles avec l'utilisation d'alcool ou de PVPI (104).

Après injection, un nouveau bouchon stérile doit être utilisé pour reboucher le port d'injection (8).

– *Interventions visant à réduire le risque d'infection sur CVC*

Le NICE, dans « Infection control. Prevention of healthcare-associated infections in primary and community care » (103) n'a retrouvé aucune étude établissant l'efficacité de l'antibioprophylaxie orale ou parentérale pour réduire le risque d'infection sur cathéter veineux central chez l'adulte.

Lorsqu'une alimentation parentérale est indiquée, elle doit être réalisée sur un cathéter mono-lumière indépendant ou utiliser un port d'injection exclusif sur un cathéter multi-lumières (103, 219).

Le risque de thrombose veineuse est élevé (35 à 65 % des patients) lors d'un cathétérisme veineux central de longue durée et existe dès la pose (250) ; le lien avec une colonisation microbienne et un accroissement du risque d'infection est documenté (251).

Le bénéfice d'une anticoagulation préventive systématique a été fortement suggéré mais non établi de manière certaine par la méta-analyse de A.G. Randolph de 1998 (212) : diminution du risque de thrombose sur cathéter (RR, 0,66 ; IC₉₅ % ; $p = 0,681$), de la thrombose veineuse à distance (RR, 0,43 ; IC₉₅ % ; $p = 0,526$), de la colonisation bactérienne du cathéter (RR, 0,18 ; IC₉₅ % ; $p = 0,719$) et des infections liées au cathéter veineux central (RR, 0,26 ; IC₉₅ % ; $p = 0,859$). L'héparine non fractionnée à 10 U/ml et les héparines de bas poids moléculaire (2 500 ui/jour) ont été utilisées de même que la Warfarine (252) sans que l'on puisse affirmer que leur utilisation diminue l'incidence des infections liées aux cathétérisme veineux central.

Contrairement à la recommandation faite par « *The epic project* » en 2001 (104), « *Infection control. Prevention of healthcare-associated infections in primary and community care* » du NICE en 2003 ne recommande pas le recours prophylactique aux anticoagulants, excepté en cas de facteurs de risque de thrombose veineuse profonde ou de recommandations explicites du fabricant du cathéter pour un rinçage systématique et préconise le sérum physiologique pour le rinçage (103).

« *Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections* » des CDC en 2002 ne formule aucune recommandation (219).

Le « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » propose, en 2006, soit l'héparinisation soit un rinçage au sérum physiologique, systématiquement à la fermeture du cathéter (8).

La durée optimale d'utilisation d'une ligne de perfusion est comprise entre 72 et 96 heures depuis l'étude de D.G. Maki en 1987 (234).

Une revue de 2005 de la Cochrane Collaboration (253) a recensé 13 études contrôlées, soit 4783 patients inclus, à partir desquelles il n'a pas été établi de bénéfice, en terme de complications infectieuses, à une fréquence de changement des lignes de perfusion < 96 heures.

Le changement de l'ensemble des tubulures de perfusion et robinets à partir du premier raccord ou pavillon (hors tubulure d'extension) doit être néanmoins plus précoce pour la DGS et le NICE :

- **en cas d'alimentation parentérale contenant une émulsion lipidique : 24 heures** (si la solution ne contient que du glucose ou des acides aminés, la ligne de perfusion peut être maintenue 72 à 96 heures) ;
- **en cas de transfusion (sang ou dérivés sanguins) : 12 heures (103) à 24 heures (8).** le bénéfice supposé d'une distinction selon le produit administré (émulsion lipidique, sang ou dérivés sanguins), selon le type central ou périphérique du cathéter et selon l'âge (enfants versus adultes) n'est pas retrouvé dans la revue de la Cochrane de 2005.

– *Remplacement du cathéter veineux central*

Plusieurs études contrôlées, dont 2 randomisées (S. Eyer et al. en 1990 ; D.K. Cobb et al. en 1992), ont montré que **le remplacement systématique d'un cathéter veineux central à un intervalle de 48 à 72 heures ne procure aucun bénéfice sur la réduction des infections liées aux cathéters (254-258).**

Il n'est pas recommandé de remplacer systématiquement un cathéter veineux central en présence d'une fièvre isolée (259, 260).

► **Surveillance des chambres à cathéter implantables (CCI)**

« *Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections* » des CDC en 2002 ne formule aucune recommandation particulière aux chambres à cathéter implantables (219).

« Évaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé : évaluation de la qualité de l'utilisation et de la surveillance des chambres à cathéter implantables. Décembre 2000 ANAES. » propose des recommandations complètes (261). Nous n'avons pas retrouvé d'étude, depuis cette publication, qui remette en question son contenu.

– *Surveillance postopératoire*

L'ablation du pansement de protection s'effectue 48 heures après la pose et les fils de suture dans un délai de 10 à 12 jours s'ils ne sont pas résorbables.

Il n'y a pas lieu d'hépariniser la CCI.

La douche ou le bain sont autorisés à partir de l'ablation du pansement.

– *Manipulation et entretien de la CCI*

Les recommandations pour la pratique clinique médicale et infirmière de l'Assistance Publique - Hôpitaux de Paris en 1995, concernant les mesures d'asepsie lors des manipulations au niveau du site (ponction du septum, réfection du pansement), proposent :

- un lavage de mains sans bijou, ni manche longue ;
- le port de masque pour le professionnel de santé et le malade ;

- le port d'une casaque et d'un calot uniquement justifié pour les patients aplasiques et neutropéniques ;
- une double antisepsie de la peau respectant le délai d'action du produit ; la première antisepsie est réalisée à mains nues, la seconde avec le port de gants stériles.

Lors de l'accès au dispositif, il est recommandé de :

- contrôler l'absence de signes inflammatoires locaux ;
- repérer et maintenir la chambre entre deux doigts ;
- introduire perpendiculairement l'aiguille au centre de la chambre ;
- rechercher un reflux sanguin ;
- en cas d'absence de reflux, vérifier la perméabilité du système avec une solution de sérum physiologique ;
- proposer une crème anesthésique locale aux patients pour lesquels la ponction est douloureuse.

La lettre circulaire DH/EM 1 96-2517 du 24 mai 1996 relative à la sécurité des dispositifs médicaux précise de ne pas utiliser de seringue de petit diamètre pour désobstruer un cathéter implanté (risque de fracture et d'embolisation du cathéter).

La lettre circulaire DH/EM 1 96-6225 du 28 octobre 1996 relative à la sécurité des dispositifs médicaux fixe les conditions d'utilisation des aiguilles et des seringues :

- injection, perfusion, héparinisation et rinçage : utiliser une aiguille à biseau tangentiel de petit diamètre (0,7 mm) ;
- l'utilisation d'aiguilles à biseau tangentiel de petit diamètre permet de préserver l'intégrité du septum et ainsi de garantir l'étanchéité du dispositif
- des aiguilles de plus grand diamètre (0,9 mm) ne doivent être utilisées que pour l'administration de nutrition parentérale et de dérivés sanguins ;
- par ailleurs, une pression trop brutale de l'aiguille sur le fond de la chambre peut émousser l'aiguille et ainsi altérer le septum lors du retrait de l'aiguille.

– *Pansement*

La recommandation n° 86 du Comité Technique National des Infections Nosocomiales (CTNIN) définit les modalités d'application du pansement (196):

le pansement stérile, hermétiquement fixé, est impératif. Les pansements transparents semi-perméables permettent l'inspection et la palpation quotidienne du point d'insertion.

l'intervalle optimal de réfection des pansements n'est pas défini avec précision : au minimum de 48 heures, il pourrait être porté à cinq voire sept jours en l'absence de souillure ou de décollement.

Les recommandations pour la pratique clinique médicale et infirmière de l'Assistance Publique - Hôpitaux de Paris – en 1995, pour le changement du pansement, préconisent :

- pour le patient d'onco-hématologie : un changement de pansement tous les 7 jours ;
- pour le patient infecté par le VIH : un changement de pansement toutes les 72 heures ;
- après le débranchement du site, un pansement de propreté sera appliqué quelques heures.

Le port de tout pansement est inutile en dehors d'un branchement.

– *Manipulation de la ligne veineuse*

La recommandation n° 86 du CTNIN définit les modalités d'entretien de la ligne veineuse (196):

- l'entretien de la ligne veineuse doit être rigoureusement aseptique, en respectant la notion de système clos toutes les fois que cela est possible ;
- les manipulations doivent être réduites au maximum ;
- les manipulations de la ligne de perfusion sont effectuées après un lavage antiseptique des mains ;
- le port d'une casaque, de gants ou d'un masque n'est pas indispensable ;

- l'intervalle de changement des tubulures de perfusion et de ses annexes (robinets, rampes de perfusion), peut également être porté à 72 heures ; en cas d'administration de produits sanguins labiles ou de solutés lipidiques, les tubulures sont changées après le passage des produits ;
- les pavillons et raccords sont désinfectés avant toute injection ; la protection permanente des raccords de tubulures pourrait être utile, surtout lorsqu'ils restent en contact avec le lit du malade, bien que l'efficacité des systèmes proposés soit insuffisamment établie ;
- l'emploi de filtres antibactériens interposés n'a pas fait preuve d'efficacité.

Les recommandations pour la pratique clinique médicale et infirmière de l'Assistance Publique - Hôpitaux de Paris – en 1995, précisent que :

- les manipulations à distance du site sont à effectuer en utilisant des compresses stériles imbibées d'antiseptique ;
- le port de gants stériles est conseillé chez les patients neutropéniques ;
- en ce qui concerne l'utilisation du matériel de perfusion :
- le prolongateur doit être retiré à la fin des perfusions uniques : le dispositif ne doit pas rester muni d'un prolongateur, s'il n'est pas perfusé en continu ;
- le prolongateur sera changé en même temps que le pansement ;
- en cas de dépôt ou de reflux de sang, la tubulure doit être changée immédiatement ;
- un protège-rampe est conseillé, imprégné ou non d'antiseptique toutes les 6 heures, et renouvelé en même temps que la rampe.

– *Ablation de l'aiguille*

L'aiguille doit être retirée en exerçant une pression positive.

Les recommandations pour la pratique clinique médicale et infirmière - Assistance Publique - Hôpitaux de Paris – en 1995, concernant le retrait de l'aiguille, préconisent :
pour le patient d'onco-hématologie : le retrait après toute perfusion unique, à la fin du traitement pour une cure de chimiothérapie et systématiquement tous les 7 jours en cas de perfusion continue ;
pour le patient infecté par le VIH : le retrait lors de la fermeture de la ligne s'il s'agit d'une perfusion quotidienne unique et toutes les 72 heures en cas de perfusion continue.

– *Entretien du dispositif*

Il existe actuellement un accord professionnel fort sur la nécessité de réaliser un rinçage avec du sérum physiologique avant toute injection ou perfusion, entre deux solutés et à la fin du traitement pour éviter les interactions médicamenteuses.

Il n'existe pas d'études significatives ni de consensus en faveur ou pas de l'utilisation de sérum hépariné.

La recommandation n°86 du CTNIN précise que (196):

- lors de la nutrition parentérale, l'héparinisation des liquides de perfusion, en rinçant soigneusement les cathéters avant toute injection afin d'éviter les interactions, protège la veine contre les thromboses et les infections.

– *Complications infectieuses et antibioprophylaxie*

En dehors de la période postopératoire immédiate, une chambre à cathéter implantable doit être strictement indolore ; tout dispositif douloureux est un cathéter pathologique.

La fréquence des infections des CCI se situe pour la plupart des auteurs à 0,8/1000 jour-cathéter pour une durée moyenne de pose de 264 jours. Le syndrome infectieux peut se manifester par :

- une cellulite du trajet tunnalisé du cathéter ;

- un abcès de la poche sous-cutanée ;
- une septicémie.

La recommandation n° 84 du CTNIN précise que l'administration d'une prophylaxie antibiotique lors de la pose ou pendant la durée du cathétérisme a donné des résultats discordants, y compris en onco-hématologie (196).

Le traitement des infections des CCI nécessite soit :

- un traitement conservateur par antibiothérapie locale (verrou local antibiotique) ou systémique ;
- un drainage chirurgical plus ou moins prolongé s'il s'agit d'une infection locale avec suppuration ;
- le retrait de la chambre :
 - en cas de signes cliniques témoignant d'une infection profonde, de choc septique ou de thrombophlébite suppurée,
 - ou en cas d'échec du traitement antibiotique ou antifongique dans un délai de 48-72 heures.

Le traitement conservateur est préférable en l'absence de critères de retrait immédiat.

– *Ablation du matériel*

Selon l'enquête nationale réalisée par le CISCOH (Conférence Interdisciplinaire sur les Soins Complémentaires en Onco-Hématologie) en 1997, 24 % des médecins enquêtés préconisent le retrait du matériel de façon systématique dès lors que la durée prévisible de suspension du traitement dépasse 6 mois.

► **Pose et surveillance des cathéters veineux périphériques (CVP)**

Les données issues de « Évaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé : évaluation de la qualité de la pose et de la surveillance des cathéters veineux courts. Juin 1998 ANAES. » (262), de la recommandation n° 85 du Comité Technique National des Infections Nosocomiales (CTNIN) (196), de « Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections » des CDC en 2002 (219) ont fait l'objet d'une actualisation récente dans « Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » (263).

– *Choix du cathéter périphérique*

Les cathéters veineux périphériques courts ont une longueur inférieure à 80 mm.

Dans le cas où il est probable que la durée de traitement intraveineux excède 6 jours, « *Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections* » des CDC en 2002 préconise le choix d'un cathéter de taille moyenne ou d'un cathéter central inséré sur le système veineux périphérique (219).

Les aiguilles métalliques des microperfuseurs (dispositifs épicroâniens en acier inoxydable) exposent à un risque accru de blessure, d'extravasation des solutions perfusées et de nécrose tissulaire (264, 265) ; il semble préférable d'utiliser des canules en Téflon® (polymères fluorés) ou en polyuréthane pour un cathétérisme de courte durée et si l'on a l'assurance d'un remplacement dans un délai de 48 à 72 heures (8, 262).

Les infections sont plus fréquentes avec les cathéters en polyvinyle ou en polyéthylène (4).

– *Choix du site d'insertion*

Chez l'adulte, il faut privilégier les sites d'insertion aux membres supérieurs et déplacer dès que possible une voie veineuse périphérique posée aux membres inférieurs (264).

Lorsqu'un membre a fait l'objet d'un curage ganglionnaire, d'une radiothérapie, d'une fistule artério-veineuse ou de la pose d'une prothèse orthopédique, le choix du site d'insertion doit se faire sur le membre controlatéral. Il en est de même lorsque le membre est paralysé ou atteint, à proximité immédiate d'une articulation, d'une lésion cutanée infectieuse suintante (263).

Chez l'enfant, la main, le dos du pied ou le cuir chevelu sont des sites d'insertion également admis.

– *Mesures générales d'asepsie lors de la pose du CVP*

La désinfection des mains fait appel :

- lorsqu'elles sont préalablement souillées ou visiblement sales au lavage au savon doux suivi d'une friction hydro-alcoolique ;
- sinon, soit aux solutions moussantes (ou savons) antiseptiques, soit aux solutions hydro-alcooliques pour « Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections » des CDC en 2002 (219) et « Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » (263) avant et après la palpation du site d'insertion, l'insertion proprement dite, la manipulation et l'adaptation ainsi que pour la couverture par un pansement.

Une étude prospective multicentrique non randomisée, publiée en 2001 par H. Hirschmann et al. (266), a évalué le lien entre le type de désinfection des mains et la survenue de complications infectieuses lors de la pose de 1 132 cathéters veineux périphériques. L'absence de mesure d'asepsie, le lavage des mains au savon doux, la friction hydro-alcoolique utilisant Sterillium® et le port de gants non stériles ont été comparés, concluant au bénéfice de la friction hydro-alcoolique et du port de gants non stériles.

Tableau 34. Comparaison de l'utilisation du savon doux médical, d'un savon antiseptique et d'une solution hydro-alcoolique dans le traitement des mains avant la pose d'un cathéter veineux périphérique : résultats de l'étude de H. Hirschmann et al.

Hygiène des mains	N	Taux de complication (%)	Analyse univariée		Analyse multivariée	
			RR	IC 95 %	RR	IC 95 %
Aucune	310	30,3	1,00		1,00	
Lavage au savon doux	101	32,7	1,11	0,69-1,80	0,12	0,68-1,85
Friction hydro-alcooliq	538	21	0,61 ⁽¹⁾	0,44-0,84	0,65 ⁽²⁾	0,47-0,91
Port de gants non stériles	183	18	0,51 ⁽¹⁾	0,32-0,79	0,52 ⁽¹⁾	0,33-0,85

⁽¹⁾ : p < 0,01 ; ⁽²⁾ : p < 0,05

L'usage de gants non stériles à usage unique lors de l'insertion d'un CVP est considérée comme acceptable pour « Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections » des CDC en 2002 (219) à condition d'être assorti d'une technique de soins "no touch" après application cutanée antiseptique. Si le site d'insertion doit faire l'objet d'une palpation après antiseptie cutanée, le port de gants stériles est par contre recommandé (263).

L'usage de gants ne dispense pas de la désinfection des mains (11, 267, 268).

Aucune recommandation n'est faite quant à la nécessité du port d'un masque facial, d'une casaque et d'un calot pendant la pose. « Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » recommande, pour la tenue de l'opérateur, de ne pas adopter ces mesures particulières (263).

Dans le cadre de la préparation cutanée avant insertion du cathéter, une dépilation peut s'avérer nécessaire. Seule l'étude prospective de F. Barbut et al. en 2003 (269) a mesuré l'association entre le rasage et le taux de colonisation des cathéters veineux périphériques (sur 525 CVP soit 1036 journées de cathétérisation). Le rasage n'a pas été retrouvé comme un facteur de risque indépendant de colonisation du cathéter en analyse multivariée.

– *Antiseptie cutanée lors de la pose du CVP*

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » en 2001 (3), recommandait, pour la préparation cutanée, les antiseptiques suivants :

Tableau 35. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie cutanée lors de la pose d'un cathéter veineux périphérique en 2001.

Antiseptie cutanée avant gestes invasifs				
Type de soin	Temps req pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie)	Avis porté sur l'indication
Pose d'un cathéter périphérique	5	Polyvidone iodée aqueuse ou alcoolique Chlorhexidine alcoolique	I I	-

(¹): niveaux de preuve définis par les Centers Disease and Prevention

Les 5 temps de l'antiseptie (détersion, rinçage, séchage, application d'un produit antiseptique, séchage à l'air libre) sont requis pour la pose d'un CVP pour « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés hors les établissements de santé » (8) et « Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » (263).

Dans une analyse critique et systématique de la littérature sur l'utilisation comparée de deux antiseptiques (les produits iodés et la chlorhexidine) lors du cathétérisme vasculaire ou rachidien, D. Clévenot et al. (270) ont fait, en 2003, l'évaluation suivante.

– *Évaluation in vitro*

La concentration minimale bactéricide (CMB) de la polyvidone iodée (PVPI) et de la chlorhexidine est inférieure aux concentrations d'utilisation, avec un avantage pour la PVPI (de 400 fois pour la PVPI et 10 fois pour la chlorhexidine alcoolique (271).

La vitesse de bactéricidie de la PVPI à 10 % ou 0,05 % est supérieure, en l'absence de matières interférentes, à celle de la chlorhexidine aqueuse à 5 % ou 0,5 %. Cet avantage disparaît en présence de matières interférentes.

Les résistances bactériennes des entérobactéries (*Proteus spp.* essentiellement) et des SARM n'étaient pas décrites avec la PVPI à 10 % mais ont été constatées avec la chlorhexidine aqueuse à 4 ou 5 %, jusqu'à 18,2 % pour les entérobactéries (272).

Les auteurs concluaient à une meilleure activité de la PVPI à 10 % comparativement à la chlorhexidine aqueuse, *in vitro* et en l'absence de matières interférentes mais constataient :

- l'absence fréquente de comparaison de la PVPI à la chlorhexidine alcoolique ;
- la difficulté de reproduction des conditions d'étude *in vitro* (variabilité d'activité antiseptique d'une souche à l'autre, taille de l'inoculum, temps de contact antiseptique - bactérie).

– *Évaluation in vivo*

Les conditions d'étude *in vitro* sont très éloignées des situations cliniques d'utilisation des antiseptiques (présence de matières organiques, pH, température).

D. Clévenot et al. ont recensé 3 études comparant la PVPI aqueuse à 10 % et la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % : celle de J.S. Garland et al. (273) menée en réanimation pédiatrique en 1995, celle de C. Meffre et al. (244) menée en milieu chirurgical et celle de S. Cobett et al. (274) portant sur 244 cathéters courts en milieux de soins ordinaires en 1999. Toutes concluaient à la supériorité de la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % pour réduire significativement le taux de cathéters colonisés (Garland : 9,3 % vs 4,7 % ; $p = 0,01$; Meffre : 4 % vs 1,6 % ; $p < 0,02$; Cobett : 16,1 % vs 7,2 % ; RR : 0,49 ; IC_{95 %} : 0,31-0,77).

Dans l'étude multicentrique de C. Meffre, une préparation cutanée à 4 temps était systématiquement réalisée (solution moussante, rinçage, séchage, application de l'antiseptique correspondant à la solution moussante) ; la détersion obtenue par la solution moussante ne permettait pas d'améliorer l'efficacité de la PVPI aqueuse à 10 %.

Dans une étude randomisée, publiée en 2002, portant sur 215 patients en milieu médical ($n = 209$) et de soins intensifs ($n = 6$), B.W. Trautner et al. (275) ont comparé l'alcool iodé à 2 % et la chlorhexidine alcoolique à 2 % en préparation cutanée avant ponction veineuse périphérique avec, comme critère de jugement principal, le taux de contamination des échantillon sanguins prélevés. Chaque patient recevait les 2 types de préparation et avait 2 ponctions veineuses (soit 430 échantillons) : 4 (0,9 %) des échantillons étaient contaminés sans différence significative entre les 2 types de préparation cutanée (3 vs 1 respectivement ; $p = 0,62$).

L'étude randomisée en crossover de forte puissance, publiée en 2002 par D.P. Calfee et B.M. Farr (276), a été menée dans tous les services (exceptés les soins intensifs en néonatalogie) d'un hôpital universitaire de Virginie pendant 12 mois. Les patients étaient répartis en 4 groupes et recevaient une préparation cutanée antiseptique avant ponction veineuse utilisant soit l'alcool iodé à 2 %, soit l'alcool isopropylique à 70 %, soit la PVPI à 10 % soit la PVPI en solution alcoolique à 70 %, pendant des périodes de 12 semaines suivies de 2 semaines de washout. Sur les 12 859 échantillons de sang veineux prélevés, 333 (2,62 %) étaient contaminés (à 76,8 % par des *Staphylocoques* coagulase négative, à 7 % par *Propioni bacterium*, à 4,7 % par *Streptococcus viridans* et *Bacillus spp.*, à 3,8 % par les Corynébactéries et à 2,9 % par *Micrococcus spp.*) soit les bactéries de la flore résidente de la peau. Il n'y avait pas de différence significative entre les antiseptiques utilisés : 2,93 % avec la PVPI, 2,58 % avec l'alcool iodé à 2 %, 2,50 % avec l'alcool isopropylique à 70 % et 2,46 % avec la PVPI en solution alcoolique à 70 % ($p = 0,62$).

Les recommandations américaines des CDC de 2002 (219) et « Évaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé : Évaluation de la qualité de la pose et de la surveillance des cathéters veineux courts. Juin 1998 ANAES. » (262) préconisaient, avec un niveau de preuve 1, d'utiliser la chlorhexidine à 2 % de concentration (excepté chez l'enfant de moins de 2 mois où il n'y a pas de données permettant une recommandation) pour la préparation cutanée avant la pose d'un cathéter veineux périphérique ou à défaut, la teinture d'iode (à 1 % ou 2 % de concentration), la PVPI aqueuse avec un séchage de 2 minutes ou l'alcool à 70 % (229, 238, 273, 277) .

Le temps de contact de la solution antiseptique avant la pose doit être d'au moins 30 secondes (262) et le séchage complet (263).

« Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » (263) propose, sur la base des essais publiés récents, une modification de l'attitude antiseptique et

recommande d'utiliser la chlorhexidine alcoolique ou la PVPI alcoolique. La PVPI aqueuse est une alternative possible, de même que l'alcool à 70 % et les solutés chlorés.

Par contre, l'alcool iodé n'est pas recommandé, de même que la chlorhexidine aqueuse à 0,05 %.

L'utilisation de l'éther ou d'acétone comme solvant avant la pose n'est pas recommandée (219, 263).

L'utilisation d'antibiotiques locaux n'est pas recommandée pour « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés hors les établissements de santé » (8), « Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » (263) et les recommandations américaines des CDC de 2002 (219) sur la base des études contrôlées de R.H. Flowers et al. en 1989 (278) et de A. Zakrzewska-Bode et al. en 1995 (279) alors que l'application d'une pommade antiseptique ou antibiotique non diffusible l'est immédiatement après la pose pour « Évaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé : Évaluation de la qualité de la pose et de la surveillance des cathéters veineux courts. Juin 1998 ANAES. » et particulièrement en cas de dénudation (262).

– *Protection du site d'insertion*

Pour protéger le site d'insertion, 2 types de pansement hermétiquement fixés peuvent, de façon équivalente, être utilisés (241, 280-282) :

- un pansement constitué de compresses stériles fixées par un ruban adhésif, préférable en cas de transpiration abondante, de saignement ou de suintement au site d'insertion ;
- un pansement stérile transparent et semiperméable en polyuréthane (Opsite® ; Tegaderm®).

Pour « Évaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé : évaluation de la qualité de la pose et de la surveillance des cathéters veineux courts. Juin 1998 ANAES. », le site d'insertion devrait être palpé quotidiennement et inspecté 48 à 72 heures après la pose (262).

Pour les recommandations américaines des CDC de 2002 (219) et « Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » (263), le site d'insertion doit être examiné quotidiennement par la palpation à travers le pansement (recherche d'induration, de tension, d'une douleur provoquée) ou par l'inspection à travers un pansement stérile transparent.

Il n'existe pas de données permettant de fixer une fréquence optimale de changement du pansement. Le pansement ne doit pas être changé en l'absence de signes cliniques d'infection (219).

Chez l'adulte, le pansement doit être changé systématiquement dès lors qu'il est humide, décollé, visiblement souillé (280, 282) ou que l'inspection du site d'insertion est jugée nécessaire.

– *Utilisation de la voie intraveineuse*

Toute manipulation de la ligne veineuse devrait être précédée d'un lavage des mains au savon antiseptique ou d'une friction hydro-alcoolique (263).

Tout soluté composé devrait être administré (ou réfrigéré) moins de 6 heures après avoir été préparé (262).

Toute solution parentérale devrait être complètement utilisée, ou jetée en moins de 24 heures (262).

Les perfusions d'émulsions lipidiques devraient être terminées en moins de 12 heures à partir de leur mise en route (219, 262), en moins de 24 heures si elles sont associées à des solutions d'acides aminés ou glucosées pour les recommandations américaines des CDC de 2002 (283-287).

Des poches (ou des flacons) à usage unique (ou stérilisés avant réutilisation) devraient, autant que possible, être utilisés pour les solutés de perfusion. Lorsqu'un conditionnement destiné à la préparation de plusieurs perfusions a été ouvert, la date et l'heure d'ouverture devraient être enregistrées et inscrites sur le récipient. Tout nouvel accès à un flacon multidoses devrait faire l'objet d'une désinfection de sa membrane par l'alcool à 70 % avant introduction d'un dispositif de ponction (219). La température convenable pour le stockage est spécifique à chaque produit. À moins qu'une date d'expiration ne soit inscrite sur l'étiquette ou sur la notice accompagnant le produit, il n'existe pas d'information permettant de fixer une durée spécifique d'après laquelle un conditionnement destiné à la préparation de solutés multiples devrait être jeté (262).

L'utilisation de filtres intra-tubulaires comme mesure systématique de prévention des infections n'est pas recommandée (219, 262).

L'ensemble des tubulures de perfusion (y compris les robinets et rampes de perfusion) devrait être changé systématiquement toutes les 48 heures pour « Evaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé : Evaluation de la qualité de la pose et de la surveillance des cathéters veineux courts. Juin 1998 ANAES » (262), toutes les 72 à 96 heures pour « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés hors les établissements de santé » (8) et pour les recommandations américaines des CDC de 2002 (234, 288, 289).

Les tubulures utilisées pour l'alimentation parentérale devraient être systématiquement changées toutes les 24 à 48 heures.

Les tubulures devraient également être remplacées systématiquement après la perfusion de sang, de dérivés du sang ou d'émulsions lipidiques (8, 262, 263).

Dans l'intervalle séparant ces renouvellements de matériel, le dispositif de perfusion intraveineuse devrait être considéré et manipulé comme un système clos.

Toute pénétration dans ce système, pour l'administration intraveineuse, devrait être pratiquée à travers une valve d'injection désinfectée immédiatement avant usage. Les raccords et pavillons devraient également être désinfectés à l'aide de compresses stériles imprégnées d'un antiseptique (chlorhexidine alcoolique ou PVPI alcoolique ou alcool à 70 %) (248, 290, 291) et tout bouchon ôté devrait être remplacé par un nouveau bouchon stérile (8, 219, 262, 263).

Les prélèvements de sang ne devraient pas être pratiqués à travers la tubulure de perfusion en dehors de situations d'urgence, sauf si l'arrêt immédiat de la perfusion est prévu (262).

Une ligne veineuse obturée ne devrait pas être laissée en place (8).

– *Remplacement du cathéter veineux périphérique*

Dès lors que son utilisation n'est plus justifiée (219, 263).

Dès lors que les conditions de la pose initiale ne garantissent pas des conditions strictes d'aseptie, le cathéter veineux périphérique devrait être remplacé au plus tôt et sous 48 heures au plus tard (219).

- en présence de complications ;

Le matériel de perfusion devrait être remplacé en totalité (canule ou aiguille, tubulures et flacons) et sans délai en cas de thrombophlébite purulente, de cellulite, ou si une bactériémie à point de départ veineux est constatée ou fortement suspectée selon N.P. O'Grady et L.A. Mermel (260, 292).

Si la totalité d'un dispositif de perfusion doit être retiré en raison d'une suspicion d'infection en relation avec la perfusion, la peau devrait être nettoyée avec de l'alcool au niveau du point de pénétration de la canule ; la canule ne devrait être retirée qu'après le séchage de l'alcool ; elle devrait ensuite être mise en culture selon une technique semi-quantitative.

En cas de phlébite isolée, la canule seule devrait être changée pour « Évaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé : évaluation de la qualité de la pose et de la surveillance des cathéters veineux courts. Juin 1998 ANAES. » (262) :

- en l'absence de signes d'infection, de phlébite ;

Chez l'adulte, le remplacement du cathéter veineux périphérique devrait avoir lieu, de manière systématique, toutes les 72 à 96 heures (8, 219, 263). Pour les recommandations américaines des CDC de 2002, l'intérêt du remplacement systématique est la prévention du risque de thrombophlébite (293) ; il est toutefois possible de laisser le cathéter veineux périphérique en place plus longtemps, dès lors que le respect du système clos est effectif (229, 293, 294) et lorsque le capital veineux du patient est limité pour « Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. SFHH-HAS-Novembre 2005 » (263).

Chez l'enfant, il est recommandé de laisser en place le cathéter veineux périphérique jusqu'à la fin de l'utilisation de la voie intraveineuse à moins qu'une complication infectieuse ou thrombotique ne survienne (295-298).

► Ponction artérielle

Hormis les recommandations des CDC de 2002 « Guidelines for the prevention of intravascular-catheter-related infections » (219), nous n'avons retrouvé aucune recommandation relative aux précautions à prendre pour réduire le risque infectieux lié à la réalisation d'une ponction artérielle.

– Cathétérisme artériel

Le risque infectieux lié au cathétérisme artériel est documenté : le taux de colonisation moyen des cathéters artériels est estimé à 10 % - 11 % (20 – 30 cas pour 1000 journées-cathéters) et le taux d'infections liées au cathétérisme artériel est estimé à 1,6 % - 4,5 % (3 – 13 cas pour 1000 journées-cathéters).

L'étude contrôlée randomisée de B.J. Rijnders et al., publiée en 2003 (299), a comparé un groupe (n = 143) où les précautions standard (désinfection des mains par lavage de type non précisé, port de gants stériles) étaient appliquées pour la pose et la maintenance de cathéters artériels et un groupe (n = 129) où des précautions supplémentaires (port de gants stériles, de masque facial, de calot et usage de champs stériles) étaient adoptées. La désinfection de la peau, préalable à la pose, était la même dans les 2 groupes : une solution de chlorhexidine alcoolique (0,5 %-70 %). Le critère de jugement principal de l'étude était le taux de colonisation bactérienne des cathéters et le critère de jugement secondaire était le

taux infections liées aux cathéters. La voie d'abord artérielle était radiale ou pédieuse dorsale. La durée moyenne de cathétérisme était respectivement de 8,4 et 8,8 jours. Aucune différence statistiquement significative n'a été trouvée entre les 2 groupes :

Tableau 36. Comparaison des équipements de protection individuelle au cours du cathétérisme artériel.

Critère de jugement	Groupe précautions supplémentaires n (%)	Groupe précautions standard n (%)	p
Taux de colonisation au retrait	23 (17,8)	19 (13,3)	> 1
Taux d'infections liées au cathétérisme	3 (2,6)	7 (5,8)	> 1
- Infection au site d'insertion	1 (0,9)	5 (4,2)	> 1
- Infections systémiques	2 (1,8)	2 (1,7)	> 1

Une revue systématique de la littérature menée par R.J. Sherertz (300) entre 2002 et 2004 n'apporte pas d'éléments nouveaux sur les précautions à prendre lors de la ponction artérielle proprement dite.

– *Gaz du sang*

Les études de W.E. Stamm en 1975 (301), S.L. Lacey en 1995 (302) et S.M. Garland en 1996 (303), décrivant des infections à partir de matériel ou d'équipement de gazométrie, ont identifié un risque de contamination du matériel de traitement physico-chimique du sang artériel collecté.

Hormis « Guidelines for the prevention of intravascular-catheter-related infections » des CDC de 2002 (219), nous n'avons retrouvé aucune recommandation relative aux précautions à prendre pour réduire le risque infectieux lié à la réalisation d'une gazométrie artérielle.

► Cathétérisme péridural

Le cabinet médical n'a pas vocation à la pose de cathéter péridural ni à la réalisation de ponction lombaire.

Les résultats des essais cliniques contrôlés sont toutefois éclairants sur le choix de l'antisepsie en peau saine à adopter.

Les complications infectieuses à type de méningites, abcès périduraux et épidermites après la pose d'un cathéter péridural sont rares mais documentées. Les données disponibles concernent l'analgésie péridurale avec une incidence évaluée de 0,2 à 1,2 abcès périduraux pour 10 000 gestes anesthésiques (304).

Le C.CLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » en 2001, recommandait, pour la préparation cutanée, les antiseptiques suivants.

Tableau 37. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antisepsie cutanée lors de la pose d'un cathéter péridural en 2001.

Antisepsie cutanée avant gestes invasifs				
Type de soin	Temps requis pour l'antisepsie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie) ^(*)	Avis porté sur l'indication
Rachianesthésie	5	Polyvidone iodée aqueuse ou alcoolique Chlorhexidine alcoolique Biseptine®	I I II	-

(*) : niveaux de preuve définis par le *Center Disease and Prevention*

D. Clévenot et al. (270) ont recensé 2 études : celle, non randomisée avec plusieurs biais méthodologiques, de M.N. Adam et al. (305) en 1996 portant sur 294 parturientes et celle, contrôlée randomisée, de B. Kinirons et al. (306) en 2001, chez 100 enfants en analgésie loco-régionale postopératoire (avec une durée médiane du cathétérisme de 50 h) comparant la PVPI aqueuse à 10 % et la chlorhexidine alcoolique à 0,5 %. **Dans l'étude de B. Kinirons, l'utilisation de la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % permettait une diminution significative du taux de cathéters colonisés (0,9 vs 5,6 pour 100 cathéters-jours ; p = 0,02).**

L'étude randomisée de H. Kasuda et al. (307), publiée en 2002, portait sur 62 patients ayant bénéficié d'une analgésie loco-régionale postopératoire par cathéter péridural. Une antibiothérapie prophylactique per-opératoire en accord avec les recommandations des CDC de 1999 (amino-penicillines ou céphalosporines) était systématique. La durée médiane du cathétérisme était de 49 h. **La PVPI aqueuse à 10 % (n = 28) et la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % (n = 34) étaient comparées pour la désinfection au point d'insertion du cathéter péridural.** Aucun signe loco-régional d'inflammation n'a été observé lors du retrait du cathéter ; 15 cultures étaient positives (*Staphylococcus epidermidis* : 14 cas ; *Micrococcus* : 1 cas) au site cutané d'insertion (7/28 = 25 % et 8/34 = 24 % respectivement) et 6 cultures étaient positives (*Staphylococcus epidermidis*) à l'extrémité endorachidienne du cathéter péridural (3/28 = 11 % et 3/34 = 9 % respectivement). **Il n'y avait pas de différence significative entre les 2 groupes.**

L'étude randomisée, publiée en 2003, de **D.J. Birnbach et al. (308) a comparé l'efficacité d'une application unique de PVPI aqueuse à 10 % (n = 30) à celle de PVPI alcoolique à 5 % (n = 30) pour la désinfection au point d'insertion du cathéter péridural** chez 60 parturientes. La durée médiane du cathétérisme était de 10 h. Aucune parturiente ne recevait d'antibiothérapie au moment du travail et dans les 48 h précédentes. Systématiquement, 3 cultures étaient réalisées : une avant antisepsie au point d'insertion du cathéter péridural, une immédiatement après et une au retrait du cathéter péridural. L'extrémité endorachidienne du cathéter péridural était également mise en culture, le retrait étant précédé d'une désinfection cutanée à l'alcool isopropylique.

Tableau 38. Comparaison PVPI aqueuse et alcoolique pour la désinfection cutanée avant rachianesthésie.

Cultures positives	PVPI alcoolique à 5 % ; n (%)	PVPI aqueuse à 10 % ; n (%)	p	Microorganismes
Site cutané d'insertion				
Avant désinfection	27 (90)	27 (90)	NS	Staphylococcus epidermidis 87 % Staphylococcus epidermidis Staphylocoques coagulase négative ; Enterococcus faecalis ; bacillus spp ; Streptococcus viridans
Après désinfection	1 (1)	9 (30)	0,01	
Retrait du cathéter	15 (50)	29 (97)	0,0001	
Extrémité du cathéter				
Cultures positives	2 (7)	13 (43)	0,002	
Cultures semi-quantitatives > 15 ufc	0	6 (20)	0,02	
	Log ₁₀ ufc			
Site cutané d'insertion				
Avant désinfection	3,23 +/- 0,36	2.85 +/- 0.36	NS	
Après désinfection	0,35 +/- 0,14	0.74 +/- 0.22	NS	
Retrait du cathéter	0,90 +/- 0,23	1.93 +/- 0.40	0,03	

n : nombre de parturientes ; ufc : unités formant colonie.

Cette étude est la première comparant un même antiseptique en solution aqueuse et en solution alcoolique et établissant une supériorité significative de la solution alcoolique.

Les solutions alcooliques de chlorhexidine ou de PVPI semblent plus efficaces que la solution aqueuse de PVPI pour la désinfection cutanée avant la pose d'un cathéter péridural.

L'étude de S. Sato en 1996 (309) avait déjà comparé l'efficacité de la préparation cutanée par PVPI aqueuse à 10 % et par chlorhexidine à 0,5 % dans l'alcool à 80 % sur la contamination de fragments de peau prélevés lors de laminectomies. La persistance de cocci à Gram positif était retrouvée respectivement dans 32,4 et 5,7 % des cas.

Pour D. Clévenot et al. (270), la présence de matières protéiques et l'absence de détercion préalable à la désinfection n'expliquent pas à elles seules les résultats discordants *in vitro* (supériorité des produits iodés sur la chlorhexidine en terme de spectre et de bactéricidie) et *in vivo* (supériorité de la chlorhexidine). **L'effet synergique de l'alcool semble important pour expliquer la supériorité de la chlorhexidine sur la PVPI aqueuse lorsque les concentrations de chlorhexidine utilisées sont ≤ 0,5 %.**

E. Kaiser et al. (310) ont rappelé toutefois que la chlorhexidine est toxique pour le cerveau et les méninges et qu'elle est contre-indiquée lors des anesthésies rachidiennes.

E Kaiser et al. ont rapporté en 1997 un cas de méningite à *Streptococcus salivarius* dans les suites d'une rachianesthésie pour hystérocopie, à partir de la flore oropharyngée de l'opérateur qui ne portait pas de masque chirurgical et rappellent l'étude de B.J. Philips et al. (311) de 1992, où le masque chirurgical a montré son efficacité à réduire le risque de transmission bactérienne aérienne chez 35 volontaires placés à 30 cm de milieux de culture et parlant derrière le masque. Il n'était pas enregistré de culture positive les 15 premières minutes d'usage de masque chirurgicaux neufs recouvrant le nez et la bouche. Après 15 minutes de port, il y avait une augmentation jugée insignifiante de la contamination.

Les recommandations suivantes ont été proposées par C. Auboyer (304) et E. Kaiser (310) pour réduire le risque infectieux lors de l'analgésie ou de l'anesthésie péridurale :

- la préparation cutanée doit être du même niveau d'exigence que lors de la pose de cathéters veineux centraux (antisepsie en 5 temps ; application antiseptique large, du pli fessier à la 12^{ème} vertèbre dorsale et jusqu'aux 2 crêtes iliaques) ;
- la zone de ponction doit être isolée par un champ stérile ;
- le port du calot, d'un masque chirurgical par l'opérateur et son aide et de gants stériles par l'opérateur sont impératifs ;
- l'usage d'une casaque stérile est nécessaire pour la pose d'un cathéter ;
- l'utilisation d'un filtre antibactérien paraît utile pour la pratique des réinjections ; le filtre ne doit pas être changé sur un cathéter en place sauf à exposer à un risque de contamination ;
- en cas de perfusion continue, la solution préparée doit être changée toutes les 12 à 24 heures et le cathéter retiré après 3 à 4 jours, bien que la durée maximale ne soit pas clairement établie.

► Injection para vertébrale, épidurale et facettaire articulaire postérieure

Les complications des injections para vertébrales, épidurales et facettaires articulaires postérieures (méningites, abcès para vertébraux et médullaires, ostéomyélites) sont rares (risque relatif d'une infection du système nerveux central après injection estimé à 1/1 000 ; risque absolu annuel de méningite nosocomiale évalué à 3/1 000 000) mais d'une gravité extrême, d'autant que les preuves de leur bénéfice par rapport au traitement médical n'est pas établi par la méta-analyse de P.J. Nelemans de 2001 (312).

Un essai prospectif mené par C. Gaul et al. (313) et publié en 2005 a évalué, sur une période de 9 ans (1991 – 2000) et 128 patients atteints de méningite bactérienne, la fréquence des complications nosocomiales des injections para vertébrales, épidurales et facettaires articulaires postérieures. Le délai moyen de survenue après injection était de 9,6 jours (2 – 20 jours).

Tableau 39. Incidence et devenir des méningites nosocomiales après injections para vertébrales, épidurales et facettaires articulaires postérieures.

	Méningite communautaire	Méningite nosocomiale
N	120	8
Mortalité	26 (21,6 %)	1 (12,5 %)
Séquelles neurologiques	Nd⁽¹⁾	3 (37,5 %)
Evolution favorable	Nd⁽¹⁾	3 (37,5 %)
Bactéries identifiées :		
Pneumocoques	42 (35 %)	-
Méningocoques	8 (6,7 %)	-
Staphylocoques	6 (5 %)	6 (75 %)
Staphylocoques à coagulase négative	Nd⁽¹⁾	2 (25 %)
Staphylocoques dorés	Nd⁽¹⁾	4 (50 %)
Autres	10 (8,3 %)	-
Bactéries non identifiées	44 (36,7 %)	2 (25 %) (antibiothérapie préalable)

Nd⁽¹⁾ : non disponible

Les facteurs favorisant la survenue des méningites nosocomiales n'ont pas été analysés dans l'essai et en particulier la méthode de préparation cutanée avant injection.

► Arthrocentèse

Par le terme d'arthrocentèse sont concernées les ponctions de liquide articulaire et les injections intra-articulaires.

L'incidence des arthrites septiques après injections intra articulaires dans les séries publiées est comprise entre 1/3 000 et 1/50 000 (314). Les organismes pathogènes en cause sont principalement *Staphylococcus aureus*, occasionnellement les Staphylocoques à coagulase négative, les anaérobies et rarement *Candida albicans*.

Les seules recommandations concernant spécifiquement la prévention du risque infectieux lors d'une arthrocentèse date de 1992 et émanent du Collège Américain de Rhumatologie (315).

Il n'y est fait mention, de manière détaillée, ni de l'hygiène des mains ni de la préparation cutanée précédant le geste. La seule recommandation émise concernait les équipements de protection :

- le port de gants qui doit être systématique. Si la peau est préparée et si les seringues et les aiguilles sont manipulées de manière aseptique, les gants n'ont pas à être stériles ;
- l'usage de masques, de lunettes et de blouses n'est pas nécessaire dans la mesure où les projections de liquide articulaire ont une probabilité de survenue quasi nulle.

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » en 2001 recommandait, pour la préparation cutanée, les antiseptiques suivants :

Tableau 40. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie cutanée lors d'une ponction articulaire en 2001.

Antiseptie cutanée avant gestes invasifs				
Type de soin	Temps requis pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie) ⁽¹⁾	Avis porté sur l'indication
Ponctions ⁽²⁾	5	Polyvidone iodée Chlorhexidine alcoolique Dérivés chlorés	I I I	-

⁽¹⁾ : niveaux de preuve définis par les *Centers Disease and Prevention* (non spécifique des ponctions articulaires)

⁽²⁾ : ponctions articulaires, pleurales, lombaires, péritonéales, etc.

Une étude menée en 1992 par P.J. Cawley et I.M. Morris (316) a comparé 2 méthodes de préparation cutanée avant injection intra articulaire utilisant soit une lingette alcoolisée pendant quelques secondes soit la chlorhexidine appliquée pendant 1 minute selon une technique aseptique. L'analyse bactériologique portait sur les aiguilles après le geste intra articulaire et sur un groupe contrôle d'aiguilles ayant servi pour des ponctions intraveineuses ou intramusculaires sans désinfection cutanée préalable.

Tableau 41. Taux de contamination bactérienne des aiguilles de ponction intra articulaire selon le type de préparation cutanée : lingette alcoolisée versus chlorhexidine.

Résultat des cultures bactériologiques à partir des aiguilles de ponction intra articulaire			
	Type de préparation cutanée		
	Lingette alcoolisée	Chlorhexidine	Aucune
Cultures positives	8 (28 %)	5 (14 %)	20
Aiguilles stériles	21	30	1
Total	29	35	21
Nombre et type de bactéries isolées à partir des aiguilles de ponction intra articulaire			
	Type de préparation cutanée		
	Lingette alcoolisée	Chlorhexidine	Aucune
Cultures positives	8	5	20
Bactéries :			
Staphylocoque à coagulase négative	7	5	17
Corynebacterium spp.	2	0	2
Coli spp.	0	0	4
Streptocoque hémolytique	0	0	1
Staphylococcus aureus	0	0	1
Total	9	5	25

Les auteurs remarquaient que la colonisation des aiguilles l'était par des bactéries qui ne sont pas celles en cause habituellement dans les arthrites septiques, à moins que l'articulation ne comporte du matériel prothétique.

Bien que l'incidence de la colonisation ait été moindre lorsque la peau était préparée avec la chlorhexidine selon une technique aseptique (14 %), la différence n'était pas statistiquement significative par rapport à l'utilisation des lingettes alcooliques (28 %) et les auteurs concluaient à l'absence de preuve justifiant la technique aseptique.

En 1999, une étude prospective de N. Kumar et R.J. Newman (317) a évalué les complications des injections abarticulaires et intra articulaires de corticoïdes (acétate de méthyl prednisolone) pendant une période de 18 mois dans un établissement de soins orthopédiques. L'étude a analysé 1147 injections chez 672 patients âgés de 16 à 95 ans (âge moyen : 55 ans) ; 342 patients ont reçu une injection unique, 185 ont reçu 2 injections et 145 ont reçu 3 injections. La préparation cutanée antiseptique était réalisée par la chlorhexidine à 0,5 % pour tous les patients. Aucune complication infectieuse n'a été mise en évidence.

L'enquête de pratique de C.P. Charalambous et al. (314), publiée en 2003, avait pour but d'analyser les précautions prises pour réduire le risque infectieux des injections de corticoïdes dans l'articulation du genou et d'évaluer le taux d'arthrite septique secondaire ; 100 chirurgiens orthopédistes, 100 rhumatologues et 50 médecins généralistes ont été interrogés à l'aide d'un questionnaire et le taux de réponse globale a été de 76,4 %.

Tableau 42. Comparaison des précautions prises avant injection intra articulaire dans l'enquête de pratique de C.P. Charalambous.

Questions	Réponses (%)			
	Généralistes (n = 28)	Rhumatologues (n = 89)	Orthopédistes (n = 74)	Total (N = 191)
Type de préparation cutanée utilisée ?				
Alcool	64,3	61,8	50	57,6
Chlorhexidine ou PVPI	28,6	27	41,9	33
Alcool + Chlorhexidine ou PVPI	7,1	9	5,4	7,3
Chlorhexidine + PVPI	-	2,2	2,7	2,1
Aucune	-	-	-	0
Utilisation de champs stériles				
Oui	17,9	11,3	21,6	16,3
Non	82,1	86,5	78,4	82,7
Parfois	-	1,1	-	0,5
Jamais	-	1,1	-	0,5
Port de gants ?				
Oui, stériles	32,1	23,6	43,2	32,5
Oui, non stériles	25	15,7	6,8	13,6
Non	42,9	60,7	48,6	53,4
Parfois	-	-	1,4	0,5
Changement d'aiguille avant injection ?				
Oui	92,9	89,9	91,9	91,1
Non	7,1	10,1	6,8	8,4
Parfois	-	-	1,3	0,5

Les réponses relatives aux arthrites septiques compliquant les injections intra articulaires étaient les suivantes :

Tableau 43. Taux d'arthrite septique après injection intra articulaire dans l'enquête de pratique de C.P. Charalambous.

Nombre d'arthrites septiques après injections intra articulaire:	Réponses			
	Généralistes (n = 28)	Rhumatologues (n = 89)	Orthopédistes (n = 74)	Total (N = 191)
Aucune	26	79	62	167
1	2	7	9	18
2	-	2	1	3
3	-	1	1	2
> 3	-	-	1	1

Aucun professionnel n'a déclaré ne recourir à aucune précaution et 13 % recouraient à l'ensemble des précautions envisagées par le questionnaire. Aucun lien entre les précautions prises ou non et la survenue d'arthrite septique n'a pu être établi dans cette étude.

Les auteurs n'ont retrouvé aucune étude prouvant l'intérêt du port de gants, de l'utilisation de champs stériles, du changement d'aiguille entre la préparation et l'injection du corticoïde intra articulaire.

Ils n'ont pas retrouvé d'étude prouvant la supériorité d'un produit antiseptique par rapport à un autre et en particulier par rapport à l'alcool (dans 2 larges séries publiées, alors que la préparation antiseptique de la peau était réalisée par l'alcool, le taux de complications infectieuses était de 2/100 000 et 1/46 000).

► Pose et retrait de dispositif intra-utérin (« DIU » ou encore « stérilet »)

L'utilisation contraceptive des DIU a été longtemps limitée par l'estimation d'un risque majoré par 9 à 10 d'infection génitale haute ou maladie inflammatoire pelvienne (MIP) lié à son insertion (318, 319). Trois biais ont été identifiés à l'origine de ces estimations (320) : le groupe témoin (femmes sous contraception autre que DIU à faible risque de MIP, femmes avec antécédents de MIP, inclusion de sous-groupes de femmes à haut risque de MIP), l'absence de données sur le nombre de partenaires et le risque d'infection sexuellement transmissibles (IST) des femmes incluses et enfin, la définition retenue pour le diagnostic de MIP. Après ajustement, l'étude de cohorte de M.P. Vessey et al. a montré un risque relatif (RR) de 1,8 (IC 95 %, 2,3-5,0) avec les DIU en cuivre (321).

La méta-analyse de I.F. Gareen et al. (322) portant sur 36 études publiées entre 1974 et 1990 a confirmé l'hétérogénéité des estimations du risque relatif de présenter une MIP en présence d'une contraception par DIU : RR entre 0,51 et 12 lorsque les auteurs analysaient l'association à une MIP symptomatique, RR moyen ajusté de 3,3 (IC 95 %, 2,1-5,3) ; RR entre 1,00 et 132 lorsque les auteurs analysaient l'association à une MIP asymptomatique, RR moyen ajusté de 3,0 (IC 95 %, 1,0-8,0). La méta-analyse a néanmoins confirmé, y compris dans le sous-groupe de femmes pares asymptomatiques sans antécédents de MIP, l'association positive entre la contraception par DIU et le risque de MIP.

Cet accroissement du risque a été établi jusqu'à 4 mois après l'insertion dans l'étude de cohorte de C. Tietze (323) et l'étude cas-témoin de N.C. Lee (324) ; le risque est ensuite inversement proportionnel au délai par rapport à l'insertion.

La méta-analyse de T.M. Farley et al. (325, 326) publiée en 1992 et portant sur 12 essais randomisés et une étude pilote non randomisée, incluant au total 22 908 femmes, a retrouvé un taux moyen de 1,6 cas de MIP pour 1000 femmes-année et identifié certains facteurs de risque ainsi hiérarchisés :

Tableau 44. Risque relatif de maladie inflammatoire pelvienne en fonction des facteurs de risque.

Facteurs de risque	RR ajusté	IC _{95%}
≤ 20 jours après l'insertion du DIU	6,30	3,42-11,6
Âge < 25 ans	2,45	1,56-3,85
Origine géographique		
- Asie	0,50	0,30-0,85
- Amériques	0,42	0,19-0,93
- Afrique	2,76	1,30-5,89
Insertion après 1980	0,38	0,23-0,62

L'estimation faite par J.D. Shelton en 2001 (327) a comparé le risque dans la population générale et dans le sous-groupe des femmes à haut risque d'IST (gonococcie et infection par *Chlamydia trachomatis*) en prenant pour base une prévalence de 10 % d'IST dans le sous-groupe des femmes à haut risque dans l'étude de S.K. Sinei (328) et une réduction de ce taux, par dépistage avant insertion et traitement, de 50 % :

Tableau 45. Risque relatif de maladie inflammatoire pelvienne selon les sous-groupes de femmes.

Risque	Valeur estimée
Risque de MIP symptomatique chez les utilisatrices de IUD en cas de dépistage d'IST positif (3.1 à 5.3 %)	5 %
Risque absolu de MIP chez les utilisatrices de DIU	0,25 %
Risque absolu de MIP chez les non utilisatrices de DIU	0,10 %
Risque de MIP attribuable au DIU dans la population générale	0,15 % (1/600)
Risque de MIP attribuable au DIU dans le sous-groupe des femmes à haut risque ou porteuses d'IST	? (*)

(*) : Seule la comparaison avec des femmes à haut risque ou porteuses d'IST n'utilisant pas de DIU contraceptif permettrait une estimation du risque attribuable au DIU.

La seule étude en médecine générale est une étude de cohorte rétrospective, entre 1981 et 2000, publiée en 2003 par H.M. Veldhuis et al. (329) qui a inclus 461 femmes dont 129 nullipares pour un total de 637 DIU posés et un suivi moyen de 9.1 ans. Le diagnostic de MIP a été établi cliniquement et microbiologiquement chez 6 femmes dont 2 nullipares, soit un taux d'incidence de 0,35 % par an équivalant à 3,5 cas pour 1 000 femmes-année.

Le lien causal entre l'insertion d'un DIU et la colonisation bactérienne de la cavité utérine est démontré depuis 1966 (330-332).

Le lien causal entre la colonisation liée à l'insertion du DIU et la survenue d'une MIP reste controversé malgré une suspicion forte (RR > 1) (333).

L'étude prospective de G. Tsanadis et al. (334), publiée en 2002, a observé 200 femmes mariées porteuses d'un DIU pendant 36 mois, et identifié les microorganismes présents (vagin et endocol) avant l'insertion, en cas de symptômes d'infection génitale basse et sur les DIU au moment du retrait.

Tableau 46. Évolution de la flore microbienne vaginale et de l'endocol avant, pendant et après utilisation d'un DIU.

Microorganismes	Identification avant insertion n (%)	Identification pendant le suiv n (%)	p
<i>Gardnerela vaginalis</i>	41 (20,5 %)	31 (15,5 %)	NS
<i>Candida albicans</i>	28 (14 %)	75 (37,5 %)	< 0,001
<i>Gardnerela vaginalis</i> + <i>Candida albicans</i>	18 (9 %)	29 (14,5 %)	NS
<i>Lactobacillus</i> sp.	16 (8 %)	17 (8,5 %)	NS
<i>Mycoplasma hominis</i>	3 (1,5 %)	9 (4,5 %)	< 0,001
Autres	15 (7,5 %)	18 (9 %)	NS
Total des infections génitales basses	121 (60,5 %)	179 (89,5 %)	< 0,001

Toutes les infections génitales basses étaient traitées pendant l'étude ; aucune antibiothérapie n'était donnée dans le mois précédant le retrait du DIU.

Au moment du retrait, 189 cultures sur 200 étaient positives (94,5 %) dont 67 à *Staphylocoques* à coagulase négative, 12 à *Staphylococcus aureus*, 57 à *Escherichia coli*, 47 à *Enterococcus faecalis*, 21 à *Streptocoques* du groupe B et seulement 29 à *Candida spp.*, 16 à *Lactobacillus spp.*, 7 à *Gardnerela vaginalis*.

Aucune MIP n'a été diagnostiquée pendant l'étude.

L'étude prospective de R. Ferraz do Lago et al. (335), publiée en 2003, a observé 223 femmes et comparé la prévalence des infections cervico-vaginales à 1 mois et 6 mois de l'insertion. À 1 mois de l'insertion, 29,1 % des femmes présentaient une infection cervico-vaginale (vaginose bactérienne dans 19,7 %, candidose dans 5,4 % et infection à *Chlamydia trachomatis* dans 4 % des cas). À 6 mois, 7,6 % des 145 femmes restant dans l'étude

avaient acquis une vaginose bactérienne tandis que 4,8 % n'en étaient plus porteuses et aucune d'entre elles n'a développé de MIP. Compte tenu des limitations de cette étude (aucune identification microbiologique n'a été faite avant l'insertion, il n'y avait pas de groupe témoin et 78 femmes étaient perdues de vue à 6 mois), il est difficile d'établir un lien entre la vaginose bactérienne et les complications infectieuses liées au DIU.

Les microorganismes en cause dans les MIP sont *Chlamydia trachomatis*, *Neisseria gonorrhoeae*, *Mycoplasma hominis*, la flore endogène vaginale aérobie et anaérobie, les Streptocoques aérobies (334).

Les MIP symptomatique ne rendent compte que d'un tiers des MIP laparoscopiques (333). La valeur prédictive positive du diagnostic clinique de MIP varie de 65 à 90 % lorsqu'on le compare aux données laparoscopiques (336, 337).

L'absence d'infection génitale basse avant insertion ne permet pas d'exclure une MIP asymptomatique évolutive. L'utilisation en pratique courante des résultats d'un dépistage systématique avant insertion pose des problèmes d'interprétation et de signification pronostique quant au risque de MIP attribuable aux DIU.

L'antibiothérapie prophylactique systématique avant insertion par 200 mg de Doxycycline ou 500 mg d'Azithromycine n'a pas démontré qu'elle réduisait le risque de MIP (338, 339).

Le dépistage ciblé dans le sous-groupe des femmes à haut risque d'IST de *Chlamydia trachomatis* et *Neisseria gonorrhoeae* suivi d'une antibiothérapie adaptée de durée et de posologie recommandées est un axe d'étude en cours d'évaluation (333).

Les recommandations pour la pratique clinique « Stratégies de choix des méthodes contraceptives chez la femme » de 2004 (340) ne proposent pas de protocole spécifique pour réduire le risque de MIP lors de l'insertion d'un DIU.

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 propose les recommandations suivantes (8) :

<p>Lavage hygiénique ou traitement des mains par friction avec un produit hydro-alcoolique. Utiliser un spéculum à usage unique ou stérilisé à l'autoclave à vapeur d'eau. Mettre des gants à usage unique non stériles. Réaliser un nettoyage de la région génitale avec un savon antiseptique, rincer, sécher. Réaliser un lavage simple des mains ou une friction des mains avec un produit hydro-alcoolique. Mettre des gants stériles car un spéculum stérile à usage unique ou stérilisé en autoclave va être utilisé. Moucher le col et réaliser une antiseptie avec de la polyvinyl pyrrolidone iodée (PVPI) gynécologique. Poser une pince tire-col stérile. Mesurer la longueur de la cavité utérine avec un hystéromètre stérile à usage unique. Poser le stérilet en respectant les consignes du fabricant. Couper le fil à la longueur désirée avec une paire de ciseaux stériles. Enlever la pince tire-col.</p>
--

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » (3) a retenu en 2001 les antiseptiques utilisables lors de la préparation de l'accouchement par voie basse mais ne propose pas de recommandation spécifique pour le choix d'un antiseptique lors de l'insertion d'un DIU.

Tableau 47. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie muqueuse lors de la préparation à l'accouchement par voie basse en 2001.

Antiseptie des muqueuses				
Type de soin	Temps req pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie)	Avis porté sur l'indication
Antiseptie gynécologique				
Préparation de l'accouchement par voie basse	5	Détersion de la vulve : savon antiseptique Rinçage : eau stérile Séchage Antiseptie par badigeonnage : Polyvidone iodée Dérivés chlorés	II II	Ne pas utiliser de savon antiseptique pour la toilette intime quotidienne

(*) : niveaux de preuve définis par le Center Disease and Prevention

Il n'existe pas d'études comparatives entre différentes modalités de pose des DIU qui permettent d'établir la nécessité d'une détersion de la vulve ou le port de gants stériles.

Le lien causal entre la colonisation liée à l'insertion du DIU et la survenue d'une MIP reste controversé ; aucune étude ne permet de savoir si l'augmentation du risque relatif de MIP secondaire à la pose de DIU ($1 < RR < 3$) est lié à un défaut de technique aseptique lors de la pose ou à un défaut de sélection des femmes à risque infectieux élevé.

Les résultats des mesures d'intervention pour réduire le risque infectieux lié à la contraception par DIU (en particulier, le résultat des études de dépistage ciblé dans le sous-groupe des femmes à haut risque d'IST suivi d'une antibiothérapie adaptée) ne sont pas encore connus.

Le groupe de travail considère qu'il est possible d'accepter une procédure « no touch » lors de la pose des DIU et recommande une double antiseptie du col et des parois vaginales par 2 badigeonnages séparés d'1 minute, soit avec un dérivé chloré soit la polyvidone iodée.

8.2 Gestes avec effraction cutanéomuqueuse à moindre risque d'infection sévère

► Ponction veineuse ; Voies intramusculaire, sous-cutanée et intradermique

– Préparation de la peau

L'élimination des poils ou cheveux, si elle n'est pas indispensable, doit être évitée car elle augmente le risque infectieux. Si elle est réalisée, les rasoirs mécaniques sont à proscrire et il faut leur préférer soit la coupe rase manuelle soit la tondeuse électrique soit la crème dépilatoire (4, 196, 341).

– Ponction veineuse ; Voies intramusculaire, sous-cutanée et intradermique

Le taux moyen de contamination des échantillons de sang veineux en institution est compris entre 0,6 % et 6,25 %, principalement par des Staphylocoques à coagulase négative (276).

Pour « *Infection control in the health care setting. Guidelines for the prevention of transmission of infectious diseases* » de la *National Health and Medical Research Council and Australian National Council on AIDS* en 1998 (31), l'application d'alcool à 70 % immédiatement avant une injection ou un prélèvement veineux est suffisante et il n'existe

pas de preuve de l'intérêt de respecter un délai entre l'application de l'antiseptique et la réalisation de la ponction veineuse.

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » en 2001 recommandait, pour la préparation cutanée, les antiseptiques suivants (3) :

Tableau 48. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antisepsie cutanée lors d'une ponction ou injection veineuse, d'une injection IM, SC en 2001.

Antisepsie cutanée avant gestes invasifs				
Type de soin	Temps requis pour l'antisepsie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie) ^(*)	Avis porté sur l'indication
Injection IV, IM, SC ^(**)	2	Alcool à 70° Chlorhexidine aqueuse ou alcoolique Polyvidone iodée aqueuse ou alcoolique	I I I	-
Collecte de sang Hémoculture	5	Polyvidone iodée aqueuse ou alcoolique Chlorhexidine alcoolique Biseptine®	I I II	-

(*) : niveaux de preuve définis par les Centers Disease and Prevention

(**) : IM : intramusculaire ; IV : intraveineuse ; SC : sous-cutanée

L'alcool iodé n'étant disponible en France qu'à la concentration de 1 %, la supériorité de l'alcool iodé à 2 % sur la PVPI à 10 % constatée dans les études de C.L. Strand, R.B. Schifman et J.R. Little (277, 342, 343) n'aboutit pas à une conclusion utilisable en pratiques de soins.

Un essai contrôlé randomisé sans double aveugle réalisé par O. Mimos et al., en 1999 (344), portant sur 2041 ponctions veineuses et 403 patients en milieu hospitalier, a comparé la PVPI aqueuse à 10 % (Bétadine ®) et la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % (Hibitane champ ®) sur le taux de contamination des prélèvements veineux. Les ponctions veineuses étaient réalisées 15 à 30 secondes après l'application du produit antiseptique, délai inférieur au temps de contact requis pour une efficacité antiseptique optimale (de 0,5 à 2 minutes). Le critère de jugement principal était le taux de cultures bactériennes positives isolant un germe contaminant (*Staphylocoques* à coagulase négative, *Propiones acnes*, *Streptococcus viridans*, *Corynebacterium spp.*, *Micrococcus spp.*, *Bacillus spp.*) : la différence était significative (14/1019 cultures soit 3,3 % versus 34/1022 cultures 1,4 % ; p = 0,004) en faveur de la chlorhexidine alcoolique à 0,5 %.

Une méta-analyse de 4 études publiées entre 1966 et 2001 a été menée par M.A. Lieffers et H.G. Mokking en 2002 (345) pour comparer l'incidence des infections secondaires aux injections sous-cutanées, intramusculaires et intraveineuses selon qu'elles étaient ou non précédées d'une désinfection cutanée par un produit antiseptique. Parmi les 156 patients qui comptaient 2 300 injections précédées d'une désinfection cutanée, 2 complications infectieuses ont été retrouvées. Aucune infection n'a été retrouvée dans le groupe de 700 patients chez qui 7 000 injections ont été pratiquées sans désinfection préalable de la peau.

Tableau 49. Résultats de la méta-analyse de M.A. Lieffers et H.G. Mokking.

Études	Durée	Type	Nombre patients	Préparation cutanée	Nombre d'injections sans préparation cutanée	Nombre d'injections avec préparation cutanée	Nombre d'infections au point d'injection
Dann T.C. (1969) (346)	6 ans	R	Nd ⁽¹⁾		> 5 000		0
Koivisto V. (1978) (347)	3 à 5 mois Cross over	P	13	Alcool à 70 %	≈ 1 700	≈ 1 700	0
McCarthy J.A. (1993) (348)	Nd ⁽¹⁾	P	50	Alcool Eau du robinet Aucune	600	600 600	0 0 0
Sutton C.D. (1999) (349)	7 jours ou plus	P	194	Alcool (n = 93) Aucune (n = 101)	Nd ⁽¹⁾ Nd ⁽¹⁾	Nd ⁽¹⁾ Nd ⁽¹⁾	2 0

Nd⁽¹⁾ : non disponible

En l'absence de recommandations existantes et devant l'ampleur des infections liées aux injections à travers le monde (par an : 20 millions d'hépatites B, 2 millions d'hépatites C, 250 000 cas de transmission du VIH dont 1 000 parmi les professionnels de santé), l'Organisation Mondiale de la Santé (OMS) a réuni un groupe de travail et formulé des recommandations pour la pratique clinique en 2003 (350):

L'usage unique du matériel d'injection (seringues, aiguilles) est considéré comme la mesure la plus importante ; il est mentionné, en se référant à la revue systématique de W. Sopwith de 2002 sur le traitement du matériel médical réutilisable, qu'une ébullition de 20 minutes n'est pas suffisante pour stériliser le matériel d'injection et que la matière plastique peut bénéficier d'une stérilisation efficace à la vapeur (351).

Compte tenu de la persistance du VHB sur les surfaces pendant plus de 7 jours, elles doivent être non encombrées et désinfectées en cas de présence de sang ou de substances organiques.

Une proportion élevée d'accidents d'exposition au sang (AES) est liée à un recapuchonnage à 2 mains des aiguilles (352) ; la technique du retrait et du recapuchonnage à une main s'est avérée effective dans la prévention des AES dans l'étude de P. Fromm (353).

L'usage de conditionnements unidoses est à privilégier ; l'infection humaine par la contamination de flacons à usage multiple est documentée au travers de 17 études (*Mycobacterium spp.*, *Pseudomonas spp.*, *Streptococcus spp.*, *Enterococcus spp.*, *Serratia spp.*, VIH, VHB, VHC sont les espèces identifiées).

Il n'existe aucune preuve d'un risque accru de transmission infectieuse à partir de conditionnements endommagés ; il est recommandé toutefois de les inspecter, préalablement à leur usage, à la recherche de rupture d'intégrité et de les écarter si tel est le cas.

Les ampoules autocassables sont à privilégier et une compresse d'interface est recommandée pour protéger les doigts du professionnel de santé.

Les lésions ou dermatoses cutanées des professionnels de santé sont à risque de contamination bactérienne et doivent être recouvertes (125) ; en cas d'infection avérée ou de dermatose suintante, il est recommandé d'éviter de procéder à une injection.

L'hygiène des mains (lavage au savon doux ou désinfection des mains) constitue une précaution standard ; le groupe signalait que des injections à des patients diabétiques ont été pratiquées sans procédure d'hygiène des mains et qu'aucune complication infectieuse n'a été relevée dans l'étude de L.M. Borders (354).

La désinfection à l'aide d'un produit antiseptique de l'extrémité des flacons ou ampoules est une procédure inutile (346).

La conservation en milieu antiseptique humide (en particulier avec le chlorure de benzalkonium) des boules de coton et des compresses est à l'origine d'infections graves (355, 356). Si un produit antiseptique et une compresse sont utilisés pour désinfecter la peau avant une injection, leur préparation doit être instantanée et l'usage unique.

Lorsque les patients ont la peau souillée ou visiblement sale, elle doit être lavée préalablement à toute injection ; la désinfection d'une peau visiblement propre avec un produit antiseptique n'est pas nécessaire. Plusieurs études rétrospectives (R) et prospectives (P) chez des patients insulino-requérant ont montré qu'il n'y avait pas d'augmentation du risque infectieux lorsque les injections étaient réalisées sans préparation cutanée.

Tableau 50. Taux d'infections au point d'injection SC chez les patients diabétiques selon le type de préparation cutanée.

Études	Durée	Type	Nombre de patient	Préparation cutanée	Nombre d'injections sans préparation cutanée	Nombre d'injections avec préparation cutanée	Nombre d'infections au point d'injection
Borders L.M (1984) (354)	7 jours	R	3	Nd ⁽¹⁾	Nd ⁽¹⁾	Nd ⁽¹⁾	0
Fleming D.R (1997) (357)	20 semaine	P	42	Alcool	7275 ⁽²⁾	6445	0
Fleming D.R	0.5 à 59 ans	R	21	Nd ⁽¹⁾	66 807 ⁽²⁾	Nd ⁽¹⁾	0
McCarthy J. (1993) (348)	Nd ⁽¹⁾	P	50	Alcool Eau du robinet Aucune	600	600	0 0 0
Stepanas T. (1982) (358)	≥ 7 jours	P	3	Nd ⁽¹⁾	Nd ⁽¹⁾	Nd ⁽¹⁾	0
Koivisto V.A (1978) (347)	3 à 5 mois Cross over	P	13	Alcool à 70 %	≈ 1700	≈ 1 700	0

Nd⁽¹⁾ : non disponible

⁽²⁾ : injections faites à travers les vêtements

Les 2 cas d'infection retrouvés par C.D. Sutton et al. dans l'essai prospectif en simple aveugle publié en 1999 (349) sont survenus après préparation cutanée à l'alcool isopropylique à 70 % chez des patients sous corticothérapie au long cours. *Staphylococcus aureus* était en cause dans les 2 cas.

► Anesthésie locorégionale

Nous n'avons retrouvé, en dehors de l'anesthésie péridurale, aucune étude évaluant les complications infectieuses et les précautions à prendre pour réduire le risque infectieux lié à l'anesthésie locale ou tronculaire en peau saine ou lésée, à l'exception de l'étude prospective de E. Giaufre en anesthésie pédiatrique qui a porté sur 24 409 anesthésies incluant un bloc régional, et pour 15 013 un bloc central ; l'étude n'a recensé aucune complication infectieuse (359).

► Biopsie cutanée

Nous n'avons retrouvé aucune étude évaluant les complications infectieuses et les précautions à prendre pour réduire le risque infectieux lié aux biopsies cutanées en peau lésée.

Concernant les biopsies cutanées en peau saine, D. Clévenot et al. (270) ont retrouvé 2 études comparant la PVPI à 10 % et la chlorhexidine alcoolique à 0,5 % qui concluaient à une supériorité de la chlorhexidine alcoolique :

- chez 60 patients devant subir une chirurgie du rachis, le pourcentage de cultures bactériennes positives était significativement inférieur (5,7 vs 32,4 % ; $p < 0,01$) avec la chlorhexidine alcoolique dans l'étude comparative de S. Sato et al. (309) ;
- chez 60 volontaires sains, le taux de colonisation était significativement abaissé 2 minutes après application de chlorhexidine alcoolique (0 vs 2,6 % ; $p < 0,05$) et comparable à 1 h (0 vs 0,7 % ; NS) et 2 h (0 vs 0 %) (360).

► Gestes chirurgicaux en dehors des établissements de santé

Malgré les précautions antiseptiques du champ opératoire, on estime entre 1 % et 4 % le risque de développer une complication infectieuse.

– Antisepsie cutanée avant un geste chirurgical :

Les recommandations américaines des CDC de 1999 (341) ne proposaient aucun antiseptique en particulier pour la préparation cutanée avant chirurgie mais indiquaient une procédure utilisant « un antiseptique approprié » : douche ou bain avec une solution moussante antiseptique la veille au soir précédant l'intervention ; préparation préopératoire par une désinfection cutanée en cercles centrifuges avec un antiseptique approprié ; antibioprophylaxie pré et peropératoire selon les indications validées ; pansement stérile protecteur pour les 24 à 48 h post-opératoires.

La douche pré-opératoire a été évaluée dans une revue de la Cochrane Collaboration de 2006 (361) à partir de 6 essais regroupant 10 007 patients, ne montrant aucun bénéfice de la chlorhexidine sur le taux d'infections post-opératoires. Le gluconate de chlorhexidine à 4 % (Hibiscrub®) a été comparé au placebo dans 3 essais (RR : 0,95 ; IC₉₅ % 0,80 à 1,04), au savon en barre dans 3 essais (RR : 1,02 ; IC₉₅ % 0,57 à 1,84) et à l'absence de douche antiseptique (RR : 0,70 ; IC₉₅ % 0,19 à 2,58).

Une revue de 2004 de la Cochrane Collaboration a par ailleurs recensé 6 études contrôlées à partir desquelles il n'a pas été possible d'établir de preuve d'un bénéfice de l'antisepsie cutanée pré-opératoire, en terme de complications infectieuses post-opératoires (362).

L'étude randomisée de K.R. Hort et al. (363), publiée en 2002, n'apporte pas d'argument supplémentaire. Elle portait sur 49 patients devant subir une chirurgie de la cheville ou du pied et a comparé la préparation standard (2 douches avec brossage utilisant une solution moussante à base de chlorhexidine la veille de l'intervention ; une détertion de 10 mn utilisant la solution moussante de PVPI suivie d'application de PVPI aqueuse à 10 %) à la préparation standard associée à l'application préopératoire pendant 3 mn d'alcool à 70 %. Il ne s'agissait donc pas de l'application d'une solution alcoolique de PVPI mais d'une antisepsie en 2 temps : PVPI aqueuse à 10 % puis alcool à 70 %. L'ensemble des patients a reçu une antibioprophylaxie préopératoire (céphalosporine). Les orteils (espaces inter-digito-plantaires et péri-unguéaux) constituaient la zone de prélèvement bactériologique : 22/49 cultures positives (45 %) ; 9/26 (35 %) dans le groupe préparation standard et 13/23 (57 %) dans le groupe préparation standard + alcool à 70 %. Aucune différence significative n'était enregistrée et l'alcool n'apportait pas de bénéfice. Les microorganismes retrouvés en culture

étaient : *Staphylococcus spp.*, *Bacillus spp.*, *Corynebacteries* et *Pseudomonas aeruginosa* (une culture). Aucune infection post-opératoire n'est survenue.

– *Dépilation*

Dans le cadre de la préparation cutanée avant un geste chirurgical, une dépilation peut s'avérer nécessaire.

La conférence de consensus de la Société française d'hygiène hospitalière (SFHH) « Gestion pré-opératoire du risque infectieux » du 05 mars 2004 (364) a précisé les points suivants :

Il est démontré que le rasage mécanique pratiqué la veille d'une intervention est une méthode à risque, à proscrire formellement (365, 366).

L'analyse systématique de 10 études a montré que les taux d'infection du site opératoire (ISO) les plus élevés sont retrouvés chez les patients dont la dépilation a été réalisée par rasage mécanique, différence significative dans 4 études contrôlées randomisées (365, 367-370).

Si la dépilation est jugée incontournable, la technique retenue doit être non agressive. La tonte et la dépilation chimique, constituent un choix raisonnable. Les études disponibles ne permettent pas de trancher en faveur de l'une ou l'autre technique.

La dépilation est à réaliser au plus près de l'intervention.

Au niveau du cuir chevelu, la dépilation chimique, la coupe par mèches et le rasage ont été comparés **dans une revue de la Cochrane Collaboration de 2006** (371) à partir de 11 essais. La dépilation chimique a été comparée au rasage dans 7 essais (1213 patients) avec un risque lié au rasage significativement majoré (RR : 1,54 ; IC₉₅ % 1,05 à 2,24). La coupe par mèches a été comparée au rasage dans 3 essais (3193 patients) montrant un risque significativement majoré après rasage (RR : 2,02 ; IC₉₅ % 1,21 à 3,36). Il n'y avait pas de différence selon que le rasage ou la coupe par mèches étaient effectués la veille ou le jour de l'intervention. La dépilation chimique n'a pas été comparée à la coupe par mèches.

– *Équipements de protection individuelle*

Un essai prospectif multicentrique, randomisée en simple aveugle, publiée en 2004 par V.S. Perelman et al. (372) a comparé le port de gants stériles (n = 408) au port de gants non stériles (n = 408) sur le taux d'infection de plaies suturées aux urgences dans une population de 816 patients âgés de plus d'un an. Les critères d'exclusion étaient soit liés aux patients (diabète, valvulopathie, insuffisance rénale, immunodépression congénitale, acquise ou thérapeutique, cirrhose hépatique, tendance aux cicatrices chéloïdes, traitement antibiotique en cours) soit à la plaie (polytraumatisme, fracture, plaie vasculaire, nerveuse ou tendineuse associée, morsure animale, plaie articulaire, plaie par arme à feu, plaie vue au-delà de 12 heures, suspicion de corps étranger). Une désinfection antiseptique de la plaie était systématique avant suture par la PVPI ou par la chlorhexidine et dans 25 % des cas, une antibiothérapie locale était appliquée sous le pansement. L'évaluation était faite au retrait des fils de suture et un prélèvement bactériologique était effectué en cas de suspicion d'infection. Le taux d'infection dans le groupe « gants stériles » a été de 6,1 % (24 patients ; IC₉₅ % : 3,8 %-8,4 %) et de 4,4 % dans le groupe « gants non stériles » (17 patients ; IC₉₅ % : 2,4 %-6,4 %) et la différence n'était pas statistiquement significative (RR = 1,37 ; IC₉₅ % : 0,75-2,52 ; p = 0,295).

L'analyse de la littérature faite par V.S. Perelman et al. indiquait que dans le domaine des plaies traumatiques vues aux urgences :

- l'eau courante peut être utilisée pour laver les plaies (373, 374) ,

- l'absence de port de masque facial et de calot lors des sutures de plaies n'a pas augmenté le risque infectieux dans l'essai contrôlé randomisé de J.C. Ruthman (375) ,
- l'absence de port de gants lors de la suture des plaies n'a pas augmenté le risque infectieux comparativement au port de gants stériles dans l'essai contrôlé randomisé de G.G. Bodiwala et T.K. George (376)

► Sclérose de varices

Nous n'avons retrouvé aucune recommandation, aucune étude comparant l'efficacité, sur la réduction du risque infectieux, de différentes méthodes d'intervention en phlébologie.

► Acupuncture

Suite à une délibération en assemblée générale le 23 novembre 2006, le Collège Français d'Acupuncture (CFA) a estimé que la désinfection cutanée était inutile avant acupuncture hors cas particuliers. Plus précisément, pour l'acupuncture et l'auriculothérapie le CFA est en faveur d'une absence d'antisepsie et d'équipements de protection individuelle en l'absence de facteur de risque, et en faveur d'une préparation cutanée par l'alcool 70 % en cas de facteurs de risque définis par l'immunodépression, la présence de matériel prothétique lorsque le point d'acupuncture est en regard, les valvulopathies et les prothèses valvulaires. La prévention du risque infectieux en acupuncture passe par les deux éléments essentiels que sont 1) l'utilisation d'aiguille à usage unique et 2) l'hygiène des mains du praticien. Aucune autre recommandation n'a été identifiée dans la littérature. Le risque a en revanche fait l'objet de quelques publications. En 2003, la revue systématique des cas décrits entre 1965 et 1999 de L. Lao (377) comptabilisait 202 incidents critiques dont 118 infectieux (60 %).

Tableau 51. Complications infectieuses décrites après acupuncture.

Type de complications infectieuses décrites	Nombre	Nature des complications et évolution
Hépatites virales B et C ^(*)	94	1 décès 3 insuffisances hépatiques aiguës 3 hépatites chroniques 42 guérisons 45 non déterminées
Infections auriculaires	9	4 déformations auriculaires séquellaires
Autres infections : 1 cas de transmission du VIH Septicémie à Staphylocoque Endocardite Pseudo-anévrysme Ostéomyélite chronique Spondylite, infection médullaire, abcès épidual Méningite bactérienne Arthrite gleno-humérale Abcès temporo-mandibulaire	15	2 décès

(*) : Aucun cas n'est décrit depuis 1988, ce qui correspond, pour les auteurs, à la diffusion des aiguilles à usage unique et des recommandations sur la stérilisation des dispositifs médicaux.

La revue systématique de la littérature de E. Ernst (378) portant sur le risque de transmission des hépatites virales A, B et C par l'acupuncture a permis de recenser, en 2003, 15 études épidémiologiques publiées entre 1983 et 2001 dont l'étude prospective de R.P. Beasley (379).

Aucun lien statistique n'a été retrouvé dans l'étude de Beasley entre l'acupuncture et l'incidence des hépatites A et B dans une population de 1 442 étudiants Taïwanais.

Une association entre l'acupuncture et la séroprévalence de l'hépatite C a été mise en évidence dans 5 des 13 études épidémiologiques analysées avec un risque proportionnellement accru au nombre de séances. L'étude de H.R. Shin et al. (380), en 2000, portant sur 1 033 coréens en zone rurale, a retrouvé un risque relatif global de 3,3 (IC₉₅ % ; 2,0-5,5) ; le risque relatif était de 1,2 (IC₉₅ % ; 0,6-2,2) dans le sous-groupe « moins de 10 séances d'acupuncture » et de 2,2 (IC₉₅ % ; 1,0-4,7) dans le sous-groupe « plus de 10 séances ».

En 2001, la revue de la littérature de B. Walsh sur les infections liées à l'acupuncture au Royaume Uni n'a retrouvé aucun cas de transmission du VIH ou de prion. Outre l'usage unique des aiguilles d'acupuncture, B. Walsh préconisait, pour protéger l'acupuncteur, le port de gants non stériles changés entre chaque patient (381).

La revue de la littérature menée par P.C. Woo entre 1996 et 2002, portant sur les complications infectieuses de l'acupuncture liées à *Staphylococcus aureus*, a identifié 9 cas soit 56 % des infections à pyogènes décrites sur la période (16 cas) : 3 cas d'arthrite septique, 2 cas d'ostéomyélite chronique, 1 cas de chondrite, 1 cas d'endocardite, 2 cas d'abcès sous-cutanés. Le taux de mortalité observé a été de 3/9 (382).

A. White a identifié dans une analyse systématique de la littérature internationale 715 événements indésirables liés à la pratique de l'acupuncture, dont 295 complications infectieuses, dont 4 cas de transmission du VIH, soit un taux global de 0,05 pour 10 000 traitements (383).

Par ailleurs, il a été décrit que l'application, pendant 5 secondes, d'alcool isopropylique à 70 % réduit de 82 à 91 % le taux de colonisation bactérienne de la peau (347). P. Hoffman a proposé, en 2001, en l'absence de preuve de son efficacité dans le domaine des injections sous-cutanées (346, 349), l'abandon de l'utilisation de l'alcool pour la désinfection cutanée préalable au geste d'acupuncture, sauf si le point d'acupuncture est à proximité d'une zone cutanée infectée (384).

► Mésothérapie

Nous n'avons retrouvé aucune recommandation relative aux précautions à prendre pour réduire le risque infectieux lié à la mésothérapie.

Des accidents infectieux dus aux mycobactéries atypiques du groupe *chelonae-abcensus* sous-groupe *abcensus* sont régulièrement décrits. Une étude microbiologique (385) publiée en 2004 a cherché à déterminer, *in vitro*, l'activité bactéricide de 5 produits de désinfection cutanée (Alcool à 70 %, Chlorure de benzalkonium, Gluconate de chlorhexidine Hibitane®, PVPI aqueuse Bétadine® et Biseptine®) sur 5 souches bactériennes (*Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Enterococcus faecium* et *Mycobacterium abcensus*) selon le procédé utilisé pour établir la norme Afnor 72-151 (détermination de la concentration minimale qui permet une réduction du nombre de bactéries de 5 Log en 5 minutes). L'étude a été réalisée en l'absence et en présence de 6 substances utilisées en mésothérapie (Lidocaïne 4 cc + Piroxicam 1 cc ; Lidocaïne 2 cc + Piroxicam 1 cc + Thiocolchicoside 2 cc ; Buflomedil 3 cc + Calcitonine de saumon 100 ui (1 cc) ; Procaïne 2 cc + Buflomedil 2 cc ; Solution de Klein : Lidocaïne 3 cc + Adrenaline 300 µl + Bicarbonate 42 mg + H₂O qsp 100 ml ; Solution de Klein sans Bicarbonate). Les produits antiseptiques étaient dilués à 90 %, 80 % et 50 %.

– *La bactéricidie n'était pas obtenue :*

- avec le Chlorure de benzalkonium sur *Staphylococcus aureus* et *Mycobacterium abcensus* quel que soit la dilution du produit ;

- avec la Bétadine® sur *Mycobacterium abcessus* quelque soit la dilution du produit, *Staphylococcus aureus* à C₅₀% et sur *Enterococcus faecium* en présence des 6 substances mésothérapeutiques.
- *La bactéricidie était obtenue :*
- avec l'alcool à 70 % sur les 5 souches à C₉₀ % et C₈₀ % et en présence des 6 substances mésothérapeutiques (l'efficacité était moindre sur *Staphylococcus aureus* en présence de Solution de *Klein*) ;
 - avec l'Hibitane® sur les 5 souches à C₉₀ %, C₈₀ % et C₅₀ % (excepté pour *Mycobacterium abcessus* à C₅₀ %) et en présence des 6 substances mésothérapeutiques ;
 - avec la Bétadine® sur *Pseudomonas aeruginosa* et *Escherichia coli* à C₉₀ % et C₈₀ % ;
 - avec la Biseptine® sur les 5 souches à C₉₀ %, C₈₀ % et C₅₀ % (excepté pour *Mycobacterium abcessus* à C₅₀ %) et en présence des 6 substances mésothérapeutiques.

Les auteurs concluaient à l'inadéquation de la Bétadine® à la pratique mésothérapeutique et rejetaient comme adaptés, sous réserve d'une application sur la peau 3 à 5 minutes avant l'acte de mésothérapie, l'alcool à 70 % et la Biseptine®.

► Soins de plaies et pansements

Le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales (Inter region OUEST) dans « Hygiène des plaies et pansements » de 2004 (386) a émis des recommandations claires et détaillées pour les soins de plaies :

– *Stratification du risque selon le type de plaies*

Le risque infectieux et de transmission croisée est stratifié en 3 niveaux.

Tableau 52. Risques infectieux selon le type de plaie.

Niveau de risque	Plaie aiguë*	Plaie chronique*
Risque infectieux faible Stade de cicatrisation qui permet à la plaie de se défendre naturellement contre une infection (exsudation et activité de la flore résidente, présence de tissus cicatriciels) Conditions favorables à la protection la plaie contre l'infection à associer à des techniques de soins : - propres pour les plaies chroniques - stériles pour les plaies aiguës.	Plaie suturée avec des fils, agrafes, sutures adhésives, après incision pour intervention chirurgicale Plaie traumatique franche suturée ou non Plaie après endoscopie interventionnelle comme la coelio-chirurgie	Escarre au stade 2 avec une atteinte limitée aux tissus superficiels pour laquelle la colonisation est physiologique
Risque infectieux modéré Ouverture ou traversée d'une zone possédant une flore bactérienne saprophyte (risque endogène). Risque supplémentaire de transmission croisée de la plaie (risque exogène) soit par une technique aseptique insuffisante, soit par un défaut d'hygiène du patient	Drainage, méchage de plaie ou stomie récente suturée Fixateur externe	Escarre au stade 3 avec atteinte des tissus mous (fascia, muscles) et des tendons pour laquelle la colonisation est physiologique Ulcère artériel
Risque infectieux élevé Risques d'origine endogène et exogène majorés. La plaie est ouverte avec mise à nu des couches profondes tendons, os, avec ou sans infection superficielle ou profonde. Le risque de transmission croisée entre deux patients est maximal.	Plaie traumatique multiple et délabrée Plaie chirurgicale comportant de multiples portes d'entrée Moignon d'amputation ouverte Plaie infectée	Escarre au stade 4 avec atteinte profonde des muscles, tendons (par exemple au niveau du sacrum) Plaie cancéreuse Plaie infectée

*Liste non exhaustive donnée à titre indicatif

– Organisation générale des soins

- Soins du patient avant le pansement

Toute personne doit pouvoir bénéficier, avant un pansement, des soins élémentaires d'hygiène sous forme, par exemple, d'une douche. Celle-ci peut être faite sans pansement en fonction de l'état de la plaie et du patient (déterSION) ou avec un pansement primaire ou secondaire imperméable (par exemple, une suture adhésive peut être protégée par un pansement transparent de type Opsite®).

Il n'y a pas de choix préférentiel entre un savon doux sans colorant ni parfum et un savon antiseptique.

L'efficacité du bain ou la douche, en réduisant le niveau de colonisation cutanée, n'est toutefois pas établie (387, 388) excepté en cas de plaie sacrée, périnéale ou d'ulcère des membres inférieurs (389).

Le rasage majore le risque infectieux et doit être évité : un taux d'infection de 5,6 % *versus* 1 % en l'absence de rasage ou avec l'utilisation de crème dépilatoire a été retrouvé (365).

- Tenue du professionnel de santé

La tenue de base (tunique ou blouse à manches courtes et pantalon propres) convient pour les soins de plaies simples qui ne présentent pas de risques de projections ou de contact de la plaie avec la tenue du soignant.

Une tenue de protection à soin unique est recommandée pour les plaies infectées ou étendues, pour les pansements complexes ou à risques de projections (lavages, irrigations). Les personnes en tenue civile (par exemple : médecin, infirmier libéral) doivent revêtir une blouse de protection.

- Hygiène des mains

On peut estimer que le lavage simple est suffisant pour des actes ayant un bas niveau de risque infectieux.

Actuellement le remplacement du lavage simple des mains par un traitement hygiénique des mains par frictions est préconisé pour des raisons de contraintes de temps ou en l'absence de point d'eau, sous réserve que les mains ne soient ni mouillées, ni souillées, ni poudrées.

Tableau 53. Niveaux de risque infectieux, objectifs et procédures possibles.

Niveau de risque	Objectifs	Procédures possibles
Bas	Réduire la flore transitoire	Traitement hygiénique des mains par
Intermédiaire	Éliminer la flore transitoire	Traitement hygiénique des mains par
Haut	Éliminer la flore transitoire et réduire la flore résidente	Désinfection chirurgicale par frictions ou lavage chirurgical

- Port de gants

Les gants à usage unique non stériles sont utilisés pour l'ablation du pansement.

En règle générale, les gants non stériles, associés aux compresses non stériles, sont utilisés pour les pansements de plaies chroniques (390). Toutefois, les compresses stériles seront utilisées dans les cas de risque infectieux élevé tels que les plaies cancéreuses, les plaies artérielles et les plaies infectées.

Les gants stériles sont utilisés pour la réfection du pansement des plaies aiguës en l'absence de dispositifs médicaux stériles (petite instrumentation pour pansement). Les gants stériles sont alors directement utilisés pour la préhension des compresses stériles. Par contre, les gants stériles ne sont pas nécessaires en cas d'utilisation de dispositifs médicaux stériles (ciseaux, pince à agrafes, pince Kocher, etc.) ou de sets à pansement stériles.

En cas de plaie superficielle ou de plaie suturée propres, l'usage des gants n'est pas nécessaire pour certains auteurs (391) dès lors que la désinfection des mains est effective.

- Port de masque

Le port du masque est recommandé pour les soins des plaies infectées aiguës ou chroniques fortement exsudatives.

Le port du masque de type chirurgical est justifié pour prévenir le risque de transmission oro-pharyngé et pour la protection du soignant. L'inhalation d'aérosols bactériens est susceptible de conduire à un portage transitoire oro-pharyngé des bactéries supportées par les particules mises en suspension.

Le masque est également recommandé en cas d'utilisation d'aérosols pour le décollement des pansements.

- Chariot de soins

Les chariots de soins doivent être équipés avec le minimum de produits et de matériels nécessaires pour éviter les risques de contamination croisée. Avant de débiter les soins, une vérification s'impose pour éviter les interruptions de soins.

Il est recommandé d'effectuer un nettoyage-désinfection des surfaces de travail et du chariot de soins entre chaque patient.

- Matériels et produits

- *Types de pansements*

Les pansements commercialisés sont définis comme étant des « dispositifs médicaux non invasifs » car ils entrent en contact avec la peau lésée. Selon leur destination ou leurs propriétés (effet barrière mécanique ou action cicatrisante), ils appartiennent à des classes de différents types I, IIa ou IIb.

Le groupe de travail du CCLIN a recensé 12 catégories de pansements utilisés selon le stade de la plaie : hydrogels, alginates, hydrofibres, pansements au charbon, hydrocellulaires, hydrocolloïdes, pansements gras, pansements spéciaux comme l'acide hyaluronique, à matrice anti-protéase, facteurs de croissance, système VAC (vacuum assisted closure), antimicrobiens à nano cristaux d'argent, et les bandes de contention et de compression. Chaque catégorie a fait l'objet d'une fiche descriptive générale : composition, propriétés, indications et contre-indications, mode d'emploi, liste des dispositifs référencés consultables sur le site www.cclinouest.com .

Les critères de choix complémentaires d'un type de pansement sont proposés par L. Parker (392) :

Équilibre entre la capacité à absorber l'exsudat et à maintenir l'humidité
Adhésivité ou non adhésivité autour de la plaie
Occlusion ou non occlusion
Fréquence du changement de pansement
Acceptabilité et compliance

- *Produits de lavage de la plaie*

Le pouvoir détergent des savons peut, par irritation des tissus fragilisés, endommager les tissus en voie de cicatrisation. De plus, l'intérêt des savons n'a pas été démontré pour les soins de la peau lésée. Le lavage des plaies à l'eau doit être préféré à l'utilisation des savons doux ou antiseptiques.

Lorsque le savon est indiqué, il doit toujours être liquide, dilué et suivi d'un rinçage. Un savon antiseptique peut être utilisé en cas de plaies infectées, toujours sur prescription médicale.

Selon le type de plaie, le lavage se fera préférentiellement à l'eau, soit l'eau du réseau, soit une eau bactériologiquement maîtrisée, soit l'eau pour irrigation stérile, ou au chlorure de sodium stérile à 9 ‰.

L'eau du réseau est adaptée pour nettoyer les plaies traumatiques accidentelles dans les départements d'urgence (374).

Le rinçage peut être réalisé avec l'eau du réseau sous condition de contrôle bactériologique (absence de Bacille pyocyanique), ou le chlorure de sodium stérile à 9 ‰, ou l'eau stérile encapsulée, ou l'eau pour irrigation.

Les flacons d'eau pour irrigation ou de chlorure de sodium stérile à 9 ‰ sont à utiliser en une seule fois et les quantités non utilisées doivent être jetées.

- *Produits antiseptiques*

Il est rappelé :

- la cytotoxicité potentielle des antiseptiques sur les kératinocytes et fibroblastes ;
- la diminution ou l'absence d'activité antimicrobienne des antiseptiques en présence des matières organiques ;
- le risque de sélection de souches bactériennes résistantes (résistance mécanique et plasmidique) et le risque de résistance croisée antiseptiques – antibiotiques (393) ;
- le risque de sensibilisation (eczéma de contact).

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » de 2001 (3) a émis des recommandations relatives à l'antiseptie en peau lésée :

Tableau 54. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie cutanée lors des soins de plaies en 2001.

Antiseptie en peau lésée				
Type de soin	Temps requis pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés En peau lésée, un antiseptique aqueux doit être choisi.	Niveau de preuve (Catégorie) ⁽²⁾	Avis porté sur l'indication
Plaies propres	np ⁽¹⁾	Polyvidone iodée aqueuse Chlorhexidine aqueuse	I I	-
Plaies souillées	5	Temps de détergence : Polyvidone iodée 4 % solution moussante pure ou diluée (eau stérile ou sérum physiologique au 1/3 en cas de trempage ou d'irrigation) Chlorhexidine solution moussante Temps antiseptique : Polyvidone iodée 10 % aqueuse diluée au 1/10 avec de l'eau stérile Dérivés chlorés Chlorhexidine aqueuse à 0.05 %	I I I I I I	-
Brûlures	np	np	I	Réduit le temps de cicatrisation
Escarres - non infectées - infectées - purulentes ou malodorantes	np	Pas d'antiseptique np Pas d'antiseptique	II II II	- Absence de preuve d'efficacité

⁽¹⁾ : non précisé

⁽²⁾ : niveaux de preuve définis par les Centers Disease and Prevention

P. Wolkenstein et L. Vaillant dans une revue systématique de la littérature (393) portant sur 50 publications référencées ont publié, en 1996, une analyse de l'utilisation des antiseptiques en peau lésée.

Les auteurs rappelaient que si la plupart des antiseptiques réduisent d'un facteur 10⁵ la flore microbienne cutanée, aucune norme ne définit l'efficacité des antiseptiques en peau lésée.

Les 4 circonstances d'utilisation recommandée des antiseptiques ont été confrontées aux données publiées.

– *Traitement des infections et surinfections cutanées*

Les infections cutanées peuvent être :

- primitives, superficielles (impétigo, folliculites, furoncle) ou profondes (érysipèle, abcès) ;
- secondaires : il s'agit de surinfections cutanées liées à l'acquisition, par la flore résidente, d'un pouvoir pathogène en raison de conditions locales favorisantes (dermatoses, corps étrangers) ;
- elles sont à distinguer du processus de colonisation des plaies traumatiques, des ulcérations chroniques (ulcère de jambe) ou des dermatoses suintantes par une flore polymicrobienne (Staphylocoques et Streptocoques d'abord, puis bacilles à Gram négative et Pyocyanique ensuite).

La distinction entre colonisation sans infection et surinfection secondaire est souvent difficile :

- dans le cas d'une surinfection vraie, il existe des dégâts tissulaires ;
- dans le cas d'une colonisation sans infection, le traitement de la cause permet la disparition de la pullulation microbienne sans altération du tissu sain sous-jacent.

À titre d'exemple, l'impétiginisation apparaît lorsque la colonisation bactérienne dépasse un certain seuil (10^4 à $10^7/cm^2$ pour les Staphylocoques, $10^6/cm^2$ pour les Streptocoques) et disparaît si l'on diminue d'un facteur 10 la concentration bactérienne sans qu'une lésion tissulaire ne soit obligatoirement observée ; dans l'eczéma (de contact ou la dermatite atopique), **E.J. Nilsson et J.F. Stalder ont démontré que la corticothérapie locale, en réduisant le suintement, permettait de traiter l'impétiginisation d'une dermatose suintante (394, 395) et que l'utilisation de 2 antiseptiques (la chlorhexidine et le permanganate de potassium) n'apportait aucun bénéfice dans l'évolution clinique** chez 2 groupes d'enfants atopiques comparativement à l'utilisation d'un dermocorticoïde seul (396). L'étude de J.F. Stalder et al. montrait la supériorité bactériologique de la chlorhexidine sur le permanganate de potassium (diminution d'un facteur 1 000 et 10 respectivement du taux de colonisation bactérienne).

L'utilisation des antiseptiques dans la dermatite atopique repose sur le fait que 90 % des enfants atteints sont porteurs de *Staphylococcus aureus* en peau atteinte et saine, de façon permanente dans 70 % des cas. Un portage manuel et narinaire a également été constaté. La transmission à l'entourage est fréquente (38 % des mères).

Malgré tout, l'utilité des antiseptiques ne semble pas prouvée dans la dermatite atopique.

Nous n'avons trouvé aucun essai contrôlé randomisé qui apporte un éclairage nouveau.

Le traitement par les antiseptiques d'une infection cutanée superficielle est soutenu par des modèles expérimentaux mais les preuves manquent dans les études cliniques. Leur efficacité semble peu importante comparée à l'évolution spontanée et ne semble suffisante qu'en cas d'infection peu étendue.

L'Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé (AFSSAPS), dans ses recommandations de prescription des antibiotiques par voie locale dans les infections cutanées bactériennes primitives et secondaires, n'a pas retrouvé, en 2004, de données significatives dans la littérature en faveur de l'utilisation des antiseptiques dans cette indication (397).

Nous n'avons pas trouvé **d'essai contrôlé randomisé chez l'enfant qui compare les antiseptiques et les antibiotiques locaux ou qui évalue l'utilité d'associer un traitement local à une antibiothérapie par voie générale.**

– *Prévention d'une surinfection cutanée*

La prévention par les antiseptiques d'une surinfection cutanée a été étudiée sur un modèle expérimental animal (plaie de cobaye surinfectée par *Staphylococcus aureus*) : la PVPI à 10 % et le chlorure de benzalkonium ne diminuaient pas le taux de plaies infectées, seule la chlorhexidine à 5 % permettait de diminuer de 100 à 25 % le taux (398).

P. Wolkenstein et L. Vaillant n'ont pas retrouvé d'études contrôlées prouvant l'intérêt des antiseptiques en prévention des infections cutanées chez l'homme sur des plaies propres ou souillées.

À titre d'exemple, l'utilisation d'une crème antiseptique à base de cétrimide – chlorhexidine n'empêchait pas la survenue d'une infection après exérèse d'un cancer ulcéré (5/23 = 22 %) contrairement à la mupirocine ou à une céphalosporine orale (1/37 = 3 %) dans l'étude de D. Czarnecki et al. (399).

L'essai randomisé de G.T. McGreal et al. (400), publié en 2002, portant sur 174 patients appendicectomisés sur une période de 1 an, a comparé la fermeture sous-cutanée complète (n = 88) à une fermeture partielle associée à un méchage antiseptique à base de PVPI 1% (n = 86) changé quotidiennement jusqu'au 4ème jour post-opératoire. Tous les patients recevaient une antibioprophylaxie associant une céphalosporine (ou un macrolide en cas d'allergie) au métronidazole et certains (105 patients) avaient une antibiothérapie prolongée jusqu'à J6. Le taux d'infections de paroi était de 5,6 % (5/88) dans le groupe suture simple et de 11,6 % (10/86) dans le groupe méchage à la PVPI, sans différence statistiquement significative. Les bactéries identifiées étaient *Bacteroides fragilis* et *Escherichia Coli*.

Le taux moyen d'infection de paroi était de 8,6 % (15/174) alors que les taux publiés dans la littérature varient entre 6 % et 33 %.

– *Dermite du siège*

En l'absence de dermite du siège, la surface cutanée chez le nourrisson héberge des Staphylocoques à coagulase négative (50 à 70 % de la flore), des Corynébactéries (25 à 35 % de la flore), *Staphylococcus aureus* jusqu'à 28 % des cas étudiés, *Escherichia coli* en pourcentage variable et *Candida albicans* jusqu'à 10 % des cas étudiés.

En cas de dermite du siège, *Candida albicans* est présent dans 50 à 80 % des cas, *Escherichia coli* dans 20 à 50 % des cas et *Staphylococcus aureus* dans 40 à 60 % des cas.

En l'absence de preuve formelle de la pathogénicité de la flore bactérienne présente, l'utilisation des antiseptiques dans les soins de la dermite du siège du nourrisson est discutable. Seul, *Candida albicans* doit être traité (30). Il n'y a aucune place pour les colorants. La chlorhexidine doit être évaluée dans les formes sévères ou vues tardivement.

Nous n'avons trouvé aucun essai contrôlé randomisé qui apporte un éclairage nouveau.

– *Prévention du retard de cicatrisation*

Il n'a jamais été montré, depuis l'étude de C. Hansson en 1995, que les antiseptiques utilisés dans le traitement des ulcères de jambe raccourcissent le temps de cicatrisation des ulcères (401).

L'étude contrôlée de M.F. Blech (402) a comparé l'évolution des plaies post traumatiques selon que l'on utilisait l'éosine aqueuse ou 2 applications par jour de PVPI à 10 % (en cas de pH acide) ou de chlorhexidine à 0,04 % (en cas de pH alcalin). Le taux de cicatrisation complète à 15 jours était de 80 % dans le groupe PVPI – chlorhexidine et 38 % dans le groupe éosine aqueuse (p < 0,01).

– *Brûlures et dermatoses bulleuses*

Dans l'étude contrôlée de E.J. Lowbury publiée en 1971 (403), une solution de nitrate d'argent à 0,5 % a permis la disparition des bactéries en peau brûlée dans 35 % des cas contre 2,1 % en cas de traitement par air sec et chaud, sans réduction significative de la mortalité.

D'autres études, dont celle de M. Pannier et al., évaluant l'efficacité de la chlorhexidine dans la balnéothérapie des grands brûlés ont montré une réduction du nombre de bactéries dans l'eau des bains et une amélioration pronostiques des patients inclus (404). Ce bénéfice a été

retrouvé dans une étude expérimentale comparative de A. McManus et al. chez des rats brûlés avec un bénéfice significatif sur la mortalité ($p < 0,01$) (405) et pour des patients atteints de syndrome de Lyell (406) dans la revue de la littérature de J.C. Roujeau et al. de 1990.

– Prélèvements de plaie

Ils sont indiqués en présence de signes cliniques associés d'infection (douleur, inflammation péri ulcéreuse, adénite, fièvre). Une plaie qui coule ou malodorante ne suffit pas à justifier un prélèvement microbiologique.

Les prélèvements sont obtenus à l'aide d'une seringue ou mieux par biopsie. Si un écouvillon est utilisé, un mouvement de zigzag et de rotation sur la plaie doit être effectué, selon la Wound Care Society, 1993 (392).

Le nettoyage de la plaie préalable au prélèvement, est débattu (407).

L'infection est définie par la présence de 2 signes suivants :

- rougeur, sensibilité et gonflement des bords de la plaie, avec ou sans écoulement purulent ;

ET,

- présence d'un des signes suivants : *germe prédominant*, voire en culture monomorphe, isolé à partir du liquide obtenu par aspiration à l'aiguille, ou *germe isolé à partir du tissu biopsié* en quantité supérieure à 10^5 par gramme de tissu (exception faite des Streptocoques α hémolytiques), ou *germe isolé par hémoculture*.

L'interprétation des prélèvements sur fistule est plus difficile car l'infection est souvent pluri-microbienne.

– Pansements

Le CCLIN (Inter region OUEST) dans « Hygiène des plaies et pansements » de 2004 (386), a mis en ligne pour les professionnels de santé des « fiches pansements », selon le type de plaie et son risque infectieux, accessibles sur le site www.cclinouest.com (Annexe 6).

Le « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés hors les établissements de santé » de 2006 (8) et L. Parker (392) dans sa revue systématique de la littérature de 2000 apportent des précisions supplémentaires quant à la réfection du pansement d'une plaie infectée :

- une plaie infectée doit être soignée tous les jours ;
- en cas de plaie infectée, retirer le pansement avec une pince ou une main gantée, jeter le gant en le retournant sur le pansement afin de protéger l'environnement ;
- le matériel et les compresses en contact avec la plaie doivent être stériles ;
- travailler du plus propre vers le plus sale ;
- commencer par un nettoyage du pourtour de la plaie sans toucher le centre en effectuant un seul passage avec chaque compresse ;
- le nettoyage a en général peu d'effet sur le fond de la plaie et n'est efficace qu'en surface ; l'utilisation de compresses peut être délétère par destruction du tissu de régénération et réduction de l'humidité locale (408). L'irrigation à la seringue (35 cc, aiguille de 19 gauge) semble préférable pour évacuer les débris et l'exsudat ;
- si un patient a plusieurs pansements, prendre du matériel stérile à chaque pansement et toujours commencer par la plaie la plus propre ;
- appliquer les produits médicamenteux (antiseptique par exemple) à l'aide d'une compresse et jamais directement sur la plaie.

► Soins en podologie

Le Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales (Inter region OUEST) dans « Hygiène des soins en podologie » (409) a émis en février 2006 des recommandations accessibles sur le site www.cclinouest.com.

– *Tenue de travail*

La tenue de travail recommandée, au cabinet de podologie et au domicile du patient, consiste au minimum en la protection de la tenue civile avec une blouse à manches courtes et au port de chaussures adaptées en cas de chute d'un instrument tranchant.

– *Masque et lunettes de protection*

Un masque chirurgical, à usage unique, est recommandé pour se protéger contre les projections provoquées par l'instrumentation dynamique.

1 masque = 1 patient ou 1 soin

Le port de lunettes de protection est recommandé pour protéger l'œil contre les projections de particules d'ongles et contre les poussières générées par les opérations de fraisage.

– *Port de gants*

Pour les soins de pédicurie, les gants non stériles, à usage unique, en vinyle et non poudrés, sont recommandés chaque fois qu'il y a un risque de contact avec la peau lésée.

Pour des plaies à risque infectieux élevé, les gants stériles sont requis, par exemple : certaines plaies artéritiques ou les lésions profondes.

– *Hygiène des mains*

L'accent est mis sur deux types de procédures correspondant à différentes situations de soins.

Tableau 55. Procédures d'hygiène des mains en podologie.

1. Traitement hygiénique par friction ou lavage simple	
Pour les soins à faible niveau de risque infectieux	Friction ou lavage simple ^(*) Avant de débiter son travail / fin de travail. Gestes de la vie courante, nettoyage des locaux, après être allé aux toilettes, s'être mouché, avant et après la prise du repas. Soins en contact avec la peau saine. Avant les gants non stériles Après retrait des gants.
	Lavage simple uniquement En cas de mains visiblement sales ou souillées
2. Traitement hygiénique par friction ou lavage hygiénique	
Pour les soins à risque infectieux intermédiaire et élevé	Friction ou lavage hygiénique ^(**) Avant les gants stériles Soins et patient à risque infectieux
	Lavage hygiénique ou lavage simple des mains suivi d'une friction En cas de mains visiblement sales ou souillées, Après tout contact accidentel avec du sang ou des liquides biologiques

(*) : Durée totale du lavage **simple** des mains : **30 secondes**.

(**) : Durée totale du lavage **désinfectant ou hygiénique** des mains : **1 minute**.

– *Matériels et produits*

Le podologue est habilité à prescrire et à appliquer des topiques à usage externe (figurant sur une liste fixée par l'arrêté du ministre de la santé du 17 novembre 1987) : antiseptiques, antifongiques, hémostatiques, anesthésiques, kératolytiques et verrucides, produits à visée adoucissante, asséchante, calmante, cicatrisante et révulsive.

Pour les soins de pédicurie, la préparation de la peau avant le soin se fait préférentiellement avec du sérum physiologique appliqué avec une compresse non stérile pour les soins sur la peau non lésée et avec des compresses stériles en cas de peau lésée.

L'alcool à 70° est également utilisé, non pas pour son effet antiseptique, mais pour repérer par transparence les zones « d'hyperkératose ».

Le lavage des plaies à l'eau doit être préféré à l'utilisation des savons (ordinaire ou antiseptique). Lorsque le lavage de la peau ou d'une plaie du pied au savon est nécessaire, le savon utilisé doit toujours être liquide, dilué et suivi d'un rinçage. Au cabinet de podologie et au domicile du patient, le rinçage peut se réaliser au sérum physiologique stérile.

Un savon antiseptique peut être utilisé en cas de plaie infectée. Néanmoins, les auteurs soulignent que l'utilité réelle des antiseptiques dans le traitement des infections cutanées superficielles demeure largement inconnue. Ils rappellent leur cytotoxicité, la diminution ou l'absence de leur efficacité en présence des matières organiques, leur caractère délétère pour la cicatrisation.

Les antiseptiques suivants sont recommandés en pratique de soins podologiques :

- les produits iodés ;
- les produits à base de chlorhexidine aqueuse ou alcoolique, seule ou associée ;
- les produits chlorés à base d'hypochlorite de sodium.

Pour les soins à risque infectieux modéré ou élevé, cette étape est suivie de l'application de l'antiseptique sur peau visuellement propre suivi d'un temps de séchage spontané qui doit être respecté avant d'entreprendre un acte à risque élevé par exemple les soins sur un ongle incarné.

– Conduite à tenir selon le niveau de risque infectieux

Une proposition de trois niveaux de risque infectieux précise les principales précautions à adopter pour le patient, par le pédicure, le matériel utilisé ainsi que le traitement du matériel réutilisable.

Tableau 56. Niveau risque infectieux des actes spécifiques en podologie.

Risque infectieux	Patient	Soignant	Matériel	Traitement du DM réutilisable
Acte à risque faible - peau saine Exemples : hyperkératose, onychogryphose	Pied propre Alcool ou lotion lavante ou Biseptine® Coton, compresses, lingettes non stériles	Tenue de travail Mains : lavage simple des mains ou désinfection par friction Gants non stériles	Propre ou usage unique	Immersion dans une solution détergente- désinfectante ou Essuyage Nettoyage, rinçage séchage et stockage
Acte à risque modéré - peau lésée - derme Exemples : Hématome sous- unguéal, phlyctène onychomycose, intertrigo	Pied propre Antiseptique Compresses stériles	Tenue de travail Mains : désinfection des mains par lavage ou par friction Gants non stériles	Désinfecté ou à usage unique ou stérilisé	Prétraitement Nettoyage Rinçage Désinfection ou Stérilisation
Acte à risque élevé - plaie infectée - avec ou sans complications Exemple : Ongle incarné	Pied propre Détersion Rinçage Antiseptique Compresses stériles	Tenue de travail Mains : désinfection des mains par lavage ou par friction Gants stériles	Stérilisé ou à usage unique	Prétraitement Nettoyage Rinçage Stérilisation

► Soins de trachéotomie

Les seules recommandations disponibles émanent de « Guidelines for preventing health-care-associated pneumonia, 2003: recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee » (410).

La fédération ANTADIR fournit des guides et des recommandations pratiques (411, 412) disponibles sur le site de la fédération: <http://www.antadir.com>.

– Soins de stomie

Aucune recommandation ne peut être faite actuellement sur l'application quotidienne de topiques antimicrobiens à l'endroit de la stomie trachéale.

– La canule

Le « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés en dehors des établissements de santé » de 2006 (8) formule les propositions suivantes :

Enlever la canule ou sa chemise interne mains gantées.
Nettoyer et désinfecter le pourtour de la canule selon prescription médicale, les produits utilisés doivent être compatibles avec la canule prescrite. Tout produit contenant de l'alcool, même en faible pourcentage est prohibé au contact de canules comportant des agents plastifiants. Les produits utilisés doivent être compatibles avec le type de canule.
Entretenir la canule : la circulaire n°974448 du 2 juin 1997 rappelle, pour les canules de trachéotomie en PVC, de respecter les recommandations du fabricant en matière de nettoyage et désinfection, sinon il y a un risque de désolidarisation. Bien sécher l'intérieur de la canule avec une compresse stérile avant de la replacer.
Privilégier l'usage de canules à usage unique qui ne doivent pas être réutilisées.

– L'aspiration endotrachéale

Aucune recommandation ne peut être actuellement faite sur le choix préférentiel d'un dispositif d'aspiration (système clos à usage multiple ou système ouvert à simple usage).

Aucune recommandation ne peut être actuellement faite sur l'usage de gants stériles ou non pour réaliser une aspiration endotrachéale.

Aucune recommandation ne peut être actuellement faite sur la fréquence de remplacement des tuyaux d'aspiration des systèmes clos à usage multiple. Par contre, l'usage d'une sonde d'aspiration stérile est recommandé avec l'utilisation des systèmes ouverts à simple usage.

Un liquide stérile doit être utilisé pour déposer les sécrétions de la sonde d'aspiration si plusieurs aspirations endotrachéales sont réalisées sur le même patient.

Le « Guide de bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés en dehors des établissements de santé » de 2006 (8) formule les propositions suivantes :

La sonde d'aspiration doit être maintenue par une compresse stérile.
Mettre des gants à usage unique non stériles et un masque et éventuellement des lunettes lors des aspirations.

La fédération ANTADIR propose les recommandations suivantes :

Les flacons servant aux sondes d'aspiration seront nettoyés et désinfectés au moins une fois par semaine. Ils seront toujours remplis avec de l'eau bouillie.
Le flacon de l'aspirateur qui recueille les sécrétions bronchiques sera nettoyé au moins une fois par jour, plus si nécessaire (vider le contenu dans les WC et non dans un lavabo ou un évier).
Nettoyez les tuyaux en les lavant régulièrement. Pensez à les changer environ tous les deux mois.

► Soins du cordon

Le cordon du nouveau-né est colonisé par *Staphylococcus aureus* dans 50 % des cas, avec un risque d'impétigo néonatal et d'abcès du sein chez la mère (413).

La pratique systématique d'une désinfection du cordon a permis une diminution importante du nombre des infections cutanées néonatales (414).

Les soins de cordon semblent efficaces mais en retardent la chute et ne sont pas codifiés.

En France, une enquête de J.Ph. Lacour publiée en 1997 a montré que les produits les plus utilisés étaient l'éosine, l'alcool, la chlorhexidine, le nitrate d'argent, la solution de Millian et l'Ektogan® (peroxyde de Zn et de Mg ; oxyde de Zn) avec une association de produits dans près de 70 % des cas.

L'analyse des spectres d'activité, de la rémanence (la fréquence des soins constatée est en moyenne d'une application après le bain, renouvelée en cas de souillure constatée lors du change des couches) et des risques d'effet secondaire a conduit les auteurs à préconiser la solution aqueuse de chlorhexidine à une concentration comprise entre 0,05 % et 1 % ou une solution alcoolique faiblement titrée.

L'Organisation Mondiale pour la Santé (OMS), en 1998, a recommandé l'utilisation d'un antiseptique une fois par jour pendant les 3 premiers jours de vie lors des soins de cordon (415).

La SFHH, dans le Guide pour la surveillance et la prévention des infections nosocomiales en maternité de Juin 2003 (version 2) (416), a proposé une recommandation de catégorie 2 (mesures validées par des experts ou mesures formellement établies mais dont la mise en œuvre peut être difficile) pour l'utilisation d'une ampoule unidose d'un antiseptique à appliquer 3 fois par jour et à choisir en accord avec le Comité de Lutte contre les Infections Nosocomiales (CLIN) local (par exemple Biseptine®, Alcool à 60 % ou Eosine alcoolique à 2 %). Lors de la section ou du raccourcissement du cordon, une paire de ciseaux stériles doit être utilisée.

La Cochrane Library a publié en 2004 (417) une revue systématique concernant les soins de cordon ombilical dont l'objectif était d'évaluer l'effet de la désinfection dans la prévention des infections du cordon et des décès : 21 essais regroupant 8959 nouveaux-nés ont été analysés. Aucune différence significative n'était retrouvée en comparant la désinfection antiseptique, le séchage du cordon à l'air libre et le placebo. L'utilisation des antiseptiques retardait la chute du cordon.

L'essai randomisé en simple aveugle, publié en 2003 par M. Pezzati et al. (418), a été mené chez 233 prématurés (âge gestationnel < 34 semaines ; PN < 2 500 g) et a comparé 2 protocoles de soins du cordon, l'un (n = 112) utilisant une poudre sucrée salicylée (97 % de poudre sucrée, 3 % d'acide salicylique), l'autre (n = 101) une désinfection par une solution aqueuse de chlorhexidine à 4 % ; 20 nouveaux nés (3 dans le groupe sucre salicylé, 17 dans le groupe chlorhexidine à 4 % ; p = 0,0004) ont présenté soit une omphalite soit une suspicion qui a conduit à un changement de protocole : antibiothérapie intraveineuse (ampicilline + gentamycine) et désinfection par la fuchsine à 1 %. Le critère de jugement principal de l'étude était le temps de chute du cordon et les critères secondaires la colonisation du cordon au 3^{ème} jour de vie, le taux d'omphalites, de sepsis et de décès.

Tableau 57. Comparaison de la chlorhexidine au sucre salicylé dans les soins de cordon.

Critères	Sucre salicylé	Chlorhexidine	p
Nombre de prématuré	112	101	
Temps de chute du cordon	6 ± 2 (jours)	9 ± 2 (jours) ⁽⁴⁾	< 0,0001
Prélèvement négatif à J3 ⁽¹⁾	73,1 % 0	53,4 % 0	0,003 -
Omphalite	1	1	-
Sepsis ⁽²⁾	0	0	-
Décès	7,8 %	4,0 %	0,027
Saignement du cordon ⁽³⁾			

⁽¹⁾ : les bactéries retrouvées étaient identiques dans les 2 groupes : Streptocoque β hémolytique du groupe B, *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*.

⁽²⁾ : dans les 2 cas, le sepsis n'était pas lié à une infection du cordon (prélèvement négatif, absence d'omphalite).

⁽³⁾ : < 2 jours et considéré comme bénin.

⁽⁴⁾ :Le temps de chute du cordon dans le groupe chlorhexidine était inférieur au temps retrouvé dans d'autres études avec d'autres antiseptiques : « triple dye » = violet de gentiane + vert brillant (ammonium quaternaire) + proflavine (11,6 jours), alcool (16,9 jours).

Un second essai randomisé mené chez 102 prématurés (âge gestationnel < 34 semaines) a été publié par K. Evens et al. en 2004 (419). Il comparait un groupe (n = 53) où le cordon était désinfecté à l'alcool isopropylique à 70 % (à chaque change jusqu'à la chute du cordon) à un groupe (n = 49) sans désinfection du cordon laissé à l'air libre hors de la couche. Les prélèvements bactériologiques étaient réalisés à 12 et 24 heures de vie puis à 3, 7 et 14 jours. Tous les enfants recevaient une antibioprophylaxie de 48 heures à l'admission associant l'ampicilline à la gentamycine par voie parentérale. Le délai moyen de chute du cordon était de 16 jours (17 ± 6.9) dans le groupe désinfection à l'alcool, de 13 jours (13.6 ± 4,2) dans le groupe sans intervention (p = 0,003). Il n'y avait pas de différence significative sur l'incidence d'infections péri ombilicales (aucune constatée) et les prélèvements bactériologiques étaient négatifs jusqu'à 24 heures de vie, le plus souvent positifs à *Staphylocoque* à coagulase négative ensuite.

L'essai contrôlé randomisé de P.A. Janssen et al., publié en 2003 et portant sur 766 nouveaux-nés, a comparé 2 types de soins du cordon : un groupe de 384 enfants recevait une désinfection par « triple dye » (2 applications au 1^{er} jour de vie) suivie de 2 ou 3 applications quotidiennes d'alcool jusqu'à la chute du cordon et un groupe de 382 enfants avait des soins de séchage à l'air libre après nettoyage au savon des zones souillées péri ombilicales. L'ensemble des enfants recevait 2 bains par jour et un lavage par savon doux. Tous avaient une prophylaxie conjonctivale à la naissance par pommade à base d'érythromycine. Le critère de jugement principal de l'étude était le taux d'omphalite, d'infection conjonctivale et péri ombilicale par *Staphylococcus aureus* et le critère secondaire était le taux de colonisation du cordon par *Staphylococcus aureus*. Une différence significative a été retrouvée en faveur de la désinfection par « triple dye » / alcool sur la présence d'une exsudation et sur le taux de colonisation du cordon par *Staphylococcus aureus*, *Staphylocoque* à coagulase négative, Streptocoque du Groupe B et *Escherichia coli* :

Tableau 58. Comparaison du séchage à l'air libre à l'application « triple dye »/alcool dans les soins de cordon.

Critères	« triple dye » / alcool n = 287 [n (%)]	Séchage à l'air libre N = 309 [n (%)]	p
Zone péri ombilicale :			
- Rougeur	2 (0,7)	5 (1,6)	0,45
- Chaleur	1 (0,3)	2 (0,7)	1,00
- Exsudation	1 (0,3)	23 (7,4)	< 0,001
- Malodorance	2 (0,7)	9 (2,9)	0,04
- Omphalite	0	1 ^(*)	-
- Impétigo	0	0	-
Conjonctive :			
- Rougeur	4 (1,4)	0	0,05
- Écoulement	15 (5,3)	13 (4,3)	0,57
Prélèvement bactériologique	« triple dye » / alcool N = 281 [n (%)]	Séchage à l'air libre N = 308 [n (%)]	p
<i>Escherichia coli</i>	62 (22,1)	105 (34,2)	0,001
Bacille à Gram négatif	24 (8,5)	34 (11,0)	0,31
<i>Staphylocoque à coagulase négative</i>	142 (50,5)	214 (69,5)	< 0,001
<i>Staphylococcus aureus</i>	8 (2,8)	96 (31,3)	< 0,001
<i>Streptocoque du Groupe A</i>	0	0	-
<i>Streptocoque du Groupe B</i>	17 (6,0)	36 (11,7)	0,02
<i>Streptocoque du Groupe B</i>	73 (26,0)	89 (28,9)	0,43
<i>Enterococcus sp.</i>	44 (15,7)	4 (1,3)	< 0,001
Prélèvement négatif			

(*) : omphalite à *Streptocoque* α hémolytique ; soit un taux observé de 1/382 (0,0026 = 2,6/1 000) conforme au taux d'incidence d'omphalite des nouveaux nés hospitalisés (0,7 % = 7/1 000) (420). L'étude de McKenna mentionnait un risque de fasciite nécrosante à *Staphylococcus aureus* (7/84) avec un taux de mortalité de 7 % (1/7).

Le lien entre colonisation bactérienne et infection a été étudié antérieurement : l'étude norvégienne de A. Meberg et al. (421) a montré qu'en l'absence de désinfection par un antiseptique (soins limités au lavage du corps au savon doux), le taux de colonisation était de 91 % pour *Staphylococcus aureus*, 23 % pour *Escherichia coli*, 10 % pour les *Streptocoques* du Groupe G avec un taux d'infection globale de 10,8 % dont 96 % à *Staphylococcus aureus*.

En 1992, l'étude de V. Stark et S.P. Harrison (422) portant sur 370 nouveaux-nés montrait que le séchage à l'air libre du cordon était associé à 12 % (n = 44) d'infections à *Staphylococcus aureus* réparties en sepsis avec présence de bulles (n = 27), conjonctivites (n = 9) et omphalites (n = 5).

Un essai randomisé en double aveugle publié en 2004 par T. Oishi et al. (423) a comparé 2 types de désinfection du cordon : un groupe (n = 48) désinfecté par l'alcool à 80 % et un groupe (n = 52) par l'association alcool à 80 % + chlorhexidine à 0,5 %. La désinfection avait lieu à la naissance puis 2 fois par jour après un bain et les prélèvements bactériologiques étaient réalisés au 5^{ème} ou 6^{ème} jour d'hospitalisation. Le critère de jugement principal de l'étude était le taux de colonisation du cordon par *Staphylococcus aureus* : La différence était significative en faveur de la désinfection par l'association alcool à 80 % + chlorhexidine à 0,5 %.

Tableau 59. Comparaison du taux de colonisation du cordon par *Staphylococcus aureus* selon le type de désinfection utilisé : chlorhexidine *versus* alcool.

	Taux de colonisation par <i>Staphylococcus aureus</i>	p	Taux de colonisation par SARM	p
Total (n = 100)	0,42 (42/100)		0,67 (28/42)	
Groupe alcool à 80 % + chlorhexidine à 0,5 % (n = 48)	0,25 (12/48)	< 0,001	0,50 (6/12)	NS
Groupe alcool à 80 % (n = 52)	0,58 (30/52)		0,73 (22/30)	

En 2006, un **essai contrôlé randomisé en double aveugle de forte puissance** mené au Népal a été publié par L.C. Mullany et al. (424) et a inclus 150 123 nouveaux-nés (dont 29,9 % hypotrophes) repartis en **3 groupes : désinfection du cordon par la chlorhexidine à 4 %** (n = 4 934), **lavage à l'eau et au savon doux** (n = 5 107) et **séchage du cordon à l'air libre** (n = 5 082).

L'essai était couplé à une intervention (lavage corporel total par une solution de chlorhexidine à 0,25 % versus placebo immédiatement après la naissance puis répartition en 3 groupes prédéfinis) qui n'a pas modifié la morbi-mortalité observée dans l'étude.

Il n'y avait pas de prélèvement bactériologique.

Les critères de jugement principaux de l'intervention étaient la mortalité néo-natale et l'incidence des omphalites dont le diagnostic reposait sur les degrés de gravité (léger, modéré, sévère) suivants : rougeur (+/- œdème) limitée au cordon, rougeur cutanée (+/- présence de pus) à la base du cordon sans dépasser un rayon de 2 cm et rougeur extensive (> 2 cm +/- présence de pus) à la base du cordon. Les enfants étaient examinés tous les jours de J1 à J6, tous les 2 jours de J6 à J14, à J21 et J28.

Le risque relatif d'omphalite de degré léger était diminué de 32 % ([RR] = 0,68, IC₉₅ % 0,58-0,80), de 54 % pour les omphalites le degré modéré ([RR] = 0,46, IC₉₅ % 0,36-0,59) et de 75 % pour les omphalites de degré sévère ([RR] = 0,25, IC₉₅ % 0,12-0,53) dans le groupe intervention par la chlorhexidine à 4 %. Aucun bénéfice n'était retrouvé pour le lavage à l'eau et au savon.

En cas d'intervention précoce (< 24 heures de vie), le bénéfice de la désinfection par la chlorhexidine était majoré ([RR] = 0,65, IC₉₅ % 0,56-0,78 ; [RR] = 0,42, IC₉₅ % 0,32-0,54 ; [RR] = 0,13, IC₉₅ % 0,06-0,31 respectivement).

Une réduction du risque relatif de mortalité globale était observée dans le groupe intervention par la chlorhexidine à 4 %.

Tableau 60. Risque relatif de mortalité globale selon le type de désinfection du cordon utilisé.

	Nouveaux-nés	Décès	Taux	RR (IC ₉₅ %)
Chlorhexidine à 4%	4 924	72	14,6	0,76 (0,55-1,04)
Eau et savon doux	5 107	98	19,2	1,00 (0,76-1,31)
Séchage à l'air	5 082	98	19,3	1,00

En cas d'intervention précoce (< 24 heures de vie), le bénéfice, sur la réduction de la mortalité infantile, de la désinfection du cordon par la chlorhexidine était majoré ([RR] = 0,66, IC₉₅ % 0,46-0,95) ; la réduction du risque relatif de mortalité par sepsis était de 31 % ([RR] = 0,69, IC₉₅ % 0,40-1,18).

Aucun effet secondaire de l'application de la chlorhexidine à 4 % n'a été enregistré dans l'étude.

Les résultats de cet essai sont de nature à modifier les recommandations existantes de l'OMS (séchage du cordon à l'air libre dans les pays développés ou application antiseptique jusqu'à J3 en zones géographiques à risque).

► Préparation à l'accouchement par voie basse

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » de 2001 (3) a retenu les antiseptiques utilisables en gynécologie lors de la préparation de l'accouchement par voie basse :

Tableau 61. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie muqueuse lors de la préparation à l'accouchement par voie basse en 2001.

Antiseptie des muqueuses				
Type de soin	Temps req pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie)	Avis porté sur l'indication
Antiseptie gynécologique				
Préparation de l'accouchement par voie basse	5	Détersion de la vulve : savon antiseptique Rinçage : eau stérile Séchage Antiseptie par badigeonnage : Polyvidone iodée Dérivés chlorés	II II	Ne pas utiliser de savon antiseptique pour la toilette intime quotidienne

(*) : niveaux de preuve définis par les Centers Disease and Prevention

Un essai contrôlé randomisé de V.C. Reid et al. publié en 2001 (425), portant sur 430 parturientes ayant accouché par césarienne, a comparé une préparation vaginale par PVPI à 10 % (3 passages de compresses stériles imbibées ; n = 247) à l'absence de préparation antiseptique (n = 251). Le critère de jugement principal de l'étude était la morbidité infectieuse dans le post-partum définie par la présence de fièvre $\geq 38^{\circ}\text{C}$, d'une endométrite et la disjonction de suture. Le taux de fièvre en post-partum était de 19,3 %, d'endométrite de 7,2 % et de disjonction de suture de 7 % sans différence statistiquement significative entre les 2 groupes. Dans le groupe préparation vaginale par la PVPI à 10 %, les résultats observés étaient pour la fièvre : RR 1,1, IC₉₅ % 0,8-1,6, pour l'endométrite : RR 1,6, IC₉₅ % 0,8-3,1 et pour la disjonction de suture : RR 0,6, IC₉₅ % 0,3-1,3. En prévention d'une transmission materno-fœtale du Streptocoque B, 91 % des femmes ont reçu un traitement antibiotique avant ou au cours de la césarienne.

En 2003, D.J. Rouse et al. (426) ont publié un essai contrôlé randomisé en double aveugle mené chez 1 041 nullipares au début du travail (accouchement par voie basse dans 80 % des cas). Ils ont défini comme critère de jugement principal de l'étude la morbidité infectieuse définie par la présence d'une chorioamniotite et/ou d'une endométrite dans le post-partum et comparé 2 groupes de parturientes : l'un (n = 525) recevant une irrigation vaginale de 200 ml d'une solution de chlorhexidine à 0,2 % toutes les 6 h depuis le début du travail jusqu'à la délivrance (4 irrigations au maximum), l'autre (n = 516) recevant une irrigation d'une solution placebo. Une antibioprophylaxie contre la transmission materno-fœtale du Streptocoque B était administrée chez 32 % des parturientes et 89 % bénéficiaient d'une anesthésie péridurale pendant le travail pour laquelle les auteurs rappelaient l'association à un risque majoré de fièvre pendant le travail.

Le taux d'infection dans le groupe chlorhexidine à 0,2 % était de 19,3 % et de 17,3 % dans le groupe placebo (RR 1,1 ; IC₉₅ % 0,9-1,4).

Sur l'intérêt de la désinfection vaginale pendant le travail, les résultats des études contrôlées avant 2001 sont tantôt concordants avec ceux de V.C. Reid et D.J. Rouse (427), tantôt

discordants (428-430). **Depuis 2002, la Cochrane Library a publié 4 revues systématiques qui ont confirmé la faiblesse méthodologiques des essais analysés et l'absence de preuve en faveur de la désinfection vaginale pendant le travail excepté l'irrigation par la chlorhexidine pour la réduction de la colonisation du nouveau-né par le Streptocoque du groupe B, actuellement responsable de 30 % des infections néonatales.**

En 2002, la Cochrane Library recensait 1 essai clinique ne montrant aucun bénéfice de la désinfection vaginale pendant le travail sur la réduction de la transmission mère-enfant du VIH (OR 0,93 ; IC₉₅ % 0,63-1,38) (431). Ce résultat a été confirmé en 2005 avec 2 essais analysés regroupant 708 patientes (OR 0,93 ; IC₉₅ % 0,65-1,33) (432).

En 2004, 3 essais de prévention des infections maternelles et néonatales par l'irrigation vaginale d'une solution de chlorhexidine pendant le travail, incluant 3 012 parturientes, ont été analysés et ne montraient pas de bénéfice statistiquement significatif (433). Le risque d'endométrite était néanmoins moindre (RR 0,83 ; IC₉₅ % 0,61-1,13).

En 2004, 5 essais de prévention de la transmission materno-fœtale du Streptocoque du groupe B par l'irrigation vaginale d'une solution de chlorhexidine pendant le travail ont été analysés et portaient sur 2 190 naissances à terme ou prématurées. La colonisation était significativement ($p = 0,005$) réduite (RR 0,72 ; IC₉₅ % 0,56-0,91) ; (RD - 0,16 ; -0,26 à -0,05) ; NST 6 (IC₉₅ % 4 à 20). Il n'y avait pas de différence statistiquement significative dans la survenue d'infections à Streptocoque du groupe B (y compris les pneumopathies, les méningites) ainsi qu'en terme de mortalité (434).

La Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH) dans le Guide pour la surveillance et la prévention des infections nosocomiales en maternité de Juin 2003 (version 2) maintient une recommandation de catégorie 1 (mesures dont l'efficacité a été formellement établie) pour l'usage d'une antiseptie à 4 temps dans les situations de soins suivantes (416):

- sondage urinaire évacuateur ;
 - préparation vulvo-périnéale avant expulsion ;
 - et une décontamination vaginale en cas de rupture précoce de la poche des eaux.
- Dans cette situation, le port de masque, de gants stériles aux 2 mains, une toilette vulvovaginale avant le 1^{er} toucher et une antiseptie vulvovaginale avant chaque nouveau toucher sont recommandés.** Une fiche est disponible et téléchargeable à l'adresse http://cclin-sudest.chu-lyon.fr/prevention/guides/Fiche_toucher_06.pdf

La PVPI est contre-indiquée ; seuls la chlorhexidine et les produits chlorés sont recommandés.

Pour la SFHH (435), le port du masque chirurgical est obligatoire pour l'accoucheur et la sage-femme, à partir de la rupture des membranes pour tout geste diagnostique ou thérapeutique au niveau des voies génitales de la parturiente : pour tout toucher ou prélèvement vaginal, pour l'antiseptie vulvopérinéale, pour toutes manoeuvres obstétricales, accouchement, délivrance artificielle, réfection d'une épisiotomie ou suture périnéale, pour tout soin après césarienne, pour la pose de sonde urinaire évacuatrice ou à demeure.

Pour prévenir les projections il s'agit d'un masque chirurgical avec visière, sinon assorti de lunettes de protection.

► Pose d'un implant contraceptif libérant un progestatif

Le seul implant commercialisé en France est l'Implanon® libérant de l'etonogestrel (340). La monographie du Vidal et la notice d'information destinée au médecin habilité à poser et retirer l'implant indiquent qu'une préparation cutanée par un antiseptique (non spécifié) est nécessaire au site d'insertion.

Il s'agit d'une antiseptie à 2 temps en peau saine pour laquelle le groupe de travail recommande d'utiliser un combiné alcoolique de chlorhexidine ou iodé avec une 2ème application après un 1^{er} séchage ; à défaut, il est possible d'utiliser la PVPI aqueuse à 10 %.

► Soins ophtalmologiques

Aucune étude relative à la préparation oculaire avant la réalisation des gestes ophtalmologiques en cabinet médical ou ophtalmologique n'a été retrouvée. Nous disposons par contre d'études contrôlées qui montrent l'intérêt de la PVPI dans le traitement des conjonctivites et dans la préparation à la chirurgie oculaire :

– Traitement des conjonctivites

Un essai contrôlé en simple aveugle a été publié en 2002 par S.J. Isenberg et al. (436) sur 459 patients de 7 mois à 21 ans à Manille. Le critère de jugement principal de l'étude était l'efficacité thérapeutique d'une solution de PVPI sur les conjonctivites infectieuses classées en 3 groupes : bactériennes, à *Chlamydia trachomatis* et virales. La concentration dans le groupe PVPI (n = 230) était initialement de 2.5 % puis ramenée à 1,25 % compte tenu d'un inconfort oculaire. Le groupe contrôle (n = 229) était traité par un collyre antibiotique à base de néomycine + polymyxine B 4 fois par jour. Le taux de perdus de vue était de 19 %

Les prélèvements conjonctivaux étaient réalisés au moment du diagnostic et *Chlamydia trachomatis* identifiée par immunofluorescence. Les conjonctivites étaient virales à 59,6 %, bactériennes à 33,4 % et à *Chlamydia trachomatis* dans 7 % des cas.

L'efficacité du traitement était jugé sur un score clinique établi par les patients (ou leur famille) et un ophtalmologiste. La durée du traitement variait de 1 à 3 semaines.

Si *Chlamydia trachomatis* était mise en évidence, les patients recevaient soit la doxycycline par voie orale, soit l'érythromycine.

Tableau 62. Comparaison du score clinique de guérison à J7 des conjonctivites infectieuses selon le type de collyre utilisé : antibiotique versus PVPI.

% de score clinique indiquant une guérison à J7					
Évaluateur	Groupe	Bactérie	Chlamydia	Virus	Total
Ophtalmologi:	PVPI	60,3	12,5	56,3	53,7
	Antibiotique	63,6	12,5	52,0	53,8
	Total	61,9	12,5	53,9	53,8
Patient	PVPI	83,6	30,8(*)	77,2	75,5
	Antibiotique	77,6	14,3(*)	78,6	75,6
	Total	80,8	25,0	78,0	75,6

(*) : p = 0,057 ; cette différence n'était plus retrouvée à J14.

L'efficacité de la PVPI avait déjà été prouvée sur *Chlamydia trachomatis* à la naissance dans une étude conduite au Kenya [SJ Isenberg et al., N Engl J Med 1995].

Le délai moyen de guérison était de 5,5 jours pour les conjonctivites bactériennes contre 6 à 7 jours dans d'autres études publiées.

À J7 et J14, il n'y avait pas de différence statistiquement significative entre les 2 groupes en ce qui concerne les conjonctivites bactériennes et virales (p = 0,133 et p = 0,824).

– *Préparation à la chirurgie oculaire*

L'incidence de l'endophtalmie après chirurgie de la cataracte est rare, en moyenne de 0,1 % (0,08 – 0,13 %). Les bactéries sont à 70 % des bacilles à Gram positive (Staphylocoque à coagulase négative, *Staphylococcus aureus* dans 9,9 % des cas) et sont génomiquement identiques à 67,7 % à celles retrouvées, en pré-opératoire, dans la zone palpébrale (437).

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » de 2001 (3) a retenu comme antiseptiques utilisables en ophtalmologie lors de la préparation de la chirurgie oculaire :

Tableau 63. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie muqueuse lors de la préparation à la chirurgie oculaire en 2001.				
Antiseptie des muqueuses				
Type de soin	Temps requis pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie)	Avis portés de l'indication
Antiseptie ophtalmologique				
Préparation à la chirurgie oculaire	5	Détersion : avec la solution antiseptique iodée Antiseptie : Polyvidone iodée solution pour irrigation oculaire Badigeonnage des contours de l'œil Badigeonnage et irrigation des culs de sac conjonctivaux et de la conjonctive Mise en place du champ opératoire Rinçage : au sérum physiologique stérile Séchage		-

(*) : niveaux de preuve définis par les *Centers Disease and Prevention*

Dans leur revue systématique de la littérature publiée en 2002, T.A. Ciulla et al. (437) ont évalué les méthodes préventives de l'endophtalmie dans la chirurgie de la cataracte. Il est établi, depuis les études de M.G. Speaker en 1991 et S. Schmitz en 1999, que la PVPI réduisait significativement le risque d'endophtalmie post-opératoire (438, 439). La puissance de ces études et leur méthodologie ont conduit les auteurs à attribuer un niveau de preuve 2 (modérément important pour l'issue clinique) à l'utilisation pré-opératoire de la PVPI dans la chirurgie de la cataracte.

La concentration optimale de la PVPI n'est toutefois pas établie. Les études *in vitro* indiquent que la PVPI à faible concentration (0,2 %) est aussi, voire plus efficace qu'à 1 % ou 5 % à des temps de contact de 4 minutes.

A.W. Ferguson et al. (440) ont publié, en 2002, un essai randomisé en double aveugle portant sur 105 patients (âge moyen de 74 ans), comparant 2 concentrations (1 et 5 %) de PVPI pour la préparation oculaire d'une chirurgie de la cataracte. Aucun des patients n'a développé d'endophtalmie post-opératoire.

Les prélèvements bactériologiques conjonctivaux étaient réalisés avant et 1 mn après instillation : en pré-irrigation, 26/100 prélèvements étaient négatifs dont 22 après irrigation ; le total de prélèvements négatifs après irrigation était de 34/100. Une augmentation du nombre d'unités formant colonie (ufc) était observée en post-irrigation dans 16/100 prélèvements, sans différence significative entre les 2 groupes. Le nombre d'ufc diminuait dans 84/100 des cas.

À 1 % de concentration, la réduction après irrigation était sur, le nombre d'ufc, de 16,7 % (120 – 100) ; à 5 % de concentration, la réduction était de 60 % (100 – 40) : $p < 0,05$.

Lorsque le nombre de bactéries avant irrigation était > 1 000 ufc, la diminution relative était majorée : à 1 % de PVPI, diminution de 40 % du nombre d'ufc après irrigation (5 000 – 3 000) ; diminution de 96,7 % à 5 % de PVPI (3 340 – 110) : p = 0,0014.

La toxicité de la PVPI est documentée : irritation conjonctivale (0,4 %), kératoconjonctivite, œdème de cornée à 5 mn de contact et 10 % de concentration, dermite de contact (0,04 %).

► Soins de bouche

Le CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest dans « Le bon usage des antiseptiques » en 2001 (3) a retenu comme antiseptiques utilisables lors des soins de bouche et de prothèse dentaire.

Tableau 64. Recommandations du CCLIN de l'Inter région Sud – Ouest pour l'antiseptie muqueuse lors des soins de bouche et de prothèse dentaire en 2001.

Antiseptie des muqueuses				
Type de soin	Temps req pour l'antiseptie	Antiseptiques recommandés	Niveau de preuve (Catégorie) (1)	Avis porté sur l'indication
Antiseptie buccale				
Soins de bouche (déglutition possible) (2)	3 (temps de séchage exclus)	Détersion : brossage au dentifrice Rinçage : solution antiseptique Antiseptie : application à la compresse stérile enroulée autour d'une pince Polyvidone iodée Chlorhexidine Rinçage : même solution antiseptique	II II	-
Soins de prothèse dentaire	3	Trempe dans le boîtier contenant la solution antiseptique : Polyvidone iodée Chlorhexidine Détersion à la brosse à dent et avec la solution antiseptique Rinçage à l'eau courante	II II	-

(1) : niveaux de preuve définis par les Centers Disease and Prevention

(2) : lorsque la déglutition n'est pas possible, le brossage avec un dentifrice ne l'est pas et le rinçage doit être aspiré simultanément.

– Bains de bouche

L'utilisation d'antiseptiques en bains de bouche comme traitement topique d'ulcérations est admise depuis l'étude de E.L. Ford-Jones (441). Nous n'avons pas retrouvé d'essai contrôlé, depuis la revue systématique de P. Wolkenstein et L. Vaillant (393), qui justifie ou contredit cette attitude.

En 2006, le « Guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie » de la Direction Générale de la Santé (165) a confirmé l'indication, a précisé les produits et les modalités d'antiseptie selon le type d'acte.

Tableau 65. Caractéristiques des produits utilisables pour l'antiseptie du patient en pratique dentaire (bains de bouche et antiseptie des téguments).

Gamme	Indications	Précautions d'emploi ; effets indésirables	Contre-indications (*)
-------	-------------	--	------------------------

Hexetidine	Bains de bouche	Ne pas dépasser 10 jours de traitement	Hypersensibilité Enfant de moins de 6 ans
Ammonium Quaternaire	Bains de bouche		Hypersensibilité Enfant de moins de 6 ans
Iode (povidone iodée)	Bains de bouche Antisepsie préopératoire / Badigeonnage des téguments	La povidone iodée traverse la barrière muqueuse Lors d'applications répétées et prolongées : risque de perturbation thyroïdiennes	Hypersensibilité Déconseillé chez la femme enceinte ou allaitante Enfant < 6 ans pour la forme bain de bouche
Biguanides (Chlorhexidine)	Bains de bouche Gel pour application locale	Coloration brunâtre des dents et de la langue, (augmente avec le thé, café, vin et tabac), Altération du goût : réversible à l'arrêt du traitement	Hypersensibilité Enfant de 30 mois à 5 ans selon le produit

(*) : le praticien doit se référer à la notice du produit.

– *Modalités de réalisation de l'antisepsie en fonction du niveau de risque infectieux lié à l'acte*

L'efficacité des produits peut être considérablement réduite par la dilution. Aussi, l'antisepsie proprement dite doit toujours être précédée d'une phase de déterision et d'une phase de rinçage. Le brossage des dents constituera cette phase de déterision, il doit être fortement recommandé au patient par le praticien avant chaque consultation. En cas d'intervention à haut niveau de risque, le brossage soigneux des dents, suivi d'un rinçage abondant sera effectué avant l'antisepsie proprement dite.

Tableau 66. Antisepsie en fonction du niveau de risque infectieux lié à l'acte.

Geste de haut niveau de risque : acte chirurgical		Geste de niveau de risque intermédiaire
Bain de bouche		Bain de bouche : tout produit de soin de bouche selon les indications du laboratoire pharmaceutique.
Applications par badigeon sur la zone d'intervention ou irrigations sous gingivales avec l'un des protocoles suivants :		
1 - Amukine® ou Dakin® (application sans dilution avec une compresse imbibée)	1 - Bétadine® bain de bouche dilué	
2 - Rincer au sérum physiologique stérile ou à l'eau stérile	2 - Rincer au sérum physiologique stérile ou à l'eau stérile	
3 - Amukine® ou Dakin® (application sans dilution avec une compresse imbibée)	3 - Bétadine® dermique en application	
L'efficacité de ces 2 protocoles est équivalente		

► Surveillance de la nutrition entérale

A. Anderton estime que 30 % des aliments, que ce soit à l'hôpital ou à domicile, sont contaminés par des microorganismes au stade de la préparation et de l'administration (442).

En 2000, l'ANAES dans « Soins et surveillance des abords digestifs pour l'alimentation entérale chez l'adulte en hospitalisation à domicile » (443) proposait les recommandations suivantes, complétées en 2003 par la NICE dans « *Infection control, Prevention of healthcare-associated infection in primary and community care* » (103) et par le « Guide de

bonnes pratiques pour la prévention des infections liées aux soins réalisés en dehors des établissements de santé » (8) en 2006.

– *Pose d'une sonde nasogastrique*

Installer le patient en position assise.
Réaliser un lavage simple ou une friction hydro-alcoolique des mains.
Ouvrir l'emballage de la sonde et préparer les compresses propres imprégnées de lubrifiant.
Mettre des gants à usage unique non stériles (excepté chez le patient immunodéprimé où le port de pants stériles est recommandé) et saisir la sonde avec des compresses propres.
Il n'y a pas de données permettant de fixer une fréquence de changement de la sonde en place.

– *Changement et l'entretien d'une sonde de gastrostomie*

Pour l'entretien :
Après ouverture de la bouche de stomie, **la cicatrisation intervient en 10 ou 12 jours et plus aucun pansement n'est nécessaire.** (103)
Effectuer régulièrement une rotation de 360° de la sonde.
Réaliser un lavage simple ou une friction hydro-alcoolique des mains, nettoyer au savon, rincer et sécher chaque jour la peau autour de la sonde (la peau doit être parfaitement sèche, si nécessaire utiliser un coton-tige ou un écouvillon en coton à passer entre la peau et le dispositif de fixation de la sonde).

Pour le changement :
Retirer la sonde en place et l'éliminer, réaliser un lavage hygiénique des mains ou une friction hydro-alcoolique, mettre des gants stériles, installer un champ stérile, désinfecter la peau autour de la stomie avec des compresses stériles imprégnées d'un antiseptique (non précisé). Poser la sonde, gonfler le ballonnet avec de l'eau stérile.
Il s'agit d'un geste à réaliser au bloc opératoire.

– *Administration des mélanges nutritifs et entretien de la sonde*

Installer le patient en position demi-assise pour prévenir le risque de régurgitations.
Mettre en route l'alimentation entérale après avoir procédé à un lavage simple ou une friction hydro-alcoolique des mains.
Privilégier les systèmes clos, préremplis et prêts à l'emploi et ne pas déconditionner le système ; éviter les aliments nécessitant une reconstitution ou une dilution (Niveau de preuve 1). (103)
Il n'y a pas de preuve définitive de l'intérêt de porter des gants lors de la manipulation des aliments. (103)
À domicile, réserver les ustensiles à l'alimentation entérale et entretenir un plan de travail propre.
À domicile, lorsqu'une préparation est nécessaire, l'eau bouillie ou stérile devrait être utilisée, les aliments conservés au réfrigérateur à une température $\leq 4^{\circ}\text{C}$ pour une durée maximum de 24 heures.
Limiter au maximum la manipulation (Niveau de preuve 2) et manipuler les connexions avec une compresse propre à usage unique. (103)
Les aliments prêts à l'emploi peuvent être administrés sur une période de 24 heures ; les aliments reconstitués doivent être administrés en moins de 4 heures.
Les poches alimentaires doivent être jetées après chaque administration.
Interdire l'utilisation de nutripompe à réfrigération obtenue par adjonction de glace.
Réaliser un lavage des mains pour le renouvellement des flacons.
Changer les tubulures chaque jour pour la nutrition en continue et après chaque administration pour la nutrition discontinuée.
Les seringues utilisées pour rincer les tubulures sont à usage unique et ne doivent pas être réutilisées ; il s'agit d'un point de vue médico-légal car il n'existe aucune donnée publiée sur le bien-fondé ou non de cette recommandation. (103)
Vérifier la position de la sonde avant chaque utilisation; la mobiliser quotidiennement afin d'éviter les

escarres.

Effectuer des soins de narines et de bouche au moins une fois par jour.

8.3 Gestes sans effraction cutanéomuqueuse

► Explorations respiratoires

Le risque d'infection croisée à partir du matériel d'explorations respiratoires est considéré, sur la base des rares cas décrits, comme très faible mais réel et majoré en cas d'immunodépression ou de mucoviscidose (444, 445).

Les microorganismes impliqués sont *Mycobacterium tuberculosis* (446, 447), *Burkholderia (Pseudomonas) cepacia* (448), *Acinetobacter calcoaceticus* et *baumanii* (449), *Aspergillus*, *Legionella pneumophila* (450), *Escherichia coli* (451), les Rhinovirus (452) et la flore du tractus respiratoire supérieur (*Haemophilus influenzae* (453), *Branhamella catarrhalis*, *Streptococcus pneumoniae*).

Bien que les mycobactéries atypiques soient présentes (en particulier dans les spiromètres à cloche), aucun cas de contamination n'a été décrit.

Il n'a jamais été rapporté de contamination virale par le VIH, le VHB ou le VHC (seule une suspicion existe pour le VHC (454)).

Le risque lié aux agents transmissibles non conventionnels (ATNC) ou prions n'a pas fait l'objet d'études particulières pour la ventilation.

– Spirométrie et épreuves fonctionnelles respiratoires

- Risque infectieux

Le risque de contamination lié à la spirométrie en unités de soins intensifs est bien documenté (446, 448, 451, 453, 455-458) et dépend du spiromètre utilisé. Il est majoré en circuit fermé (spiromètres à cloche humide ou sèche), moindre en circuit ouvert ou lorsque la mesure ne nécessite qu'une expiration (pneumotachographe, spiromètre à hélice). Les spiromètres ultrasoniques semblent offrir les meilleures garanties contre une contamination croisée.

Le risque de contamination lié à la réalisation d'épreuves fonctionnelles respiratoires (EFR) est moins bien documenté (448, 455, 459) et il n'existe aucun cas décrit de transmission croisée d'infections bactériennes.

R.E. Hazaleus (446) a rapporté en 1981 un virage des réactions cutanées à la tuberculine chez 22 patients ayant utilisé le même spiromètre qu'un patient secondairement identifié comme porteur de BAAR.

- Recommandations

Les embouts buccaux à usage unique doivent être privilégiés ; en cas d'utilisation d'embouts réutilisables, ceux-ci doivent être nettoyés, désinfectés (un antiseptique chloré, un traitement à la vapeur à basse température ou un cycle de lave-vaisselle sont adaptés : niveau de preuve 2) et séchés avant une nouvelle utilisation. La stérilisation n'est pas nécessaire (444).

Une enquête épidémiologique menée à partir de 2 hôpitaux universitaires par A.H. Kendrick et al. en 2001 a recensé que, parmi les patients réalisant des épreuves fonctionnelles

respiratoires, 84 % n'avaient aucune infection connue, 10 % étaient immunodéprimés, 2 % étaient porteurs d'une infection pulmonaire, 4 % étaient porteurs soit d'un Staphylocoque à résistance multiple, soit d'une tuberculose soit d'une hépatite chronique B ou C (444).

Les patients porteurs d'une infection documentée devraient être explorés en fin de journée ou de session et sur un équipement de désinfection aisée.

Concernant le risque d'infections à mycobactéries, la première mesure de prévention est d'éviter la réalisation d'EFR par les patients tuberculeux en phase bacillaire ou d'obtenir l'isolement pour l'examen, la seconde est l'utilisation systématique des filtres (445).

L'utilisation de filtres adaptés permet l'élimination de 66 % à plus de 99 % des bactéries (460, 461) sans augmenter les résistances et fausser les mesures physiologiques (variations comprises entre 2 et 4 %). Il n'existe pas de standardisation de la mesure de l'efficacité des filtres mais certaines caractéristiques sont recommandées par M.H. Becquemin (462).

Espace mort < 60 ml Résistance < 0.15 kpa/l Filtration > 99 % des particules de plus de 1 micron Coût unitaire faible (*)
--

- (*) : le coût de l'usage des filtres et des embouts buccaux à usage unique a été évalué par rapport au nettoyage et au calibrage d'un appareil entre chaque patient : il est 11 fois moindre (462).

Il est recommandé de changer les embouts buccaux et les filtres des spiromètres entre chaque patient.

Les procédures de désinfection pour un même type d'appareil sont actuellement non standardisées.

Il n'est pas actuellement recommandé de stériliser ou désinfecter en routine les appareils ou certaines parties entre 2 patients.

Pour les spiromètres en circuit fermé, l'eau du réservoir du spiromètre peut être entièrement vidée et remplacée tous les 2 jours (niveau de preuve 2) (410).

À titre d'exemple, la procédure publiée en 2001 de désinfection des spiromètres à cloche utilisée à l'hôpital Pitié-Salpêtrière (445) :

Chaque soir :

- démonter le robinet du spiromètre et les tuyaux pour décontamination et désinfection ;
- vider entièrement l'eau du réservoir du spiromètre.

Chaque matin :

- remplacer complètement la chaux sodée ;
- renouveler l'eau du réservoir du spiromètre (eau courante).

Tous les 3 mois :

- vidanger complètement la cloche, la nettoyer ;
- boucher les 2 arrivées d'air à l'aide de bouchons en caoutchouc le temps du lavage pour ne pas inonder l'appareil ;
- remplir à ras bord le réservoir du spiromètre avec un mélange d'eau froide et d'Hexanios® ; laisser agir 15 minutes ; vider et rincer 3 fois à l'eau claire ;
- oter les bouchons ;
- immerger la cloche dans un évier contenant 5 litres d'eau froide et un sachet d'Hexanios® (dilution 0.5%) ;
- frotter doucement la cloche avec tampon à récurer ; la rincer ; l'essuyer avec du papier avant de la raccrocher.

Toutes les parties touchées ou manipulées par les patients pendant les épreuves fonctionnelles respiratoires doivent faire l'objet, entre chaque patient, d'une désinfection utilisant des lingettes imprégnées d'alcool (444).

– *Débitmétrie de pointe*

- Risque infectieux

L'étude de J.G. Ayres (463) a établi, en 1989, la contamination fongique d'un type de débitmètre de pointe (« Mini-Wright ») sans infection croisée associée ; seule l'étude de J. Ahmed (449), en 1994, a démontré la réalité d'une infection croisée à *Acinetobacter calcoeticus* liée à l'utilisation d'un débitmètre de pointe avec embout buccal partagé.

- Recommandations

La seule partie en contact avec les voies respiratoires est l'embout buccal. Cet embout buccal en carton doit être jeté après chaque usage de patient (410, 445).

Le choix de débitmètres avec valve anti reflux doit être privilégié (444).

Il existe, par ailleurs, un risque d'infection manu portée qui justifie que chaque patient ait un débitmètre individuel ou qu'une décontamination (de nature non précisée) de surface soit réalisée après chaque usage et entre 2 patients (445).

- Nébulisation à usage diagnostique (tests de provocation bronchique)

Il n'existe aucune recommandation sur le nettoyage ou la désinfection du matériel de nébulisation et l'usage des solutions de nébulisation utilisés à titre diagnostique ni aucune donnée sur le risque d'infection croisée (444).

- Oxymétrie de pouls

Une étude microbiologique publiée en 1993 et menée par M.C. Wilkins (464) au sein de 15 hôpitaux nord-américains a évalué le taux de contamination bactérienne des capteurs d'oxymètres de pouls à usage partagé. Les cultures bactériennes étaient positives à partir de 66 % des capteurs prêts à l'emploi prélevés (29/44), et dans 20 cas sur 29, malgré une désinfection de la surface en contact cutané à l'alcool isopropylique à 70 %. Huit capteurs contaminés sur 29 n'avaient reçu aucune désinfection avant réutilisation. Les bactéries identifiées étaient *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus haemolyticus*, *Enterococcus faecalis* et *Klebsiella oxytoca*. M.C. Wilkins suggérait qu'une amélioration des procédures de désinfection des capteurs et que la mise à disposition d'oxymètres de pouls à usage non partagé étaient susceptibles de réduire le risque de transmission bactérienne de patient à patient.

- Enregistrement polysomnographique

La surface externe de l'appareil d'enregistrement doit être désinfectée, entre chaque patient, à l'aide de lingettes imprégnées d'alcool.

Les électrodes doivent l'être en utilisant l'eau de Javel.

► Soins respiratoires

– *Respiration artificielle manuelle*

Les dispositifs (sac et embout) pour la respiration artificielle manuelle sont des dispositifs semi-critiques nécessitant un haut niveau de désinfection avant une nouvelle utilisation.

Aucune recommandation ne peut être faite sur la fréquence de remplacement des filtres du dispositif. (445)

– *Assistance respiratoire*

- Ventilation invasive

La ventilation mécanique majore le risque de pneumopathie nosocomiale de 6 à 21 si l'on compare les patients ventilés aux patients non ventilés. (465)

La présence d'une sonde endotrachéale est un facteur de risque majeur et documenté d'infections respiratoires nosocomiales dont les taux d'incidence varient entre 8,5/1 000 et 31,2/1 000 jours de ventilation. Dès que possible, le recours à une ventilation non invasive doit être une priorité.

Les études portant sur les infections nosocomiales et la ventilation non invasive (ventilation nasale ou faciale en pression positive intermittente) sont rares et uniquement épidémiologiques descriptives. Les taux d'incidence sont compris entre 1,6/1 000 et 4,4/1 000 jours de ventilation et l'analyse multivariée des études épidémiologiques publiées (466-468) n'a pas montré que la ventilation non invasive soit, en elle-même, un facteur de risque d'infections respiratoires nosocomiales (465).

Le respirateur n'est pas considéré comme une source de contamination bactérienne à partir des gaz inhalés et il n'est pas recommandé de stériliser ou désinfecter les circuits internes (465). En ce qui concerne les circuits de ventilation, le risque d'infection nosocomiale n'a pas été retrouvé différent par D. Cook selon qu'ils soient changés tous les 2 jours, tous les 7 jours ou pas du tout (469). La méta-analyse de D. Cook de 1998 a montré que le risque d'infection nosocomiale était, par ailleurs, moindre lors de l'utilisation d'échangeurs de chaleur et d'humidité par rapport à l'utilisation d'humidificateurs chauffants.

- Cas particulier de la ventilation en pression positive continue (CPAP)

Les études portant sur les infections nosocomiales et la ventilation nasale ou faciale en pression positive continue sont rares et uniquement microbiologiques.

Une étude menée sur 7 mois et publiée en 2005 par K. Steinhauer et P. Goroncy-Bermes (470), a comparé les taux de colonisation bactérienne (à l'exception des mycobactéries) et fongique de 122 dispositifs de CPAP selon qu'ils étaient neufs (n = 72) ou partagés avant et après désinfection par les patients (n = 50). Les sites de prélèvement microbiologiques étaient l'emballage du dispositif, l'air, l'embout de connection, le filtre, le bec, l'entrée et le couvercle de l'humidificateur. Le masque facial, remplacé pour tout nouvel utilisateur, n'a pas été prélevé dans l'étude. Les taux de colonisation retrouvés étaient très faibles, identiques sur les dispositifs neufs et partagés que ce soit avant (isolement sur l'emballage d'une souche bactérienne pathogène de *Staphylococcus hominis* : 5 ufc) ou après désinfection (isolement d'une souche bactérienne pathogène sur l'emballage de *Vibrio alginolyticus* : 105 ufc).

Une étude publiée en 2005 par M. Wenzel et al. (471) a évalué la sécurité des humidificateurs par convection au sein des dispositifs de nCPAP (ventilation nasale en pression positive continue) par une mesure radioactive de la vapeur d'eau formée, selon différentes vitesses de flux d'air (de 2l/mn à 46 l/mn). Aucun aérosol n'était formé à partir de l'eau utilisée pour l'humidificateur. Les auteurs concluaient qu'il n'y avait pas de risque d'inhalation de microorganismes (bactériens ou fongiques) présents dans l'eau et que l'usage d'une eau stérile n'était probablement pas nécessaire pour alimenter l'humidificateur par convection des dispositifs de nCPAP. Cette conclusion ne s'appliquait pas aux humidificateurs à bulles où un aérosol se crée à partir de l'eau de remplissage du dispositif.

A.H. Kendrick et al. (444) recommandent pour la maintenance des dispositifs de CPAP à domicile :

L'utilisation hebdomadaire du lave-linge pour les sangles de maintien du dispositif sur la tête. Le nettoyage hebdomadaire à l'eau chaude et au savon doux des masques, des tuyaux et

des composants en plastique ou silicone pour lesquels l'utilisation de lingettes imprégnées d'alcool est également recommandée. Ils doivent être secs avant d'être réutilisés. La plupart des masques tolèrent des températures de 73°C ; en cas de risque de déformation des valves à la chaleur, ils peuvent être désinfectés par la vapeur à basse température. Le changement mensuel des filtres. Le remplacement de l'ensemble du dispositif tous les 6 mois.

– *Aérosolthérapie par nébulisation*

Les nébulisateurs des circuits de ventilation mécanique peuvent être contaminés secondairement par la flore pathogène du tractus respiratoire. (444)

Les nébulisateurs de petit volume présents à domicile sont considérés comme une source primaire de contamination ou de recontamination pour les patients qui les utilisent. (444)

L'aérosolthérapie par nébulisation permet la pénétration broncho-pulmonaire de particules de 2 à 6 microns. La majorité des bactéries ont une taille de cet ordre. Chez les patients atteints de mucoviscidose (472-475), d'asthme et de bronchopneumopathie chronique obstructive (BPCO) (476), *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Bacillus cereus*, *Bacillus cepacia* ont été isolés à partir des dispositifs (masques, cuves, tubes) ou des solutions de nébulisation (solution saline 4 % de dilution de l'aérosol) ou des médicaments (seringues de préparation, flacons multidoses). Le risque d'infection à *Legionella* a été documenté (450) et existe avec des nébulisateurs de grand volume quand l'eau non stérile est utilisée. Le risque existe également pour les mycobactéries atypiques présentes dans l'eau courante et pouvant survivre si la cuve reste humide entre 2 utilisations (477).

L'entourage (patients ou professionnels de santé) est concerné par un risque de contamination lorsqu'un aérosol est pratiqué chez un patient tuberculeux, essentiellement par la toux induite après la nébulisation. Ce risque vis-à-vis des mycobactéries est moins bien prévenu par les masques chirurgicaux (protection à 97 %) que par les masques particuliers FFP2 (protection à 99,99 %) (445).

Une étude d'observation multicentrique (Projet GENebu) (478) conduite en Italie en 1999 à partir de 27 centres pneumologiques et sur une période de 8 mois, a cherché à connaître, par un questionnaire, la pratique et la qualité de maintenance des dispositifs de nébulisation à domicile. Le taux de réponse a été de 73 % avec 1 257 questionnaires analysés. Plus de 60 % des patients ont déclaré n'avoir reçu aucune information des professionnels de santé sur l'utilisation correcte de leur dispositif et 75 % sur la maintenance du nébulisateur. Après réalisation d'un aérosol, 12 % des patients utilisaient la solution de nébulisation résiduelle pour un nouvel aérosol et 25 % ne le nettoyaient pas après chaque usage. Le dispositif était désinfecté une fois par semaine pour 20,8 % des patients, une fois par mois pour 13 % et jamais pour 36,3 % d'entre eux. La cuve était séchée entre 2 usages par 53,2 % des patients. Seulement 10,1 % des patients suivaient les recommandations du fabricant ; 47,3 % changeaient la cuve en cas d'anomalie visible et 40 % ne la remplaçaient jamais. La présence de résidus était visible macroscopiquement (tubes ou cuves) sur 6 % des dispositifs.

Ces résultats sont comparables à ceux observés par C. Smyth et al. sur une période de 12 mois : 29 % des patients nettoyaient leur cuve après chaque usage et 21 % ne la nettoyaient jamais.

L'observance étant inversement proportionnelle à la complexité des recommandations, B. Dautzenberg et A.H. Kendrick proposent des mesures simples et accessibles pour réduire le risque infectieux (444, 445) :

Ne jamais utiliser une même cuve de nébulisation chez 2 malades différents sauf si la cuve est stérilisable.
Changer de cuve de nébulisation au minimum tous les mois.

Décontaminer (eau bouillante additionnée de 2 % d'acide acétique (1)), rincer et sécher le nébulisateur entre 2 séances.

Toujours utiliser les liquides stériles pour préparer les solutions de nébulisation.

Ne pas utiliser des flacons de médicaments multidoses pour des malades différents et privilégier les conditionnements unidose.

Isoler les malades infectés durant les séances de nébulisation.

Ne jamais réutiliser un dispositif ayant servi à un malade atteint de maladie de Creutzfeldt Jakob (2).

(1) : l'efficacité semble confirmée par l'étude de Jakobsson et al. (479) où la colonisation résiduelle constatée était liée à un défaut de procédure ou d'observance des mesures de désinfection.

(2) : les dispositifs de nébulisation (compresseurs pneumatiques et appareils ultrasoniques) ne résistent pas aux conditions de destruction des prions (au moins 18 minutes à 134°C).

Ces recommandations sont reprises par les CDC en 2004 (410) qui ajoutent un rinçage à l'eau stérile de la cuve entre chaque usage et qui les formulent également pour les tentes de brumisation ; seule la fréquence de remplacement des chambres d'inhalation n'est pas déterminée.

– *Chambre d'inhalation*

Les chambres d'inhalation à usage individuel peuvent être nettoyées à l'eau et au savon ou au lave-vaisselle, rincées et séchées avant une nouvelle utilisation. La fréquence de nettoyage est fixée par le fabricant.

Il n'y a aucune preuve actuellement d'un risque majoré de transmission croisée par chambre d'inhalation.

– *Inhalation par suspensions et poudres en flacons pressurisés ou récipients doseurs*

Le risque de transmission infectieuse à partir des flacons pressurisés ou des récipients doseurs a fait l'objet de peu de publications.

Une première étude microbiologique menée en 1984 auprès de 12 enfants utilisant des flacons pressurisés a identifié 100 % de cultures bactériennes positives à partir des embouts et boîtiers sans conséquence clinique significative (480).

Une étude similaire conduite en 1999 auprès de 20 bronchopathes chroniques surinfectés de plus de 60 ans a montré l'absence de colonisation des supports (embouts et boîtiers) pour 18/32 prélèvements, la présence de microorganismes de la flore résidente respiratoire supérieure (7/32 prélèvements) et cutanée par *Staphylocoque* à coagulase négative (6/32 prélèvements) et 1/32 prélèvement positif à *Staphylococcus aureus*. Aucune colonisation des embouts buccaux par la flore respiratoire pathogène n'a été retrouvée (481).

Lors d'une enquête de pratique menée auprès de 147 infirmières et publiée en 2003 par K. Clancy a cherché à savoir si l'utilisation d'aérosols doseurs placebo pour l'éducation thérapeutique pouvait conduire à des infections respiratoires croisées. Aucune infection croisée n'a été retrouvée dans sa revue de la littérature (482).

– *Oxygénothérapie nasale*

Il est recommandé d'utiliser du matériel à usage unique ou à patient unique : sondes nasales, lunettes à oxygène, embouts narinaires, masques nasals (8).

► **Otoscopie**

Nous disposons d'études microbiologiques purement descriptives : celle de A. Overend en 1992 dans laquelle 93 % des 44 otoscopes étaient colonisés et 32 % par des bactéries potentiellement pathogènes (483) ; celle menée en 1997 par H.A. Cohen et al. sur 42 otoscopes en milieu pédiatrique communautaire (484). Les prélèvements étaient réalisés sur

le manche des otoscopes : 90 % étaient colonisés, à 83,3 % par des staphylocoques, à 45,2 % par *Staphylococcus aureus* et 9,5 % par *Staphylococcus aureus* résistant à la Méthicilline. Il n'y avait pas dans l'étude de mesure d'intervention pour réduire le taux de colonisation des otoscopes.

Aucune recommandation de pratique courante ne peut être actuellement formulée quant à la fréquence et la nature du produit désinfectant à utiliser pour réduire le taux de colonisation des otoscopes.

► Mesure de la température corporelle

En établissements de soins, la transmission croisée de microorganismes pathogènes par le biais des thermomètres est documentée.

L'étude d'observation de T.A. McAllister et al. (485) en 1986 a dénombré 25 cas d'infection à *Salmonella eimsbuettel* (13 nouveaux-nés, 2 mères, 9 membres de l'équipe soignante) en milieu de soins pédiatriques à partir de thermomètres à mercure.

Ceux-ci sont actuellement abandonnés (Circulaire DH/DGS n°99-426 du 20 juillet 1999) compte tenu du risque mercuriel mais continuent d'être utilisés à titre individuel hors des établissements de soins.

Les auteurs recommandaient, pour la désinfection en 1986, que la mesure de la température soit axillaire ou rectale, l'essuyage soigneux du thermomètre à l'aide d'une compresse imprégnée d'alcool à 70 % avant et après son utilisation suivi d'un rangement sec dans un étui adapté ; après une série d'utilisations pour un même patient ou au plus tard toutes les semaines, ils recommandaient un nettoyage à l'eau et au savon suivi d'un trempage antiseptique (alcool à 70 % ou chlorhexidine) de 10 minutes, d'un séchage et d'un rangement sec dans un étui adapté.

Les études épidémiologiques suivantes ont identifié :

- 9 cas d'infection à *Enterococcus faecium* résistant à la Vancomycine transmis par thermomètres électroniques (sonde rectale au niveau de l'embase) en unité de soins intensifs dans l'étude cas-témoins de L.L. Livornese publiée en 1992 (486) ;
- la réduction de l'incidence des diarrhées à *Clostridium difficile* en milieu de soins aigus par l'utilisation de thermomètres à usage unique dans l'étude de S.E. Brooks et al. (487) ;
- 7 cas d'infection à *Enterococcus faecium* résistant à la Vancomycine transmis par thermomètres électroniques (sonde auriculaire) en services de soins médico-chirurgicaux dans l'étude cas-témoins de R. Porwancher et al. publiée en 1997 (488).

L'étude cas-témoins de R.W. van den Berg et al. (489), publiée en 1999, a identifié 32 cas d'infection à *Enterobacter cloacae* multi-résistant à partir du capuchon d'une sonde rectale de thermomètre électronique en milieu de soins pédiatriques. L'analyse de l'épidémie (incidence initiale : 4.1/1000 admissions ; incidence au pic épidémique : 606/1000 admissions) a montré qu'elle était due à un défaut de respect de la procédure de désinfection des thermomètres : essuyage rapide à l'alcool à 80 % ou utilisation des solutions hydro-alcooliques destinées à l'hygiène des mains pour la désinfection des thermomètres.

Une étude microbiologique complémentaire a étudié l'effet de différentes modalités de désinfection sur des sondes enduites de vaseline et porteuses d'un inoculum de 105 ufc d'*Enterobacter cloacae* multi-résistant.

Tableau 67. Comparaison des taux de contamination bactérienne des thermomètres selon les modalités de désinfection des sondes rectales.

Cultures positives après désinfection (%)

Modalités testées	Solution hydro-alcoolique	Alcool à 80 %
Désinfection rapide (< 10 sec)	40	10
Désinfection soigneuse (> 10 sec ; plusieurs passages)	20	0
Trempage antiseptique pendant 5 minutes	10	0

Un essai prospectif randomisé en crossover a été conduit sur une période de 11 mois au sein d'un hôpital tertiaire américain et publié en 1998 par J.A. Jernigan et al. (490) L'objectif principal de l'étude était de mesurer l'efficacité de l'utilisation de thermomètres à usage unique sur le taux des infections nosocomiales et des diarrhées liées en particulier à *Clostridium difficile* comparativement à l'utilisation de thermomètres électroniques. Les unités concernées par l'essai ont reçu 26 350 patients en 11 mois parmi lesquels 947 ont présenté une infection nosocomiale soit un taux de 7.86 pour 1 000 jours-patient. Le diagnostic de diarrhées liées à *Clostridium difficile*, établi sur un titrage de la toxine B $\geq 1 :10$ et sur la présence de la toxine A dans les selles, a concerné 32 patients soit 3,4 % des patients atteints d'une infection nosocomiale.

L'utilisation de thermomètres à usage unique était associée à un taux significativement plus bas de diarrhées liées à *Clostridium difficile* (0,16 pour 1 000 jours-patient) comparativement à l'utilisation de thermomètres électroniques (0,37 pour 1 000 jours patient) avec un risque relatif RR = 0,44 ; IC_{95 %}, 0,21-0,93, p = 0,026.

Il n'y avait pas de différence significative pour le taux global d'infections nosocomiales : respectivement 8,03 et 7,68 pour 1 000 jours-patient (RR = 1,04 ; IC_{95 %}, 0,92-1,19, p = 0,52) y compris dans le sous-groupe des diarrhées nosocomiales : respectivement 3,34 et 3,40 pour 1 000 jours-patient (RR = 0,98 ; IC_{95 %}, 0,81-1,19, p = 0,87).

L'analyse coût-efficacité sur 3 ans évaluait à un facteur multiplicatif ≈ 4 le surcoût de l'utilisation de thermomètres à usage unique.

► Auscultation stéthoscopique

La colonisation bactérienne des stéthoscopes est bien documentée depuis l'étude de A. Gerken en 1972 (491).

L'étude épidémiologique de M.A. Smith et al. (492), publiée en 1996, a évalué la colonisation bactérienne et fongique de 200 stéthoscopes au sein de 4 types d'établissement de santé (2 hôpitaux universitaires, un centre oncologique et un centre communautaire de prise en charge de la maladie à VIH) : 80 % des stéthoscopes étaient colonisés avec un taux moyen de microorganismes de 1,67 par stéthoscope et une prédominance des bactéries à Gram positive (94 %) dont 17 % de Staphylocoques résistant à la Méthicilline parmi l'ensemble des *Staphylococcus aureus* retrouvés (9 %).

Dans cette étude, les stéthoscopes des médecins étaient significativement plus contaminés (90 % ; p = 0,02) que ceux des autres professionnels de santé (infirmières, étudiants, kinésithérapeutes) et les stéthoscopes assignés à une unité clinique l'étaient significativement moins (54 % ; p = 0,01).

L'étude de M.A. Marinella et al. (493), publiée en 1997, a été menée sur 40 stéthoscopes (diaphragme et cerclage) au sein d'un service de médecine et d'une unité de soins intensifs dans un hôpital universitaire.

Les Staphylocoques à coagulase négative et *Staphylococcus aureus* ont été retrouvés respectivement sur 87,5 % et 27,5 % des diaphragmes ainsi que sur 100 % et 25 % des cerclages. L'étude a comparé 4 modalités de désinfection des stéthoscopes : l'alcool isopropylique à 70 % a montré son efficacité à réduire le taux de colonisation bactérienne du diaphragme (158 +/- 33 à 0,2 +/- 0,2 ufc ; p = 0,02) et du cerclage (289 +/- 54 à 2,2 +/- 1,5 ufc ; p = 0,01) et à un moindre degré l'hypochlorite de sodium et le chlorure de benzalkonium. L'eau savonneuse ne permettait pas une réduction significative du taux de

colonisation bactérienne (persistance de 47 +/- 28 ufc sur le diaphragme et 95 +/- 48 ufc sur le cerclage ; p = 0,11 et 0,9 respectivement).

Une étude microbiologique similaire a été menée sur 55 stéthoscopes en milieu pédiatrique communautaire par H.A. Cohen et al. en 1997 (484). Tous les stéthoscopes étaient contaminés, à 90 % par des Staphylocoques répartis ainsi : Staphylococcus à coagulase négative (67,3 %), *Staphylococcus aureus* (54,5 %) dont 7,3 % résistant à la Méthicilline, *Staphylococcus epidermidis* (12,7 %).

L'alcool isopropylique à 70 % permettait une réduction moyenne du nombre d'ufc de 96,3 % et de 100 % des *Staphylococcus aureus*.

L'étude prospective en double aveugle publiée en 2004 par R.C. Parmar et al. (494) et réalisée sur 100 stéthoscopes dans un hôpital tertiaire a comparé l'efficacité de 3 modalités de désinfection par l'alcool à 66 % : désinfection systématique (prélèvement immédiat après désinfection), absence de désinfection et désinfection unique quotidienne (prélèvement après 5 jours d'utilisation) avec un prélèvement initial avant toute désinfection quel que soit le groupe.

Les stéthoscopes étaient utilisés en service pédiatrique (25), unité de soins intensifs pédiatriques (15), service de médecine (40) et service de gynéco-obstétrique (20). Sans différence significative entre les services d'utilisation, 90 % des 100 stéthoscopes étaient initialement contaminés (Groupe A), principalement par Staphylococcus à coagulase négative (62 à 70,6 %) ; un stéthoscope était porteur de *Staphylococcus aureus* résistant à la Méthicilline et 4 de Bacilles diphtériques.

En l'absence de toute désinfection (Groupe C) et après 5 jours d'utilisation, le taux de contamination passait à 95 % des stéthoscopes. La comparaison de la désinfection systématique avec prélèvement immédiat (Groupe B) et de la désinfection unique quotidienne avec prélèvement au 5ème jour d'utilisation (Groupe D) ne montrait pas de différence statistiquement significative entre les 2 modalités :

Tableau 68. Taux de colonisation bactérienne des stéthoscopes selon les modalités de désinfection.

Type de prélèvement	Nombre de stéthoscopes à culture positive
Avant désinfection	90
Post-désinfection immédiat	28 (*)
J 5 en l'absence de toute désinfection	95
J 5 après désinfection unique quotidienne	25 (*)

(*) : différence statistiquement significative

Tableau 69. Quantification comparée du taux de colonisation bactérienne des stéthoscopes selon les modalités de désinfection.

Nombre de microorganismes isolés dans les différents sous-groupes de l'étude				
Nombre d'ufc	Groupe A (n = 117)	Groupe B (n = 28)	Groupe C (n = 113)	Groupe D (n = 28)
< 10	54 (46.2)	21 (75.0)	52 (46.0)	24 (85.7)
11 – 100	52 (44.4)	7 (25.0)	41 (36.3)	4 (14.3)
> 100	11 (9.4)	0 (-)(*)	20 (17.7)	0 (-)(*)

() : résultats en %

(*) : différence statistiquement significative

Nous n'avons retrouvé aucune étude qui établisse une transmission infectieuse croisée avérée à partir des stéthoscopes.

Une désinfection quotidienne des stéthoscopes par l'alcool à 66 % permet une réduction significative de ce risque et pourrait être recommandée. Toutefois, son usage régulier peut provoquer des altérations de la membrane du stéthoscope. Le groupe de travail recommande de préférer une désinfection au minimum quotidienne par un produit détergent-désinfectant.

► Mesure de la pression artérielle

En établissements de soins, la transmission croisée de microorganismes pathogènes par le biais des brassards des appareils de mesure tensionnelle est documentée : *Klebsiella pneumoniae*, *Enterobacter cloacae* dans l'étude d'observation épidémiologique en milieu pédiatrique de M.G. Myers en 1978 (495), *Staphylococcus aureus* résistant à la Mupirocine et à la Méthicilline en milieu dermatologique, dans l'étude prospective de M.C. Layton et al. de 1993 (496), *Enterococcus* résistant à la Vancomycine en unité de soins intensifs dans l'étude d'observation de M.J. Bonten en 1996 (497) et en 2003, la détection de l'Ag HBs sur la face interne d'un brassard tensionnel en service de dialyse dans l'étude d'observation de N. Froio et al. (498)

Nous n'avons retrouvé aucune étude d'intervention comparant l'efficacité sur le risque de transmission croisée de différentes méthodes de désinfection des brassards tensionnels.

► Explorations ultrasoniques

Il n'est actuellement pas démontré que la présence de microorganismes sur les sondes d'échographie ou dans le gel conducteur soit à l'origine d'infections chez les patients explorés, y compris immunodéprimés.

Une étude expérimentale menée par T. Ohara et al. (499) a été conduite en 1998 chez 3 patients volontairement colonisés, via un gel conducteur, par *Staphylococcus aureus* résistant à la Méthicilline, *Escherichia coli*, *Pseudomonas aeruginosa*. Le taux de colonisation des sondes d'échographie après exploration abdominale a été comparé selon

différents modes de traitement des sondes : essuyage simple au papier, double essuyage au papier, désinfection simple par papier imprégné d'alcool à 70 % et double désinfection par papier imprégné d'alcool à 70 %.

Avant exploration, les sondes étaient désinfectées et constatées stériles grâce à l'usage de compresses imprégnées d'alcool à 70 % (2/3) ou de chlorhexidine à 0,1 % (1/3).

Après exploration abdominale, la peau et les sondes étaient colonisées par *Staphylococcus epidermidis* (2/3) et *Staphylococcus aureus* résistant à la Méthicilline (1/3) dont la survie variait de 1/2 à 6 heures dans les différentes préparations conductrices. *Escherichia coli* montrait le même profil de survie, par contre 90 % des *Pseudomonas aeruginosa* ne survivaient pas après 1/2 heure dans les différentes préparations conductrices.

La désinfection mécanique et antiseptique a été comparée sur le % d'ufc résiduelle et le % de réduction de la colonisation des sondes.

Tableau 70. Effet comparé des mesures de désinfection sur le taux de colonisation bactérienne des sondes ultrasoniques.

Type de désinfection	% d'ufc résiduelle (taux de colonisation initiale : 10 ²)	% de réduction observée
Essuyage simple au papier	5	95 %
Double essuyage au papier	0,7	99,3 %
Désinfection simple par papier imprégné d'alcool à 70 %	0,5 10 ⁻²	99,995 %
Double désinfection par papier imprégné d'alcool à 70 %	0,7 10 ⁻³	99,9993 %

Les auteurs concluaient à l'efficacité de l'alcool à 70 % pour réduire le risque infectieux lié aux explorations ultrasoniques.

La désinfection systématique des sondes par l'alcool est susceptible d'endommager le revêtement de la lentille acoustique ; d'autre part, le degré d'étanchéité de certaines sondes et les contraintes d'exercice rendent le respect des recommandations des constructeurs impraticable (trempage dans une solution d'hypochlorite de sodium pendant 20 minutes). (500)

Y.M. Karadeniz et al. (501) ont publié en 2001 une étude d'observation prospective à partir de 43 sondes ultrasoniques utilisées lors d'échographies abdominales (n = 7), axillaires (n = 6), endovaginales (n = 6) et inguinales (n = 24). Le groupe de patients faisant l'objet d'une échographie inguinale était réparti, sans randomisation, en 2 sous-groupes, un avec désinfection préalable cutanée par l'alcool à 70 % (n = 12), l'autre sans préparation spécifique (n = 12).

Les prélèvements microbiologiques étaient réalisés après l'exploration échographique avant toute mesure de désinfection, après essuyage simple au papier, après désinfection par une lingette imprégnée d'alcool à 70 % et pour l'ensemble des sondes traitées, 24 heures après leur utilisation de la veille.

Les sondes endovaginales étaient prélevées après retrait de la protection à usage unique et celle-ci était remplie par 300 ml d'eau à la recherche d'une fuite.

Le gel conducteur était mis en culture à partir de prélèvements des flacons (n non précisé) et les coffrets de sondes faisaient également l'objet de prélèvements (n non précisé).

Tous les échantillons de gel conducteur prélevés dans les flacons étaient stériles.

Parmi les coffrets de sonde prélevés (n non précisé), 2 étaient colonisés par *Staphylococcus aureus* résistant à la Méthicilline ; le degré de croissance bactérienne variait de 14 ufc en moyenne dans les conditions d'utilisation en routine à 100 ufc en l'absence d'une modalité de nettoyage de la sonde.

Aucune sonde endovaginale n'était colonisée et aucune protection à usage unique de sonde ne montrait de fuite.

Tableau 71. Croissance bactérienne sur les sondes non nettoyées.

Région examinée	Grade de croissance bactérienne ^(*)				
	0	1	2	3	4
Abdominale (7)	0	0	2	-	5
Axillaire (6)	0	0	0	-	6
Inguinale sans désinfection cutanée à l'alcool 70 % (6)	0	0	0	-	12
Inguinale avec désinfection cutanée à l'alcool 70 % (6)	1	3	4	-	4
Total	1	3	6	-	27

(*) : 0 : absence ; 1 : < 50 ufc ; 2 : > 50 ufc ; 3 : confluyente réduite de moitié ; 4 : confluyente

L'essuyage simple au papier était significativement plus efficace que l'absence de mesure de désinfection (p = 0,001).

Dans les zones pileuses, l'essuyage simple au papier réduisait de moitié le taux de contamination de la sonde.

Tableau 72. Croissance bactérienne sur les sondes essuyées au papier.

Région examinée	Grade de croissance bactérienne (*)				
	0	1	2	3	4
Abdominale (7)	0	2	2	3	0
Axillaire (6)	0	1	1	4	0
Inguinale sans désinfection cutanée à l'alcool 70 % (12)	0	0	2	10	0
Inguinale avec désinfection cutanée à l'alcool 70 % (12)	2	6	4	0	0
Total	2	9	9	17	0

(*) : 0 : absence ; 1 : < 50 ufc ; 2 : > 50 ufc ; 3 : confluyente réduite de moitié ; 4 : confluyente

Le taux de colonisation était significativement réduit par une désinfection à l'alcool à 70 % quelle que soit la région examinée (abdominale : p = 0,001 ; axillaire : p = 0,002 ; inguinale sans désinfection cutanée à l'alcool : p = 0,002 ; inguinale avec désinfection cutanée à l'alcool : p = 0,003).

Tableau 73. Croissance bactérienne sur les sondes désinfectées par l'alcool à 70 %.

Région examinée	Grade de croissance bactérienne (*)				
	0	1	2	3	4
Abdominale (7)	2	5	0	0	0
Axillaire (6)	1	5	0	0	0
Inguinale sans désinfection cutanée à l'alcool 70 % (12)	1	10	1	0	0
Inguinale avec désinfection cutanée à l'alcool 70 % (12)	5	7	0	0	0
Total	9	27	1	0	0

(*) : 0 : absence ; 1 : < 50 ufc ; 2 : > 50 ufc ; 3 : confluyente réduite de moitié ; 4 : confluyente

Aucune des sondes désinfectées par une lingette imprégnée d'alcool à 70 % n'était colonisée par *Staphylococcus aureus* résistant à la Méthicilline mais 1 par *Escherichia coli* et 2 par *Pseudomonas aeruginosa*.

Aucune culture n'était obtenue à 24 heures lorsqu'en fin d'exercice, les sondes étaient désinfectées par l'alcool à 70 %.

Les auteurs proposaient d'émettre des recommandations stratifiées pour prévenir le risque infectieux lié aux explorations ultrasoniques.

Tableau 74. Mesures stratifiées de désinfection des sondes d'échographie (1).

Mesure de désinfection des sondes	Indications
Essuyage simple au papier	Échographie abdominale chez le patient immunocompétent
Désinfection simple par lingette imprégné d'alcool à 70 %	Échographie abdominale chez le patient à risque (nouveau-né, unité de soins intensifs)
Désinfection cutanée à l'alcool à 70 % puis essuyage simple au papier ou désinfection de la sonde par lingette imprégné d'alcool à 70 %	Échographie des zones pileuses (axillaires et inguinales)

T.O. Bello et al. (502) dans une étude d'observation publiée en 2005 (non retrouvée) ont comparé, parmi 40 patients consécutifs faisant l'objet d'une échographie abdominale, le simple et le double essuyage au papier des sondes ultrasoniques ; la différence était significative ($p < 0,05$) sur le taux de colonisation bactérienne des sondes selon que les patients étaient hospitalisés ou consultaient en externe le service de radiologie et les auteurs proposaient une autre stratification de l'attitude selon le risque :

Tableau 75. Mesures stratifiées de désinfection des sondes d'échographie (2).

Mesure de désinfection des sondes	Indications
Essuyage simple au papier	Échographie abdominale chez le patient consultant en externe
Essuyage double au papier jusqu'à un aspect visiblement propre	Échographie abdominale chez le patient hospitalisé à risque

Le « Guide pour la surveillance et la prévention des infections nosocomiales en maternité » de Juin 2003 (version 2) (416) a émis des recommandations pour l'utilisation des sondes vaginales.

Choisir parmi les sondes d'échographie un matériel immergeable.
Recouvrir la sonde d'échographie endovaginale d'une protection à usage unique non stérile ; en cas d'ouverture de l'œuf, la protection à usage unique doit être stérile.
Désinfecter les sondes d'échographie endovaginales et abdominales entre 2 patientes, même si elle sont protégées.
Concernant le gel d'échographie, la circulaire EM 1/DH n°960479 du 6 février 1996 est rappelée : en cas d'effraction cutanéomuqueuse, le gel d'échographie sera stérile en monodose en l'absence d'effraction cutanéomuqueuse, le gel d'échographie sera non stérile, en flacon de petit volume, à jeter à la fin d'une journée d'explorations échographiques.

► Touchers pelviens (vaginal et rectal)

Nous n'avons retrouvé aucune étude de morbidité ni aucune étude comparant l'efficacité, sur la réduction du risque infectieux éventuel, de différentes méthodes d'intervention.

Le « Guide pour la surveillance et la prévention des infections nosocomiales en maternité » de Juin 2003 (version 2) (416) a émis des recommandations pour la réalisation des touchers vaginaux au bloc obstétrical.

Le 1er toucher vaginal se pratique après la réalisation d'une toilette vulvopérinéale simple ; Les doigts sont à usage unique sous emballage unitaire.
En cas de rupture des membranes, on utilise un gant stérile pour le toucher vaginal et un gant à usage unique non stérile qui protège la 2ème main en contact avec la vulve.

► Examen cervico-vaginal au spéculum

Nous n'avons retrouvé aucune recommandation, aucune étude de morbidité ni aucune étude comparant l'efficacité, sur la réduction du risque infectieux éventuel, de différentes méthodes d'intervention.

Le spéculum est un dispositif médical semi-critique et son usage relève de recommandations réglementaires : stérilisation en autoclave à vapeur d'eau ou adoption de l'usage unique.

► Recommandations proposées pour l'adoption de précautions supplémentaires pour la réalisation d'un geste technique selon sa nature et son degré d'invasivité

R 63 : Il est recommandé, pour toute procédure antiseptique, de ne pas raser les téguments. Lorsque la dépilation s'avère nécessaire, il est recommandé de la réaliser au plus près du geste technique, avant les 5 temps de l'antiseptie, soit par une coupe rase soit par une dépilation chimique (Grade B).

Antiseptie en peau saine :

R 64 : La déterision est un temps capital de l'antiseptie à 5 temps effectuée avant la réalisation d'un geste invasif : « on ne désinfecte que ce qui est propre » (accord professionnel).

R 65 : Lorsqu'une antiseptie à 5 temps est requise, il est recommandé de réaliser une déterision (nettoyage avec un savon antiseptique, suivi d'un rinçage et d'un séchage) avant l'application de l'antiseptique compatible, c'est-à-dire de la même famille que le savon antiseptique. Lorsque cela n'est pas possible, il est recommandé d'utiliser un savon doux liquide (accord professionnel).

R 66 : Lorsqu'une antiseptie à 5 temps est requise, il est recommandé, pour la préparation cutanée des patients avant un geste invasif, d'utiliser un produit combiné alcoolique, soit la chlorhexidine alcoolique, soit la polyvidone iodée alcoolique (Grade B). À défaut, il est possible d'utiliser la polyvidone iodée en solution aqueuse (Grade C) et l'alcool à 70° (accord professionnel).

Aucune étude publiée n'a comparé l'efficacité des solutés chlorés (solution de type Dakin) aux combinés alcooliques dans la prévention des infections à point de départ cutané.

R 67 : Lorsqu'une antiseptie à 2 temps est requise, il est recommandé d'utiliser soit la chlorhexidine alcoolique, soit la polyvidone iodée alcoolique (Grade B) ; l'alcool à 70°, les solutés chlorés et la Biseptine[®] peuvent être également utilisés (accord professionnel).

R 68 : Chez l'enfant > 30 mois, l'antiseptie cutanée est la même que chez l'adulte (accord professionnel).

R 69 : Chez le nourrisson et l'enfant < 30 mois : il est possible d'utiliser un soluté chloré de type Dakin et un soluté alcoolique en fonction de la surface à désinfecter (compresse imprégnée d'alcool) (accord professionnel).

Antiseptie en peau lésée :

R 70 : Le traitement par les antiseptiques d'une infection cutanée superficielle est soutenu par des modèles expérimentaux mais la démonstration n'a pas été établie avec des critères cliniques. Leur efficacité semble peu importante comparée à l'évolution spontanée et ne semble suffisante qu'en cas d'infection peu étendue. En

l'absence de preuve clinique de leur efficacité, le groupe de travail ne recommande pas l'utilisation des antiseptiques à visée thérapeutique dans les infections cutanées bactériennes primitives et secondaires ou à visée préventive de leur survenue, que la plaie soit propre ou souillée (accord professionnel).

R 71 : En cas de choix d'utilisation d'un antiseptique dans ces indications, aucun soluté alcoolique fortement dosé ne doit être utilisé en peau lésée ; la polyvidone iodée aqueuse, les solutés chlorés (soluté de *Dakin*) et la Biseptine[®] peuvent être utilisés.

Une solution moussante de polyvidone iodée à 4 % ou de chlorhexidine peut être utilisée pour la déterision des plaies souillées (accord professionnel).

R 72 : Il est recommandé de n'utiliser aucun antiseptique dans la déterision des plaies chroniques et des ulcères de jambe (Grade D), dans l'eczéma de contact et la dermatite atopique (Grade B).

R 73 : L'efficacité des antiseptiques à base de chlorhexidine aqueuse ou de nitrate d'argent n'est pas formellement démontrée dans la prévention de la surinfection des brûlures (accord professionnel).

Antisepsie des muqueuses :

R 74 : Il est recommandé d'utiliser, pour l'antisepsie des muqueuses, soit la polyvidone iodée aqueuse (sauf chez l'enfant de moins de 5 ans) soit les solutés chlorés (soluté de *Dakin*) (accord professionnel).

R 75 : Il est recommandé de ne pas utiliser les solutés alcooliques sur les muqueuses (accord professionnel).

Panier de soins antiseptiques :

R 76 : Le groupe de travail suggère de faire un choix, au sein de chaque cabinet médical, parmi les produits antiseptiques à large spectre d'activité afin de disposer d'un « panier de soins antiseptiques » qui réponde aux exigences de soins en peau saine, lésée et en muqueuse, quel que soit l'âge du patient.

Panier de soins antiseptiques		
Peau saine	Peau lésée	Muqueuse
Chlorhexidine alcoolique	Povidone iodée aqueuse	
Povidone iodée alcoolique	Soluté de <i>Dakin</i>	Povidone iodée aqueuse
Alcool à 70 %	Chlorhexidine aqueuse	Soluté de <i>Dakin</i>
Soluté de <i>Dakin</i>	(brûlures)	
Biseptine [®]	Biseptine [®]	

R 77 : Il est recommandé de disposer d'une solution alcoolique d'un antiseptique (chlorhexidine alcoolique ou polyvidone iodée alcoolique) et d'un antiseptique halogéné non alcoolique (polyvidone iodée aqueuse ou soluté chloré de type soluté de *Dakin*) ; si un 3^e produit est choisi, l'alcool à 70 % et la Biseptine[®] ont leur intérêt ⁴ (accord professionnel).

⁴ Seule la chlorhexidine aqueuse à une concentration de 2 % et 4 % de principe actif a fait la preuve d'une efficacité clinique (preuve de niveau 1). Ces concentrations ne sont pas disponibles en France.

Gestes invasifs à risque d'infection sévère

Par « gestes invasifs », le groupe de travail entend les gestes à risque d'infection sévère compte tenu de la pénétration dans une cavité réputée stérile ou dans une articulation ou dans le flux sanguin avec mise en place d'un dispositif médical.

L'utilisation d'une procédure « no touch » permet de ne pas recourir à la procédure aseptique complète pour l'arthrocentèse (ponction), la ponction artérielle et pour la pose de dispositif intra-utérin (DIU).

Geste	Antiseptique	Temps ⁽¹⁾	Gants	Masqu	Niveau de preuve	Particularités
Pose de sonde urinaire	Non	3 Détersion	S	Non	Grade B	Le maintien d'une technique aseptique est recommandé par le NICE
Maintenance de sonde urinaire	Non	-	NS	Non	Grade A	Le maintien d'un système clos est considéré comme la pierre angulaire de la prévention ; Vidange du sac collecteur toutes les 8 heures et dès que le sac est plein aux 3/4, à l'aide d'une compresse imbibée d'un antiseptique
Entretien de cathéter veineux central et de chambre à cathéter implantable (abord proximal)	Oui (chlorhexidine alcoolique en première intention et à défaut PVPI alcoolique)	2 Double application de l'antiseptique	S ou NS assorti d'une procédure "No touch"	Oui	Grade A (chlorhexidine alcoolique) AP (chambre à cathéter implantable)	Pansement hermétique Désinfection des ports d'injection et raccords à l'aide d'une compresse stérile imbibée d'un antiseptique en utilisant soit la chlorhexidine alcoolique soit la PVPI Port de calot et de casaque chez les patients aplasiques et neutropéniques Répéter l'application d'antiseptique après un premier séchage
Pose de cathéter veineux périphérique	Oui (chlorhexidine alcoolique ou PVPI alcoolique)	5	NS	Non	Grade B	Pansement hermétique Le port de gants stériles est par contre recommandé pour toute palpation après antiseptie cutanée

▪ S : stérile ; NS : non stérile ; PVPI : polyvidone iodée
DGS : Direction générale de la santé ; NICE : National Institute for Clinical Excellence ; OMS : Organisation mondiale pour la santé

AP : Accord professionnel

Gestes invasifs à risque d'infection sévère (suite)

Geste	Antiseptique	Temps ⁽¹⁾	Gants	Masqu	Niveau de preuve	Particularités
Injection para vertébrale, épidurale, facettaire articulaire postérieure	Oui (chlorhexidine alcoolique ou PVPI alcoolique)	2 Double antiseptie	No touch ou NS	Non	AP	Procédure « No touch »
Arthrocentèse (injection)	Oui (chlorhexidine alcoolique ou la PVPI alcoolique)	5 *	No touch ou NS	Non	AP	Procédure « No touch »
Pose de DIU	Oui (PVPI gynécologique ou dérivé chloré)	2 Double antiseptie	No touch ou NS	Non	AP	Procédure « No touch » Il est recommandé de procéder à 2 applications antiseptiques sur le col et la muqueuse vaginale
Ponction artérielle Gaz du sang	Oui (chlorhexidine alcoolique ou la PVPI alcoolique)	2	No touch ou NS	Non	AP	Procédure « No touch »

▪ S : stérile ; NS : non stérile ;

PVPI : polyvidone iodée

AP : Accord professionnel

⁽¹⁾ Temps de l'antiseptie : les 5 temps de l'antiseptie sont la déterision, le rinçage, le séchage, l'application d'un antiseptique et le séchage à l'air libre ;

Le nombre de temps requis pour un geste technique dépend de la nature et du risque infectieux du geste à réaliser.

* la procédure à 2 temps est considérée comme suffisante pour les ponctions (cf. tableau suivant). Par précaution, il est recommandé, en cas d'infiltration ou d'injection de produit opaque, de recourir, si possible, à une procédure à 5 temps (détersion, rinçage à l'aide d'une compresse imprégnée de sérum physiologique, séchage, désinfection, séchage). Dans ce dernier cas, l'absence de preuve ne permet pas conclure de manière univoque sur l'utilité et la nécessité de cette procédure à 5 temps mais il est considéré que la complication septique articulaire est grave.

Type d'antiseptie selon le nombre de temps requis	Définition
Antiseptie à 5 temps Antiseptie à 4 temps	Détersion, rinçage, séchage, application d'un antiseptique et séchage à l'air libre C'est une variante de l'antiseptie à 5 temps où le séchage est absent lorsque l'antiseptie est appliquée sur une muqueuse
Antiseptie à 3 temps ou Détersion	Détersion, rinçage, séchage
Antiseptie à 2 temps	Application d'un antiseptique et séchage à l'air libre ; il n'y a pas de détersion

Gestes avec effraction cutanéomuqueuse à risque moindre d'infection sévère

Geste	Antiseptique	Temps	Gants	Masqu	Niveau de preuve	Particularités
Ponctions ou injections IV, IM, SC et ID	Oui (alcool à 70 %)	2	Non ou NS	Non	AP	Maintien d'une antiseptie par crainte d'un effet nocebo en cas d'abandon. L'absence de bénéfice d'une désinfection de la peau est établi avec un niveau de preuve 2 (OMS). Lorsqu'un produit antiseptique est utilisé, il est recommandé d'abandonner l'usage des boules de coton.
Anesthésie locorégionale	Oui (chlorhexidine alcoolique ou PVPI alcoolique)	2	Non	Non	AP	
Biopsie cutanée	Oui (chlorhexidine alcoolique)	5	Non	Non	AP	
Arthrocentèse (ponction)	Oui (chlorhexidine alcoolique ou la PVPI alcoolique)	2	No touch ou NS	Non	AP	Procédure « No touch »
Pose d'un implant contraceptif	Oui (chlorhexidine alcoolique ou PVPI alcoolique)	2 Double antiseptie	No touch ou NS	Non	AP	Procédure « No touch » Répéter l'application d'antiseptique après un premier séchage
Petite chirurgie	Oui	5	NS Grade B	Non	AP	
Acupuncture	Non consensuel *		Non	Non	AP	L'usage unique des aiguilles est considéré comme la pierre angulaire de la prévention
Mésothérapie	Oui (alcool à 70° ou Biseptine®)	2	NS	Non	AP	Gant au minimum pour la main essuyante
Plaies (propres et souillées)	Non	3 Détersion			AP	Le recours aux antiseptiques n'est pas recommandé ; seule, une détersion au sérum physiologique l'est. Une surblouse à usage unique peut être nécessaire en cas de risque de projection, devant une plaie infectée et étendue

▪ S : stérile ; NS : non stérile ;

PVPI : polyvidone iodée

AP : Accord professionnel

* S'agissant de l'acupuncture, la conduite à tenir ne fait pas l'objet d'un consensus. Par précaution et par souci de cohérence avec ce qui a été adopté pour les ponctions et injections IM, IV et SC, la position majoritaire est en faveur d'une désinfection en deux temps (compresses imprégnée d'alcool à 70°). La position du Collège français d'acupuncture est qu'il n'est pas utile de recourir à une désinfection sauf en cas de pose d'aiguilles semi-permanentes, de présence de lésions cutanées, de patients à l'hygiène défectueuse, de patients immunodéprimés, de diabétiques de type 2, obèses, porteurs de valvulopathies et de prothèses valvulaires.

Gestes avec effraction cutanéomuqueuse à risque moindre d'infection sévère (suite)

Geste	Antiseptique	Temps	Gants	Masqu	Niveau de preuve	Particularités
Plaies aiguës	Non	3 Détertion	S ou NS	Non	AP	Le choix de gants stériles ou non dépend de l'usage ou non de dispositifs médicaux stériles (pas de gants stériles en cas de recours à un set de soins stérile) Le masque peut être nécessaire en cas de plaie infectée exsudative
Plaies chroniques Escarres	Non	3 Détertion	NS	Non	AP	Le recours aux compresses stériles est recommandé Le masque peut être nécessaire en cas de plaie infectée exsudative
Brûlures	Oui (dérivé chloré ou chlorhexidine aqueuse)	5	S	Non	Grade C	Les brûlures du 3ème degré relèvent d'une prise en charge spécialisée (hors cabinet)
Soins podologiques	Non	3 Détertion simple (savon ou sérum physiologique)	NS ou S	Oui	AP	Les gants non stériles sont recommandés en cas de contact avec la peau lésée ; Les gants sont stériles en cas de plaies artéritiques ou de lésions profondes Le port de lunettes de protection est recommandé lors des opérations de fraissage
Ongle incarné	Oui	5	S	Oui	AP	
Soins de trachéotomie	Oui (non alcoolique) ou sérum physiologique	2	NS	Non	AP	Proscrire tout produit contenant de l'alcool au contact des canules avec des agents plastifiants
Aspiration endotrachéale	-	-	NS	Oui	AP	La sonde d'aspiration doit être maintenue par une compresse stérile

▪ S : stérile ; NS : non stérile ;

PVPI : polyvidone iodée

AP : Accord professionnel

Gestes avec effraction cutanéomuqueuse à risque moindre d'infection sévère (suite)

Geste	Antiseptique	Temps	Gants	Masqu	Niveau de preuve	Particularités
Soins du cordon Bon niveau d'hygiène	Non	3 Détersion	Non	Non	Grade B	Séchage à l'air libre dans les pays développés
Soins du cordon Hygiène précaire	Oui (chlorhexidine aqueuse ou alcoolique ; dérivé chloré)	5	Non	Non	Grade A Chlorhexidine 4 %	Dès le 1er jour de vie Application antiseptique jusqu'à J3 au minimum en zones géographiques à risque (OMS)
Accouchement par voie basse inopiné en dehors d'une structure de soins	Oui (dérivé chloré)	4	NS	Oui	AP	La préparation antiseptique vulvo-périnéale est recommandée avant le sondage urinaire évacuateur et avant l'expulsion L'utilisation de la PVPI est contre-indiquée
Rupture précoce de la poche des eaux	Oui (dérivé chloré)	4	S	Oui	AP	Toilette vulvo-vaginale avant le premier toucher et antisepsie avant chaque nouveau toucher
Soins de bouche et de prothèse dentaire Surveillance de la nutrition entérale	Oui	3	NS	Non	AP	Les gants stériles sont recommandés face à un patient immunodéprimé Le masque est recommandé en cas de bronchiolite Saisir la sonde avec des compresses propres imprégnées de lubrifiant
Pose de sonde nasogastrique	Non	-	NS ou S	Non	AP	
Entretien de sonde de gastrostomie	Non	3 Détersion	NS	Non	AP	
Changement de sonde de gastrostomie	Oui	5	S	Non	AP	Nécessité d'un champ stérile ; à réaliser au bloc opératoire
Administration des mélanges nutritifs	Non	-	Non	Non	AP	Effectuer des soins de narine et de bouche au moins une fois par jour

▪ S : stérile ; NS : non stérile ;

PVPI : polyvidone iodée

AP : Accord professionnel

Gestes sans effraction

La prévention des infections liées aux gestes sans effraction ne relève pas de précautions supplémentaires mais d'un traitement adapté des dispositifs médicaux (DM), de l'usage unique et de l'usage individuel quand le dispositif médical le permet.

Geste	Type de DM	Usage unique	Traitement	Gants	Niveau de preuve	Particularités
Mesure de la température corporelle	Semi-critique		Désinfection de niveau intermédiaire	Non	Grade C	Intérêt des protections à usage unique
Mesure de la pression artérielle	Non critique	-	Désinfection de bas niveau	-	AP	Lingette imprégnée de détergent-désinfectant
Auscultation stéthoscopique	Non critique	-	Désinfection de bas niveau	-	Grade C	Au minimum quotidienne par un produit détergent-désinfectant ⁵
Otoscopie	Non critique	Oui (spéculum auriculaire)	Désinfection de bas niveau (manche)	-	AP	
Touchers pelviens (hors rupture précoce de la poche des eaux)	-	-	-	NS	AP	Doigtier ou gant non stérile
Examen cervico-vaginal	Semi-critique	Oui (spéculum vaginal)	Stérilisation	NS	AP	
Explorations ultrasoniques			Privilégier le matériel immergeable			En l'absence d'effraction cutanée, le gel d'échographie sera non stérile, en petit flacon, à jeter quotidiennement à la fin d'une journée d'explorations En cas d'effraction cutanéomuqueuse ou de chirurgie récente, le gel d'échographie sera stérile en monodose

S : stérile ; NS : non stérile

AP : Accord professionnel

⁵ L'alcool à 66 % a démontré son efficacité (Grade C) mais l'usage régulier provoque des altérations de la membrane du stéthoscope.

Gestes sans effraction (suite)

Geste	Type de DM	Usage unique	Traitement	Gants	Niveau de preuve	Particularités
Explorations ultrasoniques Sonde endo-vaginale	Semi-critique	-	Désinfection de niveau intermédiaire (entre chaque patiente)	NS	AP	Utilisation de protection à usage unique non stérile systématique et stérile en cas de rupture de la poche des eaux
Explorations ultrasoniques Sonde abdominale	Non critique	-	Essuyage simple ou double au papier ou Désinfection de bas niveau	Non	AP	
Débitmètre de pointe	Non critique	Oui (embout buccal)	Désinfection de bas niveau (débitmètre)	Non	AP	Usage individuel préconisé
Oxymétrie de pouls	Non critique	-	Désinfection de bas niveau	Non	AP	
Enregistrement polysomnographique	Non critique	-	Désinfection de bas niveau	Non	AP	
Aérosolthérapie par nébulisation	Semi-critique	-	Désinfection de niveau intermédiaire	Non	AP	
Chambre d'inhalation	Non critique	-	Désinfection de bas niveau	Non	AP	Usage individuel préconisé
Oxygénothérapie nasale	Non critique	Oui	Désinfection de bas niveau	Non	AP	Usage individuel préconisé
Respiration artificielle manuelle	Semi-critique	-	Désinfection de haut niveau	Non ou NS	AP	Le recours aux gants non stériles ne doit pas retarder la prise en charge de l'urgence vitale

S : stérile ; NS : non stérile

AP : Accord professionnel

Organisation du cabinet médical

Si l'hygiène et la prévention des risques infectieux sont des éléments déterminants de l'organisation et de l'aménagement du cabinet médical, l'organisation du cabinet médical ne fait l'objet d'aucune recommandation validée et gradée. Les recommandations disponibles sont issues de consensus d'experts, sans précision des niveaux de preuve à l'exception de « Guidelines for environmental infection control in health-care facilities » établies pour les établissements de soins américains en 2003 (503).

1. Classement des zones à risque

La disposition des pièces doit être déterminée par rapport au risque potentiel de contamination, selon la démarche préconisée par la recommandation n° 66 du Conseil de l'Europe, à savoir :

les zones administratives : accueil et secrétariat, salle d'attente des patients, local d'archivage ;

- les zones potentiellement « contaminables » : zone de traitement de matériel, zone de stockage des déchets, zone pour le matériel de ménage, sanitaires, lingerie ;
- les zones dites "protégées" : salle d'examen et de soins, zone de conditionnement des dispositifs médicaux avant stérilisation, zone de stérilisation et de stockage du matériel stérile et des médicaments.

En tout état de cause, la zone de soins doit toujours être individualisée des autres zones techniques.

En milieu hospitalier, des niveaux de biocontamination acceptables sont attribués à chaque zone à risque (de 1 à 4) mais le manque de corrélation entre les valeurs mesurées de biocontamination et les taux d'infections cliniques (la corrélation est établie entre le nombre de bactéries présentes dans l'air d'une salle d'opération et le taux d'infections postopératoires (504)) rend difficile l'existence d'une réglementation des taux de contamination microbienne de l'environnement. Seules les zones classées à haut et très haut risque de biocontamination (zones 3 et 4) sont soumises aux contrôles de l'air et des surfaces (matériel et techniques de contrôle soumis à la norme internationale NF EN ISO 14698) (505).

Hors des établissements de santé, il n'existe aucun référentiel national ni aucune norme ou texte réglementaire obligeant à pratiquer des prélèvements d'environnement dans les différentes zones (505). Si l'on transpose la classification des zones à risque hospitalières à l'activité des cabinets médicaux, on obtient la répartition suivante :

Tableau 76. Répartition des zones selon le risque infectieux.

Zones à risque Niveau de risque	Zone 1 négligeab	Zone 2 modér	Zone 3 haut	Zone 4 très ha
Accueil	X			
Secrétariat	X			
Local d'archivage	X			
Ascenseurs	X			
Couloirs	X			
Salle d'examen et de soins (médecine et maternité)		X		
Zone de traitement et de conditionnement avant stérilisati		X		
Zone propre de la stérilisation			X	
Zone de stockage des déchets		X		
Sanitaires		X		
Lingerie		X		

R 1 : Aucune recommandation n'est proposée sur l'organisation architecturale du cabinet et la circulation des patients (accord professionnel).

2. Contrôle de l'air et prévention de la transmission aérienne ou par gouttelettes des infections

On distingue 2 modes de transmission aérienne des infections :

par gouttelettes (G) nécessitant un contact rapproché (toux, éternuements, parole) : infections des voies aériennes supérieures à adénovirus, grippe, rubéole, oreillons, méningites à méningocoque et *Haemophilus influenzae* ;

par l'air (A) ne nécessitant pas de contact rapproché : rougeole, varicelle, tuberculose.

2.1 Chauffage, ventilation et conditionnement d'air

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8) et « Guidelines for environmental infection control in health-care facilities » en 2003 (503) donnent des précisions utiles :

Tout mode de chauffage est autorisé :

Lorsqu'il s'agit de radiateurs (à eau chaude ou électriques), il est préférable d'avoir un modèle facile à nettoyer (par exemple avec des plaques lisses).

En cas de système de climatisation à air pulsé, il faut veiller à ne pas situer les zones dites « protégées » directement sous les bouches de soufflage. Les filtres doivent être nettoyés et changés en fonction des indications du fabricant. La condensation doit être évitée dans les systèmes avec humidificateur.

Le chauffage peut aussi être assuré par des ventilo-convecteurs (certains modèles procurant également un air froid). Les filtres utilisés dans ces appareils ont pour fonction première la protection de l'appareil et non la filtration particulaire de l'air. Ces filtres doivent être entretenus selon une périodicité définie par le fabricant.

La présence d'une ventilation mécanique contrôlée (VMC) permet l'extraction de l'air vicié et participe à son renouvellement (il n'y a pas de soufflage pour faire pénétrer l'air extérieur). Les bouches d'extraction de l'air doivent se trouver dans les locaux ou les zones exposés à la contamination au dessus des zones potentiellement contaminées (sanitaires, évier de nettoyage du matériel, local des poubelles).

Les bouches d'aération situées sur les fenêtres doivent rester libres de tout empoussiérage et il faut veiller à maintenir leur vacuité.

En l'absence d'un contrôle applicable du taux horaire de renouvellement de l'air en cabinet médical, il est important de rappeler la nécessité d'une aération quotidienne des locaux.

R 2 : En l'absence d'un contrôle applicable du taux horaire de renouvellement de l'air, il est simplement recommandé d'assurer une aération quotidienne des locaux (accord professionnel).

2.2 Démolition, construction et rénovation des locaux

Le risque est la dispersion dans l'air de moisissures et d'*Aspergillus spp.* en particulier (506, 507).

Il est recommandé de protéger la zone de travaux par des écrans (baches, panneaux) qui l'isolent des zones de passage, d'attente et de soins des patients (503, 505).

2.3 Vaccination des professionnels de santé

Seules les vaccinations contre la diphtérie et la tuberculose sont obligatoires pour les professions visées aux articles R. 3112-1 et R. 3112-2 du Code de la Santé Publique.

Le Conseil Supérieur d'Hygiène publique de France (CSHHPF) recommande la suppression de toute revaccination par le BCG pour les membres des professions suscitées, même en cas d'intradermoréaction à la tuberculine négative (508).

Il recommande, sauf contre-indication médicale reconnue (art.L3112-1), le maintien de l'obligation d'une primo vaccination par le BCG à l'embauche pour le personnel non vacciné ou n'apportant pas la preuve d'une vaccination antérieure (document écrit ou cicatrice vaccinale), lorsque le résultat de l'IDR de référence à l'embauche montre une réaction cutanée inférieure à 5 mm. Le CSHHPF considère qu'une IDR de référence devra être systématiquement pratiquée à l'embauche et son résultat consigné dans le dossier de médecine du travail (test de référence dans le cadre de la surveillance des membres des professions énumérées articles R. 3112-1 et R. 3112-2 du code de la santé publique), ainsi qu'un cliché radiologique pulmonaire.

L'IDR n'a pas lieu d'être pratiquée à titre systématique, notamment après la vaccination par le BCG (509).

Le CSHHPF définit par :

- secteur à risque élevé un lieu délimité où sont accueillis au moins 5 patients tuberculeux bacillifères par an, ou un lieu délimité où sont manipulés régulièrement des prélèvements potentiellement contaminés par *Mycobacterium tuberculosis* ;
- secteur à risque intermédiaire un lieu délimité accueillant de 2 à 4 patients tuberculeux bacillifères par an ;
- secteur à risque faible un lieu délimité accueillant moins de 2 patients tuberculeux bacillifères par an.

Le CSHHPF considère :

- que dans les secteurs à risque faible, les recommandations sont les mêmes qu'en population générale (pas de surveillance systématique, ni par IDR, ni par radiographie) ;
- que dans les secteurs à risque élevé, il n'y a pas lieu de faire une enquête autour d'un cas (sauf s'il s'agit d'une épidémie nosocomiale ou d'une souche multi-résistante). Une radiographie pulmonaire devra être faite tous les 1 à 2 ans, la surveillance par IDR devra être effectuée tous les 2 ans si l'IDR de référence est inférieure ou égale à 10 mm.

R 84 : Hors des établissements de santé, les articles L3112-1 et L3111-4 du Code de la santé publique font obligation, depuis l'arrêté du 23 août 1991, à tout candidat à l'exercice d'une profession de santé d'être vacciné contre la tuberculose et d'être immunisé contre l'hépatite B (Grade A), la diphtérie, le tétanos et la poliomyélite. Pour les professionnels de santé dont la formation est antérieure à cette date, il n'y a pas d'obligation légale mais une recommandation forte d'y souscrire. Les conditions d'immunisation pour la vaccination contre l'hépatite B sont précisées dans l'arrêté du 26 avril 1999 (Réglementaire).

Le CSHHPF recommande, par ailleurs, de vacciner toutes les personnes qui travaillent dans les lieux de soins (professionnels de santé, personnel d'entretien, secrétaires) contre la grippe annuellement, contre la rougeole, la rubéole, les oreillons et contre la coqueluche.

R 89 : Il est recommandé de promouvoir auprès de toutes les personnes qui travaillent dans les cabinets médicaux (personnel d'entretien, secrétaires), après évaluation de leur statut vaccinal et de leurs antécédents, la vaccination contre la grippe annuellement, contre la rougeole, la rubéole, les oreillons et contre la coqueluche. Il est recommandé que la personne chargée de l'entretien du cabinet soit, de plus, vaccinée contre l'hépatite B (accord professionnel).

Le Conseil supérieur d'hygiène publique de France, section des maladies transmissibles, recommande (510) :

En période de grippe saisonnière inter-pandémique :

- que l'obligation vaccinale contre la grippe des professionnels visés à l'article L3111-4 du Code de la Santé Publique soit suspendue ;
- que les campagnes d'information auprès des professionnels de santé et des professionnels en contact régulier avec les personnes à risque soient renforcées afin de poursuivre l'augmentation de la couverture vaccinale annuelle avec le vaccin contre la grippe saisonnière : 48 % en 2005 (enquête TNS Sofres) versus 15 % en 2002 (enquête Sofres). La couverture vaccinale est inférieure à 40 % aux États-Unis.

En période de pandémie grippale, à virus mutant confirmé par l'OMS et l'autorité nationale (phase 6 du plan de lutte contre une pandémie grippale de l'OMS) :

que cette obligation de vaccination contre la grippe pandémique pour les professionnels visés à l'article L3111-4 du Code de la Santé Publique soit activée dès qu'un vaccin adapté au virus pandémique sera disponible ;

que cette obligation vaccinale soit généralisée à tous les professionnels de santé en fonction de la disponibilité du vaccin.

D'autre part, le CSHPF, section des maladies transmissibles tient à rappeler qu'il recommande depuis 1999 la vaccination contre la grippe saisonnière aux personnels soignants de manière à réduire la transmission de l'infection aux personnes atteintes de certaines pathologies chroniques et pour celles âgées de 65 ans et plus, a fortiori hospitalisées ou en institution, pour lesquels la grippe présente un risque de complication ou de décès.

Les vaccins antigrippaux disponibles en France sont inactivés ; il n'y a donc pas lieu, après vaccination d'un professionnel de santé, d'éviter le contact avec un patient immunodéprimé pendant 7 jours comme cela est recommandé pour les vaccins vivant atténués (511, 512).

La réduction de la mortalité liée à la grippe en établissements de long séjour par la vaccination des professionnels de santé est documentée (réduction de 17 % à 10 % dans l'étude pilote de J. Potter (513)).

L'étude contrôlée randomisée menée sur 20 établissements de long séjour écossais et publiée en 2000 par W.F. Carman et al. (514) a mesuré l'association entre la vaccination antigrippale des professionnels de santé et la morbi-mortalité liée à la grippe chez les patients pendant les 6 mois de l'hiver 1996-97. Des prélèvements de nez et de gorge étaient réalisés toutes les 2 semaines pendant la période épidémique chez 50 % des patients, puis mis en culture et analysés par polymérase chain reaction (PCR). Le taux de couverture vaccinale des professionnels de santé atteignait 50,9 % dans les établissements où le vaccin était mis à disposition et 4,9 % dans ceux où il ne l'était pas. Le taux de mortalité globale observé a été de 154/688 (22,4 %) dans les établissements sans intervention vaccinale sur les professionnels de santé et de 102/749 (13,6 %) dans les établissements avec intervention (OR : 0,58 [IC 95 % 0,40-0,84] ; p = 0,014). Le taux d'infection par les virus grippaux A et B des patients était sans différence significative dans les 2 types d'établissement (respectivement 6,7 % et 5,4 %). A l'autopsie, la culture et la PCR, réalisées dans les 12 heures post-mortem, étaient positives pour les virus influenza chez respectivement 4/30 (13 %) et 6/30 (20 %) des patients décédés dans les établissements sans intervention vaccinale des professionnels de santé et aucun (0/17) dans les établissements sans intervention (p = 0,055).

Une revue de la Cochrane Collaboration publiée en 2006 à partir de 2 essais contrôlés randomisés et d'une étude de cohorte indique un bénéfice significatif de la vaccination antigrippale des professionnels de santé sur la mortalité globale des patients de plus de 60 ans (RR 0,40, IC₉₅ % 0,27 à 0,50), sur la mortalité liée aux pneumopathies (RR 0,39, IC₉₅ % 0,02 à 0,62), sur l'incidence des états pseudogrippaux (RR 0,86, IC₉₅ % 0,40 à 0,97)

uniquement si les patients étaient eux-même vaccinés contre la grippe ; par contre, aucun bénéfice sur l'incidence de la grippe (RR 0,86, IC₉₅ % 0,44 à 1,68) et des infections respiratoires basses (RR 0,70, IC₉₅ % 0,41 à 1,20) chez les patients de plus de 60 ans n'était établi (515).

R 85 : Il est recommandé, pour tous les professionnels de santé, de se vacciner contre la grippe saisonnière chaque année (Grade A) exception faite des femmes enceintes dans le premier trimestre de la grossesse (AMM).

Le CSHPF recommande (516) :

une vaccination contre la coqueluche avec un vaccin acellulaire pour les adultes en contact professionnel avec des nourrissons trop jeunes pour avoir reçu trois doses de vaccins anti-coquelucheux : personnel médical et paramédical des maternités, des services de néonatalogie, de tout service de pédiatrie prenant en charge des nourrissons âgés de moins de 6 mois, et les élèves des écoles paramédicales et médicales ;

d'utiliser, pour cette vaccination, le vaccin TdCaPolio : vaccin anti-coquelucheux acellulaire trivalent associé à l'anatoxine diphtérique (dosage réduit pour adulte), à l'anatoxine tétanique et au vaccin poliomyélitique inactivé (les seuls vaccins avec de telles composantes à disposer d'une AMM en France actuellement sont le REPEVAX® et le BOOSTRIX® tetra) à l'occasion d'un rappel décennal diphtérie-tétanos-polio ou tétanos-polio (correspondant aux recommandations du calendrier vaccinal de l'adulte) dans l'attente de la mise sur le marché d'un vaccin monovalent contre la coqueluche ;

et dans l'état actuel des connaissances :

- de ne pas administrer plus d'une dose de vaccin TdCaPolio chez un adulte quel que soit le délai entre ces vaccinations ;
- de ne pas utiliser le vaccin TdCaPolio pendant la grossesse.

R 86 : Il est recommandé, pour tous les professionnels de santé en contact avec des nourrissons de moins de 6 mois, à l'exception des femmes enceintes, de se vacciner contre la coqueluche (Avis du Conseil supérieur d'hygiène publique de France).

1 à 2 % du personnel de santé en France n'est pas immunisé contre la varicelle ;

Le CSHPF recommande pour les professionnels de santé (517) :

- la vaccination à l'entrée en première année des études médicales et paramédicales aux étudiants sans antécédents de varicelle (ou dont l'histoire est douteuse) et dont la sérologie est négative ;
- qu'un rattrapage soit effectué auprès de l'ensemble du personnel de santé sans antécédents de varicelle (ou dont l'histoire est douteuse) et dont la sérologie est négative, à l'embauche ou à défaut déjà en poste, en priorité dans les services accueillant des sujets à risque de varicelle grave (gynéco-obstétrique, néo-natologie, pédiatrie, maladies infectieuses, maladies immuno-déprimantes), les sujets vaccinés étant informés de la nécessité d'une éviction de 10 jours en cas de rash généralisé ;
- la vaccination contre la varicelle pour tout professionnel en contact avec la petite enfance (crèches et collectivités d'enfants notamment) sans antécédents de varicelle (ou dont l'histoire est douteuse) et dont la sérologie est négative ;
- la vaccination contre la varicelle pour toute personne sans antécédents de varicelle (ou dont l'histoire est douteuse) et dont la sérologie est négative, en contact étroit avec des personnes immunodéprimées. Les sujets vaccinés doivent être informés de la nécessité, en cas de rash généralisé, d'éviter les contacts avec les personnes immunodéprimées pendant 10 jours ;
- et rappelle que s'appliquent les contre-indications précisées dans le libellé de l'AMM des vaccins ; parmi elles, le CSHPF attire l'attention sur la grossesse : toute vaccination contre la varicelle chez une jeune femme en âge de procréer doit être précédée d'un test négatif de grossesse.

R 87 : Il est recommandé, pour tous les professionnels de santé sans antécédents de varicelle (ou dont l'histoire est douteuse) et dont la sérologie est négative, en contact

avec des sujets à risque de varicelle grave (patients immunodéprimés, patientes enceintes non immunes, nouveaux-nés) et/ou en contact avec la petite enfance, de se vacciner contre la varicelle, exception faite des femmes enceintes (Avis du Conseil supérieur d'hygiène publique de France).

Une méta-analyse évaluant le risque d'hépatite A chez les professionnels de santé et le personnel des établissements de santé a été publiée en 2004 par E.B. Keffe (518). La transmission oro-fécale du VHA désigne particulièrement les infirmières et les aides-soignantes en milieu pédiatrique, le personnel d'entretien du linge, les médecins et les dentistes comme cibles du virus mais les auteurs soulignaient que 50 % des cas d'hépatite A n'avaient pas de contact direct identifié comme source reconnue de l'infection.

L'étude épidémiologique prospective de Y. Lerman et al. (519) a évalué les taux d'incidence de l'hépatite A au sein de la population israélienne de 1993 à 1994 et a mis en évidence des sous-populations professionnelles à risque comme en attestent les taux d'incidence standardisés retrouvés : médecins et dentistes (3,77), kinésithérapeutes (3,75), infirmières et sages-femmes (1,45).

D'autres études se sont intéressées à la séroprévalence anti-HAV chez les professionnels de santé en établissements de soins et ont retrouvé des taux de 25 % en unité de soins intensifs (520), 28 % en milieu pédiatrique (521) ; une étude incluant 5 000 professionnels de santé et 22 hôpitaux en Belgique (522) a montré une séroprévalence anti-HAV de 20 % chez les 25-34 ans, de 40 % chez les 35-44 ans et de 70 % chez les 45-54 ans, les taux retrouvés étant significativement plus bas que ceux de la population générale appariée par âge ; dans l'étude de Paris (1248 professionnels de santé de moins de 60 ans répartis au sein de 10 hôpitaux), la séroprévalence anti-HAV globale était de 53,8 % (523).

La transmission de patient à médecin de l'hépatite A est documentée (524-526).

L'infection par le VHA lors d'une activité de soins est actuellement considérée comme « un hasard » et il n'y a pas de recommandation pour une vaccination généralisée des professionnels de santé. Les CDC (527) considèrent néanmoins certains groupes professionnels (populations à faible séroprévalence anti-HAV en contact étroit avec la petite enfance) comme particulièrement exposés à l'hépatite A et citent les professionnels de santé en milieu pédiatrique (infirmières, médecins et dentistes) ainsi que les personnels d'entretien du linge hospitalier comme pouvant justifier d'une vaccination.

R 88 : Aucune recommandation n'est faite pour une vaccination généralisée des professionnels de santé contre l'hépatite A. Toutefois, les professionnels de santé non immuns exerçant en milieu pédiatrique sont particulièrement exposés et peuvent justifier d'une vaccination (accord professionnel).

2.4 Mesures d'isolement et équipements de protection personnelle

► Vis-à-vis de la tuberculose

On considère que la période de contagiosité d'une tuberculose bacillifère est de l'ordre de 15 jours après le début du traitement antituberculeux.

La taille des particules infectantes de la tuberculose est de l'ordre du micron.

Malgré l'absence de preuve de l'intérêt, pour les professionnels de santé, du port d'une protection respiratoire vis-à-vis de la tuberculose (144), le NICE recommande néanmoins dans « Infection control, Prevention of healthcare-associated infection in primary and community care » de 2003, de l'utiliser face à une tuberculose chez un patient immunodéprimé par le VIH ou face à une tuberculose multi-résistante (103). Le masque dit « visiteur » ou médical (de soins ou chirurgical) n'est pas adapté et le masque de protection respiratoire doit avoir 95 % d'efficacité pour des particules de 0,3 microns de diamètre et correspondre à la classe d'efficacité FFP1 (8, 104).

Le Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France recommande (528), pour le choix des masques de protection respiratoire dans la prévention de la transmission de la tuberculose en milieu de soins :

- pour le malade contagieux lors des contacts avec son entourage, le port d'un masque de soins, dit aussi masque de type "chirurgical" (qui s'oppose à l'émission du bacille) ;
- pour les personnels soignants et les visiteurs au contact du patient contagieux, le port d'un masque de protection respiratoire de type FFP1 au minimum (qui s'oppose à l'inhalation du bacille) face à une tuberculose en phase bacillifère et de classe d'efficacité FFP2 face à une tuberculose multi-résistante ou en cas d'expectoration induite ou en cas d'intubation.

R 94 : Le port du masque facial de protection respiratoire jetable de classe d'efficacité FFP1 est recommandé face à un patient atteint de tuberculose bacillifère, y compris lorsque le patient est immunodéprimé par le VIH ; il est recommandé de classe d'efficacité FFP2 face à une tuberculose multi-résistante ou lors d'une expectoration induite (Avis du Conseil supérieur d'hygiène publique de France).

► Vis-à-vis du virus respiratoire syncytial (VRS)

Les précautions à prendre pour réduire le risque d'infection respiratoire à VRS font l'objet d'un débat controversé, en particulier en ce qui concerne les équipements de protection personnelle.

Les données épidémiologiques indiquent que le pic d'incidence de la primo infection se situe à 6 mois avec 50 % des nourrissons infectés durant leur premier hiver et 75 % avant l'âge de 2 ans (529-531). La réinfection est commune en raison de l'existence de 2 types de VRS et l'absence de protection par l'immunité acquise (532-535).

Chez l'adulte, la prévalence des pneumopathies liées au VRS a été mesurée à 3,1 % (sur 1585 personnes hospitalisées) (536, 537) et entre 5 et 10 % chez les personnes âgées avec une mortalité entre 2 et 5 % (538).

Le portage et l'excrétion virale sont en moyenne de 3 à 4 jours chez l'adulte, 4 à 6 jours chez l'enfant (extrêmes : 3 à 11 jours) (539, 540) avec des durées rapportées supérieures à 45 jours chez l'enfant immunodéprimé (541, 542).

La transmission est directe (voie aérienne) par les gouttelettes émises lors de la toux, les éternuements, la parole dans un contact de personne à personne inférieur à 1 mètre ou indirecte par contact avec les objets et surfaces contaminés et le manuportage secondaire vers les muqueuses nasales et conjonctivales (543, 544).

Les précautions à prendre sont donc de 2 ordres : « les précautions gouttelettes » et « les précautions contact ».

En établissements de soins, le bénéfice des mesures de précaution est documenté (540, 545). Elles consistent à isoler en chambre individuelle et/ou à cohorter les enfants infectés ainsi que les professionnels de santé, les objets (jouets) et dispositifs médicaux (thermomètres, stéthoscopes, oxymètres) utilisés pour les soins de ces enfants, à respecter une hygiène des mains stricte, à y associer le port de blouses de protection et de gants par le personnel soignant pour J.M. Leclair (546) et al., P. Madge et al. (547), à y associer uniquement le port de lunettes de protection œil-nez pour C.L. Gala et al. (548) :

Tableau 77. Résultats des mesures de précaution sur le taux d'infections nosocomiales à VRS.

Études	Taux d'infections nosocomiales dues au VRS	
	Avant intervention	Après intervention
Hall C.B. et al. 1978 (549)	32 %	19 %
Gala C.L. et al. 1986 (548)	34 % (personnel) 43 % (enfants)	5 % 6 %
Madge et al. 1992 (547)	26 %	9.5 %
Doherty J.A. et al. 1998 (550)	-	0.9 %
Karanfil L.V. et al. 1999 (551)	16.5 %	7.2 %

Le port de masques et de lunettes de protection pour les contacts rapprochés (distance inférieure à 1 mètre) est recommandé à l'hôpital pour la kinésithérapie respiratoire (539), l'aspiration bronchique, l'intubation et la pose de sonde nasogastrique (540).

Le port de masque de protection est controversé pour les autres pratiques de soins et n'est pas systématiquement recommandé (546, 552), son intérêt principal étant d'éviter l'auto-inoculation des professionnels de santé et la transmission du VRS par les mains aux muqueuses nasales et conjonctivales (545).

Le port de gants est également diversement recommandé et ne se justifie que pour un contact direct (examen clinique, soins infirmiers, distribution des repas), G. Mlinaric-Galinovic et D. Varda-Brkic rappelant que la survie du VRS est plus courte sur la peau que sur les gants (545).

La survie dans l'environnement du VRS a été étudiée par C.B. Hall (543) et est considérée comme courte :

Tableau 78. Durée estimée de survie du VRS dans l'environnement.

Environnement	Durée de survie
Particules d'aérosol	« courte »
Peau	> 20 minutes
Blouses de protection ou « casaques »	> 30 à 45 minutes
Gants	> 1 heure ½
Papier	> 30 à 45 minutes
Surfaces non poreuses	> 6 heures

Hors des établissements de santé, l'Institut National de Prévention et d'Éducation pour la Santé (INPES) recommande outre l'hygiène des mains (eau et savon ou SHA) avant chaque contact, la désinfection des objets et surfaces (table d'examen, pèse-bébé, dispositifs médicaux) et les mesures de prévention suivantes :

pour l'entourage des nourrissons de moins de 3 mois de porter un masque jetable en cas de rhume et pour les professionnels de santé de porter systématiquement un masque pour tout examen d'un nourrisson de moins de 3 mois.

Nous n'avons retrouvé aucune étude d'intervention établissant le bénéfice de cette mesure isolée de protection.

Pour M. Berlioz et al. (553), comme pour la plupart des auteurs (539, 540, 545, 547), aucune mesure isolée n'est efficace compte tenu de l'ubiquité et de la contagiosité du VRS (554) ; le port d'une blouse et d'un masque n'entraîne pas de réduction de l'incidence des bronchiolites s'il n'est pas associé au regroupement géographique des enfants porteurs de VRS.

R 93 : Aucune recommandation n'est faite sur le port généralisé du masque médical (de soins ou chirurgical) face à un nourrisson atteint de bronchiolite (accord professionnel). En revanche, le port de masque lors de contacts rapprochés (distance

inférieure à 1 mètre) est recommandé au cours de la kinésithérapie respiratoire, de l'aspiration bronchique et de la pose d'une sonde nasogastrique chez les nourrissons atteints de bronchiolite (Niveau de preuve 4).

Les produits antiseptiques et désinfectants actifs sur le VRS (virus à ARN enveloppé) sont, d'après Ascenzi (555), les suivants :

Antiseptiques et désinfectants	Virus	Conditions d'activité
Glutaraldéhyde	Virus enveloppés	0,2 % de concentration en 1 minute à température ambiante
Gluconate de Chlorhexidine Alcools Iodés Chlorés	VRS VRS Virus enveloppés et nus Virus enveloppés et nus	0,25 % Propanol à 35 % en 1 minute

2.5 L'organisation de la présence en salle d'attente

Le but est de réduire le risque de transmettre une infection en évitant aux patients à risque (toux, éternuements, éruption) de séjourner un temps prolongé avant la consultation avec le professionnel de santé (556).

Ce risque a été documenté (séries de cas) pour la rougeole (557-559) mais la preuve que le temps de séjour en salle d'attente majorait le risque de contracter une infection respiratoire saisonnière ou une gastro-entérite ou une fièvre n'a pu être apportée. L'étude de cohorte prospective de A.M. Lobovits a été conduite en cabinet pédiatrique auprès de 127 enfants de moins de 3 ans pendant 6 mois d'hiver ; le RR était de 0,95 (IC₉₅ % 0,66-1,37). Le principal facteur de transmission virale retrouvé a été la présence d'une personne malade au domicile des enfants (560).

Les accords de bon usage des soins (abus) conclus entre les professionnels de santé et l'Assurance Maladie, avant mai 2003, ont voulu favoriser le développement de la consultation au cabinet médical par rapport à la visite au domicile des patients. Dès lors, la consultation sur rendez-vous paraît le moyen le plus adapté pour réguler le temps de séjour en salle d'attente.

R 12 : Afin de réduire le risque de transmission infectieuse lié au temps de séjour en salle d'attente, il est suggéré de privilégier un accueil en consultations sur rendez-vous (accord professionnel).

3. Contrôle et aménagement des points d'eau

L'eau utilisée hors des établissements de santé est l'eau du réseau.

Après une absence d'usage prolongée, il est recommandé de pratiquer une purge de l'eau stagnante d'au moins 1 minute avant tout nouvel usage (505).

R 4 : Après une absence d'usage prolongée, il est recommandé de pratiquer une purge de l'eau stagnante d'au moins une minute avant tout nouvel usage (accord professionnel).

3.1 Eau de consommation et de soins standard

L'eau aux points d'usage doit être conforme aux critères de potabilité définis par les articles R.1321-1 à R.1321-5, du code de la santé publique, relatifs aux eaux de consommation humaine (Décret 2001-1220 du 20 décembre 2001 et Circulaire DGS/SD7A 633 du 30 décembre 2003 relative à l'application des articles R.1321-1 et suivants du Code de la Santé Publique concernant les eaux destinées à la consommation humaine, à l'exclusion des eaux minérales naturelles) (561).

Les paramètres microbiologiques de qualité de l'eau d'entrée ou aux points d'usage portent sur *Escherichia coli*, les Entérocoques, les Bactéries sulfito-réductrices, les bactéries aérobies revivifiables à 22°C et 36°C, sur *Pseudomonas aeruginosa* et ne sont pas contrôlés hors des établissements de santé. La recherche d'autres paramètres tels que *Giardia lamblia*, les Amibes libres, les Mycobactéries, *Legionella*, *Cryptosporidium parvum* et *Aeromonas hydrophila* n'est pas rendue obligatoire.

L'eau des fontaines réfrigérantes à usage de boisson est généralement rafraîchie à une température de 8 à 12°C.

Elle peut aussi subir d'autres traitements physico-chimiques (filtre, charbon actif, ultraviolet, etc).

Elle doit répondre aux mêmes critères de potabilité que l'eau aux points d'usage (Circulaire DGS/PGE/1 D 2058 du 30 décembre 1986 relative aux fontaines réfrigérées).

Elle comporte un risque vis-à-vis de *Yersinia spp.*, *Listeria spp.*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa* et *Aeromonas spp.*

En cas d'usage de distributeurs de glace, il est recommandé de se laver les mains puis d'utiliser une pelle à glace pour se servir en évitant tout contact cutané direct (562).

L'appareil et les bacs doivent être nettoyés et désinfectés selon les recommandations du fabricant.

Il ne doit pas servir pour maintenir au froid des produits ou des solutions pharmaceutiques (563).

3.2 Eau chaude sanitaire

Le risque d'apparition de cas de légionellose est très faible en dessous d'un seuil de 103 ufc/l (505).

La surveillance, la prévention et la conduite à tenir en cas de légionellose, définies par les circulaires suivantes, ne concernent que les établissements de santé :

Circulaire DGS 98/771 du 31 décembre 1998 relative à la mise en oeuvre de bonnes pratiques d'entretien des réseaux d'eau dans les établissements de santé et aux moyens de prévention du risque lié aux légionelles dans les installations à risque et dans celles des bâtiments recevant du public ;

Circulaire DGS/SD7A/SD5C-DHOS/E4 n° 2002/243 du 22/04/2002 relative à la prévention du risque lié aux légionelles dans les établissements de santé ;

Circulaire DGS/SD7A - DHOS/E4 n°03/296 du 24 juin 2003 relative à l'enquête visant à évaluer l'application par les établissements de santé des mesures préconisées par la circulaire du 22 avril 2002, relative à la prévention du risque lié aux légionelles dans les établissements de santé.

Il est recommandé de maintenir une température d'eau chaude > 51°C pour « Guidelines for environmental infection control in health-care facilities » des CDC (503), > 60°C pour « Infection control guidance for care homes » de la NIH (564). L'eau froide doit être < 20°C et < 25°C respectivement selon les mêmes recommandations.

C.J. Hoebe et al. ont rapporté 2 cas de légionellose mortelle alors que le seuil supérieur pour l'eau froide était réglé à 25°C et recommandaient de le fixer à < 20°C (565).

Un cas de méningite néonatale à *Pseudomonas aeruginosa*, secondaire à un bain à 37°C d'une parturiente de 23 ans dans la période du travail, a été décrit par M. Vochem en 2001 (566).

R 5 : Il est recommandé d'adopter un réglage du chauffe-eau qui permette de maintenir, sur l'ensemble du circuit d'eau, une température d'eau chaude > 60°C et une température d'eau froide < 20°C. L'installation de mitigeurs aux sorties d'eau est recommandée (accord professionnel).

Le guide technique « L'eau dans les établissements de santé » (561) recommande, pour réduire le risque lié aux Légionelles, l'entretien suivant :

« les pommeaux de douche et les cols de cygne des robinets doivent être régulièrement démontés, détartrés et désinfectés : détartrage manuel ou chimique avec du vinaigre, rinçage, désinfection par trempage pendant au moins une heure dans de l'Eau de Javel à 2,6 % de chlore actif diluée au 1/10 et rinçage avant remontage ».

3.3 Eaux à usage médical

Il s'agit d'eau stérile pour préparations injectables (EPPI), d'eau pour irrigation (eau versable) en récipients unidose, codifiées par une monographie de la Pharmacopée Européenne, et dont le contrôle est à la charge du producteur (561).

L'eau potable stérilisée est notamment utilisée pour la boisson et pour les préparations alimentaires non cuites, destinées aux malades immunodéprimés, conformément aux recommandations de la circulaire DGS/VS4 n°97-413 du 30 mai 1997, relative à la microbiologie des eaux destinées à la consommation humaine et au risque parasitaire pour les personnes immunodéprimées.

3.4 Eau décorative

Il n'est pas recommandé d'installer une fontaine décorative ou un aquarium dans une zone de soins aux patients (567).

R 8 : Les plantes, vases, aquariums et fontaines décoratives ne sont pas recommandés dans les zones de soins (accord professionnel).

3.5 Aménagement des points d'eau

Pour diminuer le risque de transmission des infections manuportées, deux lavabos doivent être réservés au lavage des mains : un dans la salle de soins, l'autre dans les toilettes (4).

Chaque zone de lavage des mains doit comprendre (8) :

- un lavabo (les lave-mains, trop petits et à l'origine de projections, sont déconseillés) ;
- un distributeur de savon liquide, de préférence à cartouche jetable ;
- un distributeur de serviettes à usage unique ;
- une poubelle à pédale ou sans couvercle équipée d'un sac poubelle.

Afin d'éviter les contaminations croisées, le lavabo destiné au lavage des mains ne doit pas servir au nettoyage des dispositifs médicaux ; un espace constitué d'un plan de travail et d'un évier (point d'eau distinct) est la meilleure solution pour procéder à la prédésinfection des dispositifs médicaux. À défaut, une cuvette en matériau lisse (matière plastique ou acier inoxydable) peut être utilisée (4).

R 3 : Il est recommandé d'aménager un point d'eau dans chaque salle de consultation ainsi que dans les zones sanitaires. Chaque point d'eau doit avoir à proximité un distributeur de savon liquide à pompe et avec poche rétractable éjectable, un distributeur d'essuie-mains à usage unique en papier non tissé et une poubelle à pédale ou sans couvercle (accord professionnel).

4. Contrôle de la conservation par le froid

Le froid agit en inhibant (température < + 5°C), voire en stoppant (température < - 18°C : congélation) la croissance de la plupart des micro-organismes (*Salmonella spp.*, *Clostridium perfringens*, *Staphylococcus aureus*), à l'exception de *Clostridium botulinum E* (< + 3°C), *Listeria monocytogenes* (0°C) et *Yersinia enterocolitica* (< - 1°C) (568).

Une étude, réalisée auprès des ménages en 1998-1999 par le CREDOC, a montré que 11 % seulement des réfrigérateurs présentaient une température conforme aux normes ($\leq 4^\circ\text{C}$) et que 26 % présentaient une température > 8°C (569).

Une étude d'évaluation randomisée publiée en 2001 (570), portant sur 231 cabinets médicaux visités aux États-Unis, a mesuré les conditions de conservation au froid des vaccins et l'écart avec la recommandation « *Guideline for vaccine storage and handling* » des CDC de 1997 sur 3 points : le dépassement de la date de péremption des vaccins conservés (9 % [IC₉₅ % : 4,51-13,37]), la température du réfrigérateur $\geq 9^\circ\text{C}$ (4,5 % [IC₉₅ % : 1,08-7,86]) et la température du congélateur $\geq - 14^\circ\text{C}$ (17 % [IC₉₅ % : 10,98-23,06]) ; 44 % [IC₉₅ % : 35,79-51,23] des cabinets avaient au moins un problème de conservation. Les facteurs de risque retrouvés étaient l'absence de thermomètre dans le réfrigérateur (OR : 3,07 ; IC₉₅ % : 1,15-8,20), dans le congélateur (OR : 7,15 ; IC₉₅ % : 3,46-14,60) et l'utilisation de petites unités de conservation en congélation (OR : 5,46 ; IC₉₅ % : 2,70-10,99).

Une étude similaire (571) portant sur 721 cabinets américains (de pédiatres, d'internistes et de médecins généralistes) a été publiée en 2002 et a montré les conditions de conservation des vaccins suivants :

Points d'évaluation	Réfrigérateur (%)	Congélateur (%)
Présence d'un thermomètre	88,9	84,5
Température adaptée (2°C à 8°C)	83,3	82,2
Conservation dans la porte	20,3	3
Conservation au congélateur	-	9
Absence d'aliments	96,4	96,1
Date de péremption non dépassée	98,5	98,7
Vaccins anciens au fond	24,4	8,2
Vaccins anciens devant	35,5	30,6

Les auteurs rappelaient que les vaccins conservés au congélateur ont un risque de bris lors de la décongélation, donc de contamination bactérienne et que les laboratoires recommandaient d'écarter tout vaccin conservé à une température < 0°C (excepté le vaccin varicelleux aux États-Unis ; en France, les 2 vaccins varicelleux vivants Varivax® et Varilrix® doivent être conservés entre + 2°C et + 8°C).

Il n'est pas recommandé de se fier aux chiffres ou graduations du thermostat souvent en défaut par rapport aux températures réelles (568).

Il est recommandé, à défaut de disposer d'un thermomètre intégré, de placer dans le réfrigérateur un thermomètre préalablement immergé dans un fluide (alcool, huile, eau) afin de limiter les fluctuations liées à l'introduction d'air chaud lors des ouvertures de porte.

R 22 : Lorsqu'un réfrigérateur est utilisé en cabinet pour la conservation des produits pharmaceutiques, il est recommandé, à défaut de disposer d'un thermomètre intégré, d'y placer un thermomètre afin de maintenir une température conforme aux normes ($\leq 4^{\circ}\text{C}$) (accord professionnel).

Il est recommandé, à défaut de dégivrage automatique, de réaliser un dégivrage régulier, en accord avec les spécifications du fabricant et de procéder, à cette occasion, à un nettoyage par un produit détergent suivi d'une désinfection de l'équipement par de l'eau de Javel à 2.6% de chlore actif diluée au 1/20 dans l'eau froide suivie d'un rinçage après 15 minutes de contact.

Ces recommandations émanent de l'Académie nationale de médecine (572).

R 23 : Il est recommandé, à défaut de dégivrage automatique, de réaliser un dégivrage régulier, en accord avec les spécifications du fabricant et de procéder, à cette occasion, à un nettoyage soit directement par un produit détergent-désinfectant soit par un produit détergent suivi d'une désinfection de l'équipement par de l'eau de Javel à 2,6 % de chlore actif diluée au 1/20 et d'un rinçage après 15 minutes de contact (accord professionnel).

5. Contrôle des surfaces

5.1 Aménagement des locaux

L'aménagement des locaux doit privilégier un entretien facile et efficace et la stricte utilité pour les soins.

► Matériaux de revêtement

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8) et les recommandations australiennes « *Infection control guidelines for the prevention of transmission of infectious diseases in the health care setting* » de 2004 (573) donnent des précisions concordantes :

Pour les sols, il est recommandé d'opter pour un revêtement lessivable, non poreux (matériaux synthétiques plutôt que carrelage avec joints plats et étanches car l'accumulation de microorganismes est possible au niveau des joints (26)), qui sera certifié « grand passage » ou « passage intense » pour la résistance à l'usure.

Le Centre scientifique et technique du bâtiment (CSTB) a classé les sols en fonction de leur résistance et de leur utilisation, avec pour objectif la conservation de leurs propriétés initiales pendant au moins 10 ans :

Tableau 81. Classement des revêtements de sols selon le CSTB.

Classement des revêtements de sols		
U	Usage	Résistance aux effets de la marche, encrassement, abrasion
P	Poinçonnement	Résistance aux effets mécaniques du mobilier et des objets
E	Eau	Résistance à l'eau et à l'humidité
C	Chimie	Résistance à l'emploi de produits chimiques dans le temps

Une norme européenne a déterminé une typologie des sols en fonction de la densité du passage.

Tableau 82. Typologie des sols pour l'usage public.

Classification pour l'usage public (EN 685)	
31	Zone de passage faible ou intermittent
32	Zone de passage moyen
33	Zone de passage intense
34	Zone de passage très intense

Les moquettes et tapis sont à éviter dans les lieux de soins. La colonisation des moquettes et tapis par *Clostridium difficile* est documentée sans qu'actuellement, un lien n'ait pu être établi avec une infection liée aux soins (574, 575).

L'emploi du bois et du liège est à éviter dans les lieux de soins.

Pour les murs, un revêtement lisse et lessivable (papier vinylique, peinture lessivable, matières plastiques plutôt que carrelage avec joints plats et étanches qui peuvent devenir poreux).

Pour les plans de travail, les matériaux sont lisses, non poreux, faciles à nettoyer, résistants aux produits médicamenteux ou antiseptiques ainsi qu'aux produits d'entretien et aux désinfectants.

R 13 : L'aménagement des locaux doit privilégier un entretien facile, efficace et la stricte utilité pour les soins. Il est recommandé, pour toutes les surfaces (sols, murs, plans de travail) d'opter pour des revêtements lessivables lisses, non poreux, faciles à nettoyer et ne présentant pas ou peu de joints. Le carrelage, avec joints plats et étanches qui peuvent devenir poreux, doit être évité ; l'emploi du bois et du liège est à éviter dans les lieux de soins, de même que la pose de moquettes et de tapis (accord professionnel).

► Mobilier de soins

Les mobiliers recouverts de textiles difficiles à entretenir sont à proscrire surtout dans les zones protégées car ils peuvent constituer des réservoirs potentiels de microorganismes.

La zone d'examen et de soins comportera au minimum (8) :

- une poubelle équipée de sac poubelle pour le recueil des déchets d'activité de soins à risques infectieux (DASRI) ;
- une boîte à objet piquant, coupant, tranchant (OPCT) situé à portée de main du soin (50 cm environ) permettant de réaliser un tri des déchets au plus près du soin.

Et selon l'organisation et la spécificité du soin :

- une table ou un fauteuil d'examen, recouvert d'un revêtement lessivable, nettoyé entre deux patients ;
- en cas d'utilisation, sur la table ou le fauteuil, d'un support non tissé ou d'un textile pour des raisons de protection et/ou de confort du patient, ils devront être changés entre deux patients ;
- une petite table roulante destinée à recevoir du matériel d'examen, un guéridon de soins à deux étages (zone propre, zone sale) ;
- une armoire fermée pour les dispositifs médicaux nécessaires à la réalisation des soins.

R 6 : Il est recommandé d'équiper la salle d'examen et de soins avec :

- une poubelle réservée aux déchets ménagers : emballages, papiers, couches ;
- une poubelle équipée de sac poubelle de couleur différente pour le recueil des déchets d'activité de soins à risques infectieux (DASRI) ; la couleur retenue pour ces emballages est le jaune, couleur correspondant au signalement européen du risque biologique ;
- une boîte à objet piquant, coupant, tranchant (OPCT) situé à portée de main du soin ;

- une table ou un fauteuil d'examen, recouvert d'un revêtement lessivable et d'un support non tissé ou d'un drap à usage unique changé entre chaque patient (accord professionnel).

► Mobilier de bureau

L'étude microbiologique de C. Datz et al., publiée en 1997, est la première à avoir montré la colonisation bactérienne des stylos de 42 médecins sur leur lieu d'exercice. Les Staphylocoque à coagulase négative étaient retrouvés sur 71 % des prélèvements, les SARM sur 14 % et seulement 7,1 % des stylos étaient indemnes de toute contamination (576).

L'étude microbiologique de A. Bebbington et al., en 2003, a identifié la colonisation bactérienne de 227/228 des dossiers médicaux d'une consultation de chirurgie orthopédique dont 9 par *Staphylococcus aureus* et aucun par SARM (577).

La contamination bactérienne des équipements informatiques est également documentée. Le premier cas décrit a été publié en 1997 à propos d'une infirmière porteuse chronique d'un SARM retrouvé dans son environnement domestique, sur son clavier d'ordinateur, sur la souris ainsi que sur les poignées de porte (578).

L'étude microbiologique de S. Bures et al., menée en unité de soins intensifs sur 80 claviers d'ordinateur et publiée en 2000, est la première à avoir montré, outre un taux de colonisation des claviers de 24 % (dont à 49 % par SARM), la corrélation génotypique entre les SARM retrouvés sur les claviers et ceux issus de 2 patients de l'unité porteurs d'une infection nosocomiale (579).

A.N. Neely et D.F. Sitting (580) soulignent que l'utilisation de produits nettoyant-désinfectant est susceptible de créer des dommages corrosifs et de perturber le fonctionnement électrique du matériel informatique et proposent la couverture des claviers par des écrans en matière plastique transparents (ou un film plastique alimentaire (4)) permettant un nettoyage plus facile et sans risque d'altération. Certains claviers permettent un entretien plus ergonomique (Tactys® par exemple). Neely et Sitting recommandent également l'utilisation de souris sans fil pour diminuer les sites de contamination éventuelle du matériel informatique.

R 7 : Aucune recommandation n'est proposée concernant le mobilier de bureau (stylos, dossiers médicaux, combinés téléphoniques, claviers d'ordinateur) en dehors du respect strict de l'hygiène des mains. Chaque professionnel peut toutefois opter pour un clavier sans touche ou pour la couverture de son clavier d'ordinateur par un écran ou par un film plastique transparent (accord professionnel).

► Mobilier d'accueil

Les plantes et fleurs coupées en vase sont à proscrire surtout dans les zones protégées car elles peuvent constituer des réservoirs potentiels de microorganismes (8, 503). Dans les zones administratives, il est recommandé de manipuler les plantes avec des gants non stériles (503).

R 8 : Les plantes, vases, aquariums et fontaines décoratives ne sont pas recommandés dans les zones de soins (accord professionnel).

Une étude microbiologique publiée en 2000 par McKay et Gillepsie a été conduite sur 50 jouets de la salle d'attente et de consultation après une matinée d'activité dans un centre de soins chirurgicaux communautaire et a identifié une contamination bactérienne

potentiellement pathogène sur 10 % des jouets avec un risque majoré sur les jouets à surfaces douces ou textiles par rapport aux jouets à surfaces dures (OR : 8,14 [IC₉₅ % 0,74-107,49]) : 60 % des prélèvements de jouets à surfaces dures étaient positifs dont 5 % à *Clostridium perfringens* tandis que 100 % des prélèvements de jouets à surfaces douces ou textiles étaient positifs dont 30 % à *Staphylococcus aureus* (aucun SARM) et *E. coli* (581).

La contamination et le partage des jouets ont été fortement suspectés lors de l'émergence de 8 cas de gastro-entérite nosocomiale à rotavirus dans un service d'oncologie pédiatrique alors que les professionnels de santé respectaient les règles strictes d'hygiène des mains, le port de gants et de blouses et que le protocole de nettoyage en vigueur était au minimum hebdomadaire (582).

Une recommandation, difficilement réalisable en pratique de soins hors des établissements de santé, a été proposée par « *Infection control in physicians' offices. Academy of Pediatrics. The American Occupational Safety and Health Administration (OSHA)* » (556) sur la base des recommandations « *Guidelines for processing toys* » de S.A. Geyer en 1986 (583) : en l'absence de preuve de l'action du savon, des détergents et des désinfectants sur les jouets, nettoyer quotidiennement (à la fin de chaque période de soins) les jouets de la salle d'attente en utilisant un lave-vaisselle pour les jouets à surfaces dures et un lave-linge pour les jouets en textiles.

R 9 : Les méthodes recommandées pour le nettoyage des jouets sont l'utilisation du lave-linge pour les jouets à surface textile et l'utilisation du lave-vaisselle pour les jouets à surface dure (accord professionnel).

R 10 : Si le recours à un lave-linge et à un lave-vaisselle est possible (équipement à demeure ou gestion à domicile par la personne chargée de l'entretien), il est recommandé (accord professionnel) :

- d'effectuer un nettoyage fréquent (tous les jours ou tous les deux jours) des jouets de la salle d'attente (il peut être judicieux de procéder à un roulement dans la mise à disposition en salle d'attente) ;
- de retirer systématiquement les jouets de la salle d'attente en période d'épidémie de bronchiolite ou de gastro-entérite.

R 11 : Si le recours à un lave-linge et à un lave-vaisselle n'est pas possible, il est recommandé de ne pas mettre de jouets dans la salle d'attente tout en soulignant qu'il est possible d'accepter que les familles apportent des jouets personnels (accord professionnel).

► Éclairage

Les éclairages suspendus sont parfois considérés comme plus difficile d'entretien et source d'empoussiérage prolongé (26).

► Fenêtres

Les stores ont parfois été considérés d'entretien plus facile par rapport à des rideaux en voilage (31). Si des rideaux sont utilisés, ils doivent être lavés au moins tous les 6 mois (564).

► Zone d'entretien des dispositifs médicaux réutilisables

Une pièce réservée à cet usage serait l'idéal. À défaut, il est souhaitable de séparer les zones de nettoyage des dispositifs médicaux (point humide) de la zone de conditionnement – désinfection – stérilisation des dispositifs médicaux (8).

► Local de ménage

Il doit permettre d'entreposer le matériel et les produits de ménage, le linge sale et les déchets assimilés aux ordures ménagères (8).

Si possible, il doit être équipé d'un évier et d'un vidoir (à défaut, les eaux usées sont évacuées dans les toilettes).

► Sanitaires

Il est recommandé de préférer WC et lavabo suspendus pour faciliter l'entretien du sol (8).

Comme tous les points d'eau, ils sont équipés d'un distributeur de savon liquide, d'un distributeur de serviettes en non tissé ou d'essuie-mains à usage unique et d'une poubelle à pédale ou sans couvercle équipée d'un sac poubelle.

R 3 : Il est recommandé d'aménager un point d'eau dans chaque salle de consultation ainsi que dans les zones sanitaires. Chaque point d'eau doit avoir à proximité un distributeur de savon liquide à pompe et avec poche rétractable éjectable, un distributeur d'essuie-mains à usage unique en papier non tissé et une poubelle à pédale ou sans couvercle (accord professionnel).

5.2 Entretien du linge et des surfaces textiles

► Entretien de la tenue de soins

Il n'y a pas de restriction concernant la nature des tissus pour se vêtir au cabinet médical (4). Toute tenue utilisée pour une période de soins devrait être changée à la fin de cette période, c'est-à-dire quotidiennement (564).

Le risque de transmission des infections par la lingerie contaminée est considéré comme négligeable (584, 585).

Seules les blouses et la lingerie utilisées pour les actes de chirurgie doivent être stérilisées (118). Toute la lingerie souillée des établissements de santé doit être traitée de la même façon pour tous les patients.

Il faut suivre les mêmes précautions pour toute pièce de lingerie qui est souillée de sang ou de liquides organiques, de sécrétions ou d'excrétions ou contaminée, quelle que soit la source de la lingerie ou le milieu dans lequel sont prodigués les soins (586).

La lingerie souillée doit être manipulée avec des gants non stériles ou réutilisables en caoutchouc et placée dans un sac à l'endroit où elle est collectée (503, 564). Afin de prévenir la contamination ou les fuites, on peut utiliser un sac étanche ou un sac en tissu. Si le liquide traverse le sac, il faut utiliser un deuxième sac (587).

« Special report : physician office safety guide » en 1998 conseillait de vider le sac en renversant son contenu plutôt qu'en plongeant les mains dedans (588).

Les sacs de lingerie en tissu doivent être lavés après chaque usage et peuvent être lavés dans le même cycle que le linge qu'ils contenaient.

Les recommandations disponibles ne mentionnent pas de délai pour le lavage du linge sale (118, 503).

Les lavages en eau chaude (> 71, °C pendant 25 minutes) ou (> 71, °C pendant 3 minutes ou > 65°C pendant 10 minutes) ne sont pas systématiquement nécessaires (118, 503, 564).

Selon « Guide de prévention des infections. Lavage des mains, nettoyage, désinfection et stérilisation dans les établissements de santé » de Santé Canada en 1998 (118), plusieurs ouvrages (589, 590) et études (585) ont montré que le lavage à basse température complété par une désinfection à l'eau de Javel (conditionnement domestique) à environ 0,1 % de chlore actif éliminait efficacement les bactéries résiduelles de façon comparable au lavage à haute température.

L'usage d'un détergent à lessive commercial ainsi qu'un lavage et un séchage à la machine normaux sont suffisants pour nettoyer de la lingerie souillée dans un milieu communautaire ou un contexte de soins à domicile (118).

Il n'est pas recommandé, sauf cas particulier lié au tissu, de recourir au nettoyage à sec (591-593).

R 46 : Faute de preuve d'un effet du port de blouse sur l'incidence clinique des infections liées aux soins et compte tenu de l'absence de consensus au sein du groupe, le port d'une blouse n'est pas recommandé de manière standard (accord professionnel).

Si le professionnel opte pour le port d'une blouse, le groupe de travail rappelle que la température minimale de lavage recommandée en lingerie hospitalière pour la désinfection des vêtements est de 65°C.

R 47 : En revanche, une tenue propre est recommandée de manière standard. Il est recommandé de changer de tenue quotidiennement et dès qu'elle paraît visiblement souillée. L'usage d'un détergent à lessive commercial ainsi qu'un lavage et un séchage à la machine sont suffisants pour nettoyer de la lingerie souillée dans un milieu communautaire ou un contexte de soins à domicile (accord professionnel).

► Textiles mobiliers

Il est recommandé de nettoyer avec une lavette imbibée de détergeant-désinfectant les sièges lavables de la salle d'attente et des bureaux de consultation (4).

► Textiles d'entretien

Les lavettes et les semelles d'entretien des sols réutilisables peuvent être lavées avec le linge du cabinet médical (4). Lorsque les textiles de nettoyage sont réutilisés, il est recommandé de les laver en machine à haute température (> 60°C) avec javellisation au dernier rinçage (8).

5.3 Entretien des locaux et des surfaces

► Ordre de la procédure d'entretien

L'ordre pour nettoyer les différentes zones du cabinet médical varie selon les guides et les recommandations : des zones administratives vers les zones les plus à risque d'être contaminées pour éviter la contamination croisée entre les différentes pièces pour Le Coz-Iffenecker (594) ou des zones dites protégées aux zones administratives pour terminer par

les zones contaminées (c'est à dire du plus propre vers le plus sale) pour le C.CLIN-Ouest dans « Réduire le risque au cabinet médical » (26) pour protéger en priorité les zones de soins.

Pour le C.CLIN-Ouest, il est recommandé de procéder du haut (plafond, murs) vers le bas (sol).

► **Fréquence de l'entretien**

L'entretien des sols et des surfaces des mobiliers et équipements est réalisé une fois par jour, entre 2 périodes d'activité de soins et entre deux patients pour les surfaces horizontales susceptibles d'avoir été souillées (8).

Il est recommandé de programmer des nettoyages approfondis des locaux (bibliothèques, mobilier administratif, placards, luminaires) de façon périodique sans précision sur la fréquence à adopter.

R 14 : Il est recommandé de réaliser un entretien quotidien des sols, des surfaces des mobiliers, des équipements et un nettoyage immédiat en cas de souillures (accord professionnel).

► **Information et protection de l'agent d'entretien**

La personne responsable de l'entretien doit être informée des tâches qui relèvent de sa compétence et de celles qui ne lui sont pas attribuées. Il est important de définir qui est chargé de l'entretien des vitrages, des dispositifs médicaux, de l'enlèvement des boîtes pour OPCT, des sacs contenant des déchets de soins à risques infectieux (DASRI).

Le groupe de travail recommande que les procédures d'entretien soient écrites et accessibles sous forme de protocole déterminant les tâches à accomplir, le matériel nécessaire, leur attribution et la fréquence à laquelle elles doivent être réalisées (exemple à l'ANNEXE 7). La « Liste positive désinfectants » (9) mise à jour annuellement par la Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH) et accessible sur le site Internet : <http://www.sfhh.net/documents/> offre une base de données que l'on peut consulter pour le choix des produits d'entretien et de désinfection des locaux ainsi que pour les coordonnées des fabricants et des distributeurs.

La personne responsable de l'entretien doit porter des gants de ménage pour éviter le contact direct avec les objets et les surfaces contaminés ainsi que pour éviter une dermatite ou une réaction allergique aux produits d'entretien (4).

Un tablier ou une blouse de protection sont recommandés (8).

R 15 : Il est recommandé d'écrire et de rendre accessibles, sous forme de protocole, les procédures d'entretien en déterminant le matériel nécessaire, les tâches à accomplir, leur attribution et la fréquence à laquelle elles doivent être réalisées (accord professionnel).

Le groupe de travail propose, en annexe 7 de ce document, un protocole d'entretien des locaux que chaque professionnel pourra adapter à son fonctionnement.

Comme toutes les personnes susceptibles, au cabinet, d'être en contact avec du sang ou des liquides biologiques, il est recommandé à la personne responsable de l'entretien d'être vaccinée contre l'hépatite B.

R 89 : Il est recommandé de promouvoir auprès de toutes les personnes qui travaillent dans les cabinets médicaux (personnel d'entretien, secrétaires), après évaluation de

leur statut vaccinal et de leurs antécédents, la vaccination contre la grippe annuellement, contre la rougeole, la rubéole, les oreillons et contre la coqueluche. Il est recommandé que la personne chargée de l'entretien du cabinet soit, de plus, vaccinée contre l'hépatite B (accord professionnel).

► Matériel pour l'entretien

Un chariot de ménage organisé en étage propre et étage sale peut faciliter l'activité d'entretien (8).

La Revue Prescrire dans « Prévenir les infections liées aux soins ambulatoires – Recommandations pour la pratique » en 2000 (4) a réalisé une synthèse des recommandations existantes (26, 31, 118) et a proposé :

Tableau 83. Matériel pour l'entretien du cabinet médical.

Équipement	Consommables	Matériel déconseillé ^{(1), (2)}
Blouse ou tablier	Chiffons éponges (lavettes), de différentes couleurs et/ou lavettes à usage unique pré imprégnées de détergent	Balai éponge Serpillières Éponges
Gants de ménage protégeant le avant-bras	Essuie-mains à usage unique Papier "essuie-tout"	Balai à poussière Aspirateur
Seaux : bleu pour les solutions propres ; rouge pour semelles sales	Papier de toilette Sacs poubelles	
Balai plat articulé type balai trapèze	Crème à récurer Détergent simple polyvalent Désinfectant ou détergent-désinfectant pour les sols et surfaces	
Semelles en tissu réutilisables ou semelles à usage unique pour balai trapèze	Eau de Javel Produit pour les vitres	
Pelle		
Sac à linge sale		

⁽¹⁾ Les serpillières et les éponges pour l'entretien des zones protégées sont fortement déconseillées car elles constituent des réservoirs de microorganismes potentiellement pathogènes.

⁽²⁾ Les balais à poussière et l'aspirateur sont fortement déconseillés car ils remettent en suspension les poussières des surfaces souillées ; le balai à franges ou Faubert® reste utilisable.

L'ensemble du matériel d'entretien doit être nettoyé une fois par jour (8, 503).

► Technique et choix des produits d'entretien

Pour les zones administratives, il est recommandé de réaliser un nettoyage simple, en utilisant un détergent en vente dans le commerce (8, 503).

Pour les autres zones, il est recommandé de réaliser un bionettoyage (8) :

soit en un seul temps en employant un produit détergent-désinfectant ;

soit en trois temps en utilisant successivement un détergent du commerce, un rinçage puis un désinfectant.

Selon D. Thiveaud, le nettoyage peut être défini comme une opération physique qui élimine ou transfère les particules ou les souillures visibles à l'œil (595).

La Commission centrale des marchés a défini le bionettoyage comme un traitement qui réunit le nettoyage, l'évacuation des salissures et des produits utilisés avec application finale d'un désinfectant (596).

Le bionettoyage vise à réduire le niveau de biocontamination des surfaces. La biocontamination est définie dans la norme NF EN 1631-1 comme la « contamination de matériaux, appareils, personnels, surfaces, fluides, gaz et/ou air par des particules viables ».

Le dépoussiérage humide est la technique de référence pour les sols (balayage humide à l'ANNEXE 8) et les surfaces (essuyage humide) (4, 8). C'est le temps préalable au nettoyage simple ou au bionettoyage. Il permet l'élimination de 90 % des poussières en évitant leur remise en suspension dans l'air (595).

Depuis 1968 et les travaux de E.H. Spaulding, les équipements médicaux sont classés en 3 catégories : critique, semi-critique et non critique selon le degré de risque infectieux (597). Les surfaces sont considérées comme non critiques et associées à un risque faible de transmission que les locaux soient anciens ou neufs (598, 599).

La persistance sur les surfaces de SARM et d'Enterocoques résistant à la vancomycine est documentée (497, 600, 601) et peut être à la source de transmission croisée par les patients ou les professionnels de santé en contact avec ces surfaces.

L'activité microbiologique des agents désinfectants sur les surfaces est documentée et leur capacité à réduire la transmission de microorganismes pathogènes a été établie dans des études expérimentales ainsi que dans des études épidémiologiques en santé publique (602, 603).

Tableau 84. Études probantes de l'efficacité microbiologique des agents désinfectants de surface.

Études	Agents désinfectants	Microorganismes
Sattar S.A. et al. 1994 (604)	Chlorés ; Alcools ; Phénols	Rotavirus
Sattar S.A. et al. 1993 (605)	Chlorés ; Alcools ; Phénols	Rhinovirus
Sattar S.A. et Springhorpe V.S. 1996 (606)	Alcools ; Phénols	Poliovirus
Scott E, Bloomfield SF. 1993 (607)	Ammoniums quaternaires	Klebsiella pneumoniae
Scott E, Bloomfield SF. 1990 (608)	Ammoniums quaternaires	Enterobacter cloacae Pseudomonas spp.

Malgré l'absence actuelle de preuve clinique d'un bénéfice sur la réduction des infections liées aux soins, le risque de transmission croisée est la justification du recours au bionettoyage (599).

Dans l'étude microbiologique de J.M. Boyce, 350 prélèvements ont été réalisés dans l'environnement hospitalier immédiat (draps, barrières de protection, tablettes, chaises visiteurs, poignées de portes, interrupteurs, sol, brassards tensionnels) de 38 patients consécutifs porteurs de SARM, et parallèlement 20 prélèvements sur les blouses d'infirmières et 12 à partir de gants médicaux. Les SARM de phénotype et génotype concordant au patient source étaient isolés à partir de 27 % des surfaces prélevées (36 % lorsque le SARM provenait d'une plaie ou des urines ; 6 % lorsque le SARM provenait d'un autre site corporel ; OR, 8,8 ; IC_{95 %}, 3,7-25,5 ; p < 0,0001). Les SARM étaient retrouvés sur les blouses de 65 % des infirmières ayant participé aux soins et sur les gants de 42 % des professionnels de santé n'ayant pas participé aux soins des patients source (601).

Les détergents-désinfectants ont-ils une activité supérieure aux détergents ?

G.A. Ayliffe (609) a montré que l'utilisation d'eau savonneuse pour le nettoyage des sols réduisait de 80 % le taux de colonisation bactérienne contre 99 % avec l'utilisation d'un agent phénolique.

G.A. Ayliffe (610) a également montré que l'eau de nettoyage se contaminait progressivement plus en cas d'utilisation de savon qu'en cas d'utilisation d'un désinfectant :

Tableau 85. Évaluation comparée du taux de contamination de l'eau de lavage selon les modalités de nettoyage des sols utilisées : savon versus produit désinfectant.

	Savon (ufc/ml d'eau de lavage)	Désinfectant (ufc/ml d'eau de lavage)
Avant nettoyage	10	20
Après nettoyage d'1/3 de service	650	10
Après nettoyage de 2/3 de service	15 000	30
Après nettoyage complet	34 000	20

Le taux d'infections liées aux soins, observés sur des périodes de 6 à 12 mois, n'a pas été retrouvé significativement différent selon que l'on recourt aux détergents ou aux détergents-désinfectants par F. Daschner (611), D. Danforth (612) (7,1 % *versus* 8 % respectivement, en milieu de soins intensifs) et S. Dharan (613).

L'étude microbiologique de S Dharan et al., a comparé l'évolution du taux de colonisation bactérienne des surfaces (sols, mobilier et baignoire) selon que l'on avait utilisé un amonium quaternaire à 0,5 % (sols : - 0,6 ufc/24 cm² ; sols des toilettes et baignoire : + 50 ufc/24 cm²) ou un détergent (sols : + 103,6 ufc/24 cm²). Malgré l'augmentation du taux de colonisation bactérienne en utilisant un détergent pour les sols, le taux d'infections liées au cathétérisme veineux est resté stable sur une période de 12 mois (1,22 *versus* 1,36 épisodes pour 1 000 jours-patient sur 2 périodes successives de 12 mois), de même que le taux de colonisations ou d'infections par SARM (2,19 *versus* 1,93 cas pour 1 000 jours-patient) (613).

– Normes des produits détergents-désinfectants et désinfectants

Les produits détergents-désinfectants pour sols, surfaces et mobiliers, les dispersats dirigés pour la désinfection des surfaces (sprays) et les lingettes pour le nettoyage et la désinfection des surfaces et mobiliers ont la même conformité aux normes en vigueur (9) :

- norme NF EN 1040 (T 72-152) ;
- norme NF EN 1275 (T 72-202) : exigence limitée à l'activité levuricide (*Candida albicans*).
- norme NF EN 1276 (T 72-173) en conditions de saleté ou normes NF T 72-170 / NF T 72-171 (spectre 4), en conditions de saleté.

Pour les normes NF EN 1040, NF EN 1275 et NF EN 1276, seuls sont retenus les produits présentant une activité en 15 minutes maximum.

L'activité sur *Aspergillus* n'est pas exigée, mais il peut être nécessaire, pour certains secteurs à risque, de disposer de produits ayant cette action. Dans ce cas, l'activité fongicide du produit est évaluée selon la norme NF EN 1275 (T 72-202) sur *Aspergillus niger* et *Candida albicans*. Pour les produits ayant satisfait à cette exigence, la concentration active et le temps de contact de l'essai sont précisés dans la colonne « Spécificités ».

L'activité virucide n'est pas exigée mais si elle figure dans le dossier technique d'un produit, elle doit être évaluée selon la méthodologie de la norme NF T 72-180 ou de la norme NF EN 14476 (publiée en août 2005). Pour les produits évalués selon la méthodologie de la NF T 72-180, seuls les dossiers comportant au moins l'évaluation d'une activité sur Poliovirus sont pris en compte. La concentration active et le temps de contact sont précisés dans la colonne « spécificités ».

– Entretien des surfaces (mobilier, équipements)

L'entretien de toute surface est réalisé par essuyage humide avec un textile propre (lavette réutilisable ou à usage unique) ou un support non tissé à usage unique, imprégné d'un détergent-désinfectant.

Il est renouvelé, changé pour le mobilier et l'équipement de chaque zone. Il ne doit jamais être retrempé dans la solution détergente-désinfectante afin de ne pas la contaminer.

L'alcool n'est pas recommandé pour désinfecter les surfaces (503).

R 17 : Pour les surfaces autres que les sols, il est recommandé de procéder à un essuyage humide (accord professionnel) :

- avec un produit détergent dans l'espace d'accueil et de secrétariat, la salle d'attente et le local d'archivage ;
- avec un produit détergent-désinfectant dans la salle d'examen et de soins, la lingerie, les sanitaires, le local de ménage, le local de stockage des déchets, la zone de traitement des dispositifs médicaux, la zone de conditionnement des dispositifs médicaux avant stérilisation, la zone de stérilisation et de stockage du matériel stérile et des médicaments.

– *Entretien des sols*

Aérer les pièces en ouvrant largement les fenêtres.

Pour les zones dites « protégées », le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8) recommande de réaliser un balayage humide des surfaces avec support (semelle réutilisable ou à usage unique) imbibé de produit détergent puis un lavage et une désinfection des sols avec un produit détergent-désinfectant et de changer de support de nettoyage entre chaque local et après chaque nettoyage.

R 16 : Il est recommandé un nettoyage simple des sols, c'est-à-dire un dépoussiérage humide suivi de l'utilisation d'un détergent du commerce, pour l'ensemble des zones du cabinet médical (accord professionnel).

– *Les souillures biologiques*

Il est recommandé d'éliminer les souillures biologiques (sang, salive, etc.) dès leur production avec de l'essuie-tout imprégné d'un détergent-désinfectant ou d'eau de Javel diluée au 1/10 (8, 503).

Une étude de D.J. Weber et al. (614) a comparé en 1999 l'activité virucide de l'eau de Javel diluée à 1/10 et 1/100, de solutions désinfectantes à base de phénol et d'ammonium quaternaire diluées à 1/10 et 1/128 en présence ou non de sang. Les virus testés étaient un poliovirus de type 1, hydrophile et l'herpes simplex virus de type 1 (HSV1) lipophile et biochimiquement proche du virus VIH.

En l'absence de sang, les désinfectants étaient tous efficaces sur HSV1, quelle que soit la dilution, à 30 secondes ; en présence de sang, seuls étaient actifs à 30 secondes l'eau de Javel diluée à 1/10, les solutions désinfectantes à base de phénol diluées à 1/10 et d'ammonium quaternaire diluées à 1/10 et 1/128.

En l'absence de sang, l'inactivation complète du poliovirus de type 1 était obtenue en 30 secondes avec l'eau de Javel diluée à 1/10 et 1/100, les solutions désinfectantes à base de phénol diluées à 1/10 et d'ammonium quaternaire diluées à 1/10 et 1/128 ; en présence de sang, aucun désinfectant n'était capable d'une inactivation complète à 10 minutes.

Au total, pour ces auteurs, les projections de sang et de liquides biologiques doivent être rapidement nettoyées et l'eau de Javel à 5,25 % de chlore actif (conditionnement domestique américain semble-t-il alors qu'en France, le conditionnement domestique de l'eau de Javel en bidon est à 2,6 % de chlore actif) diluée à 1/10 devrait être utilisée pour la désinfection de la surface avec, malgré tout, une incertitude sur le degré d'inactivation virale.

R 18 : Il est recommandé d'éliminer, après avoir mis des gants non stériles, les souillures biologiques (sang, salive, etc.) dès leur production avec de l'essuie-tout imprégné d'un produit détergent-désinfectant ou de l'eau de Javel (diluée au 1/10) (accord professionnel).

Les mesures d'hygiène et de prévention à prendre au cabinet médical face au risque de transmission croisée du rotavirus par les surfaces contaminées font l'objet de recommandations rares et parfois imprécises.

La durée de survie du rotavirus sur les mains a été mesurée à 4-5 heures et de 6 à 60 jours sur les surfaces inertes (615).

Le rapport des CDC « Viral agents of gastroenteritis. Public health importance and outbreak management » de 1990 (616) attirait l'attention sur le manque de données et l'hétérogénéité de l'efficacité des produits désinfectants sur le rotavirus. Le rapport recommandait, outre une hygiène des mains stricte, le port de gants non stériles lors du change des couches souillées et le port de blouse compte tenu du risque de projections lors de l'examen clinique. Les toilettes ne faisaient l'objet d'aucune recommandation. Les espaces occupés (salle d'eau, salle d'attente) par les patients porteurs devaient être rendus visiblement propres par l'utilisation de produits détergents dont l'efficacité sur le rotavirus est la mieux documentée. Seules les surfaces souillées par les vomissements et les selles liquides devaient faire l'objet d'un essuyage rapide et d'une désinfection par un produit désinfectant approprié (non spécifié). Les détergents utilisés en lave-linge étaient considérés comme suffisant pour traiter les textiles souillés et contaminés.

En 2000, « *Infection control in physicians' offices. Academy of Pediatrics. The American Occupational Safety and Health Administration (OSHA)* » proposait la désinfection des surfaces souillées (table d'examen, matelas à langer, sol) par l'eau de Javel avec un temps de contact de 30 secondes pour les sols et de 2 minutes pour la table d'examen et le matelas à langer, sans précision sur la concentration de chlore actif (556).

En 2001, aucune autre précision n'a été apportée par « *Practice guidelines for the management of infectious diarrhea* » des CDC (617).

En 2003, « *Guidelines for environmental infection control in health-care facilities* » (503) ne proposait aucune modification à la procédure de nettoyage et de désinfection du cabinet médical en cas de contamination par un virus entérique sur les lieux de soins pédiatriques, y compris en cas de suivi de patients immunodéprimés.

R 19 : Il est recommandé de procéder au nettoyage et à la désinfection de la table d'examen après l'examen d'un patient atteint de gastro-entérite aiguë ou de bronchiolite en utilisant un essuie-tout imprégné d'un produit détergent-désinfectant (accord professionnel).

– *L'eau de Javel (solution aqueuse d'hypochlorite de sodium)*

La SFHH a émis en juin 2006 un avis relatif à l'eau de Javel et son utilisation dans les établissements de soins (618).

Cet avis concerne « l'eau de Javel » nommée comme telle si elle répond à l'article 2 du décret n°2001-881 du 25 septembre 2001 portant application de l'article L.214-1 du code de la consommation en ce qui concerne les préparations, les concentrés et les eaux de Javel : Art. 2. – « Les dénominations et mentions contenant les mots : « eau de Javel », lorsqu'elles sont employées pour désigner des solutions aqueuses d'hypochlorite de sodium contenant éventuellement du chlorure de sodium, sont réservées à des préparations présentant une concentration pondérale en chlore actif d'au moins 2,5 %.

Toutefois, les trois dénominations de vente suivantes : « extrait de Javel », « eau de Javel concentrée », « eau de Javel forte », sont réservées aux produits mentionnés au premier alinéa du présent article qui présentent une concentration pondérale en chlore actif d'au moins 8,5 % ».

La SFHH attire l'attention des utilisateurs sur la modification de l'étiquetage en % de chlore actif (disparition des degrés chlorométriques) et sur la nécessité de calculer les dilutions en fonction de la quantité de chlore actif en g/L et non à partir du pourcentage ;

La SFHH préconise, chaque fois que possible, de faire les dilutions à partir de la forme commerciale de l'eau de Javel à 2,6%, qui seule assure la stabilité de la concentration en chlore actif dans le temps et recommande de doser le chlore actif dans le cas d'utilisation de dilutions faites à partir de concentré en particulier pour les dispositifs médicaux.

Elle suggère, en pratique, de ne garder, en dehors de la concentration « prions », que deux pourcentages en chlore actif :

0,1 % pour la désinfection en conditions de propreté (ex : 200 mL d'eau de Javel à 2,6 % pour un volume final de 5 L) ;

0,5 % pour l'utilisation en conditions de saleté, pour l'activité sur les liquides biologiques ou pour l'activité sporicide (ex : 1 L d'eau de Javel à 2,6 % pour un volume final de 5 L).

Le marquage CE (classe IIa) est absent. Ce marquage répond à la Directive du Conseil des Communautés Européennes relative aux dispositifs médicaux (93/42/CEE du 14 juin 1993), transposée en droit français (articles L.5211-1 à L.5211-6 et articles R.5211-1 et suivants du Code de la Santé Publique). Les fabricants sont tenus de demander la marquage CE (classe IIa) pour leur produit dès lors que celui-ci revendique une activité désinfectante de dispositif médicaux.

L'inscription de l'hypochlorite de sodium (principe actif de l'Eau de Javel) comme substance « biocide » est prévue au titre de la Directive « biocides » (Directive 98/8/CE du 16 février 1998).

L'eau de Javel répond aux normes de bactéricidie, virucidie, fongicidie et sporicidie françaises et européennes et le principe actif fait partie des produits autorisés pour le nettoyage des matériaux et objets destinés à entrer en contact avec les denrées alimentaires.

L'eau de Javel a la capacité, sous certaines conditions (Circulaire n°DGS/5C/DHOS/E2/2001/138 du 14 mars 2001) d'inactiver les agents transmissibles non conventionnels (ATNC ou « prions »). Le pourcentage en chlore actif pour inactiver les prions est, à partir de l'eau de Javel à 2,6 %, de 2 % soit 800 ml d'eau de Javel à 2,6 % dans 200 ml d'eau froide pour un volume final de 1 litre (dilution 1/1,3). Le temps de contact requis est de 60 minutes.

La recommandation « *Guidelines for environmental infection control in health-care facilities* » des CDC (503) propose une concentration de chlore actif de 10 000 à 20 000 ppm⁶ à partir de l'eau de Javel domestique et un temps de contact de 30 à 60 minutes pour un usage hospitalier (bloc opératoire, laboratoire d'anatomie pathologique) ; cette concentration n'est pas recommandée pour la désinfection habituelle des cabinets médicaux.

L'activité de l'eau de Javel est rapportée, entre autre, sur le biofilm et sur les spores de *Clostridium difficile* ; la recommandation « *Guidelines for environmental infection control in health-care facilities* » des CDC précise qu'aucun autre agent désinfectant n'a d'activité spécifique sur les spores de *Clostridium difficile* (503).

L'institut de veille sanitaire a retenu, comme critère d'activité sporicide sur *Clostridium difficile*, la concentration de 0,5 % pour la désinfection, après nettoyage et pré désinfection avec un détergent désinfectant, avec un temps de contact d'au moins 10 minutes.

⁶ ppm = **partie par million** (ex : 1 mg par 1 000 000 mg soit 1 mg par 1 kg).

La SFHH rappelle les précautions d'utilisation :

- porter des gants ;
- nettoyer avec un produit détergent avant d'utiliser l'eau de Javel (conditions de "propreté") ;
- l'eau de Javel doit toujours être diluée avant utilisation ;
- diluer l'eau de Javel dans l'eau froide ;
- ne jamais utiliser de produit détartrant avant ou juste après utilisation de l'eau de Javel ;
- utiliser l'eau de Javel seule (pas de mélange avec d'autres produits d'entretien) ;
- manipuler et conserver l'eau de Javel hors de la portée des enfants ;
- rincer obligatoirement les surfaces en inox après javellisation.

Et de conservation :

L'eau de Javel à 2,6 % de chlore actif, présentée en flacons, se conserve pendant 3 ans à l'abri de la chaleur (à température < 20°C) et de la lumière dans le flacon d'origine.

L'eau de Javel concentrée à 9,6 % de chlore actif se conserve à l'abri de la chaleur et de la lumière :

- 3 mois après la date de fabrication, en période froide ;
- 2 ½ mois après la date de fabrication, en période chaude.

Toutes les autres dilutions d'eau de Javel doivent être utilisées rapidement (au maximum dans les 24 heures)

6. Gestion des déchets d'activité de soins

La gestion des déchets d'activité de soins est réglementée (la liste complète des textes réglementaires figure à l'ANNEXE 1).

Le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8) propose des recommandations complètes et actualisées et chaque professionnel de santé peut, en outre, consulter le Guide technique du Ministère de l'Emploi et de la Solidarité « Élimination des déchets d'activités de soins à risques » (619) ou le site Internet <http://www.urml.idf.org> dans la rubrique « études, Guide juridique sur l'élimination des déchets d'activité des soins produits par le médecin libéral ».

La loi n°75- 633 du 15 juillet 1975 modifiée par les lois du 13 juillet 1992 et du 2 février 1995, définit le terme "déchet" et instaure le principe suivant « tout producteur de déchets est responsable de leur élimination ».

Le décret n°97-1048 du 6 novembre 1997 applique ce principe aux déchets d'activités de soins (DAS) ; les DDASS sont chargées de contrôler l'application de cette réglementation. Deux arrêtés d'application ont été publiés le 7 septembre 1999, l'un précisant les modalités d'entreposage des déchets d'activités de soins à risques infectieux (DASRI) et assimilés et des pièces anatomiques, le second précisant le contrôle des filières d'élimination de ces mêmes déchets.

On parle de déchets de soins produits en secteur diffus dès qu'il s'agit de déchets d'activités de soins produits en dehors des établissements de santé, incluant les professionnels de santé exerçant en dehors de ces établissements, ainsi que les patients pratiquant l'auto-soin.

6.1 Typologie des déchets

► Déchets d'activités de soins non contaminés assimilables aux ordures ménagères

Ce sont des déchets qui ne présentent pas de risques infectieux, chimiques, toxiques ou radioactifs. Ils sont essentiellement constitués d'emballages, cartons, papiers essuie-mains, draps d'examen non souillés, mais également (4), les gants de contact avec la peau saine, couches pour enfants, protections pour adultes incontinents, protections féminines.

► Déchets d'activités de soins à risques

Les déchets d'activités de soins à risques infectieux (DASRI) présentent un risque du fait qu'ils contiennent ou peuvent contenir des micro-organismes viables ou leurs toxines ; pour le cabinet médical, on retient :

- les dispositifs médicaux ou matériaux piquants, coupants, tranchants, dès leur utilisation, qu'ils aient été ou non en contact avec un produit biologique ;
- tout dispositif de soins et tout objet souillé par (ou contenant) du sang ou un autre liquide biologique ;
- tout petit matériel de soins fortement évocateur d'une activité de soins et pouvant avoir un impact psycho-émotionnel (seringue, tubulure, sonde, canule, drain, etc).

Les autres déchets d'activités de soins à risques : il s'agit des déchets d'activités de soins à risques chimiques, toxiques (ex. : médicaments anticancéreux ou non) ou radioactifs, des films radiologiques, des amalgames dentaires, des piles.

6.2 Tri des déchets en cabinet et au domicile des patients

Ils doivent selon la nature du/des risque(s), être séparés dès leur production, conditionnés de manière distincte dans un emballage primaire et suivre des filières d'élimination spécifiques.

Les professionnels de santé doivent donc disposer :

- de boîtes à déchets perforants selon la terminologie AFNOR pour le recueil des objets piquants, coupants ou tranchants souillés (OPCT) ;
- d'emballages étanches et rigides pour les déchets de médicaments anticancéreux ;
- d'emballages rigides et étanches à usage unique ou de sacs étanches placés dans des conteneurs réservés à leur collecte pour les déchets « mous » contaminés à type de compresses souillées, poches, tubulures de sang, etc.

Les caractéristiques techniques auxquelles doivent satisfaire les emballages pour déchets d'activités de soins à risque infectieux sont précisées dans deux normes AFNOR : sacs pour déchets « mous » et boîtes à OPCT. La couleur retenue pour ces emballages est jaune (correspondant au signalement européen du risque biologique). Leur marquage comporte une limite de remplissage et le symbole « risques biologiques » correspondant au symbole n°0659 de la norme internationale ISO 7000.

La personne chargée de l'entretien ménager du cabinet doit être informée des modalités de tri et de conditionnement en emballages spécifiques des différents déchets.

Il est recommandé aux soignants d'inciter les patients à séparer leurs déchets d'activités de soins à risques infectieux (exemple : seringue à insuline, etc) des déchets ménagers, notamment en utilisant des boîtes à déchets perforants.

R 20 : La personne chargée de l'entretien ménager du cabinet doit être informée des modalités de tri et de conditionnement en emballages spécifiques des différents déchets (accord professionnel).

6.3 Entreposage des déchets

Lorsque la production de DASRI est inférieure ou égale à 5kg/mois (en un même lieu), les déchets doivent être entreposés à l'écart des sources de chaleur, dans des emballages étanches munis de dispositifs de fermeture provisoire et définitive.

Lorsque la production de DASRI est supérieure à 5 kg/mois, un local identifié doit être réservé à l'entreposage des déchets préalablement emballés.

Le sol et les parois doivent être lavables et doivent faire l'objet d'un nettoyage régulier. Le local doit être équipé d'une arrivée d'eau et d'une évacuation des eaux usées.

La durée maximale de stockage autorisée, entre la production et le moment où les déchets sont traités, est fonction de la quantité produite :

si la quantité produite est inférieure ou égale à 5 kg par mois, le délai entre la production effective et leur enlèvement ne doit pas excéder 3 mois.

si la quantité produite est comprise entre 5 kg par mois et 100 kg par semaine, le délai entre la production effective et l'incinération (ou pré-traitement par désinfection) ne doit pas excéder 7 jours.

6.4 Transport et élimination des déchets

► DASRI

Le transport des déchets à risque infectieux vers le lieu d'incinération ou de désinfection impose un sur-emballage ou un conteneur agréé, conformément aux dispositions réglementaires internationales contenant le transport de matières dangereuses par la route dit arrêté ADR.

Les déchets peuvent être transportés dans un véhicule personnel, ou de fonction, si leur masse reste inférieure ou égale à 15 kg (l'usage d'un véhicule à deux ou trois roues est interdit).

Le professionnel de santé qui souhaite éliminer ses DASRI peut se rapprocher :

- de la mairie de sa commune pour savoir s'il existe un système de collecte organisée ou s'il est autorisé à les déposer en déchetterie ;
- de la DDASS (service Santé Environnement) dont il dépend.

L'élimination des déchets de soins à risque infectieux peut être confiée à un prestataire de service, par une convention écrite.

Des entreprises privées proposent un ramassage régulier et fournissent les différents types d'emballages réglementaires. Leur prix est fonction du volume collecté.

Dans ces conditions, le producteur doit veiller au respect des dispositions réglementaires car il reste responsable de ses déchets même s'il n'en assure pas l'élimination.

Le soignant doit exiger un bon de prise en charge et un bordereau de suivi (CERFA n°11352*- 01) pour une production < à 5 kg/ mois dans le cadre d'un regroupement, qui atteste de la traçabilité des déchets et constitue une preuve de l'élimination. Le document doit comporter l'identification du producteur et du tiers (collecteur) ainsi que le destinataire et les modalités d'élimination : conditionnement, collecte, transport, installations de traitement. Ce bordereau de suivi est signé par chacun des intermédiaires et retourné au moins une fois par an au producteur de déchets.

Les documents de suivi (bons de prise en charge, bordereaux et états récapitulatifs) sont conservés pendant trois ans.

R 21 : Il est recommandé de confier l'élimination des déchets de soins à risque infectieux à un prestataire de service et d'établir avec lui une convention écrite (accord professionnel). Un bordereau de suivi CERFA n°11352*- 01 doit être signé par chacun des intermédiaires et retourné au moins une fois par an au cabinet producteur de DASRI puis conservé 3 ans (Réglementaire).

► Déchets d'activité de soins à risque

Les films radiologiques et les résidus argentiques sont collectés et traités par des sociétés spécialisées.

Les déchets de médicaments anti-cancéreux (restes de produits, tenues protectrices du personnel) sont à éliminer par incinération dans la filière des déchets toxiques en quantité dispersée (les coordonnées des sociétés spécialisées sont communiquées par le service Santé Environnement des DDASS).

Les médicaments non utilisés ne sont pas assimilables aux ordures ménagères. Ils sont, soit incinérés avec les DASRI, soit retournés aux répartiteurs, aux pharmacies de villes ou aux laboratoires pharmaceutiques.

Choix et traitement des dispositifs médicaux

La prévention du risque de transmission de maladies lors des soins concerne les agents transmissibles conventionnels (ATC) et les agents transmissibles non conventionnels (ATNC). L'évaluation de ce risque lors de l'utilisation de dispositifs médicaux consiste à prendre en compte les tissus et les liquides biologiques qui seront en contact avec le dispositif médical.

L'art. L.5211-1 du Code de Santé Publique définit par dispositif médical « tout instrument, appareil, équipement, matière, produit d'origine ni humaine ni animale 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 ».

La normalisation distingue :

- les dispositifs de diagnostic *in vitro* dont la normalisation relève de la directive 98/79/CEE du 27 octobre 1998, d'application obligatoire depuis le 7 décembre 2003 ;
- les dispositifs médicaux implantables actifs dont la normalisation relève de la directive 90/385/CEE du 20 juin 1990, d'application obligatoire depuis le 1^{er} janvier 1995 et modifiée par la directive 93/68/CEE du 22 juillet 1993 art.9 et la directive 98/79/CE du 27 octobre 1998 art.21 ;
- et les autres dispositifs médicaux dont la normalisation relève de la directive 93/42/CEE du 14 juin 1993, d'application obligatoire depuis le 14 juin 1998 et modifiée par la directive 98/79/CE du 27 octobre 1998 art.21.

On en trouve la transposition dans le droit français dans la Loi 94-43 du 18 janvier 1994 relative à la santé publique et à la protection sociale (section 4), le décret n°95-292 du 16 mars 1995 relatif aux dispositifs médicaux définis à l'article L. 665-3 du Code de Santé Publique et modifiant ce code (2ème partie : décrets en Conseil d'Etat) et le décret n°96-32 du 15 janvier 1996 relatif à la matériovigilance exercée sur les dispositifs médicaux.

Les dispositifs médicaux relevant de la directive 93/42/CEE sont répartis en 4 classes (I, IIa, IIb et III) selon des niveaux de risque croissants.

1. Choix des dispositifs médicaux

La Circulaire DGS/VS2 - DH/EM1/EQ1/97672 du 20 octobre 1997 relative à la stérilisation des dispositifs médicaux dans les établissements de santé précise que le choix doit porter sur des dispositifs réutilisables stérilisables ou à usage unique stériles.

Recommandations pour le choix des dispositifs médicaux :

R 24 : L'utilisation du matériel à usage unique est notamment indispensable pour tous les gestes invasifs, dès lors que ce matériel est disponible (par exemple : aiguilles, seringues, lames de bistouri, etc.) (accord professionnel).

On distingue :

- les dispositifs médicaux à usage unique :
 - 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 quelle que soit leur utilisation initiale,

- ▶ les mentions « à usage unique » ou « n'utiliser qu'une seule fois » ou « ne pas réutiliser » sont synonymes. S'il s'agit d'un dispositif médical stérile, la mention « stérile » doit être présente sur l'emballage,
- ▶ le qualificatif "usage unique" est apposé par le fabricant.

Aucune norme à notre connaissance ne définit en France ou en Europe les caractéristiques nécessaires d'un matériel pour le qualifier de non réutilisable. Seule la Pharmacopée stipule pour certains produits, la non possibilité d'une réutilisation (ex: les seringues en plastique). Dans les autres cas, il appartient au fabricant d'attribuer ce qualificatif aux matériels qu'il produit.

La circulaire DGS/SQ 3, DGS/PH 2 - DH/EM 1 n° 51 du 29 décembre 1994, relative à l'utilisation des dispositifs médicaux stériles à usage unique dans les établissements de santé publics et privés, après avis du Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France du 12 octobre 1993 et conformément au point 13.6 de l'annexe 1 de l'article R. 665-47 du Livre V bis du Code de la santé publique, a confirmé le principe de la non-réutilisation de ce type de dispositif en raison des risques encourus liés à la réutilisation.

En pratique, la circulaire DGS/DH n° 672, 20/10/97 précise que le matériel à usage unique, à performance technique égale, doit être préféré et ne doit pas être réutilisé.

- les dispositifs médicaux réutilisables :
 - ▶ ce sont les dispositifs médicaux qui peuvent être réutilisés après une procédure incluant obligatoirement, au minimum, un nettoyage,
 - ▶ certains dispositifs médicaux peuvent être utilisés à « patient unique », c'est-à-dire qu'ils 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.

2. Classification des dispositifs médicaux

Spaulding (597) a suggéré de classer les dispositifs médicaux en 3 groupes : critique, semi-critique, non-critique, qui correspondent à des niveaux de risque infectieux, fonction de la nature du tissu avec lequel le dispositif médical entre en contact lors de son utilisation.

La classification selon le type de contact de Spaulding est la référence pour la désinfection des dispositifs médicaux (620) :

- dispositif médical Critique (C) : tout matériel qui doit être introduit dans le système vasculaire ou dans une cavité ou tissu stérile quelle que soit la voie d'abord est un matériel considéré comme « critique » (haut risque infectieux) ;
- dispositif médical Semi-Critique (SC) : un dispositif médical entrant en contact avec une muqueuse sans effraction de celle-ci ou avec la peau lésée superficiellement est dit « semi-critique » (risque infectieux médian) ;
- dispositif médical Non Critique (NC) : un dispositif médical entrant en contact avec la peau intacte du patient ou n'ayant pas de contact avec le patient est dit « non critique » (bas risque infectieux).

3. Traitement d'un dispositif médical réutilisable

(un algorithme figure à l'ANNEXE 9)

3.1 Étapes communes à tous les dispositifs médicaux immergeables

Le « Guide de bonnes pratiques de désinfection des dispositifs médicaux » de 1998 (620) et le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de 2006 (8) en ont défini les modalités.

► La pré-désinfection

Cette étape n'est pas nécessaire si les dispositifs médicaux (DM) sont nettoyés sans délai après les soins.

L'étape de pré-désinfection a 3 objectifs :

- éviter le séchage des souillures sur le matériel par trempage immédiat dans une solution ;
- abaisser le niveau de contamination microbienne en utilisant un produit à activité antimicrobienne ;
- protéger le personnel et l'environnement vis à vis du risque microbien.

Tout matériel réutilisable doit être mis à tremper, aussitôt après son utilisation (ciseaux et pinces ouverts), dans un bac fermé contenant un bain de produit détergent-désinfectant sans aldéhyde, pendant le temps préconisé par le fabricant. En l'absence d'indication, une durée de 15 minutes au minimum sera adoptée, sans excès pour ne pas risquer de détériorer le matériel.

Le produit détergent-désinfectant pour la pré-désinfection des dispositifs médicaux peut être choisi dans la liste positive désinfectants de la SFHH.

Pour les patients et les actes sans risque vis à vis des ATNC, une machine à laver les instruments médicaux peut également être utilisée dès lors que les dispositifs médicaux sont traités sans délai après le soin.

En cas d'impossibilité de mise en œuvre de la pré-désinfection, par exemple pour certains déplacements à domicile, prévoir de rincer immédiatement les DM sous l'eau du robinet, ou s'il n'y a pas de point d'eau, de les essuyer avec un support non tissé à usage unique préalablement imbibé de solution détergent-désinfectante sans aldéhyde. Dans ce cas, la pré-désinfection par trempage et la suite de l'entretien nécessaire seront réalisées au cabinet du professionnel.

► Le premier rinçage

Rincer abondamment par trempage et /ou par jet à l'eau du robinet doit permettre d'atteindre l'objectif d'éliminer le produit de pré-désinfection et les salissures.

► Le nettoyage

Le nettoyage est une étape très importante car elle entraîne une diminution de la contamination initiale et conditionne l'efficacité de l'ensemble du traitement. Il doit être réalisé dans la suite immédiate de la pré-désinfection. Son objectif d'éliminer les salissures afin d'obtenir un dispositif médical visuellement propre.

Selon la formule consacrée, "on ne stérilise que ce qui est propre".

– *Nettoyage manuel*

Le matériel est nettoyé, après démontage le cas échéant, dans un bain neuf avec un détergent ou le même détergent-désinfectant que celui utilisé pour la prédésinfection. Il consiste en une action mécanique par brossage avec une brosse non abrasive et/ou par écouvillonnage.

Pour les matériels fins, creux, fragiles ou complexes, l'action mécanique du nettoyage peut être facilitée par l'utilisation en complément d'un bac à ultrasons.

Les ultrasons sont inefficaces sur les dispositifs médicaux en matière plastique « tendre », caoutchouc, silicone, polychlorure de vinyle qui en amortissent les effets.

Il faut vérifier auprès du fournisseur que les produits de nettoyage sont utilisables avec les ultrasons.

Deux nettoyages successifs (nettoyage + rinçage + nettoyage) sont nécessaires lorsque le matériel a été utilisé au cours d'un acte à risque vis à vis des ATNC et qu'il ne peut supporter qu'un procédé de stérilisation d'efficacité partielle ou avant sa mise en séquestration.

– *Nettoyage automatique*

Pour les patients et les actes sans risque vis à vis des ATNC, une machine à laver les instruments qualifiée (lave-instrument) peut également être utilisée.

► **Le rinçage**

Après nettoyage manuel, le rinçage est réalisé sous l'eau courante, avec ou sans immersion préalable dans un bac ou un évier contenant de l'eau du réseau, et permet d'éliminer les salissures et les traces de produit détergent ou détergent-désinfectant.

– *Le séchage*

Après le rinçage, le dispositif médical (DM) est séché :

- qu'il s'agisse d'un DM non-critique destiné à son utilisation immédiate ;
- ou de DM critique et semi critique pour lesquels la procédure de traitement continue avec les étapes de stérilisation (matériel thermorésistant) ou de désinfection (matériel thermosensible) « de haut niveau » ou de « niveau intermédiaire » selon le caractère invasif de l'acte à réaliser.

Le séchage est réalisé avec un support propre absorbant non tissé ou avec un textile propre non pelucheux.

3.2 La désinfection des dispositifs médicaux

La désinfection est une opération au résultat momentané permettant d'éliminer ou de tuer les microorganismes et/ou d'inactiver les virus indésirables portés par des milieux inertes contaminés, en fonction des objectifs fixés. Le résultat de cette opération est limité aux micro-organismes présents au moment de l'opération (AFNOR NF T 72-101).

Le degré de désinfection dépend du nettoyage préalable du dispositif médical, de sa conformation spatiale, du degré de contamination microbienne, de la concentration, de la température, du pH et de la durée d'action du produit désinfectant.

Un désinfectant est un produit contenant au moins un principe actif doué de propriété antimicrobienne et dont l'activité est déterminée par un système normatif reconnu. Ce produit doit satisfaire aux normes de bactéricidie (NF EN 1040), et peut, en outre, présenter des caractéristiques supplémentaires : fongicidie (NF EN 1275), virucidie (NF T 72-180), sporicidie (NF T 72-230 ou NF T72-231).

► Niveaux de désinfection

Le Comité technique national des infections nosocomiales a défini 3 niveaux de désinfection (620) :

- désinfection de « bas niveau » active sur les formes non sporulées des bactéries, les virus de taille moyenne et enveloppés ;
- désinfection de « niveau intermédiaire » active sur les formes non sporulées des bactéries, les virus de taille moyenne et petite, enveloppés et nus, les champignons et certaines mycobactéries ;
- désinfection de « haut niveau » élargissant le spectre d'activité aux mycobactéries et aux formes sporulées des bactéries.

En d'autres termes, la désinfection de « haut niveau » est synonyme de capacité de sporicidie et, pour les anglo-saxons, de stérilisation chimique (621).

Toutefois, les désinfections de niveau intermédiaire et de haut niveau doivent être strictement réservées aux dispositifs médicaux réutilisables thermosensibles destinés aux actes invasifs ne supportant pas la stérilisation à la vapeur d'eau.

► Les étapes de la désinfection des dispositifs médicaux

Après prédésinfection, 1er rinçage, nettoyage et séchage, le matériel est désinfecté en utilisant un produit désinfectant pour dispositifs médicaux thermosensibles qui peut être choisi dans la liste positive désinfectants de la SFHH, concentré ou prêt à l'emploi.

Tableau 86. Modalités de mise en œuvre de la désinfection.

Niveau de désinfectio	Produit désinfectant	Rinçage	Séchage
« bas niveau »	Au minimum bactéricide Par immersion ou par application d'un support non tissé imprégné d'un produit détergent-désinfectant ou désinfectant	Eau du réseau Gants à usage unique propres	Textile à usage unique non pelucheux
« niveau intermédiaire »	Bain de produit désinfectant	Eau du réseau ^(*) Gants à usage unique	Textile à usage unique non pelucheux
« haut niveau »	Bain de produit désinfectant	Eau conditionnée étiquetée stérile en flacon versable dans un bac stérile Gants stériles	Textile à usage unique non pelucheux stérile
DM à risque ATNC	Les produits à base d'acide péacétique devront être choisis de préférence au glutaraldéhyde	Eau conditionnée étiquetée stérile en flacon versable dans un bac stérile Gants stériles	Textile à usage unique non pelucheux stérile

(*) : à l'exception du matériel entrant en contact avec les cavités broncho-pulmonaires pour lequel on utilisera de l'eau microfiltrée à 0,22 µm (eau obtenue avec des filtres spécifiques s'adaptant à la robinetterie grâce à des raccords définis) ou de l'eau stérile conditionnée et qui sera manipulé avec des gants stériles.

► Choix des produits désinfectants

Le principe actif de base, la durée de traitement pour une capacité de sporicidie, les spécificités et la présentation du produit permettent de guider l'utilisateur dans son choix. La température d'utilisation optimale pour la plupart des désinfectants est de 25°C ; à une température inférieure, le temps d'action est souvent allongé (621, 622).

– *Désinfection de « haut niveau »*

Pour « APIC guideline for selection and use of disinfectants » en 1996 (27), le glutaraldehyde à 2 %, le peroxyde d'hydrogène à 6 % et l'acide peracétique < 1 % sont considérés comme des produits chimiques de stérilisation acceptables pour les dispositifs critiques, sous réserve que la durée de traitement pour une capacité de sporicidie soit respectée et dès lors qu'une méthode physique de stérilisation (stérilisation par la vapeur d'eau ou par l'oxyde d'éthylène) n'est pas accessible et constituent des désinfectants de « haut niveau » pour les dispositifs semi-critiques.

Pour Rutala et Weber (621, 622), le glutaraldehyde $\geq 2,4$ %, le peroxyde d'hydrogène à 7.5 % (non disponible sur la liste positive désinfectants 2006), l'acide peracétique < 1 % et $\geq 0,2$ % ou l'association de peroxyde d'hydrogène à 1.0 % et d'acide peracétique à 0,08 % sont considérés comme des désinfectants de « haut niveau » sous réserve que la durée de traitement pour une capacité de sporicidie soit respectée. Ce temps de traitement varie entre 3 et 12 heures à l'exception de **l'acide peracétique, sporicide en 12 minutes à la température de 50°C-56°C** .

Il n'y a pas de procédure particulière pour le traitement des dispositifs médicaux utilisés pour les soins de patients infectés par le VIH ou le VHB (27) ni en cas de bactérie résistante aux antibiotiques (SARM, *Mycobacterium tuberculosis*, *Enterococcus faecium*) (622).

Les dispositifs semi-critiques en contact avec les muqueuses respiratoires et gastro-intestinales doivent être rincés à l'eau stérile ou à l'eau du réseau puis à l'alcool et séchés.

Il n'y a pas de recommandation particulière pour le rinçage des dispositifs semi-critiques en contact avec les muqueuses rectales (anusscopes, sondes rectales) ou vaginales (sondes vaginales) (622).

Tableau 87. Comparaison des produits désinfectants de « haut niveau » (118, 621).

Produit désinfectant	Usage	Avantages	Inconvénients
Glutaraldéhyde (à 2%)	Équipement thermosensible Endoscopes Appareils d'aérosolthérapie Anesthésie	Non corrosifs pour les métaux Utilisables avec les instruments munis de lentilles	Fixe le sang et les protéines sur les surfaces Activité mycobactéricide lente (> 20 mn à 20°C) Extrêmement irritant pour la peau, les yeux et les muqueuses (ORL et respiratoires) La durée de conservation diminue lorsqu'il est dilué (efficacité de 14 à 30 jours selon la formulation) Surveiller la concentration des solutions réutilisables.
Acide peracétique (< 1%)	Équipement thermosensible à basse température (50–55°C) Cycle court de stérilisation (30 – 45 mn) selon les appareils de stérilisation	Compatibilité large avec les matériels et instruments Décomposition non toxique Action sporicide rapide Actif en présence de matières organiques Ne fixe pas le sang ni les protéines sur les surfaces	Peut être corrosif Irritant pour la peau, les yeux
Peroxyde d'hydrogène (à 6%)	Équipement thermosensible Endoscopes souples Lentilles de contact souples	Compatibilité large avec les matériels (métal, matières plastiques, élastomère) et les instruments Décomposition non toxique Action rapide Ne fixe pas le sang ni les protéines sur les surfaces Inactive <i>Cryptosporidium</i>	Corrosif pour l'aluminium, le cuivre, le bronze ou le zinc Irritant pour les yeux

– *Désinfection de « niveau intermédiaire » et de « bas niveau »*

Les solutions aldéhydiques sont actuellement non recommandées en raison de leur toxicité potentielle et de leur oncogénicité (595).

Tableau 88 . Comparaison des produits désinfectants de « niveau intermédiaire » et de « bas niveau » (118, 621).

Produit désinfectant	Usage	Avantages	Inconvénients
Alcools (70 à 90 %)	Désinfectants à niveau d'activité intermédiaire Thermomètres, Surfaces extérieures de certaines pièces d'équipement (stéthoscopes). Matériel utilisé pour les soins à domicile	Action rapide	Inactivés par les matières organiques Peuvent durcir le caoutchouc ou détériorer les colles Opacification cornéenne décrite lors du traitement des tonomètres
Chlores	Désinfectants à niveau d'activité intermédiaire Nettoient les déversements de sang (cf. les applications de l'eau de Javel)	Action rapide (15 mn)	Corrosifs pour les métaux Inactivés par les matières organiques Irritants pour la peau et les muqueuses
Composés phénoliques	Désinfectants à niveau d'activité faible ou intermédiaire Nettoient les surfaces dures et les instruments qui n'entrent pas en contact avec les muqueuses (supports pour I.V., fauteuils roulants, lits)	Laissent un film résiduel sur les surfaces Disponibles sur le marché avec ajout de détergents pour un nettoyage-désinfection en une seule étape	Ne pas utiliser dans les pouponnières (hyperbilirubinémie) Peuvent être absorbés par la peau ou le caoutchouc
Composés d'ammonium quaternaire	Désinfectants à faible niveau d'activité Nettoient les déversements de sang	Non corrosifs Non irritants pour les mains Propriétés détergentes	Ne pas utiliser pour désinfecter des instruments (spectre microbicide étroit)

Le temps de traitement pour les désinfectants de « haut niveau » utilisés pour une désinfection de « niveau intermédiaire » varie de **10 à 45 minutes à la température de 20°C-25°C** (622).

► Contrôle de la désinfection

La désinfection n'est pas maîtrisable et la vérification de son bon déroulement est impossible en pratique de soins courants (4). Aucun contrôle n'est applicable.

► Traçabilité des dispositifs désinfectés

La traçabilité s'effectue sur un cahier de désinfection qui comporte (8) :

- la liste des dispositifs médicaux désinfectés ;
- la date et l'heure de désinfection (début - fin) ;
- le nom et le numéro de lot du produit désinfectant utilisé ;
- le nom de la personne qui a assuré la désinfection et sa signature ;
- le numéro du cycle en cas d'utilisation d'un laveur-désinfecteur.

3.3 Désinfection des dispositifs médicaux réutilisables non immergeables

La désinfection de bas niveau, au minimum bactéricide, est effectuée par application d'un support non tissé imprégné d'un produit détergent-désinfectant (un désinfectant seul ne nettoie pas et peut être inactivé par la présence de salissures), au minimum quotidiennement. Le temps d'exposition aux désinfectants de « bas niveau » est **de l'ordre de 60 secondes** (622).

3.4 La stérilisation des dispositifs médicaux

► Objectifs et enjeux de la stérilisation

La stérilité est l'état de ce qui est exempt de microorganismes viables (AFNOR NF EN 556 + A1).

La stérilisation est un procédé tendant à l'élimination de toute vie microbienne et des virus (AFNOR NF T 72-101).

La normalisation fixe un objectif à atteindre pour qu'un dispositif médical soit considéré comme « stérile » et confère à la stérilisation un objectif statistique : la probabilité qu'un microorganisme soit présent sur le dispositif médical doit être inférieure à 10^{-6} ($1/10^6$) (621).

Le conditionnement du dispositif médical doit permettre le passage de l'agent stérilisant et garantir l'état stérile obtenu après stérilisation. Le résultat de cette opération est non limité à la durée d'application de l'agent stérilisant.

La stérilisation n'obéit pas à une loi du tout ou rien mais à une loi exponentielle. Une réduction de 6 logarithmes (en base 10) est le minimum requis par la Pharmacopée française.

En d'autres termes, la stérilisation n'est pas un moyen de lutte contre l'infection au résultat parfait mais au meilleur résultat possible pour réduire le risque infectieux (4).

Tableau 89. Réduction logarithmique de différentes procédures d'inactivation des microorganismes.

Contamination	Réduction	% de réduction	Actions
100.000.000	Conditions de saleté		
10.000.000	1 log ₁₀	90 %	Séchage
1.000.000	2 log ₁₀	99 %	Nettoyage
100.000	3 log ₁₀	99,9 %	Lavage hygiénique
10.000	4 log ₁₀	99,99 %	Lavage chirurgical
1000	5 log ₁₀	99,999 %	Désinfection
100	6 log ₁₀	99,9999 %	Stérilisation
10	7 log ₁₀	99,99999 %	Stérilisation
1	8 log ₁₀	99,999999 %	Stérilisation ; Rayons gamma

La Circulaire DGS/DH n° 672, 20/10/97 précise que l'obtention de l'état stérile et de son maintien (jusqu'au moment de l'utilisation) correspondant à une obligation de résultat, les établissements de santé doivent mettre en place un système qualité basé sur des référentiels normatifs relatifs aux exigences des systèmes qualité.

Selon les normes NF EN ISO 9001 et NF EN ISO 9002 ainsi que les normes NF EN 46001 et NF EN 46002, « la stérilisation fait partie des procédés spéciaux pour lesquels les résultats ne peuvent pas être entièrement vérifiés par un contrôle final du produit effectué a

posteriori. Pour cette raison, il convient de veiller à la validation des procédés de stérilisation avant leur mise en application, à la surveillance de leur fonctionnement en routine, ainsi qu'à l'entretien du matériel. Un pilotage continu des opérations et un respect permanent des procédures documentées sont nécessaires pour assurer la conformité aux exigences spécifiées ».

► Choix d'un procédé de stérilisation

On distingue classiquement la stérilisation à basse température et la stérilisation à haute température (621, 622).

– La stérilisation à haute température

- La stérilisation par la vapeur d'eau (chaleur humide)

L'agent stérilisant est la vapeur d'eau sous pression. Elle provoque la dénaturation et l'hydrolyse des protéines.

La procédure de stérilisation se déroule dans une enceinte hermétique close, en acier inox (autoclave).

Les paramètres qui entrent en jeu sont le temps de contact, la température de la charge et la pression. Ces paramètres varient en fonction de la nature de la charge à stériliser (à titre indicatif, quelques temps du palier de stérilisation en fonction de la température sont donnés : 121°C, 20 mn : caoutchouc ; 134°C, 10 mn : linge et instruments ; 134°C, 18 mn pour inactiver le prion).

Ces paramètres doivent assurer une chaleur humide à vapeur saturée et non "mouillante".

La mise en culture de spores de *Bacillus stearothermophilus* est la méthode de contrôle d'efficacité de la stérilisation par la vapeur d'eau.

La stérilisation par la chaleur humide est largement répandue car la vapeur d'eau sous pression :

- est un gaz stérilisant, facile à obtenir, bon marché et non toxique ;
- apporte l'eau nécessaire aux réactions d'hydrolyse ;
- permet d'obtenir une pression en liaison avec la température (table de Régnault) ;
- permet d'obtenir un très bon fluide caloporteur.

Cette méthode est indiquée pour tous les matériaux thermorésistants : instruments en acier inoxydable, verre, linge, caoutchouc.

La circulaire DGS/DH n° 672, 20/10/97 précise que la stérilisation à la vapeur est le procédé de stérilisation le plus fiable en cabinet : « Dans l'état actuel des connaissances, la stérilisation par la vapeur d'eau saturée sous pression doit être la méthode appliquée lorsque le dispositif le supporte ».

La circulaire n°138 du 14 mars 2001 définit la méthode à la vapeur d'eau comme seul procédé d'efficacité importante vis à vis de l'inactivation des ATNC.

Les endoscopes non stérilisables, qui ne pénètrent pas dans une cavité stérile, n'entrent pas dans le champ de cette circulaire et doivent subir une méthode de désinfection appropriée telle que décrite dans la circulaire DGS/DH n°236 du 2 avril 1996 relative aux modalités de désinfection des endoscopes dans les lieux de soins (Note d'information DGS/VS2 - DH/EMI/EO1/98 n°226 du 23 mars 1998).

- La stérilisation à la chaleur sèche (Poupinel)

L'agent stérilisant est l'oxygène de l'air qui chauffé, dénature et oxyde les protéines.

L'opération se déroule dans un four en acier inox, disposant d'une résistance électrique et d'un ventilateur permettant d'homogénéiser l'air chaud.

Les paramètres qui entrent en jeu sont le temps (décompté à partir du moment où l'objet atteint la température souhaitée), et la température de la charge (à titre indicatif, quelques temps du palier de stérilisation en fonction de la température sont donnés : 180°C , 30 mn ; 170°C , 1 heure ; 160°C , 2 heures ; 120°C , 24 heures).

La mise en culture de spores de *Bacillus subtilis* est la méthode de contrôle d'efficacité de la stérilisation par la chaleur sèche.

Les principaux inconvénients de la chaleur sèche sont :

- la fixation des protéines entraînant une inefficacité vis à vis des ATNC ;
- l'efficacité aléatoire au cœur de la charge due à la difficulté d'obtention d'une température homogène ;
- la limitation aux seuls matériaux supportant une très haute température, comprise entre 160°C et 200 C°;
- la difficulté de conservation de l'état stérile par absence de conditionnement adéquat ;
- la traçabilité du procédé difficilement réalisable en l'absence d'enregistrement de la température et du temps ;
- les cycles de longue durée (2 à 3 heures).
- le risque de détérioration des instruments

Elle est décrite dans la circulaire n°138 du 14 mars 2001 comme procédé inefficace pour l'inactivation des prions.

Cette méthode est abandonnée à l'hôpital et dans les établissements médico-sociaux depuis l'arrêté du 22 juin 2001 relatif aux bonnes pratiques de pharmacie hospitalière.

Son maintien à la Pharmacopée empêche, pour l'instant, qu'elle soit purement interdite mais un arrêté ministériel est actuellement en préparation en vue de proscrire son utilisation en dehors des établissements de soins (secteur libéral).

– *La stérilisation à basse température*

Il s'agit d'une alternative à la stérilisation à la vapeur d'eau lorsque les dispositifs médicaux sont thermosensibles.

- La stérilisation par l'oxyde d'éthylène (OE)

L'agent stérilisant est l'oxyde d'éthylène, gaz incolore inflammable. Il agit par alkylation, en se fixant sur les acides nucléiques et les protéines.

L'OE est très toxique pour l'homme, de manière directe, ou indirecte (par l'intermédiaire des dérivés provenant des réactions de l'OE avec de nombreux composés).

La stérilisation se déroule dans une enceinte hermétique close, en acier inox (autoclave), située impérativement dans une unité de stérilisation centrale.

Les paramètres qui entrent en jeu sont la concentration en OE (450 à 1200 mg/l), la température de la charge (29°C à 65°C), le taux d'humidité relative (45 à 85 %) et le temps de contact (2 à 5 heures).

La mise en culture de spores de *Bacillus subtilis* est la méthode de contrôle d'efficacité de la stérilisation par l'OE.

Une désorption est nécessaire et a lieu de préférence dans une enceinte isotherme ventilée. La durée de cette désorption est déterminée en fonction de la composition du matériel (qui peut ne pas être connue). Il s'agit d'une aération à 50 – 60°C pendant 8 à 12 heures suivie d'une exposition à l'air ambiant (20°C) du dispositif pendant 7 jours. Le taux résiduel d'OE est mesuré par chromatographie en phase gazeuse.

Cette méthode indiquée pour tous les matériaux thermosensibles n'est plus utilisée en France.

- La stérilisation par le plasma de peroxyde d'hydrogène (gaz plasma)

Il s'agit d'une méthode de stérilisation à basse température (45°C) dont l'agent stérilisant est le plasma de peroxyde d'hydrogène.

Le plasma constitue avec les solides, les liquides et les gaz, les quatre états de la matière. Il est produit sous l'action d'une température très élevée ou de champs électriques ou magnétiques très puissants. Il est composé d'ions, et d'électrons libres très réactifs et de particules neutres. Il agit au niveau des acides nucléiques et des membranes cellulaires des micro-organismes.

Le processus se déroule dans une enceinte où règne un vide très poussé. On y introduit une faible quantité de peroxyde d'hydrogène, qui sous l'action d'un champ magnétique radio-fréquenté, est transformé en plasma. Celui-ci diffuse dans toute l'enceinte et entre en contact avec le matériel à stériliser. A l'issue de la stérilisation, les agents actifs du plasma recombinaisonnent pour former de l'eau et de l'oxygène. La durée du cycle est de 75 mn. Elle nécessite l'utilisation d'un emballage spécifique (en polypropylène).

Cette méthode est indiquée pour tout matériel thermosensible à l'exception des matières celluloseuses et des matériels contenant des liquides.

Elle n'entraîne pas de corrosion pour le matériel ; elle n'est pas toxique et ne nécessite pas de désorption ; le temps de stérilisation est court ; les articles stérilisés sont prêts à l'emploi dès la fin de la stérilisation.

En revanche, son coût est actuellement plus élevé que les méthodes classiques de stérilisation.

- La stérilisation par le formaldéhyde (autoclave à formol)

Il s'agit d'une méthode utilisant un gaz à basse température dont le principe est comparable à celui de la stérilisation par l'OE, l'agent stérilisant étant remplacé par le formaldéhyde sous forme gazeux. Une désorption est donc également nécessaire.

Les précautions d'utilisation sont identiques car il s'agit également d'un gaz hautement toxique. En effet, le CIRC (Centre International de Recherche sur le Cancer) a estimé que le formaldéhyde était potentiellement cancérigène.

- La stérilisation par les rayonnements ionisants (radiostérilisation)

Les rayons gamma ou les électrons accélérés constituent l'agent stérilisant.

Les radiations ionisantes ont une action dose dépendante et dose cumulative. Ils peuvent entraîner une modification des propriétés physiques et mécaniques des matériels et matériaux soumis à leur action.

Il s'agit d'un procédé fréquemment utilisé dans l'industrie pour la stérilisation du matériel médicochirurgical à usage unique. Les hôpitaux, en France, ne disposent pas d'installations pour la radiostérilisation.

– *Méthodes mixtes de stérilisation*

- La stérilisation par billes de quartz chauffées (stérilisateur à billes)

L'arrêté du 11 décembre 1998 relatif aux stérilisateur à billes interdit leur utilisation.

► Normes opposables pour la stérilisation des dispositifs médicaux

Les stérilisateur à la vapeur d'eau (dispositifs médicaux de classe IIa selon la Directive 93/42/CEE) doivent répondre aux exigences des normes opposables.

L'arrêté du 3 juin 2002 relatif à la stérilisation des dispositifs médicaux en a précisé la liste :

– Liste des normes opposables

NF EN ISO 14937 : stérilisation des dispositifs médicaux. - Exigences générales pour la caractérisation d'un agent stérilisant et pour le développement, la validation et la vérification de routine d'un processus de stérilisation pour dispositifs médicaux.

NF EN 550 : stérilisation de dispositifs médicaux. - Validation et contrôle de routine pour la stérilisation à l'oxyde d'éthylène.

NF EN 554 : stérilisation de dispositifs médicaux. - Validation et contrôle de routine pour la stérilisation à la vapeur d'eau.

L'arrêté précise que la norme NF EN ISO 14937 s'applique à tous les procédés, y compris ceux utilisant l'oxyde d'éthylène et la vapeur d'eau, puisque les normes EN 550 et EN 554 ne comportent pas d'exigences détaillées relatives à l'assurance de la qualité.

S'ajoutent à la liste de l'arrêté du 3 juin 2002, les normes suivantes :

Norme NF EN 867 - Février 2001 – Systèmes non biologiques utilisés dans les stérilisateur.

Norme NF EN 13060 - Petits stérilisateur à la vapeur d'eau - Novembre 2004 (référentiel technique spécifique pour les petits stérilisateur à la vapeur d'eau dont le volume de la chambre est inférieur ou égal à 60 litres).

– Précisions de mise en œuvre

L'efficacité des procédés de stérilisation à l'oxyde d'éthylène et au peroxyde d'hydrogène gazeux n'a pas été évaluée pour l'inactivation des ATNC qui doit être recherchée par la mise en œuvre des procédés et procédures décrits par la circulaire n° DGS/5C/DHOS/E2/2001/138 du 14 mars 2001 relative aux précautions à observer lors de soins en vue de réduire les risques de transmission d'agents transmissibles non conventionnels (8).

► Choix d'un stérilisateur à vapeur d'eau

Deux types de stérilisateur à la vapeur d'eau existent (8) :

- les petits stérilisateur de volume inférieur ou égal à 60 litres et ne pouvant recevoir un conditionnement de stérilisation de 300 mm x 300 mm x 600 mm ;
- les grands stérilisateur de volume supérieur à 60 litres et pouvant recevoir au minimum un conditionnement de stérilisation de 300 mm x 300mm x 600 mm.

Les appareils doivent :

- avoir la capacité d'éliminer l'air (le plus souvent à l'aide d'une pompe) ;
- disposer de préprogrammations pour les cycles recommandés suivants :
 - ▶ cycle avec un plateau thermique de 134°C pendant 18 minutes,
 - ▶ cycles de 121°C pendant 30 minutes ou de 125°C pendant 20 minutes,
 - ▶ test de vide,
 - ▶ test de pénétration de la vapeur de type essai de Bowie-Dick.

L'Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé (Afssaps) a émis des recommandations destinées aux utilisateurs de petits stérilisateur à la vapeur d'eau (623) :

– *Au moment de l'acquisition d'un appareil neuf*

Les professionnels de santé doivent acquérir un petit stérilisateur à la vapeur d'eau revêtu du marquage CE selon la Directive 93/42/CEE du 14 juin 1993 du Conseil des Communautés Européennes et conforme à la norme NF EN 13060 ou un référentiel équivalent.

Le cycle de stérilisation choisi doit être adapté au dispositif médical à stériliser. Il existe trois types de cycles B, S et N⁷ définis dans la norme NF EN 13060 :

- le type B polyvalent permet de stériliser tout dispositif médical. C'est le cycle de type B qui doit être utilisé systématiquement pour tous les actes nécessitant l'usage de dispositifs médicaux réutilisables critiques et pour tous les actes à risque prion ;
- le cycle de type N ne permet en aucun cas de stériliser les charges emballées ou creuses ;
- le cycle de type S ne permet pas toujours de stériliser les charges emballées, creuses ou poreuses type textiles.

Le petit stérilisateur à la vapeur d'eau choisi doit permettre la validation du procédé de stérilisation en conformité à la norme NF EN 554 lors de la qualification opérationnelle.

Les conditions de maintenance proposées doivent être contractualisables.

– *Avant l'utilisation en routine*

L'Afssaps recommande aux utilisateurs de contractualiser avec le fournisseur de l'appareil ou par une société spécialisée dans la qualification des performances des stérilisateur qui sera alors considérée comme sous-traitant de l'utilisateur :

- la qualification opérationnelle de l'appareillage, avant sa première mise en fonction, selon la norme NF EN 554 ; un rapport doit être remis à l'utilisateur et doit comporter une synthèse concluant à la conformité ou non-conformité par rapport aux critères de la norme NF EN 554 ;
- les opérations de maintenance préventive et curative sur l'appareil et leurs conditions (fréquence, types d'interventions, pièces détachées, etc.).

– *En cours d'utilisation ultérieure de l'appareil*

L'Afssaps recommande aux utilisateurs :

- l'emballage des objets destinés à être stérilisés afin qu'ils conservent leur état stérile, dans des conditionnements spécifiques de la stérilisation à la vapeur d'eau et définis lors de la validation du procédé selon la norme NF EN 554 ;
- de contrôler le stérilisateur en routine (test de pénétration de vapeur, intégrateur physicochimique) ;

⁷ Type B : stérilisation de tous les produits emballés ou non emballés, pleins, à charge creuse de type A et produits poreux tels qu'ils sont représentés par les charges d'essais dans la présente norme. De façon globale, un produit de charge creuse de type A est un matériel ouvert d'un ou de deux côtés dont le rapport entre la longueur et le diamètre de la cavité est supérieur à 5. Un produit de charge creuse de type B est un matériel ouvert d'un ou de deux côtés dont le rapport entre la longueur et le diamètre de la cavité est supérieur à 1 et inférieur à 5.

Type N : stérilisation de produits pleins non emballés.

Type S : stérilisation des produits tels qu'ils sont spécifiés par le fabricant du stérilisateur, y compris les produits pleins non emballés et au moins l'un des suivants : produits poreux, petits articles poreux, produit de charge creuse de type A, produit de charge creuse de type B, produits à emballage simple, produits à emballage multicouches.

- de faire réaliser les opérations de maintenance selon les conditions du contrat ;
- d'effectuer des requalifications opérationnelles du procédé de stérilisation de l'appareil en cas d'impact sur l'efficacité de ce procédé résultant d'une maintenance curative ou de toute modification ayant des conséquences sur cette efficacité. La fréquence de requalification est théoriquement annuelle mais en pratique elle est à définir en fonction de la survenue des modifications évoquées ci-dessus.

– *Pour les stérilisateurs déjà installés*

L'Afssaps recommande aux utilisateurs de vérifier avec le fabricant/fournisseur que les prérequis techniques suivants favorables à la qualification opérationnelle selon la norme NF EN 554 sont obtenus :

- une charge textile peut être stérilisée ;
- les essais de Bowie-Dick, d'étanchéité et de saturation de vapeur sont satisfaisants.

Dans le cas où les prérequis ne sont pas et ne peuvent pas être obtenus après modification de l'appareil, il convient d'envisager son remplacement dès que possible.

– *L'affichage requis pour la surveillance du fonctionnement d'un appareil*

Les petits stérilisateurs à la vapeur d'eau doivent afficher une série de témoins de fonctionnement et posséder un système de signalisation de défauts pour lesquels l'AFSSAPS a émis une liste minimale.

Tableau 90. Liste de témoins de fonctionnement d'un petit stérilisateur à la vapeur d'eau.

Témoins de fonctionnement affichés	Témoins de signalisation de défauts
Pression	Réservoir d'eau vide ou insuffisant
Température	Réservoir d'eau usagée plein
Cycle choisi	Défaut de porte : porte mal verrouillée (joint) ;
Compteur de cycles	porte mal fermée
Verrouillage de la porte	Cycle non-conforme
« en service »	Fuite dans le circuit hydrolique
« fin de cycle »	Coupure de courant
« défaut »	Cycle interrompu par l'utilisateur

Les appareils doivent permettre l'enregistrement des paramètres pour la traçabilité (température, pression, durée) ; le fabricant/fournisseur doit proposer un modèle réel pour chaque charge et cycle validés ; le diagramme du cycle ou un ticket d'enregistrement doivent être édités par une imprimante obligatoire et non thermique.

L'Afssaps recommande aux utilisateurs l'émission d'un ticket d'enregistrement pour chaque cycle effectué dans l'appareil quelque soit sa nature : cycles de stérilisation, cycle de Bowie-Dick ou de pénétration de vapeur, test de vide, hélix test s'il existe

Le ticket d'enregistrement d'un cycle de stérilisation doit renseigner une liste d'informations figurant à l'ANNEXE 10.

– *Le contrôle du stérilisateur*

Les bonnes pratiques de stérilisation et la norme NF EN 554 recommandent d'effectuer un essai de pénétration de la vapeur de type essai de Bowie-Dick au début de chaque journée d'utilisation.

Il s'effectue avant la première charge de l'autoclave et permet de vérifier que l'air est correctement évacué durant la phase de pré-traitement (pas de rentrée d'air par défaut d'étanchéité également) ainsi que la qualité de la vapeur.

Il existe des pack-tests prêts à l'emploi à usage unique. Ils comportent une feuille imprégnée d'une encre sensible à une différence de température causée par la présence d'air.

Il s'agit de placer le pack-test au centre de la cuve et sélectionner le cycle correspondant au test de pénétration de vapeur « Bowie-Dick » (plateau thermique de 3,5 minutes à 134°C) et, à la fin du cycle, de lire le test selon les recommandations de son fournisseur.

S'il est anormal, les conditions pour une stérilisation correcte ne sont pas réunies ; ne pas utiliser le stérilisateur et le faire vérifier par le fabricant.

► Procédure de stérilisation des dispositifs médicaux thermorésistants

– *Le conditionnement des dispositifs médicaux*

Il doit permettre le passage de l'agent stérilisant et garantir l'état stérile obtenu après stérilisation.

Selon la Pharmacopée française, il doit :

- être perméable à l'agent stérilisant ;
- maintenir l'état de stérilité ;
- maintenir les caractéristiques du matériel stérilisé ;
- permettre une mise à disposition aseptique du matériel.

On utilise des emballages rigides (conteneurs métalliques, bacs plastiques ou paniers) pouvant être réutilisés ou des emballages à usage unique (papier crêpé, sachet tout papier ou sachet une face papier/une face plastique).

– *La préparation de la charge*

Les indicateurs de passage (ruban adhésif ou d'encre auto-virante sur les conditionnements papiers pré-imprimée ou non) attestent que le dispositif médical a subi une stérilisation.

Les indicateurs physico-chimiques classe 6 ISO 11 140-1 (bandelettes anciennement appelées

« intégrateurs ») attestent que les paramètres de stérilisation (température, durée, saturation de la vapeur d'eau) ont été atteints.

Aucun de ces indicateurs n'est un témoin de la qualité de la stérilisation.

– *Le chargement du stérilisateur*

Les sachets ne doivent pas être tassés les uns contre les autres pour laisser passer la vapeur (le chargement doit laisser le libre passage d'une main) mais tous orientés dans le même sens (face papier contre face plastique) afin d'éviter la rétention d'eau en fin de cycle. Les objets creux, les flacons doivent être orientés avec l'ouverture vers le bas afin d'éviter une rétention d'eau.

Il est possible de mélanger sachets et boîtes dans une même charge.

En revanche, il est conseillé de ne pas mélanger les dispositifs médicaux de natures différentes (par exemple textiles et dispositifs médicaux) chacun pouvant nécessiter des conditions de stérilisation spécifiques.

– *Le lancement du stérilisateur*

Le lancement du stérilisateur a lieu après sélection du cycle voulu (textile ou dispositifs médicaux supportant 134°C pendant 18 minutes ; pour les objets ne supportant pas 134°C, un cycle de 125°C pendant 20 minutes ou 121 °C pendant 30 minutes).

– *Le déchargement du stérilisateur*

À la fin du cycle, 15 minutes sont nécessaires avant de sortir la charge du stérilisateur (refroidissement partiel).

– *Les vérifications*

L'émission par le stérilisateur d'un diagramme de stérilisation ou d'un ticket d'enregistrement permet de le comparer aux diagrammes ou aux tickets de référence obtenus lors de la validation (ANNEXE 10).

Le changement de couleur correct des indicateurs de passage et des indicateurs physico-chimiques doit être vérifié.

– *L'étiquetage et la conservation des dispositifs médicaux conditionnés*

L'étiquette de chaque unité ou l'inscription à l'extérieur de la soudure doivent comporter : la date de stérilisation, le numéro d'ordre du cycle et la date de péremption.

La durée de conservation après stérilisation dépend de la nature de l'emballage, de son intégrité et des conditions de stockage : **il est possible de proposer trois mois pour les conteneurs métalliques sous réserve d'une bonne maintenance de ces derniers, un mois à deux mois pour les sachets thermo-soudés, et un mois maximum pour l'emballage sous double feuille de papier crêpé.**

3.5 La désinfection par l'eau bouillante

Le traitement des dispositifs médicaux réutilisables immergeables et non poreux par l'immersion dans l'eau bouillante à 100°C pendant 5 minutes n'est pas efficace sur le bacille tétanique, certains virus et les spores bactériennes thermorésistantes (624). Il est possible (selon l'avis d'experts de l'Institut Pasteur de Paris et du Laboratoire d'hygiène de la Ville de Paris donné à La Revue Prescrire) qu'une ébullition prolongée à 30 minutes soit sporicide et virucide (4) ; ce procédé de désinfection n'a pas été évalué.

L'OMS (350) a précisé qu'une ébullition de 20 minutes n'est pas suffisante pour stériliser le matériel d'injection et que la matière plastique peut bénéficier d'une stérilisation efficace à la vapeur (351).

Selon les recommandations britanniques (625), l'ébullition ne doit pas être utilisée si un procédé plus performant est disponible mais elle peut être utilisée à l'étape du nettoyage des dispositifs médicaux.

L'ébullition ne peut donc pas être utilisée comme un procédé de stérilisation ni comme un procédé de désinfection de « haut niveau » pour les dispositifs médicaux critiques.

3.6 Entreposage des dispositifs médicaux stérilisés ou désinfectés

Le matériel stérilisé ou désinfecté doit être rangé dans un endroit propre, sec et à l'abri des contaminations et des détériorations d'emballages.

3.7 Maintenance des dispositifs médicaux

Le décret n° 2001-1154 du 5 décembre 2001 relatif à l'obligation de maintenance et au contrôle de qualité des dispositifs médicaux donne obligation à tout utilisateur de dispositif médical de maintenir en bon état de fonctionnement le matériel qu'il utilise et de le soumettre à un contrôle de qualité. Ce décret s'applique pour une liste de dispositifs médicaux publiés par arrêté du 3 mars 2003.

Les stérilisateur sont soumis à cette obligation par le décret n°1199 du 13 décembre 1999 (réglementation des équipements sous pression) ainsi que par les normes NF EN 13060 et NF EN 554.

3.8 Matérovigilance

La matérovigilance a pour objet la surveillance des incidents ou des risques d'incident pouvant résulter de l'utilisation des dispositifs médicaux après leur mise sur le marché.

Les Directives Européennes relatives à la mise sur le marché des DM (90/385/CEE et 93/42/CEE) définissent l'organisation de la matérovigilance en Europe avec une transposition en droit international pour chaque état membre.

Selon le Décret n° 96-32 du 15 janvier 1996 (relatif à la matéro-vigilance exercée sur les dispositifs médicaux et modifiant le code de la santé publique) et l'arrêté du 16 juin 2000 (relatif à la forme et au contenu des signalements d'incidents ou risques d'incidents dans le cadre de la matérovigilance), toute personne (fabricant, utilisateur ou tiers) ayant connaissance d'un incident ou d'un risque d'incident mettant en cause un DM, doit le déclarer auprès du correspondant local de matérovigilance (utilisateur ou tiers exerçant dans un établissement de santé) ou directement auprès de l'Afssaps. Un formulaire de déclaration ainsi qu'une aide au signalement sont disponibles sur le site de l'Afssaps (www.afssaps.sante.fr).

4. Recommandations internationales pour le traitement des dispositifs médicaux réutilisables

4.1 État des recommandations existantes

Les recommandations internationales (8, 27, 31, 118, 620, 625) sont concordantes sur le traitement requis en fonction du risque infectieux des actes de soins.

Tableau 91. Niveau de traitement requis selon le type de DM.

Type de contact	Classement du dispositif	Exemples	Niveau de traitement minimum requis
En contact avec la peau saine ou sans contact avec le patient	Non critique	stéthoscope, tensiomètre, marteau à réflexe, pèse-personne, mètre-ruban, table d'examen, béquilles, manche d'otoscope, manche d'ophtalmoscope, sonde d'échographie cutanée	désinfection de bas niveau
En contact avec les muqueuses ou la peau lésée superficiellement	Semi-critique	thermomètre rectal, canule rectale, spéculum, colposcope, sonde d'échographie rectale ou vaginale, sonde de rééducation périnéale, matériel orl, matériel d'aérosolthérapie (masque embout), nébuliseur, masque d'anesthésie	désinfection de niveau intermédiaire ou stérilisation
En contact avec le système vasculaire ou avec une cavité stérile quelle que soit la voie d'abord	Critique	instrumentation chirurgicale, petite instrumentation pour set de soins, matériel de biopsie ^(*) , matériel d'électrocoagulation, bougie dilatatrice, hystéroscope, sonde uréthrale, dentisterie, canule de trachéotomie, aiguilles d'acupuncture et de mésothérapie, seringue de sclérothérapie, sonde d'intubation, embase pour stylo auto-piqueur	stérilisation ou, en cas d'impossibilité, désinfection de haut niveau

(*) : Une décision de l'Afssaps du 18 juin 2001 interdit la réutilisation des pinces à biopsie endoscopique digestive

4.2 Usage partagé

La Lettre-circulaire n°96-4785 du 2 septembre 1996 informait les professionnels de santé que 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 d'un cas de transmission de virus de l'hépatite C.

En 2002, l'Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé a été informée d'un cas possible de transmission du virus de l'hépatite C par contact direct avec le lecteur de glycémie lorsque celui-ci était utilisé pour plusieurs patients (usage partagé) et a recommandé d'utiliser uniquement les lecteurs de glycémie mentionnés dans la liste jointe à la note de Réactovigilance du 24 mai 2002.

Par ailleurs, la note précisait que les lecteurs de glycémie mis à disposition des patients, comme par exemple le prêt pour l'autosurveillance du diabète gestationnel, ne doivent pas être utilisés successivement pour plusieurs patients.

4.3 État de la pratique et adhérence aux recommandations

Le recensement des actes en médecine générale par la Société Française de Médecine Générale (SFMG) en 1994 faisait état de l'utilisation d'un autoclave par 2.1 % des médecins généralistes (626).

Publiée en 2004, l'enquête de pratique menée par J.Y. Chambonet et P. Cluis en Loire-Atlantique auprès de 82 médecins généralistes à l'aide d'un questionnaire a montré que 6 % d'entre eux déclaraient effectuer complètement la procédure de désinfection des dispositifs médicaux utilisés mais qu'aucun d'entre eux ne possédait d'autoclave (627).

Les dispositifs médicaux critiques concernés étaient le matériel de suture (77 % des praticiens utilisaient du matériel à usage unique), les bistouris, les pinces à biopsie, les seringues et aiguilles (100 % en usage unique).

Parmi les dispositifs médicaux semi-critiques évalués, l'enquête a montré que 80 % des praticiens réutilisaient les spéculums auriculaires, 10 % réutilisaient les abaisse-langue et les spéculums vaginaux.

Dans une étude similaire menée en 2000 au Royaume-Uni auprès de 372 professionnels de santé (10 % de médecins et 90 % d'infirmières) en soins primaires, le taux d'utilisation des autoclaves était de 82 % avec un nombre moyen de cycles de stérilisation de 2,8 par journée d'activité (628).

Les risques de transmission croisée par défaut de traitement des dispositifs médicaux sont documentés (629) : papillomavirus (HPV) par le biais de spéculums vaginaux (630), *Staphylococcus aureus* et *Aspergillus spp.* par le biais du matériel d'otoscopie (483, 484), otite moyenne à *Mycobacterium chelonae* (631).

L'étude de S. Powell et al., menée en cabinet d'otorhinolaryngologie, a montré que 28 % (12/43) des instruments stérilisés placés sur plateaux non stériles de soins étaient contaminés avant usage clinique (en majorité par Staphylocoque à coagulase négative mais aussi par *Micrococcus luteus*, *Aureobacterium spp.*, *Acinetobacter Iwoffii*). Entre chaque patient, les instruments suivaient une pré-désinfection et une désinfection par pulvérisation de gluconate de chlorhexidine et de nouveaux prélèvements étaient réalisés avant chaque nouvel usage. Après une 1^{ère} et une 2^{nde} utilisation, 6,9 % (2/29) et 7,7 % (1/13) des instruments étaient contaminés (par Staphylocoque à coagulase négative et *Pseudomonas aeruginosa* pour l'un d'eux). En fin d'activité de soins, 86 instruments ont été prélevés avant leur stérilisation : 17,4 % étaient contaminés (en majorité par Staphylocoque à coagulase négative, également par *Micrococcus luteus*, *Aureobacterium spp.*, *Acinetobacter Iwoffii* et un par *Pseudomonas aeruginosa*) (632).

4.4 Désinfection ou stérilisation ?

La procédure rigoureuse de la stérilisation, son coût d'investissement et de maintenance sont des freins à son utilisation en routine hors des établissements de santé.

L'étude de W. Ebner et al. a cherché à évaluer l'efficacité d'une désinfection du matériel médical par un cycle de lave-vaisselle. Le virus testé était un Parvovirus bovin (en raison d'une résistance thermique supérieure au virus HBV) et la bactérie testée était *Enterococcus faecium*. A l'issue d'un cycle sans pré-rinçage permettant d'atteindre une température de 71°C, 2/100 échantillons donnaient une culture positive à *Enterococcus faecium* et 5/106 à Parvovirus bovin. Aucun test n'était réalisé sur un support creux ou à charnière. Les auteurs considéraient qu'un pré-rinçage pouvait optimiser la désinfection mais reconnaissaient que la plupart des lave-vaisselle devaient subir une modification pour atteindre la température de l'essai (633).

Les cas décrits d'infection croisée à partir des dispositifs médicaux concernent surtout les endoscopes avec, aux États-Unis, un taux de 1 à 1.8 pour 106 procédures (622).

Rutala et Weber ont examiné les infections croisées nosocomiales à partir des endoscopes qui subissent une désinfection « de haut niveau » et ont recensé 281 transmissions par endoscopie digestive (HAV, *Salmonella spp.*, *Pseudomonas aeruginosa*) et 96 par endoscopie bronchique (*Mycobacterium tuberculosis*, mycobactéries atypiques, *Pseudomonas aeruginosa*) (634-636). La sensibilité aux désinfectants « de haut niveau » des virus VIH, VHB, VHC, de *Helicobacter pylori*, de *E. coli* O157:H7, des souches multirésistantes de *Mycobacterium tuberculosis* s'est avérée bonne ; néanmoins, *Cryptosporidium parvum* était résistant au glutaraldehyde à 2 % et à l'acide peracétique à 0,2 et 0,35 % et *Mycobacterium chelonae* résistait au glutaraldehyde à 2 % et à l'acide peracétique à 0,35 %.

Rutala et Weber précisait également, en 2004, qu'il n'y avait pas de données concernant la sensibilité des papillomavirus humains aux désinfectants « de haut niveau ».

En revanche, les rares études comparatives entre la stérilisation et la désinfection « de haut niveau » des arthroscopes et laparoscopes n'ont pas montré de différence clinique (637, 638).

Pour Rutala et Weber, le seul agent infectieux nécessitant impérativement une stérilisation est le prion.

5. Agents transmissibles non conventionnels (ATNC)

La circulaire DGS/5C/DHOS/E2/2001/138 du 14 mars 2001 a précisé les principes de gestion du risque lié aux agents transmissibles non conventionnels lors des soins et le « Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé » de Janvier 2006 met à disposition des professionnels de santé des recommandations argumentées et graduées d'une grande clarté (8) :

5.1 Encéphalopathies spongiformes subaiguës transmissibles :

Les encéphalopathies spongiformes subaiguës transmissibles (ESST) sont des maladies dégénératives du système nerveux central, d'incubation très longue (plusieurs années), constamment fatales en quelques mois, caractérisées par l'accumulation de la forme anormale (PrP^{Sc}) d'une protéine cellulaire normale, la PrP^C. Il n'existe pas aujourd'hui de test de dépistage chez l'homme, ni de traitement. Le diagnostic clinique est difficile et ne peut être confirmé que par un examen anatomopathologique post mortem qui montre des lésions cérébrales spongiformes caractéristiques.

Ces maladies sont rares (un peu plus d'un cas par million d'habitants), transmissibles mais non contagieuses.

Elles peuvent être d'origine sporadique (les plus fréquentes ; en France, environ 80 cas par an), génétique (par mutation du gène codant pour la PrP^C) ou iatrogène (principalement à la suite de traitements par l'hormone de croissance extractive avant 1988, ou de greffes de dure-mère avant 1994).

Dans les formes classiques d'ESST humaines, on estime que le titre infectieux présent dans les tissus périphériques est très faible, l'infectiosité étant principalement contenue dans le système nerveux central et l'œil.

Dans le cas du variant de la Maladie de Creutzfeldt-Jakob (vMCJ), la répartition tissulaire de l'infectiosité est plus large, puisque la présence de la protéine pathologique (PrP^{Sc}) dans diverses formations lymphoïdes des malades suggère la présence de l'infectiosité dans

l'ensemble des tissus lymphoïdes, y compris avant l'apparition des premiers signes cliniques, ce qui a été confirmé chez l'animal et l'homme.

L'émergence du variant de la Maladie de Creutzfeldt-Jakob (vMCJ), lié à la transmission de l'agent de l'encéphalopathie spongiforme bovine (ESB : « maladie de la vache folle ») à l'homme par voie alimentaire, justifie de renforcer les mesures de précaution pour réduire le risque de transmission des ATNC lors des soins.

5.2 Résistance des ATNC

L'agent transmissible responsable des ESST, dénommé agent transmissible non conventionnel (ATNC) ou encore « prion », n'a pas été formellement identifié mais il existe une classification des tissus selon leur titre infectieux (OMS) établie à partir d'expériences chez l'animal qui ont également permis de démontrer la résistance exceptionnelle du prion aux procédés physiques et chimiques d'inactivation habituellement utilisés (639).

Tableau 92. Procédés et procédures d'inactivation des ATNC.

Inefficacité	Inefficacité et risque de fixation protéique*	Efficacité partielle	Efficacité importante
Acide chlorhydrique Ammoniaque Dérivés phénoliques Eau oxygénée Eau bouillante Oxyde d'éthylène Rayonnement ionisant UV ou électromagnétique Peroxyde d'hydrogène	Chaleur sèche * ("Poupinel") Soluté de formaldéhyde (ex. : Formol) Ethanol * Glutaraldéhyde * Formaldéhyde gazeux *	Acide peracétique Hypochlorite de sodium (au moins 0,5% de chlore actif pendant au moins 15 minutes) Dioxyde de chlore	Hypochlorite de sodium (2% de chlore actif pendant 1 heure) Soude normale (1 M **) pendant 1 heure Autoclave à 134°C pendant 18 minutes de plateau de stérilisation

* : Procédés inefficaces voire dangereux car limitant l'efficacité d'autres procédés susceptibles d'être efficaces

** : solution molaire

L'efficacité maximale est obtenue par l'association d'un procédé chimique (un des deux procédés d'efficacité importante décrits ci-dessus) et d'un procédé thermique : un autoclavage à 134°C pendant 18 minutes de plateau de stérilisation. Un autoclavage à 132°C pendant 1 heure est également efficace selon Rutala et Weber (622).

L'étape de nettoyage est une étape primordiale du fait de son action mécanique et physico-chimique; en effet, il est impératif d'éliminer toute salissure au sein de laquelle l'agent infectieux serait protégé contre l'action des procédés d'inactivation.

5.3 Hiérarchisation du risque de transmission

► Selon les catégories de patients

On distingue 3 catégories de patients en fonction du risque qu'ils présentent d'être porteurs d'ATNC.

Catégorie 1 : Patients sans caractéristique particulière

Compte tenu de l'exposition de la population générale à l'agent de l'ESB par voie alimentaire, tout individu présente un risque faible (mais qu'il n'est pas possible d'exclure ni de confirmer), d'être porteur d'ATNC.

Cette notion justifie d'appliquer les mêmes règles d'entretien des dispositifs médicaux pour tout patient sans caractéristique particulière c'est-à-dire en le considérant comme potentiellement porteur d'ATNC, comme c'est déjà le cas pour les agents infectieux conventionnels : bactéries, champignons, virus, parasites.

Catégorie 2 : Patients présentant des facteurs de risque individuels d'ESST classique

Ils ont, en raison de leurs antécédents, un risque significativement supérieur à celui de la population générale d'être porteur d'ATNC, ce qui justifie des précautions renforcées lors des actes où les dispositifs médicaux entrent en contact, même bref, avec le système nerveux central (situations exceptionnelles en dehors des établissements de santé) et l'œil.

Ce sont les patients pour lesquels, l'interrogatoire ou celui de leur famille permet de retrouver un des facteurs de risque suivant :

le patient a reçu de l'hormone de croissance extractive avant 1988 (date à partir de laquelle l'hormone de synthèse a été utilisée) ;

le patient a des antécédents familiaux d'ESST génétique (ESST consécutive à une mutation du gène codant pour la PrPC dans la famille génétiquement apparentée, c'est-à-dire possédant un ancêtre commun (ascendants, descendants, fratrie etc.) à l'exclusion des conjoints ;

le patient a des antécédents d'intervention chirurgicale avec ouverture de la dure-mère, notamment intervention neurochirurgicale ou exploration cérébrale invasive (examen stéréotaxique), à l'exception des interventions réalisées en France, à partir du 1^{er} janvier 1995 (en France, les greffes de dure-mère ont été interdites en 1994).

Catégorie 3 : Patients suspects ou atteints d'ESST

Ils représentent le risque de transmission le plus élevé, qui justifie la séquestration des dispositifs en contact, même bref, avec les tissus considérés comme infectieux, et leur destruction par incinération, à une température supérieure à 800°C avec combustion ou pyrolyse, si le diagnostic est confirmé.

Le diagnostic clinique d'ESST est difficile, il doit être suspecté sur :

la présence, d'apparition récente et d'évolution progressive sans rémission, d'au moins un signe clinique neurologique (myoclonies, troubles visuels, troubles cérébelleux, troubles pyramidaux, troubles extrapyramidaux, ataxie, chorée, dystonie, symptômes sensitifs douloureux persistants, épilepsie, mutisme akinétique) ;

associé à des troubles intellectuels (ralentissement psychomoteur, démence) ou psychiatriques (dépression, anxiété, apathie, comportement de retrait, délire) ;

et après élimination de toute autre cause.

Si l'examen clinique permet de suspecter une ESST, le patient devra être orienté vers une consultation de neurologie. Une cellule d'aide au diagnostic a été mise en place à l'hôpital de la Pitié-Salpêtrière, sous la responsabilité d'un neurologue (Tél. : 01.42.16.26.26).

► Selon le type d'acte

Les actes de soins sont considérés comme à risque vis-à-vis des ATNC lorsque le ou les dispositifs médicaux utilisés entrent en contact avec des tissus considérés comme infectieux soit par effraction (ou contact avec une ulcération), soit par contact prolongé (> 1 heure).

En dehors des établissements de santé, les situations concernées sont essentiellement : les contacts directs avec l'œil et les endoscopies susceptibles d'entraîner un contact du dispositif médical avec des formations lymphoïdes.

Tableau 93. Liste des tissus considérés comme infectieux en fonction du niveau de risque du patient.

Niveau de risque du patient Tissus considérés comme infectieux	
Tous niveaux de risque (patient des catégories 1, 2 ou 3)	<p>Système nerveux central [y compris l'hypophyse, la dure-mère et le liquide céphalo-rachidien (LCR)]</p> <p>Œil et nerf optique</p> <p>Formations lymphoïdes organisées comportant des centres germinatifs :</p> <ul style="list-style-type: none"> - rate, - ganglions lymphatiques, - amygdales, - appendice, - plaques de Peyer et formations équivalentes du gros intestin du rectum et du carrefour aérodigestif <p>Thymus*</p> <p>Glande surrénale*</p>
Patient suspect ou atteint d'ESST (catégorie 3)	<p>En plus des tissus précédents :</p> <ul style="list-style-type: none"> - rein - foie - poumon - placenta - pulpe dentaire

*Thymus et glande surrénale sont susceptibles d'être ajoutés dans la révision de la circulaire n°138 du 14 mars 2001.

5.4 Traitement requis des dispositifs médicaux

Dès lors que la qualité et la sécurité des soins sont assurées, l'utilisation de dispositifs médicaux à usage unique doit être largement privilégiée ;

Lorsque le recours à un dispositif médical réutilisable est nécessaire, il est recommandé de le traiter par le procédé d'inactivation le plus efficace qu'il puisse supporter, en priorité : nettoyage puis autoclavage à 134°C pendant 18 minutes, sinon pour le matériel thermosensible : deux nettoyages successifs suivis d'une désinfection par un des procédés d'efficacité partielle.

Tableau 94. Choix de la procédure d'entretien des dispositifs médicaux réutilisables selon le type de patient.

Catégorie 1 Patient sans caractéristique particulière	Catégorie 2 Patient présentant un facteur de risque d'ESST classique	Catégorie 3 Patient suspect ou atteint d'ESST
<p>Pour tout acte invasif à risque</p> <p>Matériel thermorésistant :</p> <ul style="list-style-type: none"> - nettoyage puis autoclavage à 134°C pendant 18 minutes de plateau de stérilisation <p>Matériel thermosensible :</p> <ul style="list-style-type: none"> - deux nettoyages successifs puis désinfection avec un produit un procédé d'efficacité partielle 	<p>Pour les actes où le DM entre en contact avec le SNC ou l'œil :</p> <p>Procédure renforcée avec procédés d'efficacité maximale, si impossible car matériel thermosensible : inactivation par la soude 2M ou à défaut destruction</p> <p>NB : si contact bref avec la corne : double nettoyage puis produit</p> <p>procédé d'efficacité partielle.</p>	<p>Pour tout acte où le DM entre en contact avec un tissu considéré comme infectieux : séquestration des dispositifs médicaux utilisés après deux nettoyages manuels successifs.</p> <p>Si diagnostic confirmé par examen histologie : DESTRUCTION.</p> <p>Si diagnostic infirmé par examen histologique : réutilisation après procédure pour un patient de catégorie 1.</p>
	<p>Pour tout autre acte à risque, même procédure que pour le patient sans caractéristique particulière</p>	

En d'autres termes, même si la probabilité de rencontrer et de transmettre un agent transmissible non conventionnel en dehors des établissements de santé est extrêmement faible, le traitement des dispositifs médicaux est régi par la connaissance du risque lié aux ATNC, à leur résistance et par la supposition qu'un risque supérieur encore méconnu puisse exister.

Ces recommandations ont donc un caractère réglementaire qui s'impose à tous les professionnels de santé.

Recommandations proposées pour le traitement des dispositifs médicaux :

R 25 : Le groupe de travail, conscient des difficultés que soulève la mise en œuvre de la stérilisation, voire de la désinfection des dispositifs médicaux hors des établissements de santé, recommande aux professionnels exerçant en cabinet médical de procéder à une évaluation préalable de leurs pratiques (typologie et fréquence des gestes réalisés) et de leurs besoins (choix du matériel nécessaire, type de traitement requis, usage unique possible) avant de s'engager dans la mise en œuvre de ces procédures (accord professionnel).

En pratique, cette réflexion peut concerner les DM suivants : instrumentation de petite chirurgie en médecine générale, spéculums vaginaux par exemple.

R 26 : Dès lors qu'un professionnel opte pour l'usage de dispositifs médicaux réutilisables supportant l'immersion, le groupe de travail rappelle qu'il est indispensable, avant toute stérilisation ou désinfection, de respecter les étapes, muni de gants non stériles, de la procédure de traitement commune suivante (accord professionnel) :

- **pré-désinfection immédiate du dispositif médical après utilisation selon la durée préconisée par le fabricant du pré-désinfectant (décontaminant) ; en l'absence d'indication, une durée de 15 minutes au minimum sera adoptée ;**
- **nettoyage à la brosse ;**
- **rinçage à l'eau courante.**

Après le rinçage, le dispositif médical (DM) est séché :

- **qu'il s'agisse d'un DM non-critique destiné à son utilisation immédiate ;**
- **ou de DM critique et semi critique pour lesquels la procédure de traitement continue avec les étapes de stérilisation (matériel thermorésistant) ou de désinfection (matériel thermosensible) « de haut niveau » ou de « niveau intermédiaire » selon le caractère invasif de l'acte à réaliser.**

R 27 : Pour le traitement des dispositifs médicaux thermostables réutilisables, il est recommandé de recourir, individuellement ou collectivement, à un stérilisateur à la vapeur d'eau disposant :

- **de la capacité d'éliminer l'air (le plus souvent à l'aide d'une pompe) ;**
- **de pré programmations pour les cycles suivants :**
 - **cycle avec un plateau thermique de 134°C pendant 18 minutes,**
 - **test de vide,**
 - **test de pénétration de la vapeur de type essai de Bowie-Dick ;**
- **de l'enregistrement et de l'impression des paramètres de stérilisation pour chaque cycle (diagramme du cycle ou ticket d'enregistrement) afin d'en assurer la traçabilité (accord professionnel).**

R 28 : Il est recommandé de recourir au cycle B polyvalent de stérilisation qui doit être utilisé systématiquement pour tous les actes nécessitant l'usage de dispositifs médicaux réutilisables critiques et pour tous les actes à risque prion (accord professionnel).

R 29 : Il est recommandé d'effectuer un essai de pénétration de la vapeur de type essai de *Bowie-Dick* au début de chaque journée d'utilisation (accord professionnel).

R 30 : Il est recommandé de contractualiser avec le fournisseur de l'appareil ou avec une société spécialisée dans la qualification des performances des stérilisateur qui sera alors considérée comme sous-traitant de l'utilisateur pour :

- la qualification opérationnelle de l'appareillage, avant livraison et avant sa première mise en fonction et pour tous défauts de fonctionnement ultérieurs, chaque qualification donnant lieu à un rapport de conformité par rapport aux critères de la norme NF EN 554 ;
- les opérations de maintenance préventive et curative sur l'appareil et leurs conditions (fréquence, types d'interventions, pièces détachées...) ;
- la formation à l'utilisation d'un autoclave (accord professionnel).

R 31 : Il est recommandé aux utilisateurs (accord professionnel) :

- de recourir à l'emballage des dispositifs médicaux destinés à être stérilisés afin qu'ils conservent leur état stérile, dans des conditionnements spécifiques de la stérilisation à la vapeur d'eau et définis selon la norme NF EN 554 ;
- de contrôler le stérilisateur en routine (test de pénétration de vapeur, intégrateur physico-chimique) ;
- de faire réaliser les opérations de maintenance selon les conditions du contrat.

R 32 : L'ébullition, utilisée comme un procédé de stérilisation ou comme un procédé de désinfection de « haut niveau » pour les dispositifs médicaux critiques, n'est pas recommandée (Niveau de preuve 4).

R 33 : Si la stérilisation n'est pas possible (dispositifs médicaux critiques thermosensibles), il est possible de recourir à une procédure de désinfection par l'acide peracétique. L'acide peracétique à une concentration comprise entre 0.2 % et 1 % est considéré comme un désinfectant de « haut niveau » sous réserve que la durée de traitement pour une capacité de sporicidie soit respectée et que les conditions d'emploi et d'aménagement des locaux (ventilation) soient parfaitement connues de l'utilisateur (Accord professionnel).

R 34 : Il est recommandé, pour le choix d'un produit désinfectant destiné au traitement d'un dispositif médical semi-critique thermosensible, de se référer aux indications du fabricant (présentation, concentration, durée de traitement) en fonction des objectifs à atteindre (accord professionnel).

R 35 : Il est recommandé d'utiliser, au minimum quotidiennement, un support non tissé imprégné d'un produit détergent-désinfectant pour la désinfection des dispositifs médicaux non critiques ou semi-critiques réutilisables ne supportant pas l'immersion (Niveau de preuve 4).

Annexe 1

Liste des textes réglementaires relatifs à l'hygiène et à la prévention des infections liées aux soins

CONCERNANT LES ÉTABLISSEMENTS DE SANTÉ PUBLICS OU PRIVÉS :

« Circulaire DGS/VS/VS2 - DH/E01 - n°17 du 19 avril 1995 relative à la lutte contre les infections nosocomiales dans les établissements de santé publics ou privés participant à l'exécution du service public. » abrogée par la circulaire n°645 du 29 décembre 2000.

« Décret n° 99-1034 du 6 décembre 1999 relatif à l'organisation de la lutte contre les infections nosocomiales dans les établissements de santé et modifiant le chapitre premier du livre VII du Code de la santé publique » Journal Officiel du 11 décembre 1999 : 19439-18440.

CONCERNANT L'ENSEMBLE DES PROFESSIONNELS DE SANTÉ

1. L'ÉLIMINATION DES DÉCHETS D'ACTIVITÉ DE SOINS À RISQUES INFECTIEUX

Elle relève des articles R.44-1 et R44-2 du Code de santé publique selon des procédures réglementaires précises.

Loi n°75-633 du 15 juillet 1975 modifiée relative à l'élimination des déchets et à la récupération des matériaux. Journal Officiel du 16 juillet 1975.

Loi n°92-646 du 13 juillet 1992 relative à l'élimination pour les déchets ainsi qu'aux installations classées par la protection de l'environnement.

Décret n°93-139 du 3 février 1993 relatif aux plans d'élimination des déchets ménagers et assimilés.

Circulaire DHOS/E4/DGS/SD7B/DRT/CT2 n°2005/34 du 11 janvier 2005 relative au conditionnement des déchets d'activité de soins à risques infectieux et assimilés.

Décret n°97-1048 du 6 novembre 1997 relatif à l'élimination des déchets d'activités de soins à risques infectieux et assimilés et des pièces anatomiques et modifiant le code de santé publique. Journal Officiel du 18 novembre 1997 p.16675-16676.

Arrêté du 7 septembre 1999 relatif aux **modalités d'entreposage** des déchets d'activités de soins à risques infectieux et assimilés et des pièces anatomiques.

Arrêté du 7 septembre 1999 relatif au **contrôle des filières d'élimination** des déchets d'activités de soins à risques infectieux et assimilés et des pièces anatomiques.

Circulaire DGS-VS 3/DPPR n° 2000/322 du 9 juin 2000 relative à l'**acceptation en déchetterie des déchets d'activités de soins à risques infectieux** (DASRI) produits par les ménages et par les professionnels exerçant en libéral.

Arrêté du 11 décembre 2000 modifiant l'arrêté du 5 décembre 1996 modifié (dit « arrêté ADR ») relatif au transport des marchandises dangereuses par route. J.O. Numéro 299 du 27 Décembre 2000 page 20671.

Arrêté du 5 décembre 2002 modifiant l'arrêté du 1er juin 2001 modifié relatif au transport des marchandises dangereuses par route (dit " arrêté ADR ") J.O n° 301 du 27 décembre 2002 page 21712

AFNOR « Norme NF X30-501-Emballage des déchets d'activités de soins - Sacs pour déchets mous à risques infectieux- Essais et spécifications » février 2001 : 18 pages.

Arrêté du 23 janvier 1997 relatif au traitement et développement de surfaces photosensibles à base argentique. Ministère de l'Environnement prescriptions générales.

Décret n°99-374 du 12 mai 1999 relatif à la mise sur le marché des piles et accumulateurs et à leur élimination.

2. LE TRAITEMENT DES DISPOSITIFS MÉDICAUX

Décret n°2001-881 du 25 septembre 2001 portant application de l'article L.214-1 du code de la consommation en ce qui concerne les préparations, les concentrés et les eaux de Javel.

Directive 90/385/CEE dispositifs médicaux implantables actifs

Directive 90/42/CEE autres dispositifs médicaux du Conseil des Communautés Européennes relative aux dispositifs médicaux du 14 juin 1993.

Directive 90/79/CEE dispositifs de diagnostic in vitro

Circulaire DGS/SQ 3, DGS/PH 2 - DH/EM 1 n°51 du 29 décembre 1994 relative à l'utilisation des **dispositifs médicaux stériles à usage unique** dans les établissements de santé publics et privés.

Circulaire DGS/VS2 - DH/EM1/EQ1/97672 du 20 octobre 1997 relative à la stérilisation des dispositifs médicaux dans les établissements de santé

Note d'information DGS/VS2 - DH/EMI/EO1/98 n° 226 du 23 mars 1998 concernant la circulaire DGS/DH n°97-672 du 20 octobre 1997 relative à la stérilisation des dispositifs médicaux dans les établissements de santé

Arrêté du 11 décembre 1998 relatif aux stérilisateurs à billes

Circulaire relative aux précautions à observer lors de soins en vue de réduire les risques de transmission d'agents transmissibles non conventionnels : Ministère de l'emploi et de la solidarité. Direction générale de la santé 5C. Direction de l'hospitalisation et de l'organisation des soins E2 ; n°DGS/DHOS/E2/2001/138 ; 14 mars 2001.

Arrêté du 22 juin 2001 relatif aux bonnes pratiques de pharmacie hospitalière. Ligne directrice particulière n°1 : préparation des dispositifs médicaux stériles. Journal officiel du 3 juillet 2001.

Arrêté du 3 juin 2002 relatif à la stérilisation des dispositifs médicaux. J.O. Numéro 134 du 11 Juin 2002 page 10361.

Décret n° 2001-1154 du 5 décembre 2001 relatif à l'obligation de maintenance et au contrôle de qualité des dispositifs médicaux.

Décret n° 96-32 du 15 janvier 1996 relatif à **la matério-vigilance** exercée sur les dispositifs médicaux, et modifiant le code de la santé publique (deuxième partie : décrets en Conseil d'Etat)

Arrêté du 16 juin 2000 relatif à la forme et au contenu des signalements d'incidents ou risques d'incidents dans le cadre de la matériovigilance.

Lettre-circulaire n°964785 du 2 septembre 1996 relative aux dispositifs auto-piqueurs utilisés pour la détermination de la glycémie capillaire et risque potentiel de contamination par voie sanguine.

Recommandations aux professionnels de santé pour l'utilisation partagée des lecteurs de glycémie (format pdf). AFSSAPS 24 mai 2002

Circulaire de la direction des hôpitaux du 6 février 1996 relative à l'usage du gel échographique

Circulaire DGS/DH N°97/305 du 22 avril 1997 relative à la gestion du risque mercuriel dans l'activité médicale

Circulaire DH/DGS 99 n° 426 du 20 Juillet 1999 relative à l'interdiction d'utiliser des **thermomètres médicaux à mercure** destinés à mesurer la température interne de l'homme dans les établissements de santé.

3. LA VACCINATION DES PROFESSIONNELS DE SANTÉ

Arrêté du 15 mars 1991 fixant la liste des établissements ou organismes publics ou privés de prévention ou de soins dans lesquels le personnel exposé doit être vacciné. Journal Officiel du 3 avril 1991 : 4464-4465.

Arrêté du 26 avril 1999 fixant les **conditions d'immunisation des personnes visées à l'article L. 10** du code de la santé publique.

Art. L 3111-4 In « Code de la santé publique. Partie législative. Annexe à l'ordonnance n° 2000-548 du 15 Juin 2000 » Journal Officiel du 22 Juin 2000 : 3562.

Avis du conseil supérieur d'hygiène publique de France (section des maladies transmissibles) du 19 mars 2004 relatif **au calendrier vaccinal 2004**

Avis du 19 mai 2006 relatif à la mise en œuvre de la protection individuelle contre la grippe des professionnels visés à l'article L 3111-4 du code de la santé publique par une obligation vaccinale.

Avis du conseil supérieur d'hygiène publique de France concernant la vaccination contre l'hépatite virale B (séance du 8 mars 2002)

Ministère de la santé et de la protection sociale. Arrêté du 13 juillet 2004 relatif à la pratique de la vaccination par le vaccin antituberculeux BCG et aux tests tuberculiques. Journal Officiel du 29 Juillet 2004.

Avis du CSHPF du 14 mars 2003 relatif au choix d'un masque de protection contre la tuberculose en milieu de soins.

Circulaire DGS/VS2-DH n° 69 du 29 octobre 1993. Ministère de la Santé - **Prévention de la transmission de la tuberculose dans les lieux de soins**

Avis du 15 novembre 2002 du Conseil Supérieur d'hygiène Publique de France section maladies transmissibles relatif à la **revaccination par le BCG et aux modalités de surveillance des professionnels exposés à la tuberculose**

Décret n° 2004-635 du 30 juin 2004 relatif à **la vaccination par le vaccin antituberculeux BCG** et modifiant les articles R. 3112-2 et R. 3112-4 du code de la santé publique (deuxième partie : Décrets en Conseil 'Etat)

Arrêté du 13 juillet 2004 relatif à la pratique de la vaccination par le **vaccin anti-tuberculeux BCG** et aux tests tuberculiques

Avis du 19 mars 2004 du Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France relatif à la **vaccination anti-coquelucheuse et au vaccin TdCaPolio**.

Avis du CSHPF du 19 mars 2004 relatif à la vaccination contre la varicelle

4. LE RISQUE DE TRANSMISSION D'AGENTS INFECTIEUX VÉHICULÉS PAR LE SANG, LES LIQUIDES BIOLOGIQUES OU D'AGENTS NON CONVENTIONNELS

Il fait l'objet d'une mise à jour régulière des dispositions réglementaires

Circulaire N° DGS/5C/DHOS/E2/2001/138 du 14 mars 2001 relative aux précautions à observer lors de soins en vue de réduire les risques de transmission d'agents transmissibles non conventionnels

Circulaire DH/SI2-DGS/VS3 n° 554 du 1er septembre 1998 relative à la **collecte des objets piquants, tranchants souillés**. Bulletin Officiel MES 98/39 p. 135-139.

AFNOR « Norme NF X30-500-Emballage des déchets d'activités de soins - Boîtes et mini-collecteurs pour déchets perforants - Spécifications et essais » décembre 1999 : 16 pages.

La conduite à tenir après un accident exposant au sang doit être connue de toute personne potentiellement exposée ; elle a été précisée au travers de plusieurs textes réglementaires qui s'imposent :

Circulaire DGS/DH/DRT/DSS n° 98/228 du 9 avril 1998 relative aux recommandations de mise en oeuvre d'un traitement antirétroviral après exposition au risque de transmission du VIH. **Texte abrogé par la circulaire du 2 avril 2003**

Circulaire DGS/DHOS/DRT/DSS n° 2003/165 du 2 avril 2003 relative aux recommandations de mise en oeuvre d'un **traitement antirétroviral après exposition au risque de transmission du VIH**.

Circulaire DGS/DH – N° 98/249 du 20 avril 1998 relative à la prévention de la transmission d'agents infectieux véhiculés par le sang ou les liquides biologiques lors des soins dans les établissements de santé.

Circulaire n° 99/680 du 8 décembre 1999 relative aux **recommandations** à mettre en oeuvre **devant un risque de transmission du VHB et du VHC** par le sang et les liquides biologiques

Annexe 2

Avis du Comité Technique des Infections Nosocomiales (CTIN), 5 décembre 2001, « la place de la friction hydro alcoolique dans l'hygiène des mains lors des soins » (Texte non paru au Journal officiel)

Cet avis tient compte des recommandations de la Société française d'hygiène hospitalière.

Considérant :

1. Qu'une bonne hygiène des mains est essentielle pour la prévention des infections et la transmission des micro-organismes ;
2. Que le lavage des mains, méthode traditionnellement recommandée pour l'hygiène des mains, se heurte à de nombreuses difficultés techniques et pratiques d'application ;
3. Qu'un geste d'hygiène des mains doit être effectué à de nombreuses reprises au cours d'une activité normale de soins aux malades, ce qui est consommateur d'une part non négligeable du temps de travail soignant disponible ;
4. Que la durée recommandée du lavage des mains n'est que très rarement respectée pour les mêmes raisons, ce qui nuit à son efficacité ;
5. Que ces difficultés expliquent la mauvaise observance très généralement relevée lors d'audits d'observation du lavage des mains. L'application en pratique ne dépasse que trop rarement 50 % dans les conditions habituelles des soins aux malades ;
6. Que, quel que soit le soin, à l'hôpital ou au domicile du patient, et/ou lors de son interruption par des événements extérieurs, le lavage des mains est d'autant moins bien réalisé que les conditions d'organisation sont perturbées ou que les locaux ne se prêtent pas à sa réalisation optimale ;
7. Que ce constat concerne l'ensemble des professions de santé, médicales, paramédicales et autres personnels non médicaux ;
8. Que si des améliorations de cette observance peuvent être obtenues par des audits d'observation avec un retour d'information aux personnels, et des actions d'éducation, les résultats de ces efforts ne sont que très rarement pérennes
9. Que l'efficacité des solutions hydro alcooliques en terme d'élimination de la flore transitoire et résidente portée sur les mains est, dans les conditions d'utilisation recommandées, au moins équivalente et souvent supérieure à celle du lavage des mains effectué avec un savon doux ou même un savon antiseptique ;
10. Que les gestes de soins où les mains ne sont pas souillées par des liquides ou matières organiques sont largement majoritaires, les mains souillées contre indiquant l'usage de la friction avec une solution hydro alcoolique ;
11. Que la durée d'application nécessaire à cette efficacité est nettement inférieure au temps total requis pour le lavage des mains
12. Que ces solutions peuvent être facilement accessibles aux soignants, à proximité immédiate ou au lit du malade, à tout moment lors des soins, et que ces éléments ainsi que la durée brève nécessaire à leur application facilitent l'organisation du travail des soignants ;
13. Que l'utilisation des solutions hydro alcooliques est simple, et ne nécessite pas de matériel supplémentaire, contrairement au lavage des mains ;
14. Que la tolérance cutanée de ces produits est meilleure que celle des savons traditionnels, antiseptiques ou non ;

Afin d'améliorer l'observance de l'hygiène des mains par les personnels soignants médicaux et paramédicaux dans les conditions normales d'exercice des activités de soins, le Comité National Technique des Infections Nosocomiales émet l'avis suivant :

A.- Une friction des mains avec une solution hydro alcoolique est recommandée en remplacement du lavage des mains traditionnel par un savon doux ou une solution désinfectante lors des soins et dans toutes les circonstances où une désinfection des mains est nécessaire (lors de contacts avec le patient ou son environnement, en particulier avant tout examen médical entre chaque soin, en cas d'interruption des soins). En l'absence de contre-indication, ce geste simple

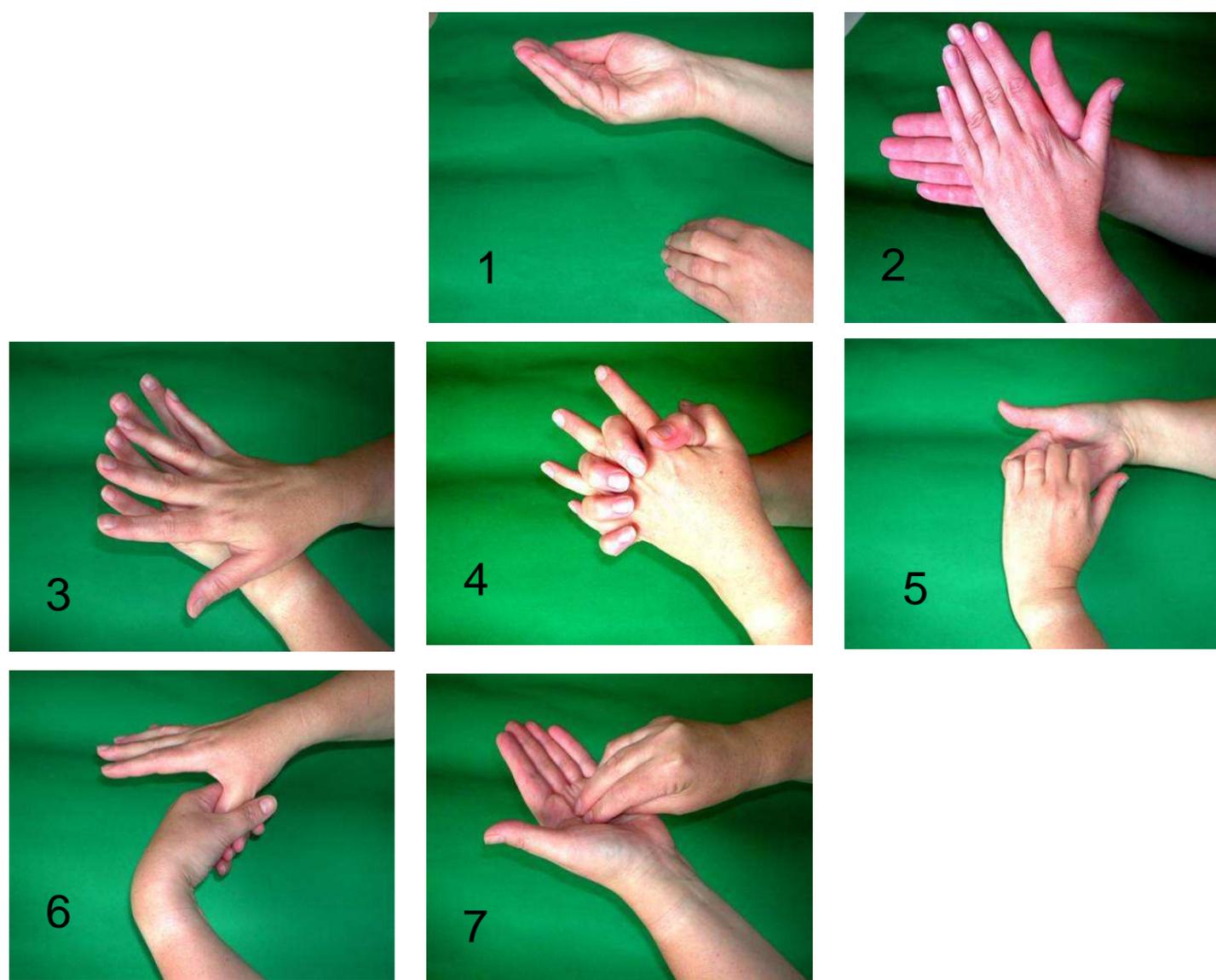
et rapide peut être effectué chaque fois que cela est possible, c'est-à-dire lorsque les mains sont visuellement propres, non souillées par des liquides ou matières organiques, sèches et en l'absence de talc et poudre.

B.- L'utilisation de cette méthode de désinfection des mains ne dispense pas de l'obligation de protection du personnel par le port de gants (non talqués) lors de soins exposant à un contact avec du sang ou des liquides biologiques. Une friction hydro alcoolique doit être effectuée immédiatement après le retrait des gants.

C.- L'implantation dans les établissements de santé de cette méthode de désinfection des mains en remplacement du lavage des mains traditionnel doit s'accompagner d'une large campagne incitative et d'explication, sous l'égide du Comité de lutte contre les infections nosocomiales et de l'équipe opérationnelle d'hygiène hospitalière de l'établissement de santé, informant les soignants des avantages et des limites d'utilisation de cette méthode. Un programme de formation du personnel soignant médical et paramédical doit être envisagé, en particulier dans les services à haut risque infectieux.

Annexe 3

Procédure standardisée de friction des mains (NF EN 1500)



Légende

Étape 1 : Verser un volume approprié (3 ml) de solution hydro-alcoolique dans le creux des mains sèches et propres.

Frotter vigoureusement les mains pendant 30 secondes. L'action à chaque étape est répétée 5 fois avant de passer à l'étape suivante

Étape 2 : Paume contre paume.

Étape 3 : Paume de la main droite sur le dos de la main gauche et paume de la main gauche sur le dos de la main droite (jusqu'au poignet).

Étape 4 : Paume contre paume avec les doigts entrelacés.

Étape 5 : Dos des doigts contre la paume opposée avec les doigts emboîtés.

Étape 6 : Friction en rotation le pouce droit enchâssé dans la paume gauche et vice versa.

Étape 7 : Friction en rotation en mouvement de va-et-vient avec les doigts joints de la main droite dans la paume gauche et vice versa.

Annexe 4

Choix et utilisation d'une boîte à objets piquants, coupants et tranchants (OPCT) (Guide des matériels de sécurité - Edition 2004. Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, INRS, GERES)

Ces boîtes de couleur jaune comportent un niveau de remplissage et un symbole « risques biologiques ».

Les critères d'utilisation et de choix pour ces boîtes sont recommandés dans la circulaire n°554 du 1 septembre 1998 et le guide des matériels de sécurité du GERES, ainsi que la norme AFNOR X 30-500 de décembre 1999. Emballages des déchets d'activité de soins- Boîtes et mini collecteurs pour déchets perforants.

Elles doivent :

- offrir une bonne résistance aux chocs, à la perforation, à la compression,
- disposer d'une fermeture provisoire et d'une fermeture définitive,
- être étanches aux liquides résiduels, y compris en position couchée avec fermeture définitive,
- être utilisables de façon uni manuelle, en particulier en cas de nécessité de désadaptation de l'aiguille,
- être adaptées au volume des déchets à éliminer (diamètre de l'orifice et volume de la boîte),
- être stables pour permettre une élimination mono manuelle (fixation sur un support recommandée),
- disposer d'un organe de préhension et de transport,
- permettre si nécessaire une désadaptation mono manuelle avant élimination (fixation sur un support impérative),
- être placées à proximité du soin pour une élimination immédiate des objets PCT, à portée de main (50 cm),
- être évacuées après activation de la fermeture définitive dès que la limite de remplissage est atteinte,
- être complètement inviolables lors de la fermeture définitive,
- être incinérables.

Annexe 5

« Arrêté du 15 mars 1991 fixant la liste des établissements ou organismes publics ou privés de prévention ou de soins dans lesquels le personnel exposé doit être vacciné » Journal Officiel du 3 avril 1991 : 4464-4465.

Art L 3111-4 In « Code de la santé publique. Partie législative. Annexe à l'ordonnance n°2000-548 du 15 Juin 2000 » Journal Officiel du 22 Juin 2000 : 3562 ; et

Arrêté du 26 avril 1999 fixant les **conditions d'immunisation des personnes visées à l'article L. 10** du code de la santé publique

Arrêté du 26 avril 1999 fixant les conditions d'immunisation des personnes visées à l'article L. 10 du code de la santé publique

Vu l'article L. 10 du code de la santé publique ;

Vu l'avis du Conseil supérieur d'hygiène publique de France (section des maladies transmissibles),
Arrête :

Art. 1er. - Les obligations vaccinales des personnes visées à l'article L. 10 du code de la santé publique concernent toute personne qui, dans un établissement ou un organisme public ou privé de soins ou de prévention, exerce une activité susceptible de présenter un risque d'exposition à des agents biologiques tel que le contact avec des patients, avec le corps de personnes décédées ou avec des produits biologiques soit directement (contact, projections), soit indirectement (manipulation et transport de dispositifs médicaux, de prélèvements biologiques, de linge ou de déchets d'activité de soins à risque infectieux).

Le médecin du travail apprécie individuellement le risque en fonction des caractéristiques du poste et recommande les vaccinations nécessaires.

Art. 2. - La vaccination des personnes visées à l'article 1er peut être effectuée par le médecin du travail ou par tout médecin, au choix de l'intéressé.

Art. 3. - La vaccination des personnes visées à l'article 1er doit répondre aux recommandations du Conseil supérieur d'hygiène publique de France contenues notamment dans le calendrier vaccinal et les avis ponctuels qui sont publiés au Bulletin officiel du ministère chargé de la santé.

Art. 4. - La preuve de la vaccination est constituée par la présentation d'une attestation médicale, qui doit comporter la dénomination de la spécialité vaccinale utilisée, le numéro de lot, ainsi que les doses et les dates des injections ou, le cas échéant, pour la vaccination antipoliomyélitique, des prises orales.

En outre, pour la vaccination contre l'hépatite B, une attestation médicale indiquant la date et le résultat du contrôle du taux des anticorps anti-HBs doit compléter l'attestation médicale des personnes vaccinées après l'âge de vingt-cinq ans.

Art. 5. - Avant leur entrée en fonctions, ou au moment de leur inscription dans un établissement d'enseignement, les personnes visées à l'article 1er sont tenues d'apporter la preuve qu'elles ont subi les vaccinations exigées. A défaut, elles ne peuvent exercer une activité susceptible de présenter un risque d'exposition à des agents biologiques tant que les conditions de vaccination ne sont pas remplies.

Art. 6. - Sont exemptées de l'obligation de vaccination les personnes qui justifient, par la présentation d'un certificat médical, d'une contre-indication à une ou plusieurs vaccinations. Le médecin du travail apprécie le caractère temporaire ou non de la contre-indication et détermine s'il y a lieu de proposer un changement d'affectation pour les personnes concernées.

Art. 7. - L'arrêté du 6 février 1991 fixant les conditions d'immunisation des personnes visées par l'article L. 10 du code de la santé publique est abrogé.

Art. 8. - Le directeur général de la santé est chargé de l'exécution du présent arrêté, qui sera publié au Journal officiel de la République française.

Fait à Paris, le 26 avril 1999.

Annexe 6

Pansements selon le type de plaie et son risque infectieux

Soins de plaie aiguë à faible risque infectieux

(Exemple : cicatrice post-opératoire, simple et suturée, agrafes, fils)

Organisation :

Fréquence :

- 1^{er} pansement sur prescription médicale. Il n'y a pas d'argument scientifique pour recommander le moment du premier pansement par rapport à l'intervention. Sa réalisation varie entre 24 h à 10 jours selon le type de chirurgie et l'avis de l'opérateur. Par exemple :

48 heures après une intervention chirurgicale avec ouverture

24 heures après une intervention endoscopique

- Pansements les jours suivants sur prescription médicale. Exemple de fréquence proposée : 2 fois par semaine en l'absence de complications jusqu'à l'arrêt du pansement

Ordre de programmation en début d'une série de pansements

Patient :

Douche du patient possible avec ou sans pansement, sinon toilette complète au gant

Lieux de soin :

Chambre du patient, salle de soins ou salle de consultation

Dispositifs médicaux et produits :

Set à pansement stérile ou gants stériles et compresses stériles

Nettoyer avec du chlorure de sodium puis sécher par tamponnement avant l'application du pansement

Ne pas appliquer d'antiseptique

Le faible risque infectieux n'impose pas d'appliquer un pansement de protection (de recouvrement) pour une plaie post-opératoire. Mais des situations de soins peuvent le nécessiter, si exposition au soleil, ou localisation de la plaie et besoin du confort du patient (miettes, sable, souillures, frottement des habits)

Traçabilité et suivi :

Apparition de signes inflammatoires : douleur, chaleur, rougeur, écoulement

Remarques particulières :

Ablation des fils et des agrafes : antiseptie de la cicatrice

Soins de plaie chronique à faible risque infectieux

(Exemple : Escarre au stade 2 ou ulcère)

Organisation :

Fréquence : le pansement est changé lorsqu'il arrive à saturation, au maximum après une semaine

Ordre de programmation en début d'une série de pansements

Patient :

Douche possible avec ou sans le pansement

Lieux de soin :

Chambre, salle de soins ou salle de consultation

Dispositifs médicaux et produits :

Set de soins non obligatoire

Compresses stériles ou non stériles

Eau du réseau ou sérum physiologique

Pas d'antiseptique

Pansement extramince transparent type film d'hydrocolloïde ou de film de polyuréthane

Traçabilité et suivi :

Vérification du pansement tous les jours

Remarques particulières :

Pas de prélèvements microbiologiques

Soins de plaie aiguë à risque infectieux modéré

(Exemple : Fixateurs externes, cicatrice post-opératoire avec lame, drain, mèche)

<p>Organisation :</p> <p>Fréquence : sur prescription médicale, par exemple :</p> <ul style="list-style-type: none">- Premier pansement 24 ou 48 heures après l'intervention- Pansements suivants 2 fois par semaine en l'absence de complications <p>Ordre de programmation en début d'une série de pansements</p> <p>Patient :</p> <p>Douche du patient possible en cas de fixateur externe ; protéger les lames, drains et mèches, sinon toilette complète au gant</p> <p>Lieux de soin :</p> <p>Chambre, salle de soins ou salle de consultation</p> <p>Dispositifs médicaux et produits :</p> <p>Set à pansement stérile ou gants stériles et compresses stériles</p> <p>Nettoyer avec du chlorure de sodium puis sécher par tamponnement avant l'application du pansement</p> <p>Antiseptique sur prescription médicale : chlorhexidine aqueuse ou associée. L'iode a un effet oxydant à l'état natif (alcool iodé) pour les matériaux métalliques tels que les fixateurs externes. A priori, la PVPI peut être utilisée pour les fixateurs</p> <p>Pansement primaire (au contact de la plaie) et pansement secondaire (recouvrement du pansement primaire) adaptés aux drains, mèches ou poches. Le niveau de risque infectieux n'impose pas nécessairement d'appliquer un pansement de protection autour des sites d'insertion des fixateurs externes en l'absence d'écoulement</p> <p>Traçabilité et suivi :</p> <p>Apparition de signes inflammatoires locaux : douleur, chaleur, rougeur, écoulement (aspect, quantité)</p> <ul style="list-style-type: none">• Remarques particulières : <p>Vérification systématique de la propreté du fixateur. Un vernis chirurgical type Ercefilm® est parfois posé en per-opératoire pour protéger tous les sites d'insertion des fixateurs. Il ne doit pas être retiré lors des soins post-opératoires</p> <p>Prélèvements microbiologiques en cas de signes cliniques d'infection</p>

Soins de plaie chronique à risque infectieux modéré

(Exemple : Escarre au stade 3 et ulcère artériel)

<p>Organisation :</p> <p>Fréquence : maximum trois jours pour le pansement absorbant arrivé à saturation, tous les jours ou tous les 2 jours en cas de nécrose noire et sèche</p> <p>Ordre de programmation après le soin propre</p> <p>Patient :</p> <p>Douche possible</p> <p>Lieux de soin :</p> <p>Chambre du patient, salle de soins ou de salle de consultations</p> <p>Dispositifs médicaux et produits :</p> <p>Sets à pansement pour la détersion ou débridement (pinces, curettes, scalpels)</p> <p>Compresses stériles et sérum physiologique</p> <p>Pas d'antiseptique</p> <p>Pansements primaires et secondaires stériles</p> <p>Traçabilité et suivi :</p> <p>Etablir un suivi spécifique : profondeur, code couleur, dimension</p> <p>Remarques particulières :</p> <p>Pas de prélèvement microbiologique</p>
--

Annexe 7

Protocole d'entretien des locaux

Vous êtes chargé(e) de l'entretien du cabinet médical. Compte tenu des risques infectieux et des conditions d'hygiène réglementaires, cet entretien est différent de l'entretien domestique. Ce protocole a pour but de vous aider en vous indiquant la liste des tâches et la manière de procéder.

Personne responsable de l'achat du matériel et des produits d'entretien :

Personne responsable de l'organisation de l'entretien au cabinet :

Les précautions que vous devez prendre :

Vérifiez vos vaccinations		Tenue de travail	Hygiène des mains
Vaccins obligatoires	Vaccins recommandés		
Diphtérie Tuberculose	Hépatite B Tétanos Poliomyélite Rougeole, Rubéole et Oreillons Grippe	Blouse Gants de ménage (*)	Avant de manger ou boire Après avoir retiré les gants de ménage Avant de quitter le cabinet médical.

(*) pour ne pas risquer de vous contaminer avec des objets souillés et éviter d'éventuelles allergies aux désinfectants.

Ce que vous n'avez pas à faire :

La désinfection et la stérilisation du matériel médical

L'élimination des déchets de soins à risque : le cabinet a souscrit un contrat de transport et d'élimination avec une société externe.

En revanche, demandez au médecin responsable de l'organisation de l'entretien au cabinet de vous informer des modalités de tri et des différents emballages de déchets :

* déchets considérés comme domestiques : sacs poubelles simples ;

* les boîtes jaunes rigides OPCT (pour les objets perçants, coupants et tranchants comme les aiguilles et les bistouris)

* les sacs jaunes contenant des déchets de soins à risques infectieux (DASRI) comme les compresses par exemple.

Vous n'aurez qu'à entreposer les boîtes OPCT pleines et les sacs jaunes fermés dans le local d'entretien et à sortir les poubelles simples dans les containers extérieurs prévus à cet effet.

Sachez que les médicaments non utilisés ne sont pas des ordures ménagères. Il faut soit les mettre dans les sacs jaunes DASRI soit les retourner aux pharmacies.

Le nettoyage des vitres : le cabinet a souscrit un contrat d'entretien avec une société externe

Comment entretenir les différents locaux :

Préparez **le matériel nécessaire à l'entretien** du cabinet :

Équipement	Consommables	Matériel déconseillé
Blouse ou tablier	Chiffons éponges (lavettes), de différentes couleurs et/ou lavettes à usage unique pré imprégnées de détergent	Balai éponge Serpillières Éponges
Gants de ménage protégeant les avant-bras	Essuie-mains à usage unique	Balai à poussière
Seaux : bleu pour les solutions propres ; rouge pour semelles sales	Papier "essuie-tout"	Aspirateur
Balai plat articulé type balai trapèze	Papier de toilette	
Semelles en tissu réutilisables ou semelles à usage unique pour balai trapèze	Sacs poubelles	
Balai à franges ou Faubert®	Crème à récurer	
Pelle	Détergent simple polyvalent	
Sac à linge sale	Désinfectant ou détergent-- désinfectant pour les sols et surfaces	
	Eau de Javel	
	Produit pour les vitres	

Aérez les pièces chaque jour en ouvrant largement les fenêtres.

Commencez par les pièces administratives c'est à dire : le secrétariat, la salle d'attente, les couloirs, puis le bureau du médecin, les salles d'examen et de soins, les toilettes et le local d'entretien : **c'est à dire en allant du plus propre vers le plus sale.**

Dans chaque pièce, répétez l'entretien dans un ordre précis: éléments suspendus, surfaces, matériel médical, évier et lavabo, toilettes, enlèvement des déchets, entretien du sol : **c'est à dire en procédant du haut vers le bas.**

L'entretien des sols et des meubles est réalisé **une fois par jour.**

Programmer des nettoyages approfondis des pièces (bibliothèques, mobilier administratif, placards, luminaires, stores, radiateurs, climatiseurs ainsi que les filtres et les bouches d'évacuation) de façon périodique.

S'il y a des rideaux de voilage lavez les au moins tous les 6 mois.

Le **dépoussiérage humide** est la technique de référence pour les sols (balayage humide) et les surfaces (essuyage humide) ; il faut toujours le faire avant le lavage.

Dans l'ensemble du cabinet médical, le lavage des sols se fera avec un détergent simple du commerce, avec ou sans rinçage en fonction des produits utilisés.

N'utilisez jamais d'alcool pour désinfecter les surfaces.

L'ensemble du matériel d'entretien sera nettoyé **une fois par jour** ainsi que le local d'entretien.

Secrétariat, salle d'attente et couloirs :

Pour le mobilier, procédez à un nettoyage avec le détergent simple après dépoussiérage humide. Nettoyez avec une lavette imbibée d'un détergent-désinfectant le téléphone, les poignées de porte entre chaque pièce.

S'il y a des plantes il est recommandé de les manipuler avec des gants.

S'il y a des jouets dans la salle d'attente, mettez-les dans un sac poubelle et, à domicile, nettoyez les en utilisant le lave-vaisselle pour les jouets à surfaces dures et le lave-linge pour les jouets en textile. Lorsqu'ils sont propres, vous pouvez procéder à un roulement dans la mise à disposition en salle d'attente.

Bureau médical, salles d'examen et de soins :

L'entretien de toute surface est réalisé par essuyage humide avec un textile propre (lavette réutilisable ou à usage unique) ou un support non tissé à usage unique, imprégné d'un détergent-désinfectant. Il est renouvelé, changé pour le mobilier et l'équipement de chaque zone. En cas d'utilisation de lavettes réutilisables, prévoyez différentes couleurs pour les différents types d'éléments à dépoussiérer (éléments suspendus, mobilier, etc).

Ne retrempez pas la lavette dans la solution de détergent-désinfectant pour ne pas la contaminer.

Pour le bureau de consultation :

Utilisez une lavette imprégnée de détergent-désinfectant pour le téléphone.

Réalisez le dépoussiérage humide du négatoscope chaque jour.

N'utilisez pas d'agents détergent-désinfectant sur le matériel informatique, lavez les écrans plastiques qui recouvrent les claviers, ou à défaut, changez chaque jour le film plastique alimentaire qui les recouvre.

Pour la salle d'examen et de soins :

Avec une autre lavette imprégnée de détergent-désinfectant, nettoyez le plan de travail, le chariot de soins, le divan d'examen, le marchepied et le tabouret.

Nettoyez le matériel médical d'usage courant (tensiomètres, stéthoscopes, etc.) avec une lavette imprégnée de détergent-désinfectant. En cas de souillure à risque infectieux évident, mettre le matériel de côté et prévenir le médecin qui procédera à une désinfection appropriée.

Nettoyez les poignées de porte avec une lavette imprégnée de détergent-désinfectant.

Nettoyez les lavabos et la robinetterie avec de la crème à récurer et une lavette, puis rincez.

Désinfectez à l'eau de Javel (une partie d'eau de Javel à 2,6% d'eau diluée au 1/20 dans l'eau froide) ou avec un détergent-désinfectant avec la lavette réservée à l'entretien des éviers et lavabos.

Fermez les sacs poubelles contenant les déchets ménagers et les remplacez par des sacs neufs.

Procédez à l'entretien du sol : dépoussiérage humide avec un balai trapèze muni d'une semelle en tissu humidifiée ou d'une semelle à usage unique pré imprégnée, puis lavez le sol avec une autre semelle trempée dans une solution de détergent.

Toilettes

Nettoyer la poignée de la chasse d'eau et le siège des toilettes avec une lavette imprégnée de détergent-désinfectant.

Nettoyer le lavabo de la même manière que le lavabo de la salle de soins.

Nettoyer la poignée de porte avec une lavette imprégnée de détergent-désinfectant.

Vider les eaux usées dans les toilettes.

Puis, en fin d'entretien, récurer la cuvette avec une brosse et de la crème à récurer et rincer, puis verser sur les parois de l'eau de Javel (la même dilution que pour l'eau de javel des éviers).

Ne pas actionner la chasse d'eau avant 15 minutes.

Entretien du matériel de nettoyage

Laver les balais, la pelle et le seau avec un détergent et de l'eau tiède, les rincer, les essuyer et les ranger dans le local de ménage.

Les lavettes et les semelles d'entretien des sols réutilisables peuvent être lavées au lave-linge. Si le linge médical est entreposé dans un sac, il est conseillé de vider ce sac en renversant son contenu plutôt qu'en plongeant les mains dedans.

Lorsque les textiles de nettoyage sont réutilisés, il est recommandé de les laver en machine à haute température (> 60°C) avec javellisation au dernier rinçage. Les sacs de lingerie en tissu doivent être lavés après chaque usage et peuvent être lavés dans le même cycle que le linge qu'ils contenaient.

Laver les gants de ménage avec un détergent et de l'eau tiède, les rincer, les sécher et les ranger.

Le réfrigérateur

Nettoyez les parois et la poignée du réfrigérateur avec une lavette imprégnée de détergent-désinfectant.

Il est recommandé, à défaut de dégivrage automatique, de réaliser un dégivrage régulier, en accord avec les spécifications du fabricant et de procéder, à cette occasion, à un nettoyage et à une désinfection du réfrigérateur :

- soit par un produit détergent suivi d'une désinfection par de l'eau de Javel à 2.6 % de chlore actif diluée au 1/20 dans l'eau froide suivie d'un rinçage après 15 minutes de contact
- soit directement par un produit détergent-désinfectant.

Fiche eau de Javel

Précautions d'emploi :

- porter des gants ;
- nettoyer avec un produit détergent avant d'utiliser l'eau de Javel (conditions de "propreté") ;
- l'eau de Javel doit toujours être diluée avant utilisation dans de l'eau froide ;
- ne jamais utiliser de produit détartrant avant ou juste après utilisation de l'eau de Javel ;
- utiliser l'eau de Javel seule (pas de mélange avec d'autres produits d'entretien) ;
- manipuler et conserver l'eau de Javel hors de la portée des enfants ;
- rincer obligatoirement les surfaces en inox après javellisation

Conservation :

L'eau de Javel à 2,6 % de chlore actif, présentée en flacons, se conserve pendant 3 ans à l'abri de la chaleur (température < 20°C) et de la lumière dans le flacon d'origine.

L'eau de Javel concentrée à 9,6 % de chlore actif se conserve à l'abri de la chaleur et de la lumière :

- 3 mois après la date de fabrication, en période froide
- 2 ½ mois après la date de fabrication, en période chaude.

Toutes les autres dilutions d'eau de Javel doivent être utilisées rapidement (au maximum dans les 24 heures)

En pratique :

Utilisez l'eau de Javel en bidon à 2.6 % et non en dosette concentrée.

Pour le réfrigérateur, les éviers, lavabos et toilettes : versez 200 ml d'eau de Javel (avec un verre doseur) dans le seau et ajoutez de l'eau froide jusqu'à 5 litres au total (soit 200 ml d'eau de Javel et 4 l 800 d'eau froide).

Utilisez chaque jour la totalité de l'eau de javel que vous aurez préparée ; ne pas la laisser dans le seau (c'est un danger pour les enfants et elle est inactive le lendemain).

Il faut toujours la rincer à l'eau claire après avoir attendu 15 minutes.

Pour le linge, si le lavage se fait en machine mettez l'eau de javel dans le compartiment prévu en respectant les proportions indiquées sur le flacon.

Si vous devez laver vos lavettes et semelles de balai à la main, après lavage et rinçage, il faut utiliser très peu d'eau de javel : par exemple versez 10 ml dans le seau et ajouter jusqu'à 2,5 l d'eau froide. Faire tremper cinq minutes et bien rincer à nouveau.

Annexe 8

Le balayage humide ⁸

Le balayage humide permet de collecter les poussières en évitant leur mise en suspension dans l'environnement.

Il ne remplace pas le lavage des sols.

Le matériel nécessaire comporte un balai trapèze (1) avec des semelles à usage unique en non-tissé (pré imprégnées de détergent ou non) ou des semelles réutilisables en tissu. Les semelles réutilisables imposent la manipulation de la poussière recueillie lors du balayage contrairement aux semelles à usage unique. Les semelles pré imprégnées permettent d'éviter de transporter un seau d'eau avec du détergent.

La technique du balayage humide est la suivante :

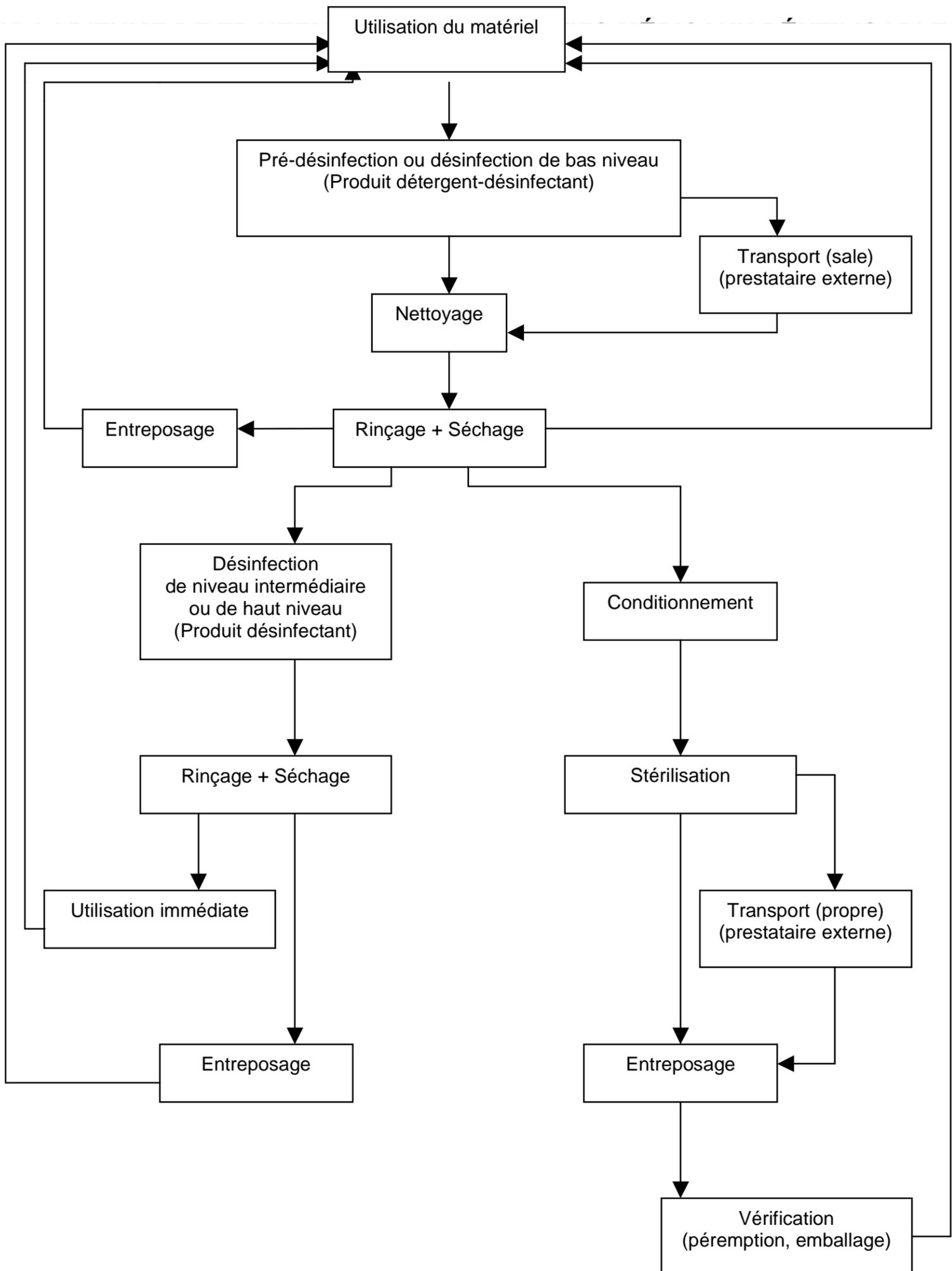
- Préparer le sol en retirant tout ce qui peut gêner le déplacement du balai trapèze ;
- Préparer le matériel : balai trapèze, pelle, semelles pré imprégnées (sinon, prévoir en plus un seau d'eau tiède avec détergent) ;
- En cas d'utilisation de semelles non imprégnées au préalable, tremper la semelle dans l'eau tiède additionnée de détergent et l'essorer au maximum ;
- Fixer la semelle au balai trapèze ;
- Balayer sans soulever le balai ;
- Appliquer une technique « au poussé » sur de grandes surfaces et une technique « à la godille » pour des petites surfaces ou des surfaces encombrées (2)
- Récupérer les déchets rassemblés à l'avant du balai à l'aide d'une pelle ;
- Rincer la semelle en tissu aussi souvent que nécessaire ou changer la semelle à usage unique aussi souvent que nécessaire ;
- Renouveler la semelle (réutilisable ou à usage unique) pour chaque nouvelle pièce ;
- Rassembler les semelles dégagées de leur poussière dans un sac (sauf en cas de semelles à usage unique à jeter après usage) ;
- Nettoyer le matériel à l'eau tiède additionnée de détergent, le rincer, le sécher, le ranger ;
- Laver les semelles réutilisables en machine, éventuellement les désinfecter avec de l'eau de Javel, les sécher et les ranger.

(1) - Le balai trapèze est un balai plat articulé, dont la surface au sol a une forme de trapèze. Sur la surface en caoutchouc touchant le sol, se fixent des semelles en tissu réutilisables ou en non-tissé à usage unique. Sur le dessus du balai se trouvent des encoches dans lesquelles les bords de la semelle sont enfoncés afin de la maintenir en place. Grâce à son manche articulé, le balai trapèze permet de changer de direction tout en balayant, sans soulever le balai.

(2) - La technique "au poussé" consiste à pousser le balai trapèze devant soi en ligne droite. La technique "à la godille" consiste à faire effectuer au balai de courts déplacements dans un sens et dans l'autre lorsque la surface à balayer ne permet pas l'utilisation de la technique "au poussé".

⁸ Les guides de l'AP-HP "Hygiène hospitalière, Fiches techniques" Éditions Doin Paris 1997 : VI 2.

Annexe 9



Annexe 10

Renseignements du ticket d'enregistrement d'un cycle de stérilisation

- Nom du fabricant – Identification de l'appareil
- Date de la stérilisation
- Numéro de cycle
- Heure avec les minutes, de lancement du cycle avec précision « Début du cycle» et de la fin du cycle avec précision « Fin du cycle».
- Temps total du cycle en heures, minutes.
- Type de cycle choisi: température en degrés celsius, durée en minutes, pression en bars avec le nom du programme choisi ou la nature de la charge (linge, instruments, conteneur, etc).
- Séparation des différentes phases du cycle :
 - prétraitement ou évacuation d'air ou mise sous vide
 - stérilisation ou plateau de stérilisation...
 - postraitement ou entrée d'air ou séchage...
- Pour chaque phase du cycle :
 - heure de début et de fin de cette phase
 - température de début et de fin de cette phase
 - pression de début et de fin de cette phase
 - déroulement en fonction de la période d'impression avec indication des températures et pressions
- Si le cycle s'est déroulé comme prévu, préciser à la fin du ticket : conforme
- Si le cycle ne s'est pas déroulé comme prévu, le ticket doit imprimer jusqu'au moment du problème et doit préciser le problème rencontré. Dans ce cas, il sera précisé à la fin du ticket : non conforme

Références bibliographiques

1. Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Interrégion Paris-Nord (C.CLIN Paris-Nord). Antiseptiques et désinfectants. 2000.
2. AFNOR. Norme NF T 72-101: Antiseptiques et désinfectants – Vocabulaire. In: AFNOR, editor. Recueil normes & réglementation – Antiseptiques et désinfectants; Mars 1981. p. 115-117.
3. Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Interrégion Sud-Ouest (C.CLIN Sud-Ouest). Le bon usage des antiseptiques. Juin 2001.
4. Prescrire Rédaction. Prévenir les infections liées aux soins ambulatoires – Recommandations pour la pratique. Rev Prescr 2000;20(212 Suppl):881-945.
5. Fleurette J. Les antiseptiques. Des règles précises d'utilisation. Rev Prat Med Gen 1996;10(353):11-17.
6. Parlement européen. Directive 98/8/CE du Parlement européen et du Conseil du 16 février 1998 concernant la mise sur le marché des produits biocides. In: Journal Officiel des Communautés européennes; 1998.
7. Ministère de la santé. Préparations antiseptiques. In: Pharmacopée française. 10e ed; Janvier 1990. p. 1-5.
8. Ministère de la santé de la famille et des personnes handicapées, Direction générale de la santé. Guide de prévention des infections liées aux soins réalisés hors des établissements de santé. Janvier 2006.
9. Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH). Liste positive désinfectants 2006. Hygiènes 2006;XIV(3):22 pages.
10. 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.
11. Pittet D, Dharan S, Touveneau S, Sauvan V, Perneger TV. Bacterial contamination of the hands of hospital staff during routine patient care. Arch Intern Med. 1999;159(8):821-6.
12. Brouwer DH, Kroese R, Van Hemmen JJ. Transfer of contaminants from surface to hands: experimental assessment of linearity of the exposure process, adherence to the skin, and area exposed during fixed pressure and repeated contact with surfaces contaminated with a powder. Appl Occup Environ Hyg. 1999;14(4):231-9.
13. Diekema DJ, Pfaller MA, Schmitz FJ, Smayevsky J, Bell J, Jones RN, et al. Survey of infections due to Staphylococcus species: frequency of occurrence and antimicrobial susceptibility of isolates collected in the United States, Canada, Latin America, Europe, and the Western Pacific region for the SENTRY Antimicrobial Surveillance Program, 1997-1999. Clin Infect Dis. 2001;32(Suppl 2):S114-32.
14. Tenorio AR, Badri SM, Sahgal NB, Hota B, Matushek M, Hayden MK, et al. Effectiveness of gloves in the prevention of hand carriage of vancomycin-resistant enterococcus species by health care workers after patient care. Clin Infect Dis. 2001;32(5):826-9. Epub 2001 Feb 23.
15. Richards MJ, Edwards JR, Culver DH, Gaynes RP. Nosocomial infections in medical intensive care units in the United States. National Nosocomial Infections Surveillance System. Crit Care Med. 1999;27(5):887-92.
16. Hedderwick SA, McNeil SA, Lyons MJ, Kauffman CA. Pathogenic organisms associated with artificial fingernails worn by healthcare workers. Infect Control Hosp Epidemiol. 2000;21(8):505-9.
17. Miller MA, Hyland M, Ofner-Agostini M, Gourdeau M, Ishak M. Morbidity, mortality, and healthcare burden of nosocomial Clostridium difficile-associated diarrhea in Canadian hospitals. Infect Control Hosp Epidemiol. 2002;23(3):137-40.
18. Barbut F, Petit JC. Epidemiology of Clostridium difficile-associated infections. Clin Microbiol Infect. 2001;7(8):405-10.
19. Morris AM, Jobe BA, Stoney M, Sheppard BC, Deveney CW, Deveney KE. Clostridium difficile colitis: an increasingly aggressive iatrogenic disease? Arch Surg. 2002;137(10):1096-100.
20. McFarland LV, Mulligan ME, Kwok RY, Stamm WE. Nosocomial acquisition of Clostridium difficile infection. N Engl J Med. 1989;320(4):204-

- 10.
21. Aho LS, Simon I, Bour JB, Morales-Gineste L, Pothier P, Gouyon JB. [Epidemiology of viral nosocomial infections in pediatrics]. *Pathol Biol (Paris)*. 2000;48(10):885-92.
22. Beltrami EM, Williams IT, Shapiro CN, Chamberland ME. Risk and management of blood-borne infections in health care workers. *Clin Microbiol Rev*. 2000;13(3):385-407.
23. Naver LP, Gottrup F. Incidence of glove perforations in gastrointestinal surgery and the protective effect of double gloves: a prospective, randomised controlled study. *Eur J Surg*. 2000;166(4):293-5.
24. Bhalla A, Pultz NJ, Gries DM, Ray AJ, Eckstein EC, Aron DC, et al. Acquisition of nosocomial pathogens on hands after contact with environmental surfaces near hospitalized patients. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2004;25(2):164-7.
25. Rotter ML. European norms in hand hygiene. *J Hosp Infect*. 2004;56(Suppl 2):S6-9.
26. Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de la région Ouest (C.CLIN-Ouest). Réduire le risque au cabinet médical. Octobre 1999.
27. Rutala WA. APIC guideline for selection and use of disinfectants. 1994, 1995, and 1996 APIC Guidelines Committee. Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology, Inc. *Am J Infect Control* 1996;24(4):313-42.
28. Larson E. Guideline for use of topical antimicrobial agents. *Am J Infect Control*. 1988;16(6):253-66.
29. Jones RD. Bacterial resistance and topical antimicrobial wash products. *Am J Infect Control*. 1999;27(4):351-63.
30. Castanet J, Lacour JP. [Antisepsis in children]. *Ann Dermatol Venereol*. 1998;125(12):931-8.
31. National Health and Medical Research Council and Australian National Council on AIDS. Infection control in the health care setting. Guidelines for the prevention of transmission of infectious diseases. April 1998.
32. Boyce JM, Pittet D. Guideline for Hand Hygiene in Health-Care Settings. Recommendations of the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee and the HICPAC/SHEA/APIC/IDSA Hand Hygiene Task Force. Society for Healthcare Epidemiology of America/Association for Professionals in Infection Control/Infectious Diseases Society of America. *MMWR Recomm Rep* 2002;51(RR-16):1-45, quiz CE1-4.
33. Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH). Recommandations pour l'hygiène des mains. Paris; Décembre 2002.
34. Drankiewicz D, Dundes L. Handwashing among female college students. *Am J Infect Control* 2003;31(2):67-71.
35. Larson EL, Gomez-Duarte C, Lee LV, Della-Latta P, Kain DJ, Keswick BH. Microbial flora of hands of homemakers. *Am J Infect Control* 2003;31(2):72-9.
36. Winnefeld M, Richard MA, Drancourt M, Grob JJ. Skin tolerance and effectiveness of two hand decontamination procedures in everyday hospital use. *Br J Dermatol* 2000;143(3):546-50.
37. Boyce JM, Kelliher S, Vallande N. Skin irritation and dryness associated with two hand-hygiene regimens: soap-and-water hand washing versus hand antisepsis with an alcoholic hand gel. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2000;21(7):442-8.
38. Kownatzki E. Hand hygiene and skin health. *J Hosp Infect* 2003;55(4):239-45.
39. Kampf G, Jarosch R, Ruden H. Limited effectiveness of chlorhexidine based hand disinfectants against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA). *J Hosp Infect* 1998;38(4):297-303.
40. Faoagali JL, George N, Fong J, Davy J, Dowser M. Comparison of the antibacterial efficacy of 4% chlorhexidine gluconate and 1% triclosan handwash products in an acute clinical ward. *Am J Infect Control* 1999;27(4):320-6.
41. Shimizu M, Okuzumi K, Yoneyama A, Kunisada T, Araake M, Ogawa H, et al. In vitro antiseptic susceptibility of clinical isolates from nosocomial infections. *Dermatology* 2002;204 Suppl 1:21-7.
42. Guilhermetti M, Hernandez SE, Fukushige Y, Garcia LB, Cardoso CL. Effectiveness of hand-cleansing agents for removing methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from contaminated hands. *Infect Control*

Hosp Epidemiol 2001;22(2):105-8.

43. Marena C, Lodola L, Zecca M, Bulgheroni A, Carretto E, Maserati R, et al. Assessment of handwashing practices with chemical and microbiologic methods: preliminary results from a prospective crossover study. *Am J Infect Control* 2002;30(6):334-40.

44. Bryce EA, Spence D, Roberts FJ. An in-use evaluation of an alcohol-based pre-surgical hand disinfectant. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2001;22(10):635-9.

45. Larson E, Friedman C, Cohran J, Treston-Aurand J, Green S. Prevalence and correlates of skin damage on the hands of nurses. *Heart Lung* 1997;26(5):404-12.

46. Larson E, Aiello A, Lee LV, Della-Latta P, Gomez-Duarte C, Lin S. Short- and long-term effects of handwashing with antimicrobial or plain soap in the community. *J Community Health* 2003;28(2):139-50.

47. Larson EL, Lin SX, Gomez-Pichardo C, Della-Latta P. Effect of antibacterial home cleaning and handwashing products on infectious disease symptoms: a randomized, double-blind trial. *Ann Intern Med* 2004;140(5):321-9.

48. Kampf G, Hollingsworth A. Validity of the four European test strains of prEN 12054 for the determination of comprehensive bactericidal activity of an alcohol-based hand rub. *J Hosp Infect* 2003;55(3):226-31.

49. Kampf G, Meyer B, Goroncy-Bermes P. Comparison of two test methods for the determination of sufficient antimicrobial activity of three commonly used alcohol-based hand rubs for hygienic hand disinfection. *J Hosp Infect* 2003;55(3):220-5.

50. Kramer A, Rudolph P, Kampf G, Pittet D. Limited efficacy of alcohol-based hand gels. *Lancet* 2002;359(9316):1489-90.

51. Dharan S, Hugonnet S, Sax H, Pittet D. Comparison of waterless hand antiseptics agents at short application times: raising the flag of concern. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2003;24(3):160-4.

52. Pietsch H. Hand antiseptics: rubs versus scrubs, alcoholic solutions versus alcoholic gels. *J Hosp Infect* 2001;48 Suppl A:S33-6.

53. Lilly HA, Lowbury EJ, Wilkins MD.

Detergents compared with each other and with antiseptics as skin 'degerming' agents. *J Hyg (Lond)* 1979;82(1):89-93.

54. Kampf G, Rudolf M, Labadie JC, Barrett SP. Spectrum of antimicrobial activity and user acceptability of the hand disinfectant agent Sterillium Gel. *J Hosp Infect* 2002;52(2):141-7.

55. Marchetti MG, Kampf G, Finzi G, Salvatorelli G. Evaluation of the bactericidal effect of five products for surgical hand disinfection according to prEN 12054 and prEN 12791. *J Hosp Infect* 2003;54(1):63-7.

56. McNeil SA, Foster CL, Hedderwick SA, Kauffman CA. Effect of hand cleansing with antimicrobial soap or alcohol-based gel on microbial colonization of artificial fingernails worn by health care workers. *Clin Infect Dis* 2001;32(3):367-72.

57. Girou E, Loyeau S, Legrand P, Oppein F, Brun-Buisson C. Efficacy of handrubbing with alcohol based solution versus standard handwashing with antiseptic soap: randomised clinical trial. *Bmj* 2002;325(7360):362.

58. Zaragoza M, Salles M, Gomez J, Bayas JM, Trilla A. Handwashing with soap or alcoholic solutions? A randomized clinical trial of its effectiveness. *Am J Infect Control* 1999;27(3):258-61.

59. Lucet JC, Rigaud MP, Mentre F, Kassis N, Deblangy C, Andremont A, et al. Hand contamination before and after different hand hygiene techniques: a randomized clinical trial. *J Hosp Infect* 2002;50(4):276-80.

60. Ehrenkranz NJ, Alfonso BC. Failure of bland soap handwash to prevent hand transfer of patient bacteria to urethral catheters. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1991;12(11):654-62.

61. Kac G, Podglajen I, Gueneret M, Vaupre S, Bissery A, Meyer G. Microbiological evaluation of two hand hygiene procedures achieved by healthcare workers during routine patient care: a randomized study. *J Hosp Infect* 2005;60(1):32-9.

62. Lubbe J, Ruffieux C, Perrenoud D. A stinging cause for preventive skin care. *Lancet* 2000;356(9231):768-9.

63. Kramer A, Bernig T, Kampf G. Clinical double-blind trial on the dermal tolerance and user acceptability of six alcohol-based hand disinfectants for hygienic hand disinfection. *J*

Hosp Infect 2002;51(2):114-20.

64. Larson EL, Aiello AE, Bastyr J, Lyle C, Stahl J, Cronquist A, et al. Assessment of two hand hygiene regimens for intensive care unit personnel. *Crit Care Med* 2001;29(5):944-51.

65. Parienti JJ, Thibon P, Heller R, Le Roux Y, von Theobald P, Bensadoun H, et al. Hand-rubbing with an aqueous alcoholic solution vs traditional surgical hand-scrubbing and 30-day surgical site infection rates: a randomized equivalence study. *Jama* 2002;288(6):722-7.

66. Grove GL, Zerweck CR, Heilman JM, Pyrek JD. Methods for evaluating changes in skin condition due to the effects of antimicrobial hand cleansers: two studies comparing a new waterless chlorhexidine gluconate/ethanol-emollient antiseptic preparation with a conventional water-applied product. *Am J Infect Control* 2001;29(6):361-9.

67. Kampf G, Löffler H. Dermatological aspects of a successful introduction and continuation of alcohol-based hand rubs for hygienic hand disinfection. *J Hosp Infect* 2003;55(1):1-7.

68. Rotter ML. Arguments for alcoholic hand disinfection. *J Hosp Infect* 2001;48 Suppl A:S4-8.

69. Curtis V, Cairncross S. Effect of washing hands with soap on diarrhoea risk in the community: a systematic review. *Lancet Infect Dis* 2003;3(5):275-81.

70. Ryan MA, Christian RS, Wohlrabe J. Handwashing and respiratory illness among young adults in military training. *Am J Prev Med* 2001;21(2):79-83.

71. Luby SP, Agboatwalla M, Feikin DR, Painter J, Billhimer W, Altaf A, et al. Effect of handwashing on child health: a randomised controlled trial. *Lancet* 2005;366(9481):225-33.

72. Stanton BF, Clemens JD. An educational intervention for altering water-sanitation behaviors to reduce childhood diarrhea in urban Bangladesh. II. A randomized trial to assess the impact of the intervention on hygienic behaviors and rates of diarrhea. *Am J Epidemiol* 1987;125(2):292-301.

73. Luby S, Agboatwalla M, Schnell BM, Hoekstra RM, Rahbar MH, Keswick BH. The effect of antibacterial soap on impetigo incidence, Karachi, Pakistan. *Am J Trop Med Hyg*

2002;67(4):430-5.

74. Carabin H, Gyorkos TW, Soto JC, Joseph L, Payment P, Collet JP. Effectiveness of a training program in reducing infections in toddlers attending day care centers. *Epidemiology* 1999;10(3):219-27.

75. Roberts L, Smith W, Jorm L, Patel M, Douglas RM, McGilchrist C. Effect of infection control measures on the frequency of upper respiratory infection in child care: a randomized, controlled trial. *Pediatrics* 2000;105(4 Pt 1):738-42.

76. Niffenegger JP. Proper handwashing promotes wellness in child care. *J Pediatr Health Care* 1997;11(1):26-31.

77. Master D, Hess Longe SH, Dickson H. Scheduled hand washing in an elementary school population. *Fam Med* 1997;29(5):336-9.

78. Merry AF, Miller TE, Findon G, Webster CS, Neff SP. Touch contamination levels during anaesthetic procedures and their relationship to hand hygiene procedures: a clinical audit. *Br J Anaesth* 2001;87(2):291-4.

79. Doebbeling BN, Stanley GL, Sheetz CT, Pfaller MA, Houston AK, Annis L, et al. Comparative efficacy of alternative hand-washing agents in reducing nosocomial infections in intensive care units. *N Engl J Med* 1992;327(2):88-93.

80. Casewell M, Phillips I. Hands as route of transmission for *Klebsiella* species. *Br Med J* 1977;2(6098):1315-7.

81. Webster J, Faoagali JL, Cartwright D. Elimination of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* from a neonatal intensive care unit after hand washing with triclosan. *J Paediatr Child Health* 1994;30(1):59-64.

82. Zafar AB, Butler RC, Reese DJ, Gaydos LA, Mennonna PA. Use of 0.3% triclosan (Bacti-Stat) to eradicate an outbreak of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in a neonatal nursery. *Am J Infect Control* 1995;23(3):200-8.

83. Larson EL, Cimiotti J, Haas J, Parides M, Nesin M, Della-Latta P, et al. Effect of antiseptic handwashing vs alcohol sanitizer on health care-associated infections in neonatal intensive care units. *Arch Pediatr Adolesc Med* 2005;159(4):377-83.

84. 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* 2000;356(9238):1307-12.
85. Hilburn J, Hammond BS, Fendler EJ, Groziak PA. Use of alcohol hand sanitizer as an infection control strategy in an acute care facility. *Am J Infect Control* 2003;31(2):109-16.
86. Hammond B, Ali Y, Fendler E, Dolan M, Donovan S. Effect of hand sanitizer use on elementary school absenteeism. *Am J Infect Control* 2000;28(5):340-6.
87. Dyer DL, Shinder A, Shinder F. Alcohol-free instant hand sanitizer reduces elementary school illness absenteeism. *Fam Med* 2000;32(9):633-8.
88. White C, Kolble R, Carlson R, Lipson N, Dolan M, Ali Y, et al. The effect of hand hygiene on illness rate among students in university residence halls. *Am J Infect Control* 2003;31(6):364-70.
89. Lee GM, Salomon JA, Friedman JF, Hibberd PL, Ross-Degnan D, Zasloff E, et al. Illness transmission in the home: a possible role for alcohol-based hand gels. *Pediatrics* 2005;115(4):852-60.
90. Sandora TJ, Taveras EM, Shih MC, Resnick EA, Lee GM, Ross-Degnan D, et al. A randomized, controlled trial of a multifaceted intervention including alcohol-based hand sanitizer and hand-hygiene education to reduce illness transmission in the home. *Pediatrics* 2005;116(3):587-94.
91. Ward RL, Bernstein DI, Knowlton DR, Sherwood JR, Young EC, Cusack TM, et al. Prevention of surface-to-human transmission of rotaviruses by treatment with disinfectant spray. *J Clin Microbiol* 1991;29(9):1991-6.
92. Dennehy PH. Transmission of rotavirus and other enteric pathogens in the home. *Pediatr Infect Dis J* 2000;19(10 Suppl):S103-5.
93. Sattar SA, Abebe M, Bueti AJ, Jampani H, Newman J, Hua S. Activity of an alcohol-based hand gel against human adeno-, rhino-, and rotaviruses using the fingerpad method. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2000;21(8):516-9.
94. Conly JM, Hill S, Ross J, Lertzman J, Louie TJ. Handwashing practices in an intensive care unit: the effects of an educational program and its relationship to infection rates. *Am J Infect Control* 1989;17(6):330-9.
95. Jarvis WR. Handwashing--the Semmelweis lesson forgotten? *Lancet* 1994;344(8933):1311-2.
96. Larson EL. APIC guideline for handwashing and hand antisepsis in health care settings. *Am J Infect Control* 1995;23(4):251-69.
97. Pittet D, Mourouga P, Perneger TV. Compliance with handwashing in a teaching hospital. *Infection Control Program. Ann Intern Med* 1999;130(2):126-30.
98. Maury E, Alzieu M, Baudel JL, Haram N, Barbut F, Guidet B, et al. Availability of an alcohol solution can improve hand disinfection compliance in an intensive care unit. *Am J Respir Crit Care Med* 2000;162(1):324-7.
99. Voss A, Widmer AF. No time for handwashing! Handwashing versus alcoholic rub: can we afford 100% compliance? *Infect Control Hosp Epidemiol* 1997;18(3):205-8.
100. Larson E. A tool to assess barriers to adherence to hand hygiene guideline. *Am J Infect Control* 2004;32(1):48-51.
101. Bissett L. Can alcohol hand rubs increase compliance with hand hygiene? *Br J Nurs* 2002;11(16):1072, 1074-7.
102. Kampf G. The six golden rules to improve compliance in hand hygiene. *J Hosp Infect* 2004;56 Suppl 2:S3-5.
103. National Institute of Health, National Institute for Clinical Excellence. Infection control, Prevention of healthcare-associated infection in primary and community care. June 2003.
104. Pratt RJP, C Loveday, H.P. Robinson, N Smith, G.W. Barrett, S Davey, P Harper, P Loveday, C McDougall, C Mulhall, A Privett, S Smales, C Taylor, L Weller, B Wilcox, M. The epic project: developing national evidence-based guidelines for preventing healthcare associated infections. Phase I: Guidelines for preventing hospital-acquired infections. Department of Health (England). *J Hosp Infect* 2001;47:S3-82.
105. Fendler EJ, Ali Y, Hammond BS, Lyons MK, Kelley MB, Vowell NA. The impact of alcohol hand sanitizer use on infection rates in an

extended care facility. *Am J Infect Control* 2002;30(4):226-33.

106. Gould D, Gammon J, Donnelly M, Batiste L, Ball E, De Melo AM, et al. Improving hand hygiene in community healthcare settings: the impact of research and clinical collaboration. *J Clin Nurs* 2000;9(1):95-102.

107. Aho LS, Antoniotti G, Aupée M, Bergeal E, Girard R, M.L. G, et al. Activité - efficacité: savon désinfectant versus solution hydro-alcoolique. *HygièneS* 2003;XI(4).

108. Platt J, Bucknall RA. The disinfection of respiratory syncytial virus by isopropanol and a chlorhexidine-detergent handwash. *J Hosp Infect* 1985;6(1):89-94.

109. Kampf G, Jarosch R, Ruden H. [Effectiveness of alcoholic hand disinfectants against methicillin resistant *Staphylococcus aureus*]. *Chirurg* 1997;68(3):264-8; discussion 269-70.

110. Kampf G, Hofer M, Wendt C. Efficacy of hand disinfectants against vancomycin-resistant enterococci in vitro. *J Hosp Infect* 1999;42(2):143-50.

111. Goroncy-Bermes P, Schouten MA, Voss A. In vitro activity of a nonmedicated handwash product, chlorhexidine, and an alcohol-based hand disinfectant against multiply resistant gram-positive microorganisms. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2001;22(4):194-6.

112. Bellamy K, Alcock R, Babb JR, Davies JG, Ayliffe GA. A test for the assessment of 'hygienic' hand disinfection using rotavirus. *J Hosp Infect* 1993;24(3):201-10.

113. Paulson DS, Fendler EJ, Dolan MJ, Williams RA. A close look at alcohol gel as an antimicrobial sanitizing agent. *Am J Infect Control* 1999;27(4):332-8.

114. Larson EL, Butz AM, Gullette DL, Laughon BA. Alcohol for surgical scrubbing? *Infect Control Hosp Epidemiol* 1990;11(3):139-43.

115. Babb JR, Davies JG, Ayliffe GA. A test procedure for evaluating surgical hand disinfection. *J Hosp Infect* 1991;18 Suppl B:41-9.

116. Hingst V, Juditzki I, Heeg P, Sonntag HG. Evaluation of the efficacy of surgical hand disinfection following a reduced application time of 3 instead of 5 min. *J Hosp Infect* 1992;20(2):79-

86.

117. Pereira LJ, Lee GM, Wade KJ. An evaluation of five protocols for surgical handwashing in relation to skin condition and microbial counts. *J Hosp Infect* 1997;36(1):49-65.

118. Santé Canada. Guide de prévention des infections. Lavage des mains, nettoyage, désinfection et stérilisation dans les établissements de santé. Ottawa; Décembre 1998.

119. Avis du Comité Technique des Infections Nosocomiales (CTIN). La place de la friction hydro alcoolique dans l'hygiène des mains lors des soins. 2001.

120. Gustafson DR, Vetter EA, Larson DR, Ilstrup DM, Maker MD, Thompson RL, et al. Effects of 4 hand-drying methods for removing bacteria from washed hands: a randomized trial. *Mayo Clin Proc* 2000;75(7):705-8.

121. Davis JG, Blake JR, White DS, Woodall CM. The types and numbers of bacteria left on hands after normal washing and drying by various methods. *The Medical Officer* 1969;116:235-238.

122. Blackmore MA. A comparison of hand drying methods. *Catering Health* 1989;1:189-198.

123. Ansari SA, Springthorpe VS, Sattar SA, Tostowaryk W, Wells GA. Comparison of cloth, paper, and warm air drying in eliminating viruses and bacteria from washed hands. *Am J Infect Control* 1991;19(5):243-9.

124. Yamamoto Y, Ugai K, Takahashi Y. Efficiency of hand drying for removing bacteria from washed hands: comparison of paper towel drying with warm air drying. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2005;26(3):316-20.

125. Larson EL, Hughes CA, Pyrek JD, Sparks SM, Cagatay EU, Bartkus JM. Changes in bacterial flora associated with skin damage on hands of health care personnel. *Am J Infect Control* 1998;26(5):513-21.

126. Bendayan J, Cetre JC, Hajjar J, Tissot-Guerraz F. Tolérance cutanée: lavage versus friction. *HygièneS* 2003;XI(4).

127. Sauermann G, Proske O, Keyhani R, Leneveu MC, Pietsch H, Rohde B. Hautverträglichkeit von Sterillium und Hibiscrub in einer klinischen Vergleichsstudie. *Hyg Med* 1995;20:184-189.

128. Girard R, Amazian K, Fabry J. Better compliance and better tolerance in relation to a well-conducted introduction to rub-in hand disinfection. *J Hosp Infect* 2001;47(2):131-7.
129. Girard R, Reat C, Carboni N, Bouket JL. L'antisepsie chirurgicale des mains peut-elle remplacer en routine le lavage chirurgical des mains? Essai en bloc d'orthopédie réglée. *HygièneS* 1996;XII:34-38.
130. Wendt C. Hand hygiene--comparison of international recommendations. *J Hosp Infect* 2001;48 Suppl A:S23-8.
131. Olsen RJ, Lynch P, Coyle MB, Cummings J, Bokete T, Stamm WE. Examination gloves as barriers to hand contamination in clinical practice. *Jama* 1993;270(3):350-3.
132. Hamann CP, Nelson JR. Permeability of latex and thermoplastic elastomer gloves to the bacteriophage phi X174. *Am J Infect Control* 1993;21(6):289-96.
133. DeGroot-Kosolcharoen J, Jones JM. Permeability of latex and vinyl gloves to water and blood. *Am J Infect Control* 1989;17(4):196-201.
134. Korniewicz DM, Laughon BE, Cyr WH, Lytle CD, Larson E. Leakage of virus through used vinyl and latex examination gloves. *J Clin Microbiol* 1990;28(4):787-8.
135. Leynadier F. Allergie au latex: les gants poudrés doivent être interdits! *Rev Prat Med Gen* 2002;566(16):345-348.
136. Birenbaum HJ, Glorioso L, Rosenberger C, Arshad C, Edwards K. Gowning on a postpartum ward fails to decrease colonization in the newborn infant. *Am J Dis Child* 1990;144(9):1031-3.
137. Rush J, Fiorino-Chiovitti R, Kaufman K, Mitchell A. A randomized controlled trial of a nursery ritual: wearing cover gowns to care for healthy newborns. *Birth* 1990;17(1):25-30.
138. Rutala WA, Weber DJ. A review of single-use and reusable gowns and drapes in health care. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2001;22(4):248-57.
139. Perry C, Marshall R, Jones E. Bacterial contamination of uniforms. *J Hosp Infect* 2001;48(3):238-41.
140. Webster J, Pritchard MA. Gowning by attendants and visitors in newborn nurseries for prevention of neonatal morbidity and mortality. *Cochrane Database Syst Rev* 2003(3):CD003670.
141. Lipp A, Edwards P. Disposable surgical face masks: a systematic review. *Can Oper Room Nurs J* 2005;23(3):20-1, 24-5, 33-8.
142. Romney MG. Surgical face masks in the operating theatre: re-examining the evidence. *J Hosp Infect* 2001;47(4):251-6.
143. Tunevall TG. Postoperative wound infections and surgical face masks: a controlled study. *World J Surg* 1991;15(3):383-7; discussion 387-8.
144. Curran E, Ahmed S. Do health care workers need to wear masks when caring for patients with pulmonary tuberculosis? *Commun Dis Public Health* 2000;3(4):240-3.
145. Garrett SJ, Robinson JK. Disposable protective eyewear devices for health care providers. How important are they and will available designs be used? *J Occup Med* 1993;35(10):1043-7.
146. Update: universal precautions for prevention of transmission of human immunodeficiency virus, hepatitis B virus, and other bloodborne pathogens in health-care settings. *MMWR Morb Mortal Wkly Rep* 1988;37(24):377-82, 387-8.
147. Thurn J, Willenbring K, Crossley K. Needlestick injuries and needle disposal in Minnesota physicians' offices. *Am J Med* 1989;86(5):575-9.
148. Goldmann DA. Blood-borne pathogens and nosocomial infections. *J Allergy Clin Immunol* 2002;110(2 Suppl):S21-6.
149. Bell DM, Shapiro CN, Ciesielski CA, Chamberland ME. Preventing bloodborne pathogen transmission from health-care workers to patients. The CDC perspective. *Surg Clin North Am* 1995;75(6):1189-203.
150. Moloughney BW. Transmission and postexposure management of bloodborne virus infections in the health care setting: where are we now? *Cmaj* 2001;165(4):445-51.
151. Cleveland JL, Lockwood SA, Gooch BF, Mendelson MH, Chamberland ME, Valauri DV, et al. Percutaneous injuries in dentistry: an observational study. *J Am Dent Assoc*

1995;126(6):745-51.

152. Evans B, Duggan W, Baker J, Ramsay M, Abiteboul D. Exposure of healthcare workers in England, Wales, and Northern Ireland to bloodborne viruses between July 1997 and June 2000: analysis of surveillance data. *Bmj* 2001;322(7283):397-8.

153. Cardo DM, Culver DH, Ciesielski CA, Srivastava PU, Marcus R, Abiteboul D, et al. A case-control study of HIV seroconversion in health care workers after percutaneous exposure. Centers for Disease Control and Prevention Needlestick Surveillance Group. *N Engl J Med* 1997;337(21):1485-90.

154. Transmission of hepatitis B and C viruses in outpatient settings--New York, Oklahoma, and Nebraska, 2000-2002. *MMWR Morb Mortal Wkly Rep* 2003;52(38):901-6.

155. Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Secrétariat d'état à la santé et à l'action sociale. Guide des matériels de sécurité. GERES, INRS; 2004.

156. Antonna D, Johanet H, Abiteboul D, Bouvet E, GERES el. Expositions accidentelles au bloc opératoire. *BEH* (n°40/93).

157. Reddy SG, Emery RJ. Assessing the effect of long-term availability of engineering controls on needlestick injuries among health care workers: a 3-year preimplementation and postimplementation comparison. *Am J Infect Control* 2001;29(6):425-7.

158. Gershon RR, Pearse L, Grimes M, Flanagan PA, Vlahov D. The impact of multifocused interventions on sharps injury rates at an acute-care hospital. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1999;20(12):806-11.

159. Abiteboul D, Lamontagne F, Lolom I, Tarantola A, Descamps JM, Bouvet E, et al. Incidence des accidents exposant au sang chez le personnel infirmier en France métropolitaine, 1999-2000: résultats d'une enquête multicentrique dans 32 hôpitaux. *BEH* (n°51/02).

160. Calendrier vaccinal 2004, avis du Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France du 19 mars 2004. *BEH* (n°28-29).

161. Jefferson T, Demicheli V, Deeks J, MacMillan A, Sassi F, Pratt M. Vaccines for preventing hepatitis B in health-care workers. *Cochrane Database Syst Rev* 2000(2):CD000100.

162. Chen W, Glud C. Vaccines for preventing hepatitis B in health-care workers. *Cochrane Database Syst Rev* 2005(4):CD000100.

163. Updated U.S. Public Health Service Guidelines for the Management of Occupational Exposures to HBV, HCV, and HIV and Recommendations for Postexposure Prophylaxis. *MMWR Recomm Rep* 2001;50(RR-11):1-52.

164. Puro V, De Carli G, Cicalini S, Soldani F, Balslev U, Begovac J, et al. European recommendations for the management of healthcare workers occupationally exposed to hepatitis B virus and hepatitis C virus. *Euro Surveill* 2005;10(10):260-4.

165. Ministère de la Santé et des Solidarités, Direction générale de la santé. Guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie. 2ème ed; Juillet 2006.

166. Wong ES. Guideline for prevention of catheter-associated urinary tract infections. *Am J Infect Control* 1983;11(1):28-36.

167. Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Interrégion Paris-Nord (C.CLIN Paris-Nord). Le sondage urinaire. Groupe de travail pratiques de soins en hygiène hospitalière. 1994.

168. ANAES. Evaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé. Qualité de la pose et de la surveillance des sondes urinaires. Décembre 1999.

169. Tambyah PA, Maki DG. The relationship between pyuria and infection in patients with indwelling urinary catheters: a prospective study of 761 patients. *Arch Intern Med* 2000;160(5):673-7.

170. Jain P, Parada JP, David A, Smith LG. Overuse of the indwelling urinary tract catheter in hospitalized medical patients. *Arch Intern Med* 1995;155(13):1425-9.

171. Bouza E, San Juan R, Munoz P, Voss A, Kluytmans J. A European perspective on nosocomial urinary tract infections II. Report on incidence, clinical characteristics and outcome (ESGNI-004 study). European Study Group on Nosocomial Infection. *Clin Microbiol Infect* 2001;7(10):532-42.

172. Harding GK, Nicolle LE, Ronald AR, Preiksaitis JK, Forward KR, Low DE, et al. How

long should catheter-acquired urinary tract infection in women be treated? A randomized controlled study. *Ann Intern Med* 1991;114(9):713-9.

173. Warren JW, Muncie HL, Jr., Hall-Craggs M. Acute pyelonephritis associated with bacteriuria during long-term catheterization: a prospective clinicopathological study. *J Infect Dis* 1988;158(6):1341-6.

174. Warren JW, Muncie HL, Jr., Hebel JR, Hall-Craggs M. Long-term urethral catheterization increases risk of chronic pyelonephritis and renal inflammation. *J Am Geriatr Soc* 1994;42(12):1286-90.

175. Kohler-Ockmore J, Feneley RC. Long-term catheterization of the bladder: prevalence and morbidity. *Br J Urol* 1996;77(3):347-51.

176. Shekelle PG, Morton SC, Clark KA, Pathak M, Vickrey BG. Systematic review of risk factors for urinary tract infection in adults with spinal cord dysfunction. *J Spinal Cord Med* 1999;22(4):258-72.

177. Nicolle LE. Urinary tract infections in long-term-care facilities. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2001;22(3):167-75.

178. Webb RJ, Lawson AL, Neal DE. Clean intermittent self-catheterisation in 172 adults. *Br J Urol* 1990;65(1):20-3.

179. Sheriff MK, Foley S, McFarlane J, Nauth-Misir R, Craggs M, Shah PJ. Long-term suprapubic catheterisation: clinical outcome and satisfaction survey. *Spinal Cord* 1998;36(3):171-6.

180. Madigan E, Neff DF. Care of patients with long-term indwelling urinary catheters. *Online J Issues Nurs* 2003;8(3):7.

181. Saint S, Lipsky BA. Preventing catheter-related bacteriuria: should we? Can we? How? *Arch Intern Med* 1999;159(8):800-8.

182. Roberts JA, Kaack MB, Fussell EN. Adherence to urethral catheters by bacteria causing nosocomial infections. *Urology* 1993;41(4):338-42.

183. Bologna RA, Tu LM, Polansky M, Fraimow HD, Gordon DA, Whitmore KE. Hydrogel/silver ion-coated urinary catheter reduces nosocomial urinary tract infection rates in intensive care unit patients: a multicenter study. *Urology* 1999;54(6):982-7.

184. Ahearn DG, Grace DT, Jennings MJ, Borazjani RN, Boles KJ, Rose LJ, et al. Effects of hydrogel/silver coatings on in vitro adhesion to catheters of bacteria associated with urinary tract infections. *Curr Microbiol* 2000;41(2):120-5.

185. Brosnahan J, Jull A, Tracy C. Types of urethral catheters for management of short-term voiding problems in hospitalised adults. *Cochrane Database Syst Rev* 2004(1):CD004013.

186. Burke JP, Garibaldi RA, Britt MR, Jacobson JA, Conti M, Alling DW. Prevention of catheter-associated urinary tract infections. Efficacy of daily meatal care regimens. *Am J Med* 1981;70(3):655-8.

187. Huth TS, Burke JP, Larsen RA, Classen DC, Stevens LE. Randomized trial of meatal care with silver sulfadiazine cream for the prevention of catheter-associated bacteriuria. *J Infect Dis* 1992;165(1):14-8.

188. Stamm W. Urinary tract infections. In: Bennett J, Brachman P, editors. *Hospital Infection*. 4th ed. Philadelphia: Lippincott-Raven; 1998. p. 477-485.

189. Kunin C. Urinary tract infections: Detection, prevention and management. 5th ed. Baltimore: Williams and Wilkins; 1997.

190. Dieckhaus K, Garibaldi R. Prevention of catheter-associated urinary tract infection. In: Abrutyn E, Goldmann D, Scheckler W, editors. *Saunders Infection Control Reference Service*. Philadelphia: W.B. Saunders Co; 1998. p. 169-174.

191. Webster J, Hood RH, Burrige CA, Doidge ML, Phillips KM, George N. Water or antiseptic for periurethral cleaning before urinary catheterization: a randomized controlled trial. *Am J Infect Control* 2001;29(6):389-94.

192. Carapeti EA, Andrews SM, Bentley PG. Randomised study of sterile versus non-sterile urethral catheterisation. *Ann R Coll Surg Engl* 1996;78(1):59-60.

193. Duffy LM, Cleary J, Ahern S, Kuskowski MA, West M, Wheeler L, et al. Clean intermittent catheterization: safe, cost-effective bladder management for male residents of VA nursing homes. *J Am Geriatr Soc* 1995;43(8):865-70.

194. Burke JP, Jacobson JA, Garibaldi RA, Conti MT, Alling DW. Evaluation of daily meatal care with poly-antibiotic ointment in prevention of

urinary catheter-associated bacteriuria. *J Urol* 1983;129(2):331-4.

195. Classen DC, Larsen RA, Burke JP, Alling DW, Stevens LE. Daily meatal care for prevention of catheter-associated bacteriuria: results using frequent applications of polyantibiotic cream. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1991;12(3):157-62.

196. Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, secrétariat d'Etat à la Santé. 100 recommandations pour la surveillance et la prévention des infections nosocomiales. Comité Technique National des Infections Nosocomiales. Paris; 1999.

197. Bibby JM, Hukins DW. Acidification of urine is not a feasible method for preventing encrustation of indwelling urinary catheters. *Scand J Urol Nephrol* 1993;27(1):63-5.

198. Burr RG, Nuseibeh I. The blocking urinary catheter: the role of variation in urine flow. *Br J Urol* 1995;76(1):61-5.

199. Burr RG, Nuseibeh IM. Urinary catheter blockage depends on urine pH, calcium and rate of flow. *Spinal Cord* 1997;35(8):521-5.

200. Pattison S, Choong S, Corbishley CM, Bailey MJ. Squamous cell carcinoma of the bladder, intermittent self-catheterization and urinary tract infection--is there an association? *BJU Int* 2001;88(4):441.

201. Jepson RG, Mihaljevic L, Craig J. Cranberries for preventing urinary tract infections. *Cochrane Database Syst Rev* 2004(1):CD001321.

202. Morris NS, Stickler DJ. Does drinking cranberry juice produce urine inhibitory to the development of crystalline, catheter-blocking *Proteus mirabilis* biofilms? *BJU Int* 2001;88(3):192-7.

203. Kennedy AP, Brocklehurst JC, Robinson JM, Faragher EB. Assessment of the use of bladder washouts/instillations in patients with long-term indwelling catheters. *Br J Urol* 1992;70(6):610-5.

204. Dille CA, Kirchhoff KT, Sullivan JJ, Larson E. Increasing the wearing time of vinyl urinary drainage bags by decontamination with bleach. *Arch Phys Med Rehabil* 1993;74(4):431-7.

205. Rooney M. Impacting health care: study of a reusable urinary drainage system. *SCI Nurs* 1994;11(1):16-8.

206. Getliffe KA. The characteristics and management of patients with recurrent blockage of long-term urinary catheters. *J Adv Nurs* 1994;20(1):140-9.

207. Moore K. Two methods for cleaning catheters used for intermittent catheterization: Sunlight liquid detergent and Cetrimide 1:30 (Savlon). *Canadian Journal of Rehabilitation* 1990;4(2):87-92.

208. Moore KN, Kelm M, Sinclair O, Cadrain G. Bacteriuria in intermittent catheterization users: the effect of sterile versus clean reused catheters. *Rehabil Nurs* 1993;18(5):306-9.

209. Carrer S, Bocchi A, Bortolotti M, Braga N, Gilli G, Candini M, et al. Effect of different sterile barrier precautions and central venous catheter dressing on the skin colonization around the insertion site. *Minerva Anestesiol* 2005;71(5):197-206.

210. Nitenberg G, Blot F. [Prevention of infections transmitted by intravascular devices (catheters, implanted sites)]. *Rev Pneumol Clin* 2001;57(2):101-12.

211. Timsit JF, Sebille V, Farkas JC, Misset B, Martin JB, Chevret S, et al. Effect of subcutaneous tunneling on internal jugular catheter-related sepsis in critically ill patients: a prospective randomized multicenter study. *Jama* 1996;276(17):1416-20.

212. Randolph AG, Cook DJ, Gonzales CA, Brun-Buisson C. Tunneling short-term central venous catheters to prevent catheter-related infection: a meta-analysis of randomized, controlled trials. *Crit Care Med* 1998;26(8):1452-7.

213. Mermel LA, McCormick RD, Springman SR, Maki DG. The pathogenesis and epidemiology of catheter-related infection with pulmonary artery Swan-Ganz catheters: a prospective study utilizing molecular subtyping. *Am J Med* 1991;91(3B):197S-205S.

214. Pittet D. Intravenous catheter-related infections: current understanding [abstract]. In: 32nd Interscience Conference on Antimicrobial Agents and Chemotherapy; 1992 11-14 October 1992; Anaheim, California. Washington, D.C.: American Society for Microbiology; 1992. p. 411.

215. Viale P, Politi E, Sisti M, Confalonieri M, Alberici F. Impact of central venous catheter (CVC) management on infectious risk [Abstract]. *J Hosp Infect* 1988;40(Suppl A):8.1.8.

216. Gil RT, Kruse JA, Thill-Baharozian MC, Carlson RW. Triple- vs single-lumen central venous catheters. A prospective study in a critically ill population. *Arch Intern Med* 1989;149(5):1139-43.
217. Merrer J, De Jonghe B, Golliot F, Lefrant JY, Raffy B, Barre E, et al. Complications of femoral and subclavian venous catheterization in critically ill patients: a randomized controlled trial. *Jama* 2001;286(6):700-7.
218. Joynt GM, Kew J, Gomersall CD, Leung VY, Liu EK. Deep venous thrombosis caused by femoral venous catheters in critically ill adult patients. *Chest* 2000;117(1):178-83.
219. O'Grady NP, Alexander M, Dellinger EP, Gerberding JL, Heard SO, Maki DG, et al. Guidelines for the prevention of intravascular catheter-related infections. Centers for Disease Control and Prevention. *MMWR Recomm Rep* 2002;51(RR-10):1-29.
220. Hu KK, Lipsky BA, Veenstra DL, Saint S. Using maximal sterile barriers to prevent central venous catheter-related infection: a systematic evidence-based review. *Am J Infect Control* 2004;32(3):142-6.
221. Raad, II, Hohn DC, Gilbreath BJ, Suleiman N, Hill LA, Bruso PA, et al. Prevention of central venous catheter-related infections by using maximal sterile barrier precautions during insertion. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1994;15(4 Pt 1):231-8.
222. Sherertz RJ, Ely EW, Westbrook DM, Gledhill KS, Streed SA, Kiger B, et al. Education of physicians-in-training can decrease the risk for vascular catheter infection. *Ann Intern Med* 2000;132(8):641-8.
223. Martin MA, Pfaller MA, Wenzel RP. Coagulase-negative staphylococcal bacteremia. Mortality and hospital stay. *Ann Intern Med* 1989;110(1):9-16.
224. Raad II. Vascular catheters impregnated with antimicrobial agents: present knowledge and future direction. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1997;18(4):227-9.
225. Maki DG, Stolz SM, Wheeler S, Mermel LA. Prevention of central venous catheter-related bloodstream infection by use of an antiseptic-impregnated catheter. A randomized, controlled trial. *Ann Intern Med* 1997;127(4):257-66.
226. Veenstra DL, Saint S, Saha S, Lumley T, Sullivan SD. Efficacy of antiseptic-impregnated central venous catheters in preventing catheter-related bloodstream infection: a meta-analysis. *Jama* 1999;281(3):261-7.
227. Darouiche RO, Raad, II, Heard SO, Thornby JI, Wenker OC, Gabrielli A, et al. A comparison of two antimicrobial-impregnated central venous catheters. Catheter Study Group. *N Engl J Med* 1999;340(1):1-8.
228. Collin GR. Decreasing catheter colonization through the use of an antiseptic-impregnated catheter: a continuous quality improvement project. *Chest* 1999;115(6):1632-40.
229. Maki DG, Ringer M, Alvarado CJ. Prospective randomised trial of povidone-iodine, alcohol, and chlorhexidine for prevention of infection associated with central venous and arterial catheters. *Lancet* 1991;338(8763):339-43.
230. Legras A, Cattier B, Dequin PF, Boulain T, Perrotin D. Etude prospective, randomisée pour la prévention des infections liées aux catheters: chlorhexidine contre polyvidone iodée. *Réanim Urgences* 1997;6:5-11.
231. Langgartner J, Linde HJ, Lehn N, Reng M, Scholmerich J, Gluck T. Combined skin disinfection with chlorhexidine/propanol and aqueous povidone-iodine reduces bacterial colonisation of central venous catheters. *Intensive Care Med* 2004;30(6):1081-8.
232. Parienti JJ, du Cheyron D, Ramakers M, Malbruny B, Leclercq R, Le Coutour X, et al. Alcoholic povidone-iodine to prevent central venous catheter colonization: A randomized unit-crossover study. *Crit Care Med* 2004;32(3):708-13.
233. Gillies D, O'Riordan L, Carr D, Frost J, Gunning R, O'Brien I. Gauze and tape and transparent polyurethane dressings for central venous catheters. *Cochrane Database Syst Rev* 2003(4):CD003827.
234. Maki DG, Ringer M. Evaluation of dressing regimens for prevention of infection with peripheral intravenous catheters. Gauze, a transparent polyurethane dressing, and an iodophor-transparent dressing. *Jama* 1987;258(17):2396-403.
235. Hoffmann KK, Weber DJ, Samsa GP, Rutala WA. Transparent polyurethane film as an intravenous catheter dressing. A meta-analysis of

the infection risks. *Jama* 1992;267(15):2072-6.

236. Maki DG, Band JD. A comparative study of polyantibiotic and iodophor ointments in prevention of vascular catheter-related infection. *Am J Med* 1981;70(3):739-44.

237. Prager RL, Silva J, Jr. Colonization of central venous catheters. *South Med J* 1984;77(4):458-61.

238. Mimos O, Pieroni L, Lawrence C, Edouard A, Costa Y, Samii K, et al. Prospective, randomized trial of two antiseptic solutions for prevention of central venous or arterial catheter colonization and infection in intensive care unit patients. *Crit Care Med* 1996;24(11):1818-23.

239. Garland JS, Alex CP, Mueller CD, Otten D, Shivpuri C, Harris MC, et al. A randomized trial comparing povidone-iodine to a chlorhexidine gluconate-impregnated dressing for prevention of central venous catheter infections in neonates. *Pediatrics* 2001;107(6):1431-6.

240. Cicalini S, Palmieri F, Petrosillo N. Clinical review: new technologies for prevention of intravascular catheter-related infections. *Crit Care* 2004;8(3):157-62.

241. Rasero L, Degl'Innocenti M, Mocali M, Alberani F, Boschi S, Giraudi A, et al. [Comparison of two different protocols on change of medication in central venous catheterization in patients with bone marrow transplantation: results of a randomized multicenter study]. *Assist Inferm Ric* 2000;19(2):112-9.

242. Chaiyakunapruk N, Veenstra DL, Lipsky BA, Saint S. Chlorhexidine compared with povidone-iodine solution for vascular catheter-site care: a meta-analysis. *Ann Intern Med* 2002;136(11):792-801.

243. Sheehan J, Leicht K, O'Brien M, Taylor G, Rennie R. Chlorhexidine versus povidone-iodine as cutaneous antisepsis for prevention of vascular-catheter infection. In: *ICAAC*; 1993; 1993.

244. Meffre C, Girard R, Hajjar J, Fabry J. Le risque de colonisation après pose de catheters veineux périphériques est-il modifié selon l'antiseptique utilisé, lorsqu'on applique un protocole en 4 temps? *Hygiènes* 1995;9:45.

245. Humar A, Ostromecki A, Drenfeld J, Marshall JC, Lazar N, Houston PC, et al. Prospective randomized trial of 10% povidone-

iodine versus 0.5% tincture of chlorhexidine as cutaneous antisepsis for prevention of central venous catheter infection. *Clin Infect Dis* 2000;31(4):1001-7.

246. Giles Y, Aksoy M, Tezelman S. What really affects the incidence of central venous catheter-related infections for short-term catheterization? *Acta Chir Belg* 2002;102(4):256-8.

247. Mermel LA. Prevention of intravascular catheter-related infections. *Ann Intern Med* 2000;132(5):391-402.

248. Salzman MB, Isenberg HD, Rubin LG. Use of disinfectants to reduce microbial contamination of hubs of vascular catheters. *J Clin Microbiol* 1993;31(3):475-9.

249. Rushman KL, Fulton JS. Effectiveness of disinfectant techniques on intravenous tubing latex injection ports. *Journal of Intravenous Nursing* 1993;16:304-308.

250. Hoar PF, Wilson RM, Mangano DT, Avery GJ, 2nd, Szarnicki RJ, Hill JD. Heparin bonding reduces thrombogenicity of pulmonary-artery catheters. *N Engl J Med* 1981;305(17):993-5.

251. Raad, II, Luna M, Khalil SA, Costerton JW, Lam C, Bodey GP. The relationship between the thrombotic and infectious complications of central venous catheters. *Jama* 1994;271(13):1014-6.

252. Bern MM, Lokich JJ, Wallach SR, Bothe A, Jr., Benotti PN, Arkin CF, et al. Very low doses of warfarin can prevent thrombosis in central venous catheters. A randomized prospective trial. *Ann Intern Med* 1990;112(6):423-8.

253. Gillies D, O'Riordan L, Wallen M, Morrison A, Rankin K, Nagy S. Optimal timing for intravenous administration set replacement. *Cochrane Database Syst Rev* 2005(4):CD003588.

254. Jarvis WR, White JW, Munn VP, Mosser JL, Emori TG, Culver DH, et al. Nosocomial infection surveillance, 1983. *MMWR CDC Surveill Summ* 1984;33(2):9SS-21SS.

255. Crocker KS, Noga R, Filibeck DJ, Krey SH, Markovic M, Steffee WP. Microbial growth comparisons of five commercial parenteral lipid emulsions. *JPEN J Parenter Enteral Nutr* 1984;8(4):391-5.

256. Eyer S, Brummitt C, Crossley K, Siegel R,

- Cerra F. Catheter-related sepsis: prospective, randomized study of three methods of long-term catheter maintenance. *Crit Care Med* 1990;18(10):1073-9.
257. Cobb DK, High KP, Sawyer RG, Sable CA, Adams RB, Lindley DA, et al. A controlled trial of scheduled replacement of central venous and pulmonary-artery catheters. *N Engl J Med* 1992;327(15):1062-8.
258. Cook D, Randolph A, Kernerman P, Cupido C, King D, Soukup C, et al. Central venous catheter replacement strategies: a systematic review of the literature. *Crit Care Med* 1997;25(8):1417-24.
259. Widmer AF, Pittet D. Optimal duration of therapy for catheter-related *Staphylococcus aureus* bacteremia. *Clin Infect Dis* 1992;14(6):1259-60.
260. O'Grady NP, Barie PS, Bartlett JG, Bleck T, Garvey G, Jacobi J, et al. Practice guidelines for evaluating new fever in critically ill adult patients. Task Force of the Society of Critical Care Medicine and the Infectious Diseases Society of America. *Clin Infect Dis* 1998;26(5):1042-59.
261. ANAES. Evaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé: Evaluation de la qualité de l'utilisation et de la surveillance des chambres à cathéter implantables. 2000.
262. ANAES. Evaluation des pratiques professionnelles dans les établissements de santé. Evaluation de la qualité de la pose et de la surveillance des cathéters veineux courts. 1998.
263. SFHH, HAS. Recommandations pour la pratique clinique. Prévention des infections liées aux cathéters veineux périphériques. Novembre 2005.
264. Band JD, Maki DG. Steel needles used for intravenous therapy. Morbidity in patients with hematologic malignancy. *Arch Intern Med* 1980;140(1):31-4.
265. Tully JL, Friedland GH, Baldini LM, Goldmann DA. Complications of intravenous therapy with steel needles and Teflon catheters. A comparative study. *Am J Med* 1981;70(3):702-6.
266. Hirschmann H, Fux L, Podusel J, Schindler K, Kundi M, Rotter M, et al. The influence of hand hygiene prior to insertion of peripheral venous catheters on the frequency of complications. *J Hosp Infect* 2001;49(3):199-203.
267. Simmons B, Bryant J, Neiman K, Spencer L, Arheart K. The role of handwashing in prevention of endemic intensive care unit infections. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1990;11(11):589-94.
268. Eggimann P, Harbarth S, Constantin MN, Touveneau S, Chevrolet JC, Pittet D. Impact of a prevention strategy targeted at vascular-access care on incidence of infections acquired in intensive care. *Lancet* 2000;355(9218):1864-8.
269. Barbut F, Pistone T, Guiguet M, Gaspard R, Rocher M, Dousset C, et al. [Complications due to peripheral venous catheterization. Prospective study]. *Presse Med* 2003;32(10):450-6.
270. Clevenot D, Robert S, Debaene B, Mimoz O. [Critical review of the literature concerning the comparative use of two antiseptic solutions before intravascular or epidural catheterization]. *Ann Fr Anesth Reanim* 2003;22(9):787-97.
271. Luu Duc D, Mallaret MR, Richelet S, Gili MP, Recule C, Croizé J, et al. Activité des antiseptiques et désinfectants vis-à-vis des bactéries hospitalières multirésistantes. In: Réunion Interdisciplinaire de Chimiothérapie Anti-Infectieuse (RICAI); 1994; 1994.
272. Girardo P, Reverdy ME, Martra A, Fleurette J. [Determination of bactericidal minimum concentrations of 3 antiseptics and 1 désinfectant on 580 hospital gram-negative bacilli]. *Pathol Biol (Paris)* 1989;37(5 Pt 2):605-11.
273. Garland JS, Buck RK, Maloney P, Durkin DM, Toth-Lloyd S, Duffy M, et al. Comparison of 10% povidone-iodine and 0.5% chlorhexidine gluconate for the prevention of peripheral intravenous catheter colonization in neonates: a prospective trial. *Pediatr Infect Dis J* 1995;14(6):510-6.
274. Cobett S, LeBlanc A. IV site infection: a prospective, randomized clinical trial comparing the efficacy of three methods of skin antiseptics. In: CINA conference 99; 1999: CINA: Official Journal of the Canadian Intravenous Nurses Association; 1999. p. 48-9.
275. Trautner BW, Clarridge JE, Darouiche RO. Skin antiseptics kits containing alcohol and chlorhexidine gluconate or tincture of iodine are associated with low rates of blood culture contamination. *Infect Control Hosp Epidemiol*

2002;23(7):397-401.

276. Calfee DP, Farr BM. Comparison of four antiseptic preparations for skin in the prevention of contamination of percutaneously drawn blood cultures: a randomized trial. *J Clin Microbiol* 2002;40(5):1660-5.

277. Little JR, Murray PR, Traynor PS, Spitznagel E. A randomized trial of povidone-iodine compared with iodine tincture for venipuncture site disinfection: effects on rates of blood culture contamination. *Am J Med* 1999;107(2):119-25.

278. Flowers RH, 3rd, Schwenzer KJ, Kopel RF, Fisch MJ, Tucker SI, Farr BM. Efficacy of an attachable subcutaneous cuff for the prevention of intravascular catheter-related infection. A randomized, controlled trial. *Jama* 1989;261(6):878-83.

279. Zakrzewska-Bode A, Muytjens HL, Liem KD, Hoogkamp-Korstanje JA. Mupirocin resistance in coagulase-negative staphylococci, after topical prophylaxis for the reduction of colonization of central venous catheters. *J Hosp Infect* 1995;31(3):189-93.

280. Maki DG, Stolz SS, Wheeler S, Mermel LA. A prospective, randomized trial of gauze and two polyurethane dressings for site care of pulmonary artery catheters: implications for catheter management. *Crit Care Med* 1994;22(11):1729-37.

281. Madeo M, Martin CR, Turner C, Kirkby V, Thompson DR. A randomized trial comparing Arglaes (a transparent dressing containing silver ions) to Tegaderm (a transparent polyurethane dressing) for dressing peripheral arterial catheters and central vascular catheters. *Intensive Crit Care Nurs* 1998;14(4):187-91.

282. Bijma R, Girbes AR, Kleijer DJ, Zwaveling JH. Preventing central venous catheter-related infection in a surgical intensive-care unit. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1999;20(9):618-20.

283. Melly MA, Meng HC, Schaffner W. Microbiol growth in lipid emulsions used in parenteral nutrition. *Arch Surg* 1975;110(12):1479-81.

284. Maki DG, Martin WT. Nationwide epidemic of septicemia caused by contaminated infusion products. IV. Growth of microbial pathogens in fluids for intravenous infusions. *J Infect Dis* 1975;131(3):267-72.

285. Mershon J, Nogami W, Williams JM, Yoder C, Eitzen HE, Lemons JA. Bacterial/fungal growth in a combined parenteral nutrition solution. *JPEN J Parenter Enteral Nutr* 1986;10(5):498-502.

286. Gilbert M, Gallagher SC, Eads M, Elmore MF. Microbial growth patterns in a total parenteral nutrition formulation containing lipid emulsion. *JPEN J Parenter Enteral Nutr* 1986;10(5):494-7.

287. Didier ME, Fischer S, Maki DG. Total nutrient admixtures appear safer than lipid emulsion alone as regards microbial contamination: growth properties of microbial pathogens at room temperature. *JPEN J Parenter Enteral Nutr* 1998;22(5):291-6.

288. Josephson A, Gombert ME, Sierra MF, Karanfil LV, Tansino GF. The relationship between intravenous fluid contamination and the frequency of tubing replacement. *Infect Control* 1985;6(9):367-70.

289. Snyderman DR, Donnelly-Reidy M, Perry LK, Martin WJ. Intravenous tubing containing burettes can be safely changed at 72 hour intervals. *Infect Control* 1987;8(3):113-6.

290. Plott RT, Wagner RF, Jr., Tying SK. Iatrogenic contamination of multidose vials in simulated use. A reassessment of current patient injection technique. *Arch Dermatol* 1990;126(11):1441-4.

291. Luebke MA, Arduino MJ, Duda DL, Dudar TE, McAllister SK, Bland LA, et al. Comparison of the microbial barrier properties of a needleless and a conventional needle-based intravenous access system. *Am J Infect Control* 1998;26(4):437-41.

292. Mermel LA, Farr BM, Sherertz RJ, Raad, II, O'Grady N, Harris JS, et al. Guidelines for the management of intravascular catheter-related infections. *J Intraven Nurs* 2001;24(3):180-205.

293. Lai KK. Safety of prolonging peripheral cannula and i.v. tubing use from 72 hours to 96 hours. *Am J Infect Control* 1998;26(1):66-70.

294. Tager IB, Ginsberg MB, Ellis SE, Walsh NE, Dupont I, Simchen E, et al. An epidemiologic study of the risks associated with peripheral intravenous catheters. *Am J Epidemiol* 1983;118(6):839-51.

295. Garland JS, Nelson DB, Cheah TE, Hennes HH, Johnson TM. Infectious

complications during peripheral intravenous therapy with Teflon catheters: a prospective study. *Pediatr Infect Dis J* 1987;6(10):918-21.

296. Garland JS, Dunne WM, Jr., Havens P, Hintermeyer M, Bozzette MA, Wincek J, et al. Peripheral intravenous catheter complications in critically ill children: a prospective study. *Pediatrics* 1992;89(6 Pt 2):1145-50.

297. Nelson DB, Garland JS. The natural history of Teflon catheter-associated phlebitis in children. *Am J Dis Child* 1987;141(10):1090-2.

298. Shimandle RB, Johnson D, Baker M, Stotland N, Karrison T, Arnow PM. Safety of peripheral intravenous catheters in children. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1999;20(11):736-40.

299. Rijnders BJ, Van Wijngaerden E, Wilmer A, Peetermans WE. Use of full sterile barrier precautions during insertion of arterial catheters: a randomized trial. *Clin Infect Dis* 2003;36(6):743-8.

300. Sherertz RJ. Update on vascular catheter infections. *Curr Opin Infect Dis* 2004;17(4):303-7.

301. Stamm WE, Colella JJ, Anderson RL, Dixon RE. Indwelling arterial catheters as a source of nosocomial bacteremia. An outbreak caused by *Flavobacterium* Species. *N Engl J Med* 1975;292(21):1099-102.

302. Lacey SL, Want SV. An outbreak of *Enterobacter cloacae* associated with contamination of a blood gas machine. *J Infect* 1995;30(3):223-6.

303. Garland SM, Mackay S, Tabrizi S, Jacobs S. *Pseudomonas aeruginosa* outbreak associated with a contaminated blood-gas analyser in a neonatal intensive care unit. *J Hosp Infect* 1996;33(2):145-51.

304. Auboyer C. [Risk of infection and locoregional anesthesia]. *Ann Fr Anesth Reanim* 1998;17(10):1257-60.

305. Adam MN, Dinulescu T, Mathieu P, Giacomini T, Le Pennec MP. [Comparison of the efficacy of 2 antiseptic solutions in the prevention of infection from peridural catheters]. *Cah Anesthesiol* 1996;44(5):465-7.

306. Kinirons B, Mimoz O, Lafendi L, Naas T, Meunier J, Nordmann P. Chlorhexidine versus povidone iodine in preventing colonization of continuous epidural catheters in children: a randomized, controlled trial. *Anesthesiology*

2001;94(2):239-44.

307. Kasuda H, Fukuda H, Togashi H, Hotta K, Hirai Y, Hayashi M. Skin disinfection before epidural catheterization: comparative study of povidone-iodine versus chlorhexidine ethanol. *Dermatology* 2002;204 Suppl 1:42-6.

308. Birnbach DJ, Meadows W, Stein DJ, Murray O, Thys DM, Sordillo EM. Comparison of povidone iodine and DuraPrep, an iodophor-in-isopropyl alcohol solution, for skin disinfection prior to epidural catheter insertion in parturients. *Anesthesiology* 2003;98(1):164-9.

309. Sato S, Sakuragi T, Dan K. Human skin flora as a potential source of epidural abscess. *Anesthesiology* 1996;85(6):1276-82.

310. Kaiser E, Suppini A, de Jaureguiberry JP, Paris JF, Quinot JF. [Acute *Streptococcus salivarius* meningitis after spinal anesthesia]. *Ann Fr Anesth Reanim* 1997;16(1):47-9.

311. Philips BJ, Fergusson S, Armstrong P, Anderson FM, Wildsmith JA. Surgical face masks are effective in reducing bacterial contamination caused by dispersal from the upper airway. *Br J Anaesth* 1992;69(4):407-8.

312. Nelemans PJ, deBie RA, deVet HC, Sturmans F. Injection therapy for subacute and chronic benign low back pain. *Spine* 2001;26(5):501-15.

313. Gaul C, Neundorfer B, Winterholler M. Iatrogenic (para-) spinal abscesses and meningitis following injection therapy for low back pain. *Pain* 2005;116(3):407-10.

314. Charalambous CP, Tryfonidis M, Sadiq S, Hirst P, Paul A. Septic arthritis following intra-articular steroid injection of the knee--a survey of current practice regarding antiseptic technique used during intra-articular steroid injection of the knee. *Clin Rheumatol* 2003;22(6):386-90.

315. American College of Rheumatology. Safety guidelines for performing arthrocentesis. In: *Concil on Rheumatological Care*; 1992; 1992.

316. Cawley PJ, Morris IM. A study to compare the efficacy of two methods of skin preparation prior to joint injection. *Br J Rheumatol* 1992;31(12):847-8.

317. Kumar N, Newman RJ. Complications of intra- and peri-articular steroid injections. *Br J Gen Pract* 1999;49(443):465-6.

318. Vessey MP, Yeates D, Flavel R, McPherson K. Pelvic inflammatory disease and the intrauterine device: findings in a large cohort study. *Br Med J (Clin Res Ed)* 1981;282(6267):855-7.
319. Washington AE, Aral SO, Wolner-Hanssen P, Grimes DA, Holmes KK. Assessing risk for pelvic inflammatory disease and its sequelae. *Jama* 1991;266(18):2581-6.
320. Grimes DA. Intrauterine device and upper-genital-tract infection. *Lancet* 2000;356(9234):1013-9.
321. Buchan H, Villard-Mackintosh L, Vessey M, Yeates D, McPherson K. Epidemiology of pelvic inflammatory disease in parous women with special reference to intrauterine device use. *Br J Obstet Gynaecol* 1990;97(9):780-8.
322. Gareen IF, Greenland S, Morgenstern H. Intrauterine devices and pelvic inflammatory disease: meta-analyses of published studies, 1974-1990. *Epidemiology* 2000;11(5):589-97.
323. Tietze C. Evaluation of intrauterine devices: ninth progress report of the Cooperative Statistical Program. *Stud Fam Plann* 1970(55):1-40.
324. Lee NC, Rubin GL, Ory HW, Burkman RT. Type of intrauterine device and the risk of pelvic inflammatory disease. *Obstet Gynecol* 1983;62(1):1-6.
325. Farley TM, Rosenberg MJ, Rowe PJ, Chen JH, Meirik O. Intrauterine devices and pelvic inflammatory disease: an international perspective. *Lancet* 1992;339(8796):785-8.
326. Skegg DC. Safety and efficacy of fertility-regulating methods: a decade of research. *Bull World Health Organ* 1999;77(9):713-21.
327. Shelton JD. Risk of clinical pelvic inflammatory disease attributable to an intrauterine device. *Lancet* 2001;357(9254):443.
328. Sinei SK, Morrison CS, Sekadde-Kigundu C, Allen M, Kokonya D. Complications of use of intrauterine devices among HIV-1-infected women. *Lancet* 1998;351(9111):1238-41.
329. Veldhuis HM, Vos AG, Lagro-Janssen AL. Complications of the intrauterine device in nulliparous and parous women. *Eur J Gen Pract* 2004;10(3):82-7.
330. Mishell DR, Jr., Bell JH, Good RG, Moyer DL. The intrauterine device: a bacteriologic study of the endometrial cavity. *Am J Obstet Gynecol* 1966;96(1):119-26.
331. Lu R, Wang N, Zhao J. [Investigation of intrauterine microbes after intrauterine operation]. *Zhonghua Fu Chan Ke Za Zhi* 1998;33(3):168-9.
332. Sparks RA, Purrier BG, Watt PJ, Elstein M. Bacteriological colonisation of uterine cavity: role of tailed intrauterine contraceptive device. *Br Med J (Clin Res Ed)* 1981;282(6271):1189-91.
333. Steen R, Shapiro K. Intrauterine contraceptive devices and risk of pelvic inflammatory disease: standard of care in high STI prevalence settings. *Reprod Health Matters* 2004;12(23):136-43.
334. Tsanadis G, Kalantaridou SN, Kaponis A, Paraskevaides E, Zikopoulos K, Gesouli E, et al. Bacteriological cultures of removed intrauterine devices and pelvic inflammatory disease. *Contraception* 2002;65(5):339-42.
335. Ferraz do Lago R, Simoes JA, Bahamondes L, Camargo RP, Perrotti M, Monteiro I. Follow-up of users of intrauterine device with and without bacterial vaginosis and other cervicovaginal infections. *Contraception* 2003;68(2):105-9.
336. Morcos R, Frost N, Hnat M, Petrunak A, Caldito G. Laparoscopic versus clinical diagnosis of acute pelvic inflammatory disease. *J Reprod Med* 1993;38(1):53-6.
337. Ross J. Pelvic inflammatory disease. *Bmj* 2001;322(7287):658-9.
338. Walsh TL, Bernstein GS, Grimes DA, Freziers R, Bernstein L, Coulson AH. Effect of prophylactic antibiotics on morbidity associated with IUD insertion: results of a pilot randomized controlled trial. IUD Study Group. *Contraception* 1994;50(4):319-27.
339. Walsh T, Grimes D, Freziers R, Nelson A, Bernstein L, Coulson A, et al. Randomised controlled trial of prophylactic antibiotics before insertion of intrauterine devices. IUD Study Group. *Lancet* 1998;351(9108):1005-8.
340. ANAES, AFSSAPS, INPES. Recommandations pour la pratique clinique. Stratégies de choix des méthodes contraceptives chez la femme. Décembre 2004.

341. Mangram AJ, et al. Guideline for prevention of surgical site infection. Part I. Surgical site infection (SSI): an overview. Part II. Recommendation for prevention of surgical site infection. *Am J Infect Control* 1999;27(2):97-132.
342. Strand CL, Wajsbort RR, Sturmman K. Effect of iodophor vs iodine tincture skin preparation on blood culture contamination rate. *Jama* 1993;269(8):1004-6.
343. Schiffman RB, Strand CL, Meier FA, Howanitz PJ. Blood culture contamination: a College of American Pathologists Q-Probes study involving 640 institutions and 497134 specimens from adult patients. *Arch Pathol Lab Med* 1998;122(3):216-21.
344. Mimos O, Karim A, Mercat A, Cosseron M, Falissard B, Parker F, et al. Chlorhexidine compared with povidone-iodine as skin preparation before blood culture. A randomized, controlled trial. *Ann Intern Med* 1999;131(11):834-7.
345. Lieffers MA, Mokkink HG. [Disinfection of the skin prior to injections does not influence the incidence of infections; a literature study]. *Ned Tijdschr Geneesk* 2002;146(16):765-7.
346. Dann TC. Routine skin preparation before injection: an unnecessary procedure. *Lancet* 1969;2(7611):96-8.
347. Koivisto VA, Felig P. Is skin preparation necessary before insulin injection? *Lancet* 1978;1(8073):1072-5.
348. McCarthy JA, Covarrubias B, Sink P. Is the traditional alcohol wipe necessary before an insulin injection? Dogma disputed. *Diabetes Care* 1993;16(1):402.
349. Sutton CD, White SA, Edwards R, Lewis MH. A prospective controlled trial of the efficacy of isopropyl alcohol wipes before venesection in surgical patients. *Ann R Coll Surg Engl* 1999;81(3):183-6.
350. Hutin Y, Hauri A, Chiarello L, Catlin M, Stilwell B, Ghebrehwet T, et al. Best infection control practices for intradermal, subcutaneous, and intramuscular needle injections. *Bull World Health Organ* 2003;81(7):491-500.
351. Sopwith W, Hart T, Garner P. Preventing infection from reusable medical equipment: a systematic review. *BMC Infect Dis* 2002;2:4.
352. Jagger J, Hunt EH, Brand-Elnaggar J, Pearson RD. Rates of needle-stick injury caused by various devices in a university hospital. *N Engl J Med* 1988;319(5):284-8.
353. Froom P, Kristal-Boneh E, Melamed S, Shalom A, Ribak J. Prevention of needle-stick injury by the scooping-resheathing method. *Am J Ind Med* 1998;34(1):15-9.
354. Borders LM, Bingham PR, Riddle MC. Traditional insulin-use practices and the incidence of bacterial contamination and infection. *Diabetes Care* 1984;7(2):121-7.
355. Sautter RL, Mattman LH, Legaspi RC. *Serratia marcescens* meningitis associated with a contaminated benzalkonium chloride solution. *Infect Control* 1984;5(5):223-5.
356. Reiss I, Borkhardt A, Fussle R, Sziegoleit A, Gortner L. Disinfectant contaminated with *Klebsiella oxytoca* as a source of sepsis in babies. *Lancet* 2000;356(9226):310.
357. Fleming DR, Jacober SJ, Vandenberg MA, Fitzgerald JT, Grunberger G. The safety of injecting insulin through clothing. *Diabetes Care* 1997;20(3):244-7.
358. Stepanas TV, Turley H, Tuohy EA. Reuse of disposable insulin syringes. *Med J Aust* 1982;1(7):311-3.
359. Giafre E, Dalens B, Gombert A. Epidemiology and morbidity of regional anesthesia in children: a one-year prospective survey of the French-Language Society of Pediatric Anesthesiologists. *Anesth Analg* 1996;83(5):904-12.
360. Sakuragi T, Higa K, Dan K, Okubo M. Skin floras on the human back and disinfection with alcoholic chlorhexidine, povidone-iodine, and ethyl alcohol. *Pain Clinic* 1987;3:183-8.
361. Webster J, Osborne S. Preoperative bathing or showering with skin antiseptics to prevent surgical site infection. *Cochrane Database Syst Rev* 2006(2):CD004985.
362. Edwards PS, Lipp A, Holmes A. Preoperative skin antiseptics for preventing surgical wound infections after clean surgery. *Cochrane Database Syst Rev* 2004(3):CD003949.
363. Hort KR, DeOrio JK. Residual bacterial contamination after surgical preparation of the foot or ankle with or without alcohol. *Foot Ankle Int*

2002;23(10):946-8.

364. Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH). Gestion pré-opératoire du risque infectieux. 2004.

365. Seropian R, Reynolds BM. Wound infections after preoperative depilatory versus razor preparation. *Am J Surg* 1971;121(3):251-4.

366. Mehta G, Prakash B, Karmoker S. Computer assisted analysis of wound infection in neurosurgery. *J Hosp Infect* 1988;11(3):244-52.

367. Sellick JA, Jr., Stelmach M, Mylotte JM. Surveillance of surgical wound infections following open heart surgery. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1991;12(10):591-6.

368. Alexander JW, Fischer JE, Boyajian M, Palmquist J, Morris MJ. The influence of hair-removal methods on wound infections. *Arch Surg* 1983;118(3):347-52.

369. Ko W, Lazenby WD, Zelano JA, Isom OW, Krieger KH. Effects of shaving methods and intraoperative irrigation on suppurative mediastinitis after bypass operations. *Ann Thorac Surg* 1992;53(2):301-5.

370. Westermann K, Malottke R. [Does preoperative shaving cause disturbance of wound healing? (author's transl)]. *Unfallheilkunde* 1979;82(5):200-5.

371. Tanner J, Woodings D, Moncaster K. Preoperative hair removal to reduce surgical site infection. *Cochrane Database Syst Rev* 2006;3:CD004122.

372. Perelman VS, Francis GJ, Rutledge T, Foote J, Martino F, Dranitsaris G. Sterile versus nonsterile gloves for repair of uncomplicated lacerations in the emergency department: a randomized controlled trial. *Ann Emerg Med* 2004;43(3):362-70.

373. Angeras MH, Brandberg A, Falk A, Seeman T. Comparison between sterile saline and tap water for the cleaning of acute traumatic soft tissue wounds. *Eur J Surg* 1992;158(6-7):347-50.

374. Riyat MS, Quinton DN. Tap water as a wound cleansing agent in accident and emergency. *J Accid Emerg Med* 1997;14(3):165-6.

375. Ruthman JC, Hendricksen D, Miller RF,

Quigg DL. Effect of cap and mask on infection rates in wounds sutured in the emergency department. *IMJ Ill Med J* 1984;165(6):397-9.

376. Bodiwala GG, George TK. Surgical gloves during wound repair in the accident-and-emergency department. *Lancet* 1982;2(8289):91-2.

377. Lao L, Hamilton GR, Fu J, Berman BM. Is acupuncture safe? A systematic review of case reports. *Altern Ther Health Med* 2003;9(1):72-83.

378. Ernst E, Sherman KJ. Is acupuncture a risk factor for hepatitis? Systematic review of epidemiological studies. *J Gastroenterol Hepatol* 2003;18(11):1231-6.

379. Beasley RP, Hwang LY, Lin CC, Ko YC, Twu SJ. Incidence of hepatitis among students at a university in Taiwan. *Am J Epidemiol* 1983;117(2):213-22.

380. Shin HR, Kim JY, Ohno T, Cao K, Mizokami M, Risch H, et al. Prevalence and risk factors of hepatitis C virus infection among Koreans in rural area of Korea. *Hepatol Res* 2000;17(3):185-196.

381. Walsh B. Control of infection in acupuncture. *Acupunct Med* 2001;19(2):109-11.

382. Woo PC, Lau SK, Wong SS, Yuen KY. Staphylococcus aureus subcutaneous abscess complicating acupuncture: need for implementation of proper infection control guidelines. *New Microbiol* 2003;26(2):169-74.

383. White A. A cumulative review of the range and incidence of significant adverse events associated with acupuncture. *Acupunct Med* 2004;22(3):122-33.

384. Hoffman P. Skin disinfection and acupuncture. *Acupunct Med* 2001;19(2):112-6.

385. Alilaire C, Lizot JP, Rabaud-Carrie O. Détermination de l'activité bactéricide des produits de désinfection cutanée sur les mycobactéries atypiques dans le cadre d'une utilisation en mésothérapie. *La Revue de Mésothérapie* 2004;120:20-25.

386. Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales (Inter region OUEST). Hygiène des plaies et pansements. Novembre 2004.

387. Ayliffe GA, Noy MF, Babb JR, Davies JG,

Jackson J. A comparison of pre-operative bathing with chlorhexidine-detergent and non-medicated soap in the prevention of wound infection. *J Hosp Infect* 1983;4(3):237-44.

388. Lynch W, Davey PG, Malek M, Byrne DJ, Napier A. Cost-effectiveness analysis of the use of chlorhexidine detergent in preoperative whole-body disinfection in wound infection prophylaxis. *J Hosp Infect* 1992;21(3):179-91.

389. Bucknole WM. Treating venous leg ulcers in the community. *J Wound Care* 1996;5(6):258-60.

390. Rossoff LJ, Lam S, Hilton E, Borenstein M, Isenberg HD. Is the use of boxed gloves in an intensive care unit safe? *Am J Med* 1993;94(6):602-7.

391. Chrintz H, Vibits H, Cordtz TO, Harreby JS, Waadegaard P, Larsen SO. Need for surgical wound dressing. *Br J Surg* 1989;76(2):204-5.

392. Parker L. Applying the principles of infection control to wound care. *Br J Nurs* 2000;9(7):394-6, 398, 400 passim.

393. Wolkenstein P, Vaillant L. [Antiseptics in skin diseases]. *Ann Dermatol Venereol* 1996;123(5):343-8.

394. Nilsson EJ, Henning CG, Magnusson J. Topical corticosteroids and *Staphylococcus aureus* in atopic dermatitis. *J Am Acad Dermatol* 1992;27(1):29-34.

395. Stalder JF, Fleury M, Sourisse M, Rostin M, Pheline F, Litoux P. Local steroid therapy and bacterial skin flora in atopic dermatitis. *Br J Dermatol* 1994;131(4):536-40.

396. Stalder JF, Fleury M, Sourisse M, Allavoine T, Chalamet C, Brosset P, et al. Comparative effects of two topical antiseptics (chlorhexidine vs KMnO₄) on bacterial skin flora in atopic dermatitis. *Acta Derm Venereol Suppl (Stockh)* 1992;176:132-4.

397. Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé (AFSSAPS). Prescription des antibiotiques par voie locale dans les infections cutanées bactériennes primitives et secondaires. Juillet 2004.

398. Platt J, Bucknall RA. An experimental evaluation of antiseptic wound irrigation. *J Hosp Infect* 1984;5(2):181-8.

399. Czarnecki D, Meehan C, Nash C. Prevention of post-excisional wound infections: a comparison of oral cephalexin with topical mupirocin and topical cetrimide-chlorhexidine cream. *Int J Dermatol* 1992;31(5):359-60.

400. McGreal GT, Joy A, Manning B, Kelly JL, O'Donnell JA, Kirwan WW, et al. Antiseptic wick: does it reduce the incidence of wound infection following appendectomy? *World J Surg* 2002;26(5):631-4.

401. Hansson C, Faergemann J. The effect of antiseptic solutions on microorganisms in venous leg ulcers. *Acta Derm Venereol* 1995;75(1):31-3.

402. Blech MF, Martin C, Pichon M, Borrelly J, Hartemann P. [Clinical and bacteriologic course of wounds as a function of various protocols of local antiseptics]. *Rev Chir Orthop Reparatrice Appar Mot* 1990;76(1):55-61.

403. Lowbury EJ, Lilly HA, Cason JS, Jackson DM, Bull JP, Davies JW, et al. Alternative forms of local treatment for burns. *Lancet* 1971;2(7734):1105-11.

404. Pannier M, Lebeaupin R, Guimbretiere J, Billaudel S, Courtieu AL. [Use of chlorhexidine in balneotherapy of severe burn patients]. *Nouv Presse Med* 1976;5(4):207-8.

405. McManus AT, Denton CL, Mason AD, Jr. Topical chlorhexidine diphosphanilate (WP-973) in burn wound sepsis. *Arch Surg* 1984;119(2):206-11.

406. Roujeau JC, Chosidow O, Saiag P, Guillaume JC. Toxic epidermal necrolysis (Lyell syndrome). *J Am Acad Dermatol* 1990;23(6 Pt 1):1039-58.

407. Cooper R, Lawrence JC. The role of antimicrobial agents in wound care. *J Wound Care* 1996;5(8):374-80.

408. Pudner R. Wound cleansing. *J Comm Nurs* 1997;11(7):30-6.

409. Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales (Inter region OUEST). Hygiène des soins en podologie. Février 2006.

410. Tablan OC, Anderson LJ, Besser R, Bridges C, Hajjeh R. Guidelines for preventing health-care--associated pneumonia, 2003: recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee.

MMWR Recomm Rep 2004;53(RR-3):1-36.

411. ANTADIR. Bonnes pratiques relatives à l'utilisation des canules de trachéotomie à domicile. 2000.

412. ANTADIR. Recommandations en matière d'hygiène et de désinfection pour la prise en charge des patients insuffisants respiratoires à domicile par les Services d'Assistance au Retour à Domicile (SARD). 2000.

413. Watkinson M, Dyas A. Staphylococcus aureus still colonizes the untreated neonatal umbilicus. *J Hosp Infect* 1992;21(2):131-6.

414. Haley RW, Cushion NB, Tenover FC, Bannerman TL, Dryer D, Ross J, et al. Eradication of endemic methicillin-resistant Staphylococcus aureus infections from a neonatal intensive care unit. *J Infect Dis* 1995;171(3):614-24.

415. WHO/RHT/MSM/98.4. Care of the Umbilical Cord: a review of evidence. In; 1998; Geneva, Switzerland: World Health Organization; 1998.

416. Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH). Guide pour la surveillance et la prévention des infections nosocomiales en maternité. Juin 2003.

417. Zupan J, Garner P, Omari AA. Topical umbilical cord care at birth. *Cochrane Database Syst Rev* 2004(3):CD001057.

418. Pezzati M, Rossi S, Tronchin M, Dani C, Filippi L, Rubaltelli FF. Umbilical cord care in premature infants: the effect of two different cord-care regimens (salicylic sugar powder vs chlorhexidine) on cord separation time and other outcomes. *Pediatrics* 2003;112(4):e275.

419. Evens K, George J, Angst D, Schweig L. Does umbilical cord care in preterm infants influence cord bacterial colonization or detachment? *J Perinatol* 2004;24(2):100-4.

420. McKenna H, Johnson D. Bacteria in neonatal omphalitis. *Pathology* 1977;9(2):111-3.

421. Meberg A, Schoyen R. Bacterial colonization and neonatal infections. Effects of skin and umbilical disinfection in the nursery. *Acta Paediatr Scand* 1985;74(3):366-71.

422. Stark V, Harrison SP. Staphylococcus aureus colonization of the newborn in a Darlington hospital. *J Hosp Infect* 1992;21(3):205-11.

423. Oishi T, Iwata S, Nonoyama M, Tsuji A, Sunakawa K. Double-blind comparative study on the care of the neonatal umbilical cord using 80% ethanol with or without chlorhexidine. *J Hosp Infect* 2004;58(1):34-7.

424. Mullany LC, Darmstadt GL, Khatri SK, Katz J, LeClerq SC, Shrestha S, et al. Topical applications of chlorhexidine to the umbilical cord for prevention of omphalitis and neonatal mortality in southern Nepal: a community-based, cluster-randomised trial. *Lancet* 2006;367(9514):910-8.

425. Reid VC, Hartmann KE, M MC, Fry EP. Vaginal preparation with povidone iodine and postcesarean infectious morbidity: a randomized controlled trial. *Obstet Gynecol* 2001;97(1):147-52.

426. Rouse DJ, Cliver S, Lincoln TL, Andrews WW, Hauth JC. Clinical trial of chlorhexidine vaginal irrigation to prevent peripartum infection in nulliparous women. *Am J Obstet Gynecol* 2003;189(1):166-70.

427. Sweeten KM, Eriksen NL, Blanco JD. Chlorhexidine versus sterile water vaginal wash during labor to prevent peripartum infection. *Am J Obstet Gynecol* 1997;176(2):426-30.

428. Burman LG, Christensen P, Christensen K, Fryklund B, Helgesson AM, Svenningsen NW, et al. Prevention of excess neonatal morbidity associated with group B streptococci by vaginal chlorhexidine disinfection during labour. The Swedish Chlorhexidine Study Group. *Lancet* 1992;340(8811):65-9.

429. Taha TE, Biggar RJ, Broadhead RL, Mtimavalye LA, Justesen AB, Liomba GN, et al. Effect of cleansing the birth canal with antiseptic solution on maternal and newborn morbidity and mortality in Malawi: clinical trial. *Bmj* 1997;315(7102):216-9; discussion 220.

430. Stray-Pedersen B, Bergan T, Hafstad A, Normann E, Groggaard J, Vangdal M. Vaginal disinfection with chlorhexidine during childbirth. *Int J Antimicrob Agents* 1999;12(3):245-51.

431. Shey WI, Brocklehurst P, Sterne JA. Vaginal disinfection during labour for reducing the risk of mother-to-child transmission of HIV infection. *Cochrane Database Syst Rev* 2002(3):CD003651.

432. Wiysonge CS, Shey MS, Shang JD, Sterne JA, Brocklehurst P. Vaginal disinfection for preventing mother-to-child transmission of HIV

infection. *Cochrane Database Syst Rev* 2005(4):CD003651.

433. Lumbiganon P, Thinkhamrop J, Thinkhamrop B, Tolosa JE. Vaginal chlorhexidine during labour for preventing maternal and neonatal infections (excluding Group B Streptococcal and HIV). *Cochrane Database Syst Rev* 2004(4):CD004070.

434. Stade B, Shah V, Ohlsson A. Vaginal chlorhexidine during labour to prevent early-onset neonatal group B streptococcal infection. *Cochrane Database Syst Rev* 2004(3):CD003520.

435. Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH). Avis de la Société Française d'Hygiène Hospitalière. Port du masque et infection à Streptocoque du groupe A en maternité. 2005.

436. Isenberg SJ, Apt L, Valenton M, Del Signore M, Cubillan L, Labrador MA, et al. A controlled trial of povidone-iodine to treat infectious conjunctivitis in children. *Am J Ophthalmol* 2002;134(5):681-8.

437. Ciulla TA, Starr MB, Masket S. Bacterial endophthalmitis prophylaxis for cataract surgery: an evidence-based update. *Ophthalmology* 2002;109(1):13-24.

438. Speaker MG, Menikoff JA. Prophylaxis of endophthalmitis with topical povidone-iodine. *Ophthalmology* 1991;98(12):1769-75.

439. Schmitz S, Dick HB, Krummenauer F, Pfeiffer N. Endophthalmitis in cataract surgery: results of a German survey. *Ophthalmology* 1999;106(10):1869-77.

440. Ferguson AW, Scott JA, McGavigan J, Elton RA, McLean J, Schmidt U, et al. Comparison of 5% povidone-iodine solution against 1% povidone-iodine solution in preoperative cataract surgery antisepsis: a prospective randomised double blind study. *Br J Ophthalmol* 2003;87(2):163-7.

441. Ford-Jones EL. Topical antiseptics. *Clin Dermatol* 1989;7(3):142-55.

442. Anderton A. Microbial contamination of enteral tube feeds: How can we reduce the risks? Trowbridge UK: Nutricia; 2000.

443. ANAES. Recommandations professionnelles pour les pratiques de soins. Soins et surveillance des abords digestifs pour l'alimentation entérale chez l'adulte en

hospitalisation à domicile. Mai 2000.

444. Kendrick AH, Johns DP, Leeming JP. Infection control of lung function equipment: a practical approach. *Respir Med* 2003;97(11):1163-79.

445. Dautzenberg B. [Prevention of nosocomial infection during nebulization and spirometry]. *Rev Pneumol Clin* 2001;57(2):91-8.

446. Hazaleus RE, Cole J, Berdischewsky M. Tuberculin skin test conversion from exposure to contaminated pulmonary function testing apparatus. *Respir Care* 1981;26(1):53-5.

447. Riley RL. Disease transmission and contagion control. *Am Rev Respir Dis* 1982;125(3 Pt 2):16-9.

448. Burgos F, Torres A, Gonzalez J, Puig de la Bellacasa J, Rodriguez-Roisin R, Roca J. Bacterial colonization as a potential source of nosocomial respiratory infections in two types of spirometer. *Eur Respir J* 1996;9(12):2612-7.

449. Ahmed J, Brutus A, D'Amato RF, Glatt AE. Acinetobacter calcoaceticus anitratus outbreak in the intensive care unit traced to a peak flow meter. *Am J Infect Control* 1994;22(5):319-21.

450. Mastro TD, Fields BS, Breiman RF, Campbell J, Plikaytis BD, Spika JS. Nosocomial Legionnaires' disease and use of medication nebulizers. *J Infect Dis* 1991;163(3):667-71.

451. Hiebert T, Miles J, Okeson GC. Contaminated aerosol recovery from pulmonary function testing equipment. *Am J Respir Crit Care Med* 1999;159(2):610-2.

452. Dick EC, Jennings LC, Mink KA, Wartgow CD, Inhorn SL. Aerosol transmission of rhinovirus colds. *J Infect Dis* 1987;156(3):442-8.

453. Gough J, Kraak WA, Anderson EC, Nichols WW, Slack MP, McGhie D. Cross-infection by non-encapsulated Haemophilus influenzae. *Lancet* 1990;336(8708):159-60.

454. Irwin RS, Demers RR, Pratter MR, Garrity FL, Miner G, Pritchard A, et al. An outbreak of acinetobacter infection associated with the use of a ventilator spirometer. *Respir Care* 1980;25(2):232-7.

455. Rutala DR, Rutala WA, Weber DJ, Thomann CA. Infection risks associated with

- spirometry. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1991;12(2):89-92.
456. Singh V, Arya A, Mathur US. Bacteriology of spirometer tubing and evaluation of methodology to prevent transmission of infection. *J Assoc Physicians India* 1993;41(4):193-4.
457. Marchant JL, Little SA, Bush A. Flow volume curves in children with cystic fibrosis--a possible risk of cross-infection? *Respir Med* 1994;88(3):235-6.
458. Marchant J, Bush A. Prevention of cross infection during outpatient spirometry. *Arch Dis Child* 1995;72(2):156-8.
459. Depledge MH, Barrett A. Aseptic techniques for lung function testing. *J Hosp Infect* 1981;2(4):369-72.
460. Leeming JP, Pryce-Roberts DM, Kendrick AH, Smith EC. The efficacy of filters used in respiratory function apparatus. *J Hosp Infect* 1995;31(3):205-10.
461. Kirk YL, Kendall K, Ashworth HA, Hunter PR. Laboratory evaluation of a filter for the control of cross-infection during pulmonary function testing. *J Hosp Infect* 1992;20(3):193-8.
462. Becquemin MH, Camus F, Lucet JC, Denis M, Harzac M, Delprat A, et al. [Recommendations of the usefulness and efficacy of filters for respiratory function testing. Integral recommendations solicited from experts and validated by the CLIN-central of 28 April 1997]. *Rev Mal Respir* 1999;16(4):585-8.
463. Ayres JG, Whitehead J, Boldy DA, Dyas A. Fungal contamination of mini peak flow meters. *Respir Med* 1989;83(6):503-4.
464. Wilkins MC. Residual bacterial contamination on reusable pulse oximetry sensors. *Respir Care* 1993;38(11):1155-60.
465. Benhamou D, Cuvelier A, Muir JF. [Prevention of infections transmitted by CPAP and noninvasive ventilation]. *Rev Pneumol Clin* 2001;57(2):73-8.
466. Guerin C, Girard R, Chemorin C, De Varax R, Fournier G. Facial mask noninvasive mechanical ventilation reduces the incidence of nosocomial pneumonia. A prospective epidemiological survey from a single ICU. *Intensive Care Med* 1997;23(10):1024-32.
467. Nourdine K, Combes P, Carton MJ, Beuret P, Cannamela A, Ducreux JC. Does noninvasive ventilation reduce the ICU nosocomial infection risk? A prospective clinical survey. *Intensive Care Med* 1999;25(6):567-73.
468. Girou E, Schortgen F, Delclaux C, Brun-Buisson C, Blot F, Lefort Y, et al. Association of noninvasive ventilation with nosocomial infections and survival in critically ill patients. *Jama* 2000;284(18):2361-7.
469. Cook D, De Jonghe B, Brochard L, Brun-Buisson C. Influence of airway management on ventilator-associated pneumonia: evidence from randomized trials. *Jama* 1998;279(10):781-7.
470. Steinhauer K, Goroncy-Bermes P. Investigation of the hygienic safety of continuous positive airways pressure devices after reprocessing. *J Hosp Infect* 2005;61(2):168-75.
471. Wenzel M, Klauke M, Gessenhardt F, Dellweg D, Haidl P, Schonhofer B, et al. Sterile water is unnecessary in a continuous positive airway pressure convection-type humidifier in the treatment of obstructive sleep apnea syndrome. *Chest* 2005;128(4):2138-40.
472. Pitchford KC, Corey M, Highsmith AK, Perlman R, Bannatyne R, Gold R, et al. Pseudomonas species contamination of cystic fibrosis patients' home inhalation equipment. *J Pediatr* 1987;111(2):212-6.
473. Webb AK, Dodd ME. Nebulised antibiotics for adults with cystic fibrosis. *Thorax* 1997;52 Suppl 2:S69-71.
474. Rosenfeld M, Emerson J, Astley S, Joy P, Williams-Warren J, Standaert TA, et al. Home nebulizer use among patients with cystic fibrosis. *J Pediatr* 1998;132(1):125-31.
475. Vassal S, Taamma R, Marty N, Sardet A, d'athis P, Bremont F, et al. Microbiologic contamination study of nebulizers after aerosol therapy in patients with cystic fibrosis. *Am J Infect Control* 2000;28(5):347-51.
476. Childs HJ, Dezateux CA. A national survey of nebuliser use. *Arch Dis Child* 1991;66(11):1351-3.
477. Slosarek M, Kubin M, Pokorny J. Water as a possible factor of transmission in mycobacterial infections. *Cent Eur J Public Health* 1994;2(2):103-5.

478. Melani AS, Sestini P, Aiolfi S, Barbato N, Canessa P, De Angelis G, et al. GENebu Project: home nebulizer use and maintenance in Italy. *Eur Respir J* 2001;18(5):758-63.
479. Jakobsson BM, Onnered AB, Hjelte L, Nystrom B. Low bacterial contamination of nebulizers in home treatment of cystic fibrosis patients. *J Hosp Infect* 1997;36(3):201-7.
480. Levesque KA, Johnson CE. Bacterial contamination of pressurized inhalers. *Drug Intell Clin Pharm* 1984;18(9):735-7.
481. Harkins KJ. Bacterial contamination of inhalers. *J Hosp Infect* 1999;43(4):321.
482. Clancy K. Cross-infection and the use and decontamination of placebo inhalers. *Br J Nurs* 2003;12(13):778-83.
483. Overend A, Hall WW, Godwin PG. Does earwax lose its pathogens on your auriscope overnight? *Bmj* 1992;305(6868):1571-3.
484. Cohen HA, Amir J, Matalon A, Mayan R, Beni S, Barzilai A. Stethoscopes and otoscopes--a potential vector of infection? *Fam Pract* 1997;14(6):446-9.
485. McAllister TA, Roud JA, Marshall A, Holland BM, Turner TL. Outbreak of *Salmonella eimsbuettel* in newborn infants spread by rectal thermometers. *Lancet* 1986;1(8492):1262-4.
486. Livornese LL, Jr., Dias S, Samel C, Romanowski B, Taylor S, May P, et al. Hospital-acquired infection with vancomycin-resistant *Enterococcus faecium* transmitted by electronic thermometers. *Ann Intern Med* 1992;117(2):112-6.
487. Brooks SE, Veal RO, Kramer M, Dore L, Schupf N, Adachi M. Reduction in the incidence of *Clostridium difficile*-associated diarrhea in an acute care hospital and a skilled nursing facility following replacement of electronic thermometers with single-use disposables. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1992;13(2):98-103.
488. Porwancher R, Sheth A, Remphrey S, Taylor E, Hinkle C, Zervos M. Epidemiological study of hospital-acquired infection with vancomycin-resistant *Enterococcus faecium*: possible transmission by an electronic ear-probe thermometer. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1997;18(11):771-3.
489. van den Berg RW, Claahsen HL, Niessen M, Muytjens HL, Liem K, Voss A. *Enterobacter cloacae* outbreak in the NICU related to disinfected thermometers. *J Hosp Infect* 2000;45(1):29-34.
490. Jernigan JA, Siegman-Igra Y, Guerrant RC, Farr BM. A randomized crossover study of disposable thermometers for prevention of *Clostridium difficile* and other nosocomial infections. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1998;19(7):494-9.
491. Gerken A, Cavanagh S, Winner HI. Infection hazard from stethoscopes in hospital. *Lancet* 1972;1(7762):1214-5.
492. Smith MA, Mathewson JJ, Ulert IA, Scerpella EG, Ericsson CD. Contaminated stethoscopes revisited. *Arch Intern Med* 1996;156(1):82-4.
493. Marinella MA, Pierson C, Chenoweth C. The stethoscope. A potential source of nosocomial infection? *Arch Intern Med* 1997;157(7):786-90.
494. Parmar RC, Valvi CC, Sira P, Kamat JR. A prospective, randomised, double-blind study of comparative efficacy of immediate versus daily cleaning of stethoscope using 66% ethyl alcohol. *Indian J Med Sci* 2004;58(10):423-30.
495. Myers MG. Longitudinal evaluation of neonatal nosocomial infections: association of infection with a blood pressure cuff. *Pediatrics* 1978;61(1):42-5.
496. Layton MC, Perez M, Heald P, Patterson JE. An outbreak of mupirocin-resistant *Staphylococcus aureus* on a dermatology ward associated with an environmental reservoir. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1993;14(7):369-75.
497. Bonten MJ, Hayden MK, Nathan C, van Voorhis J, Matushek M, Slaughter S, et al. Epidemiology of colonisation of patients and environment with vancomycin-resistant enterococci. *Lancet* 1996;348(9042):1615-9.
498. Froio N, Nicastrì E, Comandini UV, Cherubini C, Felicioni R, Solmone M, et al. Contamination by hepatitis B and C viruses in the dialysis setting. *Am J Kidney Dis* 2003;42(3):546-50.
499. Ohara T, Itoh Y, Itoh K. Ultrasound instruments as possible vectors of staphylococcal infection. *J Hosp Infect* 1998;40(1):73-7.

500. Fowler C, McCracken D. US probes: risk of cross infection and ways to reduce it--comparison of cleaning methods. *Radiology* 1999;213(1):299-300.
501. Karadeniz YM, Kilic D, Kara Altan S, Altinok D, Guney S. Evaluation of the role of ultrasound machines as a source of nosocomial and cross-infection. *Invest Radiol* 2001;36(9):554-8.
502. Bello TO, Taiwo SS, Oparinde DP, Hassan WO, Amure JO. Risk of nosocomial bacteria transmission: evaluation of cleaning methods of probes used for routine ultrasonography. *West Afr J Med* 2005;24(2):167-70.
503. Schulster L, Chinn RY. Guidelines for environmental infection control in health-care facilities. Recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *MMWR Recomm Rep* 2003;52(RR-10):1-42.
504. Whyte W, Lidwell OM, Lowbury EJ, Blowers R. Suggested bacteriological standards for air in ultraclean operating rooms. *J Hosp Infect* 1983;4(2):133-9.
505. Brocard-Lemort C. [Standards and recommendations for hospital environmental hygiene]. *Ann Biol Clin (Paris)* 2000;58(4):431-7.
506. Bocquet P, Aggoune M, Aussant M, et al. Aspergilliose invasive nosocomiale et travaux hospitaliers: recommandations. In: *Guide de l'Assistance Publique, Hôpitaux de Paris*. Paris: Doin; 1993.
507. Mahieu LM, De Dooy JJ, Van Laer FA, Jansens H, Ieven MM. A prospective study on factors influencing aspergillus spore load in the air during renovation works in a neonatal intensive care unit. *J Hosp Infect* 2000;45(3):191-7.
508. Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France. Avis du CSHPF du 15 novembre 2002 relatif à la revaccination par le BCG et aux modalités de surveillance des professionnels exposés à la tuberculose. 2002.
509. Ministère de la santé et de la protection sociale. Arrêté du 13 juillet 2004 relatif à la pratique de la vaccination par le vaccin antituberculeux BCG et aux tests tuberculiniques. *Journal Officiel*; 2004.
510. Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France. Avis du 19 mai 2006 relatif à la mise en œuvre de la protection individuelle contre la grippe des professionnels visés à l'article L 3111-4 du code de la santé publique par une obligation vaccinale. 2006.
511. Harper SA, Fukuda K, Uyeki TM, Cox NJ, Bridges CB. Prevention and control of influenza: recommendations of the Advisory Committee on Immunization Practices (ACIP). *MMWR Recomm Rep* 2004;53(RR-6):1-40.
512. Harper SA, Fukuda K, Cox NJ, Bridges CB. Using live, attenuated influenza vaccine for prevention and control of influenza: supplemental recommendations of the Advisory Committee on Immunization Practices (ACIP). *MMWR Recomm Rep* 2003;52(RR-13):1-8.
513. Potter J, Stott DJ, Roberts MA, Elder AG, O'Donnell B, Knight PV, et al. Influenza vaccination of health care workers in long-term-care hospitals reduces the mortality of elderly patients. *J Infect Dis* 1997;175(1):1-6.
514. Carman WF, Elder AG, Wallace LA, McAulay K, Walker A, Murray GD, et al. Effects of influenza vaccination of health-care workers on mortality of elderly people in long-term care: a randomised controlled trial. *Lancet* 2000;355(9198):93-7.
515. Thomas RE, Jefferson T, Demicheli V, Rivetti D. Influenza vaccination for healthcare workers who work with the elderly. *Cochrane Database Syst Rev* 2006;3:CD005187.
516. Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France. Avis du CSHPF du 19 mars 2004 relatif à la vaccination anti-coquelucheuse et au vaccin TdCaPolio. 2004.
517. Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France. Avis du CSHPF du 19 mars 2004 relatif à la vaccination contre la varicelle. 2004.
518. Keeffe EB. Occupational risk for hepatitis A: a literature-based analysis. *J Clin Gastroenterol* 2004;38(5):440-8.
519. Lerman Y, Chodik G, Aloni H, Ribak J, Ashkenazi S. Occupations at increased risk of hepatitis A: a 2-year nationwide historical prospective study. *Am J Epidemiol* 1999;150(3):312-20.
520. Rudi J, Toppe H, Marx N, Zuna I, Theilmann L, Stremmel W, et al. Risk of infection with *Helicobacter pylori* and hepatitis A virus in

different groups of hospital workers. *Am J Gastroenterol* 1997;92(2):258-62.

521. Nubling M, Hofmann F, Tiller FW. Occupational risk for hepatitis A and hepatitis E among health care professionals? *Infection* 2002;30(2):94-7.

522. Vranckx R, Jacques P, Moens G. Prevalence of hepatitis A antibodies in a large sample of Belgian health care workers. *Infection* 1999;27(4-5):256-8.

523. Domart M, Mlika-Cabanne N, Henzel D, Pouliquen A, Florentin A, Marande JL, et al. Hepatitis A among health workers in Paris hospitals. Occupational Health Physicians of Paris Hospital (AP-HP). *J Med Virol* 1999;58(4):321-4.

524. Sepkowitz KA. Occupationally acquired infections in health care workers. Part II. *Ann Intern Med* 1996;125(11):917-28.

525. Sepkowitz KA. Occupationally acquired infections in health care workers. Part I. *Ann Intern Med* 1996;125(10):826-34.

526. Petrosillo N, Raffaele B, Martini L, Nicastri E, Nurra G, Anzidei G, et al. A nosocomial and occupational cluster of hepatitis A virus infection in a pediatric ward. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2002;23(6):343-5.

527. Prevention of hepatitis A through active or passive immunization: Recommendations of the Advisory Committee on Immunization Practices (ACIP). *MMWR Recomm Rep* 1999;48(RR-12):1-37.

528. Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France. Avis du CSHPF du 14 mars 2003 relatif au choix d'un masque de protection contre la tuberculose en milieu de soins. 2003.

529. Collins CL, Pollard AJ. Respiratory syncytial virus infections in children and adults. *J Infect* 2002;45(1):10-7.

530. Walsh EE, McConnochie KM, Long CE, Hall CB. Severity of respiratory syncytial virus infection is related to virus strain. *J Infect Dis* 1997;175(4):814-20.

531. Medici MC, Arcangeletti MC, Merolla R, Chezzi C. Incidence of respiratory syncytial virus infection in infants and young children referred to the emergency departments for lower respiratory tract diseases in Italy. *Acta Biomed Ateneo Parmense* 2004;75(1):26-33.

532. Chanock RM, Kim HW, Vargosko AJ, Deleva A, Johnson KM, Cumming C, et al. Respiratory syncytial virus. I. Virus recovery and other observations during 1960 outbreak of bronchiolitis, pneumonia, and minor respiratory diseases in children. *Jama* 1961;176:647-53.

533. Johnson KM, Chanock RM, Rifkind D, Kravetz HM, Knight V. Respiratory syncytial virus. IV. Correlation of virus shedding, serologic response, and illness in adult volunteers. *Jama* 1961;176:663-7.

534. Hall CB, Walsh EE, Schnabel KC, Long CE, McConnochie KM, Hildreth SW, et al. Occurrence of groups A and B of respiratory syncytial virus over 15 years: associated epidemiologic and clinical characteristics in hospitalized and ambulatory children. *J Infect Dis* 1990;162(6):1283-90.

535. Anderson LJ, Hendry RM, Pierik LT, Tsou C, McIntosh K. Multicenter study of strains of respiratory syncytial virus. *J Infect Dis* 1991;163(4):687-92.

536. Dowell SF, Anderson LJ, Gary HE, Jr., Erdman DD, Plouffe JF, File TM, Jr., et al. Respiratory syncytial virus is an important cause of community-acquired lower respiratory infection among hospitalized adults. *J Infect Dis* 1996;174(3):456-62.

537. Hashem M, Hall CB. Respiratory syncytial virus in healthy adults: the cost of a cold. *J Clin Virol* 2003;27(1):14-21.

538. Falsey AR, Walsh EE. Respiratory syncytial virus infection in adults. *Clin Microbiol Rev* 2000;13(3):371-84.

539. Lejeune B, Aho-Glélé L-S. Infections dues au virus respiratoire syncytial. *HygièneS* 2005;XIII(n°6):440-44.

540. Siegel JD. Controversies in isolation and general infection control practices in pediatrics. *Semin Pediatr Infect Dis* 2002;13(1):48-54.

541. Hall CB, Powell KR, MacDonald NE, Gala CL, Menegus ME, Suffin SC, et al. Respiratory syncytial viral infection in children with compromised immune function. *N Engl J Med* 1986;315(2):77-81.

542. Hall CB. Nosocomial respiratory syncytial virus infections: the "Cold War" has not ended. *Clin Infect Dis* 2000;31(2):590-6.

543. Hall CB, Douglas RG, Jr., Geiman JM. Possible transmission by fomites of respiratory syncytial virus. *J Infect Dis* 1980;141(1):98-102.
544. Hall CB, Douglas RG, Jr. Modes of transmission of respiratory syncytial virus. *J Pediatr* 1981;99(1):100-3.
545. Mlinaric-Galinovic G, Varda-Brkic D. Nosocomial respiratory syncytial virus infections in children's wards. *Diagn Microbiol Infect Dis* 2000;37(4):237-46.
546. Leclair JM, Freeman J, Sullivan BF, Crowley CM, Goldmann DA. Prevention of nosocomial respiratory syncytial virus infections through compliance with glove and gown isolation precautions. *N Engl J Med* 1987;317(6):329-34.
547. Madge P, Paton JY, McColl JH, Mackie PL. Prospective controlled study of four infection-control procedures to prevent nosocomial infection with respiratory syncytial virus. *Lancet* 1992;340(8827):1079-83.
548. Gala CL, Hall CB, Schnabel KC, Pincus PH, Blossom P, Hildreth SW, et al. The use of eye-nose goggles to control nosocomial respiratory syncytial virus infection. *Jama* 1986;256(19):2706-8.
549. Hall CB, Geiman JM, Douglas RG, Jr., Meagher MP. Control of nosocomial respiratory syncytial viral infections. *Pediatrics* 1978;62(5):728-32.
550. Doherty JA, Brookfield DS, Gray J, McEwan RA. Cohorting of infants with respiratory syncytial virus. *J Hosp Infect* 1998;38(3):203-6.
551. Karanfil LV, Conlon M, Lykens K, Masters CF, Forman M, Griffith ME, et al. Reducing the rate of nosocomially transmitted respiratory syncytial virus. *Am J Infect Control* 1999;27(2):91-6.
552. Langley JM, LeBlanc JC, Wang EE, Law BJ, MacDonald NE, Mitchell I, et al. Nosocomial respiratory syncytial virus infection in Canadian pediatric hospitals: a Pediatric Investigators Collaborative Network on Infections in Canada Study. *Pediatrics* 1997;100(6):943-6.
553. Berlioz M, Dubus J, Mely L, Albertini M. Bronchiolite: les règles d'hygiène sont essentielles. *Rev Prat Med Gen* 2002;16(650):57-60.
554. RSV infection and bronchiolitis: who qualifies for prevention? *Prescrire Int* 2000;9(50):173.
555. Ascenzi J. Handbook of disinfectants and antiseptics. New York: Dekker; 1996.
556. Infection control in physicians' offices. Academy of Pediatrics. The American Occupational Safety and Health Administration (OSHA). *Pediatrics* 2000;105(6):1361-9.
557. Imported measles with subsequent airborne transmission in a pediatrician's office--Michigan. *MMWR Morb Mortal Wkly Rep* 1983;32(31):401-3.
558. Remington PL, Hall WN, Davis IH, Herald A, Gunn RA. Airborne transmission of measles in a physician's office. *Jama* 1985;253(11):1574-7.
559. Bloch AB, Orenstein WA, Ewing WM, Spain WH, Mallison GF, Herrmann KL, et al. Measles outbreak in a pediatric practice: airborne transmission in an office setting. *Pediatrics* 1985;75(4):676-83.
560. Lobovits AM, Freeman J, Goldmann DA, McIntosh K. Risk of illness after exposure to a pediatric office. *N Engl J Med* 1985;313(7):425-8.
561. Ministère de la santé et des solidarités. L'eau dans les établissements de santé. Guide technique DHOS et DGS. 2005.
562. Koepke GH, Christopher RP. Contamination Of Whirlpool Baths During Treatment Of Infected Wounds. *Arch Phys Med Rehabil* 1965;46:261-3.
563. Crow HE, Corpe RF, Smith CE. Is serious pulmonary disease caused by nonphotochromogenic ("atypical") acid-fast Mycobacteria communicable? *Drugs Made Ger* 1961;39:372-81.
564. National Institute of Health, Department of Health. Infection control guidance for care homes. June 2006.
565. Hoebe CJ, Cluitmans JJ, Wagenvoort JH. Two fatal cases of nosocomial Legionella pneumophila pneumonia associated with a contaminated cold water supply. *Eur J Clin Microbiol Infect Dis* 1998;17(10):740.
566. Vochem M, Vogt M, Doring G. Sepsis in a newborn due to Pseudomonas aeruginosa from a contaminated tub bath. *N Engl J Med* 2001;345(5):378-9.

567. Hlady WG, Mullen RC, Mintz CS, Shelton BG, Hopkins RS, Daikos GL. Outbreak of Legionnaire's disease linked to a decorative fountain by molecular epidemiology. *Am J Epidemiol* 1993;138(8):555-62.
568. Rosset P. Conservation domestique des aliments par le froid. *Le Concours Médical* 2002;124(15):999-1005.
569. Derens E, Laguerre O, Palagos B. [Factors affecting the temperature of domestic refrigerators]. *Bull Acad Natl Med* 2001;185(2):311-22.
570. Bell KN, Hogue CJ, Manning C, Kendal AP. Risk factors for improper vaccine storage and handling in private provider offices. *Pediatrics* 2001;107(6):E100.
571. Gazmararian JA, Oster NV, Green DC, Schuessler L, Howell K, Davis J, et al. Vaccine storage practices in primary care physician offices: assessment and intervention. *Am J Prev Med* 2002;23(4):246-53.
572. Rosset R. [Microbial growth and cold. Study of the particular case of *Listeria monocytogenes*]. *Bull Acad Natl Med* 2001;185(2):287-98; discussion 299.
573. National Health and Medical Research Council and Australian National Council on AIDS. Infection control guidelines for the prevention of transmission of infectious diseases in the health care setting. January 2004.
574. Anderson RL, Mackel DC, Stoler BS, Mallison GF. Carpeting in hospitals: an epidemiological evaluation. *J Clin Microbiol* 1982;15(3):408-15.
575. Skoutelis AT, Westenfelder GO, Beckerdite M, Phair JP. Hospital carpeting and epidemiology of *Clostridium difficile*. *Am J Infect Control* 1994;22(4):212-7.
576. Datz C, Jungwirth A, Dusch H, Galvan G, Weiger T. What's on doctors' ball point pens? *Lancet* 1997;350(9094):1824.
577. Bebbington A, Parkin I, James PA, Chichester LJ, Kubiak EM. Patients' case-notes: look but don't touch. *J Hosp Infect* 2003;55(4):299-301.
578. Masterton RG, Coia JE, Notman AW, Kempton-Smith L, Cookson BD. Refractory methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* carriage associated with contamination of the home environment. *J Hosp Infect* 1995;29(4):318-9.
579. Bures S, Fishbain JT, Uyehara CF, Parker JM, Berg BW. Computer keyboards and faucet handles as reservoirs of nosocomial pathogens in the intensive care unit. *Am J Infect Control* 2000;28(6):465-71.
580. Neely AN, Sittig DF. Basic microbiologic and infection control information to reduce the potential transmission of pathogens to patients via computer hardware. *J Am Med Inform Assoc* 2002;9(5):500-8.
581. McKay I, Gillespie TA. Bacterial contamination of children's toys used in a general practitioner's surgery. *Scott Med J* 2000;45(1):12-3.
582. Rogers M, Weinstock DM, Eagan J, Kiehn T, Armstrong D, Sepkowitz KA. Rotavirus outbreak on a pediatric oncology floor: possible association with toys. *Am J Infect Control* 2000;28(5):378-80.
583. Geyer SA. Guidelines for processing toys. *J Healthc Mater Manage* 1986;4(3):52-3.
584. Tompkins DS, Johnson P, Fittall BR. Low-temperature washing of patients' clothing; effects of detergent with disinfectant and a tunnel drier on bacterial survival. *J Hosp Infect* 1988;12(1):51-8.
585. Weinstein SA, Gantz NM, Pelletier C, Hibert D. Bacterial surface contamination of patients' linen: isolation precautions versus standard care. *Am J Infect Control* 1989;17(5):264-7.
586. Smith PW, Rusnak PG. Infection prevention and control in the long-term-care facility. SHEA Long-Term-Care Committee and APIC Guidelines Committee. *Am J Infect Control* 1997;25(6):488-512.
587. Maki DG, Alvarado C, Hassemer C. Double-bagging of items from isolation rooms is unnecessary as an infection control measure: a comparative study of surface contamination with single- and double-bagging. *Infect Control* 1986;7(11):535-7.
588. ECRI and CHEM (Center for Healthcare Environmental Management). Special report: physician office safety guide; 1998.
589. Pugliese G, Huntstiger C. Hospital

- infections. 3e ed. Toronto: Little Brown and Co; 1992.
590. Martin M. Prevention and control of nosocomial infections. 3e ed. Baltimore: Williams & Wilkins; 1997.
591. Wagg RE. Disinfection of textiles in laundering and dry cleaning. *Chem Ind* 1965;44:1830-4.
592. Oehnel E. Drycleaning in the hospital laundry. *Can Hosp* 1971;48(9):66-7.
593. Bates CJ, Wilcox MH, Smith TL, Spencer RC. The efficacy of a hospital dry cleaning cycle in disinfecting material contaminated with bacteria and viruses. *J Hosp Infect* 1993;23(4):255-62.
594. Le Coz-Iffenecker A, et al. Architecture et hygiène de l'environnement. In: Guide d'hygiène et soins ambulatoires. Paris: Editions Frison-Roche; 2000. p. 65-70.
595. Thiveaud D. Le bionettoyage. *Hygiène en milieu hospitalier* 2005;75:15-27.
596. Guide du bionettoyage. Commission centrale des marchés. Recommandation n° E 1-90. Direction des journaux officiels; 1991.
597. Spaulding EH. Chemical disinfection of medical and surgical materials. In: Lawrence CA BS, editor. *Disinfection, Sterilization, and Preservation*. Philadelphia: Lea & Febiger; 1968. p. 517-531.
598. Maki DG, Alvarado CJ, Hassemer CA, Zilz MA. Relation of the inanimate hospital environment to endemic nosocomial infection. *N Engl J Med* 1982;307(25):1562-6.
599. Rutala WA, Weber DJ. Surface disinfection: should we do it? *J Hosp Infect* 2001;48 Suppl A:S64-8.
600. Weber DJ, Rutala WA. Role of environmental contamination in the transmission of vancomycin-resistant enterococci. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1997;18(5):306-9.
601. Boyce JM, Potter-Bynoe G, Chenevert C, King T. Environmental contamination due to methicillin-resistant *Staphylococcus aureus*: possible infection control implications. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1997;18(9):622-7.
602. Krilov LR, Barone SR, Mandel FS, Cusack TM, Gaber DJ, Rubino JR. Impact of an infection control program in a specialized preschool. *Am J Infect Control* 1996;24(3):167-73.
603. Uhari M, Mottonen M. An open randomized controlled trial of infection prevention in child day-care centers. *Pediatr Infect Dis J* 1999;18(8):672-7.
604. Sattar SA, Jacobsen H, Rahman H, Cusack TM, Rubino JR. Interruption of rotavirus spread through chemical disinfection. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1994;15(12):751-6.
605. Sattar SA, Jacobsen H, Springthorpe VS, Cusack TM, Rubino JR. Chemical disinfection to interrupt transfer of rhinovirus type 14 from environmental surfaces to hands. *Appl Environ Microbiol* 1993;59(5):1579-85.
606. Sattar S, Springthorpe V. Environmental spread and germicide control viruses in hospitals. *Infect Control Sterilization Technol* 1996;July:30-36.
607. Scott E, Bloomfield S. An in-use study of the relationship between bacterial contamination of food preparation surfaces and cleaning cloths. *Lett Appl Microbiol* 1993;16:173-7.
608. Scott E, Bloomfield SF. Investigations of the effectiveness of detergent washing, drying and chemical disinfection on contamination of cleaning cloths. *J Appl Bacteriol* 1990;68(3):279-83.
609. Ayliffe GA, Collins BJ, Lowbury EJ. Cleaning and disinfection of hospital floors. *Br Med J* 1966;2(5511):442-5.
610. Ayliffe GA, Collins BJ, Lowbury EJ, Babb JR, Lilly HA. Ward floors and other surfaces as reservoirs of hospital infection. *J Hyg (Lond)* 1967;65(4):515-36.
611. Daschner F, Rabbenstein G, Langmaack H. [Surface decontamination in the control of hospital infections: comparison of different methods (author's transl)]. *Dtsch Med Wochenschr* 1980;105(10):325-9.
612. Danforth D, Nicolle LE, Hume K, Alfieri N, Sims H. Nosocomial infections on nursing units with floors cleaned with a disinfectant compared with detergent. *J Hosp Infect* 1987;10(3):229-35.
613. Dharan S, Mourouga P, Copin P, Bessmer G, Tschanz B, Pittet D. Routine disinfection of patients' environmental surfaces. Myth or reality? *J Hosp Infect* 1999;42(2):113-7.

614. Weber DJ, Barbee SL, Sobsey MD, Rutala WA. The effect of blood on the antiviral activity of sodium hypochlorite, a phenolic, and a quaternary ammonium compound. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1999;20(12):821-7.
615. 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.
616. LeBaron CW, Furutan NP, Lew JF, Allen JR, Gouvea V, Moe C, et al. Viral agents of gastroenteritis. Public health importance and outbreak management. *MMWR Recomm Rep* 1990;39(RR-5):1-24.
617. Guerrant RL, Van Gilder T, Steiner TS, Thielman NM, Slutsker L, Tauxe RV, et al. Practice guidelines for the management of infectious diarrhea. *Clin Infect Dis* 2001;32(3):331-51.
618. Société Française d'Hygiène Hospitalière (SFHH). Avis de la Société Française d'Hygiène Hospitalière relatif à l'utilisation de l'eau de Javel dans les établissements de soins. Juin 2006.
619. Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction générale de la Santé, Direction des hôpitaux. Elimination des déchets d'activités de soins à risques. Guide technique. Décembre 1998.
620. Ministère de l'emploi et de la solidarité. Secrétariat d'état à la santé, Conseil Supérieur d'Hygiène Publique de France, Comité technique national des infections nosocomiales. Désinfection des dispositifs médicaux. Guide de bonnes pratiques. 1998.
621. Rutala WA, Weber DJ. Infection control: the role of disinfection and sterilization. *J Hosp Infect* 1999;43 Suppl:S43-55.
622. Rutala WA, Weber DJ. Disinfection and sterilization in health care facilities: what clinicians need to know. *Clin Infect Dis* 2004;39(5):702-9.
623. Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé (AFSSAPS). Informations et recommandations relatives aux petits stérilisateur à la vapeur d'eau. Décembre 2005.
624. Perkins JJ. Principles and methods of sterilization in health sciences. 2è ed. Springfield: Charles C Thomas; 1969.
625. Medical Devices Agency. Sterilization, disinfection and cleaning of medical equipment: guidance on decontamination from the Microbiology Advisory Committee to Department of Health Medical Devices Agency. Part 1 Principles. 1996. p. 20.
626. Gallais J. Actes et fonctions du médecin généraliste dans leur dimension médicale et sociale. SFMG, Paris 1994;45:10.
627. Chambonet JY, Cluis P. [Survey on the measures of asepsis taken by general practitioners]. *Presse Med* 2004;33(2):90-4.
628. Coulter WA, Chew-Graham CA, Cheung SW, Burke FJ. Autoclave performance and operator knowledge of autoclave use in primary care: a survey of UK practices. *J Hosp Infect* 2001;48(3):180-5.
629. Curran ET, Riley J, Fletcher AW. Decontamination of reusable instruments in primary care. *Br J Nurs* 2002;11(16):1078, 1080-4.
630. McCance DJ, Campion MJ, Baram A, Singer A. Risk of transmission of human papillomavirus by vaginal specula. *Lancet* 1986;2(8510):816-7.
631. Lowry PW, Jarvis WR, Oberle AD, Bland LA, Silberman R, Bocchini JA, Jr., et al. *Mycobacterium chelonae* causing otitis media in an ear-nose-and-throat practice. *N Engl J Med* 1988;319(15):978-82.
632. Powell S, Perry J, Meikle D. Microbial contamination of non-disposable instruments in otolaryngology out-patients. *J Laryngol Otol* 2003;117(2):122-5.
633. Ebner W, Eitel A, Scherrer M, Daschner FD. Can household dishwashers be used to disinfect medical equipment? *J Hosp Infect* 2000;45(2):155-9.
634. Spach DH, Silverstein FE, Stamm WE. Transmission of infection by gastrointestinal endoscopy and bronchoscopy. *Ann Intern Med* 1993;118(2):117-28.
635. Agerton T, Valway S, Gore B, Pozsik C, Plikaytis B, Woodley C, et al. Transmission of a highly drug-resistant strain (strain W1) of *Mycobacterium tuberculosis*. Community outbreak and nosocomial transmission via a contaminated bronchoscope. *Jama* 1997;278(13):1073-7.

636. Bronowicki JP, Venard V, Botte C, Monhoven N, Gastin I, Chone L, et al. Patient-to-patient transmission of hepatitis C virus during colonoscopy. *N Engl J Med* 1997;337(4):237-40.

637. Burns S, Edwards M, Jennings J. Impact of variation in reprocessing invasive fiberoptic scopes on patient outcomes [Abstract]. *Infect Control Hosp Epidemiol* 1996;17:P42.

638. Fuselier HA, Jr., Mason C. Liquid sterilization versus high level disinfection in the urologic office. *Urology* 1997;50(3):337-40.

639. WHO/BCT/QSD/03.01. Guidelines on Transmissible Spongiform Encephalopathies in relation to biological and pharmaceutical products. February 2003.

Participants

La SFTG a sollicité les sociétés savantes, structures professionnelles et organismes suivants pour la constitution des groupes de travail et de lecture :

Association française de pédiatrie ambulatoire (AFPA)
Association française d'urologie (AFU)
Association LE LIEN
Association pour la recherche et l'évaluation en soins infirmiers (ARESI)
Centre de coordination de lutte contre les infections nosocomiales (CCLIN) sud-ouest
Collège français d'acupuncture (CFA)
Collège national des généralistes enseignants (CNGE)
Collège national des gynécologues et obstétriciens français (CNGOF)
Direction générale de la santé (DGS)
Fédération nationale des collèges de gynécologie médicale (FNCGM)
Fédération nationale des infirmiers (FNI)
Société de formation thérapeutique du généraliste (SFTG)
Société française de dermatologie (SFD)
Société française de documentation et de recherche en médecine générale (SFDRMG)
Société française de gynécologie (SFG)
Société française de médecine générale (SFMG)
Société française de mésothérapie (SFM)
Société française de pédiatrie (SFP)
Société française de phlébologie (SFP)
Société de pneumologie de langue française (SPLF)
Société française de rhumatologie (SFR)
Société française d'hygiène hospitalière (SFHH)
Société de pathologie infectieuse de langue française (SPILF)

Comité d'organisation

Dr Bernard Gavid, médecin généraliste,
Neuville-de-Poitou
M. Frédéric De Bels, adjoint au chef de
service des recommandations
professionnelles, Haute Autorité de santé,
Saint-Denis La Plaine

D^r Alain Simavonian, médecin généraliste,
Paris
D^r Sylvie Renard-Dubois, DGS, Paris
D^r Ludwig-Serge Aho, épidémiologiste, Dijon
D^r Alain Eddi, médecin généraliste, Paris
D^r Yves Le Noc, médecin généraliste, Nantes
D^r Hector Falcoff, médecin généraliste, Paris

Groupe de travail

Dr Ludwig-Serge Aho, président du groupe
de travail, épidémiologiste, Dijon
D^r Alain Simavonian, médecin généraliste,
chargé de projet, Paris
M. Frédéric De Bels, adjoint au chef de
service des recommandations
professionnelles, Haute Autorité de santé,
Saint-Denis La Plaine

D^r Rémy Assathiany, pédiatre, Issy-les-
Moulineaux
D^r Jean-Marc Charpentier, médecin
généraliste, Montbert
D^r Christophe Danhiez, médecin
mésothérapeute, Reims
D^r Jean-François Daugé, médecin
généraliste, Courcouronnes

D^r Samia Djebbour-Levy, médecin hygiéniste infectiologue, Nemours
M. Michel Duret, cadre infirmier, Paris
D^r Claude Franck, médecin biologiste, représentant d'usagers, Paris

D^r Michel Jambon, médecin généraliste, Metz Tessy
D^r Pierre Le Mauff, médecin généraliste, La Roche sur Yon
D^r Jean-Marc Stephan, médecin acupuncteur, Haveluy

Groupe de lecture

Francis Abramovici, médecin généraliste, Lagny-sur-Marne
D^r Jean-Michel Amici, dermatologue, Cenon
D^r Marie-Rosaire Beriot, médecin généraliste, Sartrouville
D^r Emmanuel Blin, phlébologue, Saint-Mandé
M^{me} Anne-Marie Bardou-Ribes, infirmière, Bagnols-sur-Ceze
Dr Patrick Brasseur, Direction Générale de la Santé (DGS), Paris
D^r Gérard Cariou, urologue, Paris
M^{me} Christine Chemorin, infirmière, Lyon, membre de la CE2S de la Haute Autorité de santé
D^r Annette Colonnier, Direction Générale de la Santé (DGS), Paris
M^{me} Catherine Décade, infirmière, Férolles-Attily
D^r Gérard Ducos, médecin généraliste, Pessac
D^r Eric Drahi, médecin généraliste, Saint-Jean de Braye, membre de la CE2S de la Haute Autorité de santé
D^r Madeleine Favre, médecin généraliste, Vincennes
D^r René Gabriel, gynécologue-obstétricien, Reims
M^{lle} Karima Ghezal, infirmière, Paris

D^r Marc Hummel, pédiatre, Sceaux
D^r Chantal Léger, cadre de santé CCLIN, Poitiers
P^r Benoit Lejeune, médecin hygiéniste, Brest
D^r Emmanuelle Le Lay, Inpes, Saint-Denis
M^{me} Brigitte Marrache, biologiste, Paris
D^r Jean-Pierre Martin, médecin mésothérapeute, Montélimar
D^r Johan Nguyen, médecin acupuncteur, Marseille
D^r Elisabeth Paganelli, gynécologue, Tours
M. Michel Paparemborde, kinésithérapeute, Lille, membre de la CE2S de la Haute Autorité de santé
D^r Bernard Pigearias, pneumologue, Nice
D^r Sylvie Renard-Dubois, Direction Générale de la Santé (DGS), Paris
D^r Olivier Romain, pédiatre, Paris
D^r Eric Sedbon, gynécologue, Paris
D^r Patrick Sichère, rhumatologue, Paris
D^r Albert Sotto, médecin infectiologue, Nîmes
D^r Jacques Trobas, médecin généraliste, Rosières en santerre
D^r Jérôme Valleteau de Moulliac, pédiatre, Paris
D^r Xavier Verdeil, médecin hygiéniste, Toulouse