



PUBLICATION DU CONSEIL SUPERIEUR DE LA SANTE CSS n°8365

Recommandations belges pour le contrôle et la prévention des infections à *Clostridium difficile* dans les hôpitaux aigus et dans les maisons de repos et de soins.

Mai 2008

INTRODUCTION

Une première version de ce texte a été élaborée par un groupe de travail du BICS (*Belgian Infection Control Society*) et de l'ISP (*Institut Scientifique de Santé Publique*). Ce document a ensuite été rediscuté, remanié et approuvé par les experts du « *Groupe de travail Maîtrise des Infections* » du CSS-HGR (composition des groupes de travail: cf. Chapitre 12).

Pourquoi des recommandations?

Il est apparu opportun de rédiger des recommandations belges pour la prévention des infections à *Clostridium difficile* car des études récentes rapportent que les taux d'incidence et la sévérité des infections à *Clostridium difficile* augmentent ces dernières années.

C'est parmi les patients âgés que se manifestent les infections les plus graves. Cette population est en augmentation et séjourne parfois en maison de repos et de soins où la situation est plus difficile à gérer, ces institutions étant des lieux de soins mais aussi des lieux de vie (Dallal et al.,2002; Kyne et al.,2002; Pepin et al.,2005).

Les recommandations s'adressent donc aux hôpitaux aigus et aussi aux maisons de repos et aux maisons de repos et de soins. Lorsque les recommandations de prévention diffèrent entre les deux types d'institutions, les différences sont clairement spécifiées.

RESUME

La problématique des diarrhées à *Clostridium difficile* dans les institutions de soins (hôpitaux aigus et maisons de repos et de soins) relève de l'actualité en matière de santé publique. Le CSS a été amené à analyser et à mettre à jour les recommandations du BICS-ISP. Ce rapport est destiné aux professionnels de la santé concernés. Ce document,

- dresse, d'une part, l'état des lieux des connaissances concernant l'épidémiologie, les caractéristiques microbiologiques de l'habitat, le tableau clinique, les réservoirs et voies de transmission, le diagnostic, la surveillance;
- et, d'autre part, recommande à ces professionnels une politique de prévention basée notamment sur la mise en place de mesures de précaution liées aux circonstances et situations rencontrées.

Mots-clefs

Clostridium difficile, prévention, infection, diarrhée, hôpitaux aigus, maisons de repos, maisons de repos et de soins.

Abréviations et sigles utilisés

BICS: Belgian Infection Control Society

BMR: Bactéries Multi-Résistantes

C. difficile: *Clostridium difficile*.

CDAD: Diarrhée associée à *Clostridium difficile* (*C. difficile* - associated diarrhoea)

CDC: Centers for Disease Control and Prevention (U.S. Department of Health & Human Services)

CCFA: Cyclosérine Céfoxitine Fructose agar (milieux de culture sélectifs)

CFU: Colony-forming units

CIA: chromatographic immunoassay

CSS ou **CSS-HGR**: Conseil Supérieur de la Santé

ECDC: European Centre for Disease Prevention and Control

ECP: Effet cytopathogène

EIA: Enzyme immunoassay

ELISA: Enzyme-linked immunosorbent assay

EPI: Equipement de protection individuel

GDH: glutamate déshydrogénase

Ig: Immunoglobuline

ISP (WIV-IPH): Institut Scientifique de Santé Publique.

OMS (WHO-WGO): Organisation Mondiale de la Santé.

MR: Maison de repos.

MRS: Maison de repos et de soins.

MRSA: *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline.

NaDDC: dichloroisocyanurate de soude (solution tamponnée)

PCR: Polymerase Chain Reaction.

ppm: Parts per million

VIH: Virus d'immunodéficience humaine (HIV).

VRE: Vancomycin-Resistant *Enterococci*.

TABLE DES MATIERES

INTRODUCTION	1
Pourquoi des recommandations?.....	1
RESUME	1
Mots-clefs	2
Abréviations et sigles utilisés	2
1. Epidémiologie de <i>Clostridium difficile</i>	4
• A l'hôpital.....	4
• Dans les Maisons de Repos et de Soins	4
2. Caractéristiques microbiologiques et habitat	4
3. Tableau clinique	5
4. Facteurs de risque.....	5
5. Réservoir et voies de transmission	6
5.1 Voies de transmission	6
5.2 Réservoir	7
6. Une physiopathologie particulière	8
7. Diagnostic bactériologique	9
7.1 Collecte de l'échantillon.....	9
7.2 Recherche de toxines et culture.....	9
8. Surveillance	13
8.1 Définitions de cas de CDAD.....	14
8.2 Définition des termes épidémiologiques.....	15
9. Prévention de la diarrhée à <i>Clostridium difficile</i>	16
9.1 Place de la politique antibiotique dans le contrôle de la diarrhée à <i>Clostridium difficile</i>	16
9.2 Prévention de la transmission	16
9.2.1 Précautions générales à prendre avec tous les patients/résidents.....	16
9.2.2 Précautions additionnelles de type contact.....	17
9.2.2.1 Hébergement:.....	18
9.2.2.2 Equipement de protection individuel (EPI)	18
9.2.2.3 Hygiène des mains et port de gants.....	18
9.2.2.4 Nettoyage et désinfection de l'environnement	20
9.2.2.5 Désinfection du matériel et de l'équipement de la chambre	25
9.2.2.6 Traitement des déchets et du linge	26
9.2.2.7 Traitement de la vaisselle et du plateau utilisés pour les repas.....	26
9.2.2.8 Transport du patient/résident placé en précautions additionnelles	26
9.2.2.9 Les visiteurs.....	27
10. RESUME DES RECOMMANDATIONS:	28
10.1 Diagnostic microbiologique.....	28
10.2 La prévention.....	28
11. REFERENCES	31
12. COMPOSITION DES GROUPES DE TRAVAIL	34

1. Epidémiologie de *Clostridium difficile*

• A l'hôpital

Plusieurs publications récentes ont remis en lumière le problème des diarrhées à *Clostridium difficile* (**CDAD**) en milieu hospitalier. En effet, à l'hôpital, cette bactérie est la première cause des diarrhées nosocomiales. Celles-ci ont un impact négatif considérable en termes de morbidité et de coût. Le surcoût a été estimé par plusieurs auteurs à un montant situé entre 4.000 et 6.000 euros par cas (Kyne et al.,2002). Ceci est principalement lié au traitement et à la prolongation de l'hospitalisation.

En 2004, plusieurs publications canadiennes ont relaté une augmentation très importante et significative de l'incidence (près de cinq fois) des cas de **CDAD** dans ce pays durant les deux années précédentes (Pepin et al.,2004). Plus important encore, la gravité des cas a sérieusement augmenté et certains chiffres indiquent que la mortalité est passée de 4% à 13% en moyenne avec des pics à 30% chez les patients les plus âgés (Pepin et al.,2005).

Les souches épidémiques produisent des quantités de toxines A et B beaucoup plus importantes qu'habituellement. Elles sécrètent également une troisième toxine (« toxine binaire ») et sont résistantes à de nombreux antibiotiques, notamment les fluoroquinolones (Warny et al.,2005). Ces derniers antibiotiques ont, par ailleurs, été incriminés comme un des facteurs déclenchants dans des épidémies (Pepin et al.,2005). Ces épidémies sont provoquées par ribotype 027 de *C. difficile*.

Il est très difficile d'avoir une idée globale de l'incidence des **CDAD** vu la diversité des définitions de cas utilisées. En Belgique également, des messages d'alerte ont été lancés par des centres hospitaliers, particulièrement par des services de gériatrie qui doivent faire face à des épidémies parfois incontrôlables (Cherifi et al.,2006). D'autres messages proviennent de centres de long séjour et de maisons de repos.

Durant l'été 2005, une souche hyper-virulente de *C. difficile* semblable à celle trouvée au Canada a été isolée lors d'une épidémie en Grande Bretagne puis aux Pays-Bas.

Elle a été identifiée depuis dans plusieurs hôpitaux belges (Joseph et al.,2005). Quelques épidémies ont été décrites cependant l'incidence de la souche 027 semble contrôlée en 2007.

• Dans les Maisons de Repos et de Soins

Dans la littérature internationale, la prévalence du portage asymptomatique de *C. difficile* dans les établissements pour soins chroniques, varie de 5 à 30% (Rivera et al.,2003).

Elle est plus élevée après consommation d'antibiotiques. Le portage peut être de longue durée.

La prévalence de l'infection à *C. difficile* en MR/MRS (Maison de repos et Maison de repos et de soins) varie de 2,1 à 8,1% (Simor et al.,1993). Cependant, il faut faire preuve de prudence lors de comparaisons internationales de ces taux car le type d'institutions tombant sous le concept *Long term care* et *Nursing home* diffère beaucoup d'un pays à l'autre.

Selon Simor, l'incidence des **CDAD** atteindrait 0,08 cas /1.000 journées-résidents.

2. Caractéristiques microbiologiques et habitat

C. difficile est un bacille à Gram positif anaérobie sporogène. Seules les souches toxigènes sont considérées comme pathogènes.

Les souches toxigènes produisent deux toxines (toxine A ou entérotoxine, toxine B ou cytotoxine) qui induisent des lésions intestinales (Lyerly et al.,1998). Une troisième toxine appelée « toxine binaire » est produite par certaines souches ayant le ribotype 027 (Perelle et al.,1997). Son rôle exact reste encore peu connu mais des observations récentes suggèrent une corrélation entre la présence de cette toxine et la sévérité de la diarrhée (Barbut et al.,2005).

Chez l'homme, *C. difficile* est retrouvé dans les matières fécales des nouveau-nés avec une

fréquence pouvant aller jusqu'à 70 % (Delmée et al.,1988). Ce pourcentage diminue régulièrement durant les premiers mois de la vie pour atteindre, vers l'âge de deux ans, les taux observés dans la population générale adulte, qui sont estimés entre 1 et 3%. *C. difficile* est retrouvé également dans le tube digestif de nombreux animaux.

3. Tableau clinique

Depuis la découverte du rôle de *C. difficile* comme agent responsable de la colite pseudomembraneuse en 1978, un spectre large de manifestations cliniques associées à ce micro-organisme a été décrit.

Le portage asymptomatique est fréquent, probablement 2 à 5 fois plus fréquent que l'affection symptomatique qui varie de la diarrhée bénigne, spontanément résolutive à l'arrêt de l'antibiothérapie, à une colite mettant en jeu le pronostic vital (McFarland et al.,1989).

La **CDAD** est habituellement une diarrhée aqueuse.

Les selles ont une odeur fétide caractéristique, reconnaissable par le personnel qui a déjà eu l'occasion de rencontrer cette pathologie.

Du mucus et du sang occulte peuvent être présents, la diarrhée sanglante est rare. La diarrhée peut être associée à des douleurs abdominales, de la fièvre et un iléus paralytique.

Une hyperleucocytose est présente chez près de la moitié des patients. Elle peut même précéder l'apparition de la diarrhée; elle est associée à un pronostic défavorable si elle est supérieure à 20.000 éléments/mm³ (Bulusu et al.,2002; Pepin et al.,2004).

Les atteintes sévères peuvent se compliquer de déshydratation, de troubles électrolytiques et, en cas de pancolite, de mégacôlon toxique avec parfois perforation colique. Le tableau de mégacôlon toxique est piégeant car il peut se présenter comme un abdomen aigu sans diarrhée (McFarland et al.,1986). Les formes les plus graves se rencontrent en général au sein de la population plus âgée et/ou plus immunodéprimée.

Globalement, *C. difficile* est responsable de 90 à 100% des cas de colite pseudomembraneuse, 60 à 75% des colites associées à la prise d'antibiotiques et de 11 à 33% des diarrhées associées à la prise d'antibiotiques.

Chez le nouveau-né (de moins d'un mois), *C. difficile* n'est généralement pas considéré comme un pathogène dans la mesure où il fait partie de la flore digestive normale (Rietra et al.,1978).

Pour certains auteurs, *C. difficile* est une cause non négligeable de diarrhée dans la population pédiatrique (Mc Gowan et al.,1999; McFarland et al.,2000). Quand *C. difficile* est responsable de diarrhée chez l'enfant, l'affection semble même plus sévère que chez l'adulte et peut se présenter comme une entérocolite fulminante (Price et al.,1998).

20 à 35% des patients vont présenter au moins un épisode récurrent de **CDAD** lié soit à une récurrence soit à une ré-infection (Wilcox et al.,2003). En cas de rechute, le typage des souches suggère qu'une nouvelle souche de *C. difficile* est retrouvée dans 10 à 50% des cas. Certains patients ont un risque accru de rechute: nouvelle exposition aux antibiotiques, âge supérieur à 65 ans, albumine sérique < 2,5 g/dl, séjour aux soins intensifs, hospitalisation de 16 à 30 jours après un premier épisode.

Les rechutes se présentent en moyenne 6 jours (3 à 21j) après l'arrêt du traitement. 3 à 5% des patients peuvent présenter jusqu'à 6 rechutes (Pepin et al.,2006).

4. Facteurs de risque

L'exposition à une antibiothérapie qui va altérer la flore digestive quantitativement ou qualitativement est un facteur de risque majeur associé à la survenue d'une diarrhée à *C. difficile*. L'identification des classes d'antibiotiques les plus incriminées est rendue difficile par les biais liés à

la présence d'autres facteurs de risque, l'utilisation de groupes contrôles incorrects et la faible taille de l'échantillon des études.

Les études récentes réalisées suite aux épidémies au Canada liées au ribotype 027 impliquent les fluoroquinolones en particulier la moxifloxacine, comme facteur de risque.

Néanmoins, les céphalosporines, les pénicillines comme l'association amoxicilline/acide clavulanique et la clindamycine sont associées au risque le plus élevé. Les aminoglycosides ont une propension moindre à induire une infection par *C. difficile* probablement liée à leur absence d'effet sur la flore anaérobie endogène du tube digestif. Le rôle des pénicillines anti-*Pseudomonas* comme la pipéracilline associée au tazobactam est plus discuté.

Typiquement, la diarrhée débute pendant la prise d'antibiotiques ou rapidement après l'arrêt de ceux-ci. Des délais d'apparition plus longs de la diarrhée (jusqu'à 6 semaines) après arrêt des antibiotiques sont décrits de plus en plus fréquemment (Poutanen et al., 2004). Les conséquences de l'acquisition de *C. difficile* (colonisation ou infection) sont liées également à des facteurs propres à l'hôte, reflétant la capacité de celui-ci à produire une réponse immunitaire adéquate. L'absence d'immunité spécifique vis-à-vis des toxines (IgG et IgA sécrétoires) est associée à un tableau clinique plus sévère et à un taux plus élevé de rechute(s) (Kyne et al., 2001).

Le **tableau 1** reprend les facteurs associés à un risque plus élevé de diarrhée à *C. difficile* dans les études multivariées.

Tableau 1: Facteurs de risque de **CDAD**

Facteurs intrinsèques	Facteurs extrinsèques
Age	Médicamenteux
Sévérité de l'affection sous jacente	Antibiothérapie
Malnutrition	Chimiothérapie
Hypoalbuminémie *	Antiacides
Insuffisance rénale chronique	Procédures médicales
VIH	Chirurgie gastro-intestinale
	Sonde naso-gastrique
	Gastrostomie
	Lavement répété
	Divers
	Durée du séjour hospitalier
	Durée de résidence < 1 an *
* facteur de risque identifié en maison de repos et de soins	

5. Réservoir et voies de transmission

5.1 Voies de transmission

La transmission se fait par contact, qu'il soit direct ou indirect et la voie de contamination est féco-orale. Le contact direct survient entre deux patients/résidents. La transmission par contact indirect est la plus fréquente et s'opère via les mains des soignants et via l'environnement (sol, salle de bains, toilette...) et le matériel contaminé (thermomètre, tensiomètre (Manian et al., 1996), panne de lit, sonnette...) Brooks a montré que le remplacement d'un thermomètre classique par un thermomètre auriculaire ou par un dispositif à usage unique diminue le risque de contamination croisée. D'autres mesures importantes sont la formation du personnel dispensateur de soins à la

mise en œuvre des précautions générales, l'utilisation de gants et la désinfection de l'environnement (Brooks et al., 1998).

5.2 Réservoir

Le principal réservoir pour la transmission croisée est le patient/résident symptomatique. En effet, il présente un très grand nombre de micro-organismes dans les selles (jusqu'à 10^7 - 10^9 CFU/g) et sur la peau (creux inguinal, thorax, avant-bras et mains) (Bobulsky et al., 2008). Dans les 24 heures suivant la mise en chambre individuelle du patient/résident symptomatique, son environnement se contamine massivement (McFarland et al., 1989). L'environnement devient donc un réservoir secondaire. Les spores de *Clostridium difficile* survivent des semaines, voire des mois dans l'environnement et sont très résistantes à la chaleur, à la dessiccation ainsi qu'à la désinfection chimique. Les dispositifs et surfaces sur lesquels *C. difficile* a pu être mis en évidence dans une chambre de patient sont multiples: sol, toilettes, poignées de porte, tensiomètre, literie, stéthoscope... Globalement les taux de contamination varient de 3 à 49%.

Bien que les porteurs asymptomatiques représentent aussi une source potentielle, ils ne sont pas dépistés activement en dehors d'une épidémie, restent donc méconnus et ne bénéficient pas de mesures particulières.

6. Une physiopathologie particulière

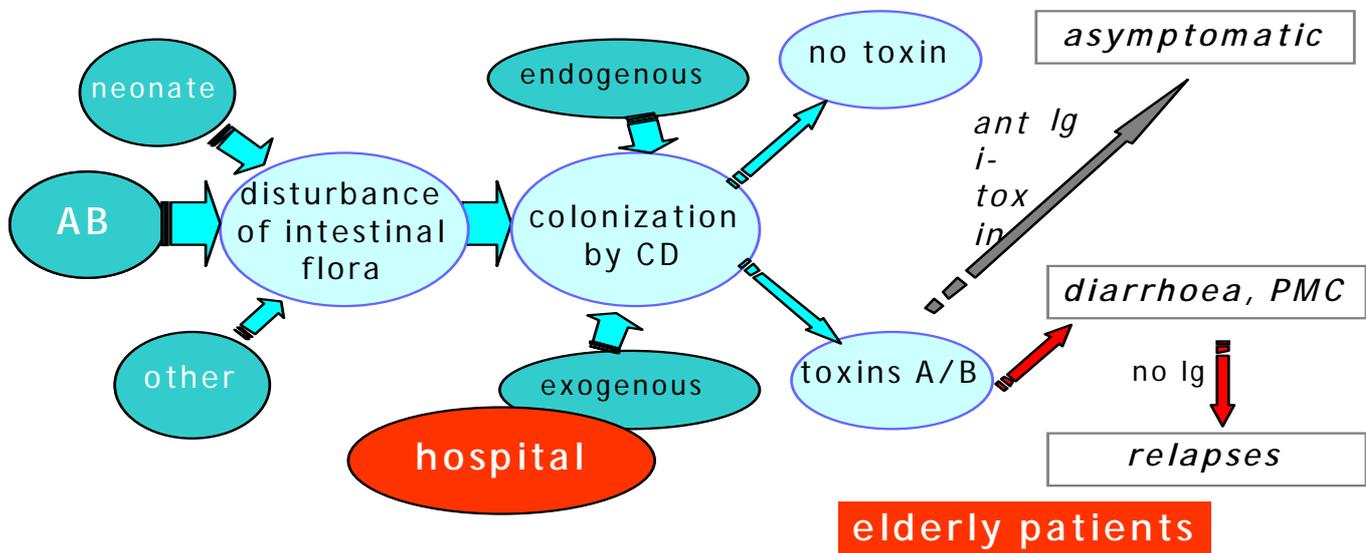


Figure 1: Physiopathologie des infections à *Clostridium difficile* (Delmée et al., 2001).

Comme le montre la **figure 1**, la première condition pour développer une diarrhée à *Clostridium difficile* est de présenter une perturbation de la flore intestinale. Le principal facteur perturbant cet écosystème est la prise d'antibiotiques. D'autres circonstances ont été décrites comme favorisant les modifications de la flore à savoir les chimiothérapies anticancéreuses et les traitements aux anti-acides. La seconde étape dans la physiopathologie de la diarrhée est la colonisation par *C. difficile*. La transmission est féco-orale. Lors de la colonisation, *C. difficile* produit habituellement deux toxines appelées A et B qui sont les principaux facteurs de virulence. Ces toxines ont une action cytotoxique et pro-inflammatoire sur la muqueuse intestinale. Les souches 027 récemment décrites en produisent une troisième appelée toxine binaire. Toutes les souches ne sont pas toxigènes et dès lors ne sont pas toutes capables de provoquer une symptomatologie.

7. Diagnostic bactériologique

7.1 Collecte de l'échantillon

Le diagnostic biologique est basé sur l'analyse d'échantillons de selles fraîches. Un échantillon, frais et liquide de 10 à 20 ml suffit pour la culture et la recherche de toxines. Les écouvillons ne sont pas utiles car le volume de selles qu'ils contiennent est trop faible. D'autres types d'échantillons envisageables sont des biopsies du colon, des liquides intestinaux sous endoscopie et des prélèvements autopsiques du colon et de son contenu.

Les échantillons doivent être transportés dans des récipients hermétiques, sans milieu de transport et doivent être portés au laboratoire idéalement dans les deux heures suivant le prélèvement.

Si l'analyse n'est pas directement effectuée, l'échantillon peut être gardé à 5°C (2-8°C) pendant deux à trois jours et congelé à -70°C si l'analyse est faite au-delà de ce délai. La congélation à -20°C provoque une grande perte de l'activité cytotoxique.

7.2 Recherche de toxines et culture

La présence de *C. difficile* ne suffit pas à établir sa responsabilité comme agent de diarrhée, il faut nécessairement objectiver la production de toxines.

Le diagnostic repose donc sur 2 types de techniques associées pour

- la détection de toxines de *C. difficile*
- la mise en évidence de *C. difficile*

La détection de toxines de *C. difficile*

La méthode de référence pour la détection de toxines est la recherche dans les selles de cytotoxine sur culture cellulaire, elle démontre la présence de toxine B par la production d'effets cytopathogènes (ECP); différentes lignées cellulaires sont utilisables: Vero (plus sensibles), MRC-5, CHO, Hep2, HeLa. Cette méthode prend 48 à 72 h et offre une sensibilité de 67 à 100% et une spécificité de 85 à 100%. Des résultats faussement négatifs pourraient être dus à une quantité trop faible de toxine ou à la dégradation de celle-ci (Bouza et al.,2005).

Les tests immuno-enzymatiques (EIA) constituent une bonne alternative à la recherche d'ECP. Deux types de tests existent soit des ELISA classiques, soit des tests rapides, immunochromatographiques (CIA).

Ces tests ont une bonne spécificité, mais une sensibilité moindre. En effet, leur seuil de détection est de l'ordre de 100 -1.000 pg alors que celui des ECP est de 10 pg. Le nombre de faux négatifs se situe entre 10 et 20 %.

Ces tests sont rapides, moins de 2 h pour les ELISA, 20 minutes pour les CIA et sont simples à réaliser, en particulier les CIA.

Ces tests détectent soit la toxine A, seule, soit les toxines A et B.

Les tests qui mettent en évidence la toxine B sont préférables, en raison de la description récente de souches qui ne produisent que la toxine B (Johnson et al.,2001).

Mise en évidence de *C. difficile*

Elle se fait soit par culture (technique de référence), soit par recherche d'antigène.

Pour la recherche de *C. difficile*, des selles sont mises en culture sur des milieux sélectifs tels que le Cyclosérine Céfoxitine Fructose agar (CCFA); les cultures sont incubées en anaérobiose 48 h à 37°C et les colonies suspectes sont identifiées.

Par ailleurs, la présence de *C. difficile* dans les selles peut être objectivée par la mise en évidence d'un antigène, la glutamate déshydrogénase (GHD), par test rapide immunochromatographique (Fenner et al.,2008). La sensibilité et la spécificité (par rapport aux tests de référence, culture et PCR) de ce test est respectivement de 93,6% et 96,9%.

Certains échantillons peuvent présenter un test ECP ou des tests ELISA/CIA négatifs, alors que la culture de *C. difficile* est positive. La production de toxine est dès lors directement recherchée sur les colonies isolées et ce, par les mêmes tests. Si elle est négative, il est conclu à la présence de *C. difficile* non toxigène sans signification clinique. Si elle est positive, il s'agit d'un *C. difficile* toxigène.

Une étude a démontré que la répétition des analyses chez le même patient n'augmente le rendement que de 0,8 % (Mohan et al.,2006); elle n'a donc pas d'intérêt.

Dans le cadre d'épidémies, la culture permet également d'effectuer des tests de sensibilité aux antibiotiques et des typages.

La coloration de Gram des selles est inutile.

Les techniques de biologie moléculaire, comme la *Polymerase Chain Reaction* (PCR), sont également utilisées pour le diagnostic de **CDAD**, mais doivent être simplifiées et devenir moins chères avant de pouvoir être appliquées en routine. La PCR en temps réel pour le gène *tcdB* (Van den Berg et al.,2006) est une technique récente, rapide et fiable pour la détection de *C. difficile*.

Le **Tableau 2** résume les avantages et les inconvénients des différentes techniques de détection.

Tableau 2: Avantages et inconvénients des techniques de détection de *C. difficile* et de ses toxines.

Méthode	Détection	durée	Avantages	Inconvénients
Culture de selles	<i>C. difficile</i>	48 h	Grande sensibilité antibiogramme, typage et tests complémentaires en cas d'épidémie	Faible spécificité pour la détection des souches toxinogènes
Recherche d'antigène sur selles	glutamate déshydrogénase antigène de <i>C. difficile</i>	20 min	Spécificité, sensibilité, simplicité	Faible spécificité pour la détection des souches toxinogènes Coût
Recherche d'ECP sur lignées cellulaires Sur selles Sur culture	Toxine B	48-72 h	Sensibilité	Technicité et coût des cultures cellulaires
Test ELISA pour la toxine Sur selles Sur culture	Toxine A ou A + B	2 h	Spécificité, coût	Moindre sensibilité
Test rapide pour la toxine sur selles sur culture	Toxine A ou A + B	20 min	Spécificité, simplicité	Moindre sensibilité, coût
PCR sur échantillon de selles	gènes	2 h	Grande sensibilité et spécificité	Coût, Technicité

Tableau 3: Schéma de décision pour le diagnostic biologique des **CDAD**.

En 48h:

1. Selles liquides fraîches ou conservées à 5°C moins de 72 h
2. Recherche de toxine(s) par ELISA ou test rapide (réalisé le jour même) sur les selles
 - positive: réponse provisoire au clinicien: *présence possible de C. difficile toxinogène*
 - négative: confronter avec les résultats de la culture (voir 3.)
3. Culture (après 48h)
 - positive,
 - toxine* sur les selles (voir 2.)
 - positive: confirmation de la réponse provisoire
 - négative
 - Toxine* sur culture
 - positive: présence de *C. difficile* toxinogène
 - négative: absence de *C. difficile* toxinogène
 - négative
 - toxine* sur les selles (voir 2.)
 - négative, absence de *C. difficile* toxinogène
 - positive
 - GHD**
 - positive: présence de *C. difficile* toxinogène
 - négative: absence de *C. difficile* toxinogène, toxine faussement positive

Le jour même: alternative rapide et chère

1. Selles liquides fraîches ou conservées à 5°C moins de 72 h
2. GHD**
 - Négative: absence de *C. difficile* toxinogène
 - Positive:
 - Toxine* sur les selles (test rapide)
 - positive: présence de *C. difficile* toxinogène
 - négative
 - culture (48h)
 - négative: absence de *C. difficile* toxinogène
 - positive
 - toxine* sur la culture
 - positive: présence de *C. difficile* toxinogène
 - négative: absence de *C. difficile* toxinogène

*le test de référence est la recherche d'effets cytopathogènes sur culture cellulaire; certains faux positifs sont associés aux autres techniques.

**certains faux positifs sont associés à ce test.

8. Surveillance

Une surveillance de l'incidence des affections liées à *C. difficile* est recommandée afin de pouvoir mettre en évidence une situation épidémique et/ou évaluer l'impact des mesures prises.

Depuis juin 2007, l'enregistrement des cas hospitaliers des cas de **CDAD** est devenu obligatoire dans les hôpitaux aigus. Cette surveillance doit comporter des définitions standardisées afin de pouvoir comparer les données au cours du temps.

Ces recommandations utilisent les définitions de la surveillance européenne établies par l'*European Centre for Disease Control* (ECDC) afin de permettre la comparaison de notre surveillance avec celle des autres institutions employant également ces définitions.

Il est important de toujours bien spécifier les critères de surveillance et de veiller à une continuité au niveau de la méthodologie de surveillance et des définitions utilisées.

8.1 Définitions de cas de CDAD

Le **tableau 4** reprend les différentes définitions de cas.

Tableau 4: Définitions des cas de **CDAD**.

CAS DE **CDAD**

Un patient qui remplit un ou plusieurs des critères suivants:

- 1 Diarrhée (*) ou mégacôlon toxique et une analyse de laboratoire positive pour toxine A et/ou B de *C. difficile* dans les selles ou une souche produisant des toxines identifiées dans les selles, par culture ou une autre méthode;
- 2 Colite pseudomembraneuse observée par recto-colonoscopie;
- 3 Caractéristiques histopathologiques d'infection par *C. difficile* (avec ou sans diarrhée) observées dans des biopsies du côlon réalisées lors d'une endoscopie, d'une colectomie ou à l'autopsie.

(*) au moins trois selles liquides ou non formées (des selles qui prennent la forme du récipient) par 24 heures.

Cette définition exclut:

- toute diarrhée d'autres causes connues (telles que diagnostiquées par le médecin en charge du patient);
- toute diarrhée avec une culture de *C. difficile* non toxinogène;
- les patients asymptomatiques:
 - o qui ont une culture de selles positive pour *C. difficile* produisant des toxines
 - o qui ont une analyse positive pour les toxines A et/ou B de *C. difficile*.

CAS RECURRENT

Un épisode de **CDAD** qui se manifeste dans les 8 semaines après le début d'un épisode antérieur pour autant qu'il y ait eu entre-temps résolution des symptômes du premier épisode, avec ou sans traitement.

Un cas récurrent peut être attribué à:

- une rechute due à la même souche
- une ré-infection par une autre souche.

Dans la pratique clinique, il est impossible de faire la différence entre rechute et ré-infection: le terme "cas récurrent" est donc utilisé dans les deux cas.

CAS SEVERE

Un patient qui remplit un ou plusieurs des critères suivants:

1. Patient ambulant et nécessitant une hospitalisation pour le traitement d'une **CDAD**;
2. Hospitalisation à l'Unité des Soins Intensifs pour le traitement d'une **CDAD** ou de ses complications;
3. Nécessité d'une intervention chirurgicale pour mégacôlon, perforation ou colite réfractaire;

Décès dans les 30 jours après le diagnostic, si la **CDAD** est soit la cause directe soit la cause indirecte du décès.

8.2 Définition des termes épidémiologiques

- **Cas associé à une institution de soins:**

Début des symptômes (diarrhée) plus de 48 heures après l'admission dans une institution de soins et jusqu'à 4 semaines après la sortie. Les patients dialysés ou fréquentant régulièrement une institution de soins seront placés dans cette catégorie.

- **Cas associé à la communauté:**

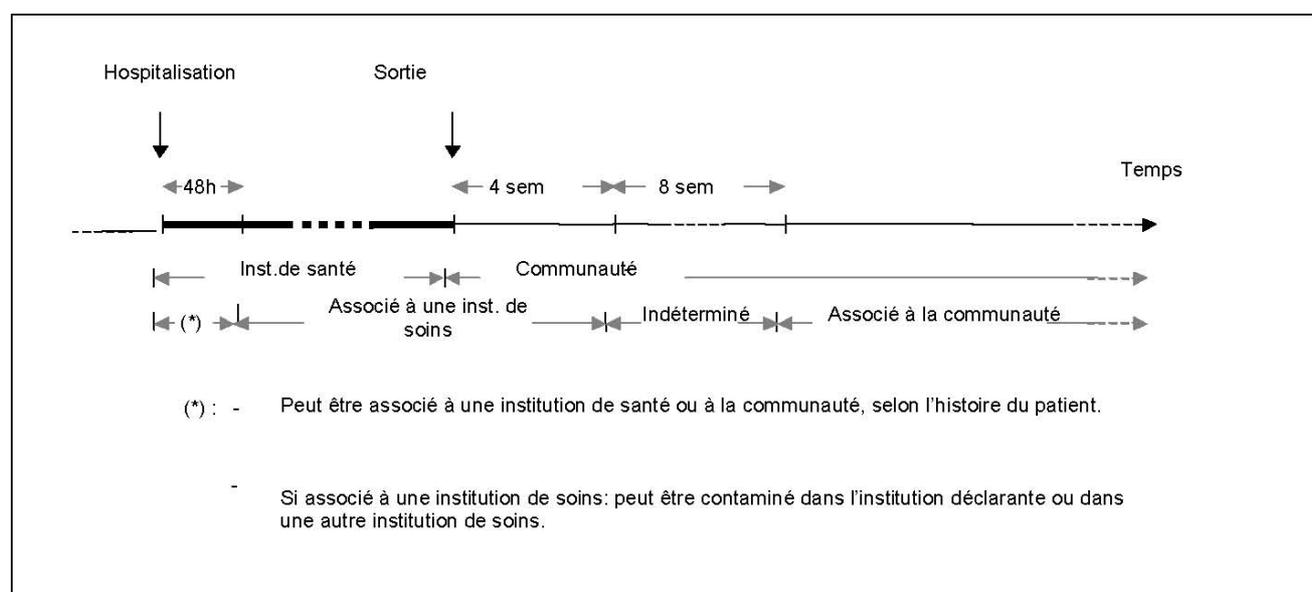
Début des symptômes en dehors d'une institution de soins ou dans les 48h après l'admission chez un patient/résident n'ayant pas séjourné dans une institution de soins dans les 12 semaines précédant les symptômes.

- **Cas indéterminé:**

Début des symptômes plus de 4 semaines mais moins de 12 semaines après le dernier séjour dans une institution de soins.

La **figure 2** illustre les relations existantes entre ces circonstances épidémiologiques.

Figure 2: Relation entre les différentes circonstances épidémiologiques.



Epidémie (ECDC):

- Une augmentation significative de l'incidence des cas de **CDAD** pendant une période définie dans une institution de soins par rapport à la ligne de base.
- Deux nouveaux cas de **CDAD** ou plus liés entre eux sur une période de 4 semaines dans la même unité de soins ou autre entité géographique.

Epidémie non contrôlée

- Survenue, en cours d'épidémie et malgré l'application correcte des recommandations, d'au moins deux nouveaux cas nosocomiaux.

9. Prévention de la diarrhée à *Clostridium difficile*

L'antibiothérapie et les contacts étant les principaux facteurs de risque d'émergence de **CDAD**, l'utilisation rationnelle des antibiotiques et les mesures de prévention de la transmission horizontale sont les deux piliers de la stratégie de contrôle de ces infections.

Les paragraphes qui suivent vont systématiquement porter sur les mesures habituelles de prévention ainsi que les mesures particulières à prendre en cas d'épidémie.

9.1 Place de la politique antibiotique dans le contrôle de la diarrhée à *Clostridium difficile*.

L'interruption de l'antibiothérapie en cours, quand la situation clinique du patient/résident le permet, est la première mesure à envisager en cas de **CDAD**. En cas de situation épidémique non contrôlée par les mesures classiques, une politique de restriction de l'utilisation des antibiotiques à haut potentiel d'émergence de **CDAD** doit être mise en œuvre. En cas d'épidémie avec le ribotype 027, une utilisation restrictive des fluoroquinolones doit être envisagée.

9.2 Prévention de la transmission

Elle est basée sur deux types de précautions, générales et additionnelles, de type contact

9.2.1 Précautions générales à prendre avec tous les patients/résidents

Les précautions générales ont pour but de prévenir la transmission et la dissémination de micro-organismes en général et doivent systématiquement être prises par tous les soignants vis-à-vis de tous les patients/résidents quel que soit leur « statut » *Clostridium difficile*.

Le respect de ces mesures protège le patient/résident aussi bien de l'acquisition de **CDAD** que de toute autre infection, comme les infections à MRSA par exemple.

D'autre part, grâce à ces mesures, le soignant se protège personnellement vis-à-vis des micro-organismes du patient/résident.

En présence d'un patient/résident avec une **CDAD**, le risque qu'un service héberge d'autres porteurs augmente. Ces porteurs asymptomatiques représentent aussi une source potentielle de dissémination, d'où l'importance de parfaitement respecter ces précautions générales.

Ces précautions générales telles que décrites par les *Centers for Disease Control* (CDC) peuvent être résumées de la façon suivante:

- Les précautions générales comprennent la désinfection des mains avec une solution hydro-alcoolique par chaque soignant, avant et après chaque contact avec le patient/résident;
- Si les mains sont visiblement souillées, il faut d'abord les laver avec de l'eau et du savon avant de les désinfecter avec la solution hydro-alcoolique;
- Si un contact avec le sang ou les liquides corporels du patient/résident est probable, il faut porter des gants, éventuellement une sur-blouse et parfois un masque. Après avoir ôté les gants, les mains doivent être désinfectées avec une solution hydro-alcoolique;
- Toutes les mesures doivent être prises pour éviter des accidents par piqûre ou coupure. Cette attitude sera également appliquée dans un cadre plus large comme lors du traitement du linge, l'évacuation des déchets de soins, l'entretien de la chambre et autres.

Les précautions générales sont décrites in extenso dans le document « *Mesures préventives de la transmission du *Staphylococcus aureus* résistant à la méthicilline (MRSA) dans les Maisons de Repos et de Soins (MRS)* » disponible sur le site web du BICS

(<http://www.belgianinfectioncontrolsociety.be/>); des informations à ce sujet sont également disponibles dans l'avis 7725 du CSS (« *Recommandations pour le contrôle et la prévention de la*

transmission de « *Staphylococcus aureus* » résistant à la méthicilline dans les hôpitaux belges ») disponible sur le site web du CSS. (www.health.fgov.be/CSS_HGR/)

9.2.2 Précautions additionnelles de type contact

Dans certains cas, ces recommandations peuvent être classées selon le niveau de preuve de leur efficacité:

Niveau 1: Fortement recommandé

Niveau 2: Recommandé

Niveau 3: A considérer

Elles concernent plusieurs types de mesures, l'hébergement, l'équipement de protection individuel, l'hygiène des mains et le port de gants, le nettoyage et la désinfection de l'environnement, la désinfection du matériel et de l'équipement de la chambre, le traitement de la vaisselle et du plateau utilisés pour les repas, le transport du patient/résident et enfin l'attitude des visiteurs.

A qui doit-on appliquer ces précautions additionnelles:

à tout patient/résident symptomatique (présentant de la diarrhée) et porteur d'une souche toxigène en dehors ou lors d'une épidémie.

Aucune recommandation n'existe en ce qui concerne les précautions à prendre en cas de découverte fortuite d'un *Clostridium difficile* toxigène chez un patient/résident ne présentant pas de diarrhée, des études ayant montré que l'environnement des patients asymptomatiques est nettement moins contaminé que celui des porteurs symptomatiques.

En cas d'épidémie non contrôlée, les porteurs asymptomatiques peuvent également être un réservoir; il est dès lors important de les dépister afin de leur appliquer les mêmes précautions qu'aux patients symptomatiques.

Quelle durée pour les précautions additionnelles?

La récurrence à l'arrêt du traitement antibiotique intervient généralement entre une et deux semaines après la fin de celui-ci. Cependant, il paraît difficile de maintenir les précautions additionnelles d'un patient/résident ne présentant plus de diarrhée aussi longtemps dans un contexte d'hôpital souvent sur-occupé. C'est pourquoi, nous proposons de lever les précautions lorsque le patient/résident présente des selles formées. Des informations précises sur la consistance des selles étant parfois difficiles à obtenir, nous conseillons d'attendre au moins deux à trois jours sans diarrhée avant de lever les précautions. **Niveau 2**

Chez le patient/résident présentant des facteurs de risque de récurrence (cf. chapitre tableau clinique), on peut considérer le maintien des précautions additionnelles après la fin du traitement pendant une durée à déterminer par les responsables de l'hygiène hospitalière.

Niveau 3

En cas de suspicion de récurrence, les précautions seront ré-instaurées sans attendre le résultat d'analyse de selles. **Niveau 1**

Si un patient/résident a eu de la diarrhée (durée variable) mais qu'il n'en a plus au moment où le diagnostic est posé, il n'y a pas lieu de prendre des précautions additionnelles. Cependant, vu le risque de contamination de l'environnement, on procédera au nettoyage et la désinfection approfondis de la chambre selon les recommandations (cf. chapitre nettoyage et désinfection de l'environnement). Par ailleurs, on doit informer le personnel quant à la surveillance d'une réapparition de diarrhée.

A la levée des précautions, on réalisera un nettoyage approfondi de la chambre et des surfaces avant d'admettre un nouveau patient/résident dans la chambre. (cf. chapitre « Nettoyage et désinfection de l'environnement »).

9.2.2.1 Hébergement:

L'hébergement en chambre individuelle est recommandé. En cas de problème de disponibilité de chambre individuelle, on pourra regrouper dans la même chambre les patients/résidents présentant une **CDAD Niveau 2**

Les patients/résidents asymptomatiques ne seront pas cohortés avec les patients/résidents symptomatiques.

Il faudra prévoir des sanitaires propres au patient ou au minimum une chaise percée personnelle, qui soit facile à désinfecter. **Niveau 1**

Durant la période symptomatique, que ce soit en secteur aigu ou en MRS, il est recommandé que le patient/résident reste le plus possible dans sa chambre et ne participe pas à des activités collectives (sociales ou de revalidation en salle de kiné). **Niveau 2**

9.2.2.2 Equipement de protection individuel (EPI)

L'équipement de protection individuel dans le cas de **CDAD** comprend **Niveau 1**

- ❑ Les gants non stériles (cf. 2.2.3)
- ❑ La blouse de protection ou une sur-blouse à manches longues à porter au-dessus de la tenue de travail. Cette sur-blouse est idéalement à usage unique (jetée après chaque utilisation) et est spécifiquement réservée aux soins d'un patient/résident. Dès que la blouse est souillée, elle doit être changée, qu'elle soit en tissu ou jetable. La blouse de protection se trouve à l'entrée de la chambre et est donc enfilée avant d'entrer dans la chambre. La sur-blouse et les gants sont utilisés durant les soins au patient/résident et en cas de contact avec l'environnement de ce dernier.

A la sortie de la chambre, la façon de retirer les EPI et surtout la séquence est très importante pour éviter une contamination des mains ou de la tenue de travail.

Le retrait de la blouse et des gants s'accompagne d'un lavage à l'eau et au savon suivi d'une désinfection des mains.

Lorsque l'on cohorte les patients/résidents (plusieurs patients/résidents avec une **CDAD** séjournent dans la même chambre) la même sur-blouse peut être éventuellement utilisée pour plusieurs patients/résidents (pour autant qu'elle ne soit pas souillée ou humide). Par contre, les gants sont changés entre chaque patient/résident et les mains sont lavées à l'eau et au savon puis désinfectées à chaque retrait de gants.

En pratique

Equipement de protection individuel (EPI):

- ❑ Gants non stériles
- ❑ Blouse ou sur-blouse à manches longues à utiliser pour tout contact physique avec le patient/résident ou son environnement.

Après le retrait des gants, ne pas oublier le lavage à l'eau et au savon suivi d'une désinfection des mains.

9.2.2.3 Hygiène des mains et port de gants

Plusieurs études établissent que des soignants réalisant des soins à des patients/résidents infectés transportent *C. difficile* sur les mains avec des taux de contamination allant jusqu'à 59% (20/35) dans l'étude de Mac Farland (McFarland et al., 1989). Les sites colonisés sont la zone sous-

unguéale (43%), la pulpe des doigts, la paume de la main (37%) et les zones sous les bagues (20%) (McFarland et al., 1989; Pittet et al., 1999; Simon & Delmée, 2004).

Quelle méthode d'hygiène des mains choisir: le lavage au savon, au savon antiseptique ou la friction alcoolique?

Certaines études ont montré la supériorité des savons antiseptiques et des savons neutres sur les solutions hydro-alcooliques. Ces études sont basées sur une contamination expérimentale des mains par *C. difficile*:

- Barbut (Barbut et al., 2003) a démontré que le lavage des mains au savon réduit une contamination expérimentale des mains par *C. difficile* de 2 à 2,5 log CFU alors que la solution hydro-alcoolique utilisée ne réduisait le compte bactérien que de 80% (moins de 1 log CFU).
- Leischner a étudié l'efficacité du lavage des mains avec de l'Hibiscrub® par comparaison à la friction des mains à l'aide de trois lotions hydro-alcooliques différentes, après contamination des mains de 10 volontaires par 5 log de *C. difficile*. Cette étude objective une diminution de 2,5 log de *C. difficile* après lavage des mains à l'Hibiscrub®, comparativement à une diminution variant de 1,71 à 1,94 log de *C. difficile* en fonction du produit utilisé pour réaliser la friction des mains. L'auteur conclut que le lavage des mains à l'Hibiscrub® est plus efficace que la friction des mains à l'aide d'une solution hydro-alcoolique mais que cette dernière technique de désinfection des mains n'est pas totalement dénuée d'activité (Leischner, 2005).

Cependant, d'autres études ont montré que la généralisation de l'utilisation des solutions hydro-alcooliques n'a pas été associée à une augmentation de l'incidence des cas de *CDAD*:

- Gordin et ses collaborateurs (Gordin et al., 2005) ont réalisé une surveillance des acquisitions nosocomiales de BMR et des cas de *CDAD* sur une période de six ans: les trois premières années, seuls les savons antiseptiques ont été utilisés pour l'hygiène des mains; les trois années suivantes les solutions hydro-alcooliques ont été largement implantées dans l'institution. Ils ont observé une diminution significative de l'incidence des MRSA et des VRE et une incidence stable des *CDAD*.
- Boyce (Boyce et al., 2006) a quant à lui démontré que l'augmentation de la consommation de solutions hydro-alcooliques passant de 3 litres/1.000 patients-jours en 2.000 à 30 litres/1.000 patients-jours en 2003 dans un hôpital universitaire de 500 lits n'a pas engendré d'augmentation de l'incidence des cas de *CDAD* (1,74 en 2000 et 1,18 cas/1.000 patients-jours en 2003).

Un élément primordial dans la prévention des infections nosocomiales en général et de la prévention de la transmission de *C. difficile* en particulier est le port de gants.

Plusieurs études montrent que l'utilisation des gants est fondamentale pour minimaliser la contamination des mains:

- Bien avant le développement du concept de précautions générales, Johnson (Johnson et al., 1990) démontre une diminution de l'incidence de *CDAD* de 7,7 cas/1.000 admissions à 1,5 cas/1.000 admissions par le port de gants pour tout contact avec les liquides corporels de patients.
- Pittet (Pittet et al., 1999) observe seulement 3 CFU/min lors de soins avec des mains gantées versus 16 CFU/min de soins si les travailleurs de la santé ne portent pas de gants. Le port de gants, en diminuant le degré de contamination des mains, rend donc la désinfection des mains réalisée après le retrait des gants d'autant plus efficace.

- Bettin (Bettin et al., 1994) compare chez 10 volontaires l'efficacité du lavage des mains au savon liquide au lavage à l'Hibiscrub® après inoculation des mains gantées ou nues, avec 6,7 log CFU d'une souche clinique épidémique de *C. difficile*. Dans cette étude, la contamination résiduelle après lavage ou désinfection des mains est moindre chez les sujets ayant porté des gants (1,3 à 2 log CFU) par rapport aux volontaires inoculés sur les mains nues (2,1 à 2,5 log CFU). Après retrait

des gants, le savon Hibiscrub® est associé à une contamination résiduelle moindre que le savon liquide. L'étude conclut que le port de gants et le lavage des mains à l'Hibiscrub® est la méthode la plus efficace pour limiter la contamination des mains par le *C. difficile* tout en proposant des études complémentaires pour comparer les différentes méthodes (Bettin et al., 1994). McFarland montre que l'utilisation de gants est la seule façon de prévenir la contamination des mains lorsque l'on réalise des soins aux patients infectés par *C. difficile* (0 contamination/4) alors qu'en l'absence de gants, le lavage des mains seul entraîne une contamination résiduelle des mains (14/16 et 1/7).

En conséquence, le port de gants diminue significativement la contamination des mains, les solutions hydro-alcooliques et les savons neutres ne semblent pas inefficaces face au problème de la transmission croisée des *C. difficile*, les dernières recommandations des CDC concernant l'hygiène des mains en période épidémique d'infections à *C. difficile* soulignent que les soignants se lavent les mains à l'eau et au savon liquide (HICPAC, 2002) après le retrait des gants.

Il semble donc raisonnable:

- d'insister sur l'importance du port de gants pour tout contact avec le patient/résident ou son environnement afin de diminuer le risque de contamination des mains;
- de recommander un lavage avec un savon liquide au retrait des gants suivi d'une désinfection à l'aide d'une solution hydro-alcoolique.

En pratique, en cas de CDAD:

Pour les soins aux patients/résidents présentant une **CDAD**, la règle d'or reste le port systématique de gants pour tout contact avec les patients/résidents ou leur environnement.

Au retrait des gants ou en cas de contact accidentel sans gants, le **lavage au savon liquide** suivi d'une friction alcoolique des mains est la technique d'hygiène des mains à utiliser

Il est aussi important de sensibiliser les patients/résidents à leur hygiène personnelle. Il est important de leur rappeler l'intérêt du lavage des mains par exemple avant les repas et après l'utilisation des toilettes,...

9.2.2.4 Nettoyage et désinfection de l'environnement

Une attention particulière doit être portée à l'environnement. Comme déjà mentionné précédemment, l'environnement direct du patient/résident joue un rôle important de réservoir secondaire avec des taux variables de contamination, en fonction de la présence ou non de diarrhée (McFarland et al., 2000). L'environnement de patients/résidents présentant des cultures positives associées à des symptômes est significativement plus contaminé que l'environnement des sujets asymptomatiques ou avec des coprocultures négatives.

Il existe plusieurs rapports d'expériences de terrain sur le rôle de la désinfection des surfaces dans la prévention de la transmission de *C. difficile*. Toutes les surfaces de la chambre du patient/résident peuvent être potentiellement contaminées et ce, très rapidement, c'est-à-dire dans les 24 heures après l'apparition de la diarrhée; cette contamination environnementale peut persister pendant des semaines, voire des mois (Mulligan et al., 1979).

Une étude récente a mis en évidence l'intérêt de la désinfection à l'hypochlorite de soude par rapport à l'utilisation de détergents pour l'entretien de l'environnement et son impact sur l'incidence des infections à *C. difficile*. Cette étude souligne bien le surcoût minime que peut entraîner l'utilisation d'un désinfectant par rapport au coût que représente une diarrhée nosocomiale (Wilcox et al., 2003).

Plusieurs études ont montré que l'entretien journalier avec un produit désinfectant contribuait de façon efficace à la diminution de l'incidence de nouveaux cas. Néanmoins, peu de familles de désinfectants ont montré leur efficacité dans la diminution du nombre de spores de *C. difficile* dans des chambres de patients/résidents infectés (Hutin et al., 1993; Mayfield et al., 2003). Les dérivés chlorés comme l'hypochlorite de soude utilisé à une dilution permettant d'atteindre au moins 500 ppm de chlore libre ou le dichloroisocyanurate de soude (NaDCC solution tamponnée) à 1.600 ppm ont montré une certaine efficacité ainsi que l'association d'aldéhydes (0,04% de formaldéhyde et 0,03% de glutaraldéhyde).

De plus, certains désinfectants non chlorés, habituellement utilisés pour la désinfection de l'environnement, favorisent la sporulation *in vitro*, cette capacité serait variable d'une souche à l'autre et est peut être à mettre en relation avec leur caractère épidémique (Wilcox et al., 2001).

Les recommandations actuelles privilégient donc les **dérivés chlorés**. Les dernières données de la littérature plaident pour l'utilisation de concentrations supérieures à 1.000 ppm en tout cas. Perez a montré récemment qu'une concentration de 5.000 ppm est significativement plus sporicide et aussi active *in vitro* que des oxydants puissants comme le peroxyde d'hydrogène à 7% (Perez et al., 2005). Cette concentration est plus difficilement utilisable sur de grandes surfaces en présence de patients/résidents car l'odeur est mal tolérée à la fois par les patients/résidents et les techniciens de surface. Une concentration de 1.000 ppm d'hypochlorite de soude semble dès lors raisonnable pour la désinfection quotidienne du sol (grande surface) et une concentration de 5.000 ppm d'hypochlorite de soude semble justifiée à la sortie du patient. L'avantage des tablettes de dichloroisocyanurate de sodium (NaDCC) est évident lorsque l'on connaît la façon dont les désinfectants sont habituellement utilisés, que l'on sait que la concentration des eaux de Javel du commerce varie au cours du temps pour un même fabricant et que le coût de l'hypochlorite pharmaceutique est élevé.

De plus, en raison d'un pH plus élevé, les solutions à base de dichloro-isocyanurate sont moins corrosives pour les matériaux et mieux tolérées par le personnel.

Tableau 5a: Dilutions d'hypochlorite.

	Quantité d'eau de javel concentrée pour obtenir 1.000 ppm de chlore libre.	Quantité d'eau de javel concentrée pour obtenir 5.000 ppm de chlore libre.
Solution d'eau de Javel à 10°	32 ml/ litre d'eau	160 ml/ litre d'eau
Solution d'eau de Javel à 12°	26 ml/ litre d'eau	130 ml/ litre d'eau
Solution d'eau de Javel à 15°	20 ml/ litre d'eau	100 ml/ litre d'eau
Solution d'eau de Javel à 20°	16 ml/ litre d'eau	80 ml/ litre d'eau

Dilution des comprimés de dichloro-isocyanurate de sodium

Dans le commerce, il existe des comprimés de (NaDCC) de poids variable soit de dichloro-isocyanurate de sodium di-hydraté contenant 55% de chlore actif soit de dichloro-isocyanurate de sodium contenant 60% de chlore actif. Le poids du comprimé est en général renseigné sur la fiche technique du produit.

1 gramme de comprimé de NaDCC libère 0,55 g ou 0,60 g de chlore libre en fonction du produit utilisé. Un gramme de NaDCC dans 1 litre d'eau équivaut à 550 ou 600 ppm/litre en fonction du poids d'un comprimé.

Pour le calcul des ppm de chlore libre par litre, il faut multiplier le poids du comprimé par le nombre de comprimés et par le % de chlore actif libéré X 1.000.

$$\text{Poids d'un comprimé} \times \text{nbre de Co / litre} \times \text{\% de chlore actif} \times 1.000 = \text{ppm/litre}$$

En pratique, si on utilise des comprimés de 2,7 g libérant 55 % de chlore actif, le calcul devient: 2,7 x nbre de comprimés x 0,55 x 1.000. Un comprimé dans 1 litre d'eau → 1.485 ppm, 2 comprimés par litre d'eau → 2.970 ppm, etc.

Tableau 5b: Solutions avec comprimés de NaDCC.

Solution avec comprimés de NaDCC – Dichloro-isocyanurate de sodium		
1 g NaDCC libère 0,55 g de chlore libre, donc 1 g NaDCC dans 1 litre d'eau = 550 ppm.		
	Pour une solution de 1.000 ppm de chlore libre	Pour une solution de 5.000 ppm de chlore libre
2,7 g	1 comprimé / 1,5 litre d'eau	1 comprimé/ 0,3 litre d'eau
2,7 g	4 comprimés/ 6 litres d'eau	20 comprimés dans 6 litres d'eau

Pour une efficacité maximale, la solution doit être préparée juste avant l'utilisation. L'eau utilisée pour dissoudre les comprimés doit être froide pour éviter les émanations toxiques.

Vu le temps de contact relativement long pour obtenir une sporicidie (20 min pour une solution à 1.000 ppm, 7 min pour 5.000 ppm (Perelle et al., 1997), il est recommandé de laisser sécher et de ne pas rincer.

En cas d'incontinence importante, il peut être nécessaire de désinfecter l'environnement du patient/résident plusieurs fois par jour. Pour conserver une efficacité maximum, la solution doit être préparée au moment de l'utilisation.

Il faut aussi s'assurer que le protocole de désinfection utilise une approche systématique, avec une liste de tâches, une séquence de nettoyage et une gestion bien définie du linge ayant servi à cette désinfection. Le personnel en charge de ces tâches doit être formé. Il faut être attentif à ne pas oublier les surfaces fréquemment touchées par le patient/résident, table, table de nuit, barreaux de lit, poignées de portes, sonnette, téléphone (la chaise percée doit, comme les sanitaires, être désinfectée chaque jour). La séquence de nettoyage doit tenir compte de l'organisation « du plus propre au plus sale » en terminant par la salle de bains et tout ce qui a pu être en contact avec des selles. Les chiffons et torchons utilisés dans la chambre d'un patient/résident présentant une diarrhée à *C. difficile* ne seront pas utilisés dans la chambre d'un autre patient/résident sans avoir été soumis à un processus lessiviel et sortiront de la chambre emballés dans un sac en plastique. L'eau ayant servi à la désinfection de la chambre (matériel, surface horizontale et sol) sera éliminée le plus rapidement possible (dans les toilettes du patient/résident par exemple). Il faut terminer l'entretien de l'unité par la ou les chambres de patients/résidents atteints de **CDAD**. L'aspect « entretien des pannes » est traité au point suivant.

De nouvelles techniques de désinfection par brumisation de désinfectant à base de peroxyde d'hydrogène, efficace *in vitro* sur les spores bactériennes, apporteront peut-être une solution intéressante. Les résultats sur l'environnement contaminé dans des chambres de patients/résidents sont encourageants. Des études d'impact sur l'incidence des cas seront cependant encore nécessaires pour valider cette technique.

Le vidoir sera également désinfecté à l'hypochlorite de soude si le contenu de pannes ou de seaux

de chaise percée de patients/résidents souffrant de **CDAD** y sont déversés ou d'office en cas d'épidémie dans l'unité de soins.

Pratiquement:

a) en dehors de toute épidémie:

- Planifier l'entretien de la chambre du patient/résident atteint de **CDAD** en dernier lieu dans la séquence d'entretien. **Niveau 1**
- Procéder QUOTIDIENNEMENT au nettoyage (déterSION) méticuleux des surfaces horizontales (table de nuit, sol), des surfaces fréquemment touchées (bouton d'appel, commande d'éclairage, poignée de porte, téléphone, barreaux de lit...) ainsi que des surfaces visiblement souillées. **Niveau 1**
- Désinfecter AU MOINS UNE FOIS PAR JOUR (ou plus si nécessaire) la salle de bains et les toilettes avec une solution d'hypochlorite de soude à 1.000 ppm minimum. **Niveau 1**
- Jeter l'eau ayant servi au nettoyage de la chambre immédiatement après utilisation. Mettre les torchons dans un sac en plastique et les envoyer à la buanderie. **Niveau 1**
- Porter une blouse et des gants pour l'entretien de la chambre. Lavage des mains suivi d'une friction à la solution hydro-alcoolique dès le retrait des gants. **Niveau 1**
- Etablir une liste des choses à entretenir ainsi que la séquence d'entretien. Organiser l'entretien du plus propre au plus sale. Terminer par la salle de bains et les toilettes. **Niveau 2**
- A la sortie du patient ou à la levée des précautions additionnelles,
 - jeter tout le matériel ne pouvant pas être désinfecté, **Niveau 2**
 - décrocher les rideaux séparateurs et les envoyer à la buanderie **Niveau 2**
 - envoyer à la thermodésinfection ou à la stérilisation tout le matériel thermorésistant (bassin réniforme en inox, panne...) **Niveau 2**
 - désinfecter avec une solution d'hypochlorite de soude à 1.000 ppm au moins et idéalement à 5.000 ppm tout le matériel devant être utilisé chez un autre patient et toutes les surfaces horizontales, les boutons de porte, les boutons d'appel... toutes les surfaces touchées par le patient, sol y compris. **Niveau 1**
- Veiller à la formation du personnel responsable de ces tâches. **Niveau 1**

b) en période épidémique:

- Planifier l'entretien de cette chambre en dernier lieu dans la séquence d'entretien. **Niveau 1**
- Procéder QUOTIDIENNEMENT au nettoyage méticuleux au détergent (déterSION) suivi d'une désinfection des surfaces horizontales (table de nuit, sol), des surfaces fréquemment touchées (bouton d'appel, commande d'éclairage, poignée de porte, téléphone, barreaux de lit...) ainsi que des surfaces visiblement souillées avec une solution d'hypochlorite de soude à minimum 1.000 ppm et idéalement à 5.000 ppm. **Niveau 1**
- Désinfecter AU MOINS UNE FOIS PAR JOUR (ou plus si nécessaire) la salle de bains et les toilettes, la chaise percée avec une solution d'hypochlorite de soude de minimum 1.000 ppm et idéalement de 5.000 ppm. **Niveau 1**

- Etablir une liste des équipements à entretenir ainsi que la séquence d'entretien. Organiser l'entretien du plus propre au plus sale. Terminer par la salle de bains et les toilettes. **Niveau 2**
- Jeter l'eau ayant servi au nettoyage de la chambre immédiatement après utilisation. Mettre les torchons dans un sac en plastique et les envoyer à la buanderie. **Niveau 1**
- Porter une blouse et des gants pour l'entretien de la chambre. Lavage des mains suivi d'une friction à la solution hydro-alcoolique dès le retrait des gants. **Niveau 1**
- A la sortie du patient ou à la levée des précautions additionnelles,
 - jeter tout le matériel ne pouvant pas être désinfecté, **Niveau 2**
 - décrocher les rideaux séparateurs et les envoyer à la buanderie, **Niveau 2**
 - envoyer à la thermodésinfection ou à la stérilisation tout le matériel thermorésistant (bassin réniforme en inox, panne...) **Niveau 2**
 - désinfecter avec une solution d'hypochlorite de soude à 5.000 ppm ou une solution de peroxyde d'hydrogène tout le matériel devant être utilisé chez un autre patient et toutes les surfaces horizontales, les boutons de porte, les boutons d'appel...(toutes les surfaces touchées par le patient) sol y compris. **Niveau 1**
- Veiller à la formation du personnel responsable de ces tâches. **Niveau 1**
- Désinfection journalière de l'utilité sale (vidoir) avec une solution à minimum 1.000 ppm et idéalement 5.000 ppm d'eau de javel. **Niveau 2**
- Il peut être envisagé de désinfecter toute l'unité à l'eau de Javel à 1.000/5.000 ppm (y compris les chambres de patients/résidents non porteurs). **Niveau 3**

9.2.2.5 Désinfection du matériel et de l'équipement de la chambre

Pour l'entretien des pannes, il est recommandé de les laver au lave-pannes dans le service de stérilisation centrale ou idéalement de les stériliser. Tous les lave-pannes n'ont pas une efficacité identique vis à vis de *C. difficile* (Alfa et al.,2008). Chaque utilisateur devra évaluer les lave-pannes utilisés afin de garantir des performances adéquates.

Dans le cadre des précautions additionnelles, le patient/résident isolé souffrant de **CDAD** doit disposer de matériel qui lui est réservé et qui ne quittera sa chambre qu'au moment de la levée des précautions (thermomètre, stéthoscope, tensiomètre, flacons d'antiseptique, chaise percée...).

Niveau 1

Si le patient/résident doit circuler en chaise roulante, celle-ci restera dans la chambre ou sera désinfectée avant de pouvoir être utilisée par un autre patient/résident.

Il faut la protéger par une alèse. **Niveau 2.**

Le dossier médical du patient/résident doit rester à l'extérieur de la chambre. **Niveau 2**

En pratique:

- Le matériel doit rester dans la chambre.
- Le seau de la chaise percée et la panne restent attribués au patient/résident pendant toute la durée des précautions. Puisque les lave-pannes ne sont (généralement) pas sporicides, on veillera à ce que la panne ne soit pas traitée avec d'autres pannes et à ce qu'elle soit ré-attribuée par la suite au même patient/résident.
En l'absence de lave-panne et de tunnel de lavage, il est recommandé d'utiliser des pannes en plastique qui pourront être désinfectées à l'hypochlorite de soude après un nettoyage correct ou il est recommandé de prévoir un dispositif permettant de diminuer la contamination massive des pannes (par exemple, avec un sac de protection jetable contenant une substance gélifiante)
A la sortie du patient ou lors de la levée des précautions additionnelles, il est recommandé de thermodésinfecter les pannes au tunnel de lavage ou idéalement de les stériliser.
- A la sortie du patient ou lors de la levée des précautions additionnelles ou pour le matériel devant sortir de la chambre: tout ce qui peut être thermodésinfecté doit bénéficier de cette procédure. Pour le matériel thermosensible, un nettoyage à l'eau et au savon suivi d'une désinfection à l'hypochlorite de sodium de 1.000 à 5.000 ppm doit si possible être réalisé. Etant donné que des utilisations répétées peuvent endommager le matériel surtout s'il est en inox, une alternative est un produit à base de peroxyde d'hydrogène reconnu sporicide. **Niveau 2**
- Pour les services d'endoscopie, la désinfection de haut niveau à l'acide peracétique ou au glutaraldéhyde est efficace sur *Clostridium difficile* pour autant que le nettoyage pré-désinfection ait été méticuleusement réalisé. Les recommandations en vigueur dans les services d'endoscopie sont donc efficaces. Toutefois, si le matériel endoscopique est autoclavable, il subira un autoclavage.

9.2.2.6 Traitement des déchets et du linge

Les déchets sortant de la chambre d'un patient/résident infecté par *Clostridium difficile* seront éliminés selon la législation en vigueur dans la Région.

L'arrivée de linge propre doit se distinguer clairement du retrait du linge sale. Etant donné le grand nombre de spores habituellement retrouvées dans le lit, le linge de lit est remplacé systématiquement tous les jours et en cas de souillure visible.

Le linge sale est manipulé le moins possible pour éviter la dispersion de spores. Le sac contenant le linge sale du patient doit également être sorti de la chambre au minimum une fois par jour. Le tri et le traitement du linge doivent tenir compte des directives de la blanchisserie (interne ou externe) et suivre les recommandations (avis 8075) du Conseil Supérieur de la Santé (www.health.fgov.be/CSS_HGR/). Les vêtements personnels du patient/résident seront placés dans un sac en plastique pour être remis à sa famille. Ils seront lavés à part et à la température la plus élevée possible.

Le linge sera lavé en machine, en particulier pour assurer un rinçage adéquat assurant l'élimination des spores de *C. difficile*.

Les gants de toilette et les serviettes utilisés pour la toilette intime d'un patient/résident souffrant de **CDAD** seront de préférence jetables. Sinon, ils seront remplacés tous les jours / après chaque utilisation et ne seront certainement pas posés sur le radiateur pour sécher. Après manipulation de sacs de déchets/de linge usagé, les mains doivent être lavées soigneusement, séchées puis désinfectées au moyen d'une solution hydro-alcoolique.

9.2.2.7 Traitement de la vaisselle et du plateau utilisés pour les repas

Comme pour tout contact avec l'environnement direct du patient/résident, l'enlèvement du plateau après le repas se fait avec des gants. Le plateau est immédiatement déposé dans le chariot de transport des repas. Sur le chariot repas, les plateaux à distribuer ne peuvent pas être en contact avec les plateaux ayant été en contact avec les patients/résidents.

La vaisselle sera lavée en machine, en particulier pour assurer un rinçage adéquat assurant l'élimination des spores de *C. difficile*.

La vaisselle lavée manuellement ne peut pas être utilisée sans risque. Nous pensons notamment au gobelet ou au verre, canard, tasse et cuillère à café qui sont parfois lavés dans les unités de soins. La préférence devrait être donnée, dans ce cas, à de la vaisselle à usage unique. Le personnel de la cuisine doit aussi veiller à respecter les directives relatives à l'hygiène des mains.

9.2.2.8 Transport du patient/résident placé en précautions additionnelles

Un patient/résident avec une infection symptomatique qui doit quitter sa chambre, porte un pyjama propre (et un linge s'il y a risque d'incontinence) et se lave puis se désinfecte les mains à la solution hydro-alcoolique avant de sortir de sa chambre. **Niveau 1**

Si un patient/résident infecté se déplace en chaise roulante, la tenue du patient/résident sera propre et la chaise sera recouverte d'un linge propre. Après usage, les accoudoirs de la chaise roulante seront nettoyés avec suffisamment d'eau et de l'hypochlorite de soude de 1.000 à 5.000 ppm ou si non disponible, avec une solution de peroxyde d'hydrogène sporicide. Dans la mesure du possible, la chaise roulante sera réservée au patient/résident. **Niveau 2**

Si le patient/résident doit être transporté dans son lit, la tête et le pied du lit seront désinfectés avec une solution d'hypochlorite de soude de 1.000 ppm à 5.000 ppm ou si non disponible une solution de peroxyde d'hydrogène sporicide. Si du matériel supplémentaire doit être transporté sur le lit (dossier, moniteur...), le lit sera recouvert d'un linge propre. **Niveau 2**

Les personnes qui se chargent du transport ne doivent pas revêtir de vêtements de protection pour autant qu'aucun contact physique avec le patient/résident ne soit prévisible. Les employés des services médico-techniques doivent prendre des mesures de protection (sur-blouse et gants) dès qu'ils ont un contact direct avec le patient/résident ou son lit. Les déplacements de patients/résidents souffrant d'une **CDAD** doivent être limités au strict nécessaire et être effectués de préférence après l'arrêt de la diarrhée. Le respect mutuel du devoir d'information des services cliniques et des services médico-techniques en cas de transport de ces patients/résidents est indispensable. **Niveau 1**

Lorsqu'un patient/résident souffrant d'une **CDAD** doit subir un examen ou une intervention dans une autre institution, cette dernière sera informée du risque spécifique. Si un patient/résident nécessite des précautions additionnelles, il portera un pyjama propre ou à défaut une sur-blouse dès qu'il quittera sa chambre et dans l'ambulance. Pour tout contact avec le patient/résident, le personnel porte des protections supplémentaires comme des gants et une blouse.

Le linge doit être remplacé après le transport et les surfaces qui ont été en contact avec le patient/résident doivent être désinfectées. **Niveau 1**

9.2.2.9 Les visiteurs

- Ne portent pas d'équipement de protection individuelle sauf s'ils participent aux soins.
- N'utilisent pas les toilettes du patient/résident et ne s'asseyent pas sur le lit du patient/résident
- Se lavent et se désinfectent les mains à la solution hydro-alcoolique en sortant de la chambre
- Ne rendent pas de visite à d'autres patients/résidents et quittent l'hôpital directement

10. RESUME DES RECOMMANDATIONS:

10.1 Diagnostic microbiologique

Indication: diarrhée, selles liquides

Echantillon: matières fécales fraîches, 10 à 20 ml, sans mise en milieu de transport
De manière optimale, remettre l'échantillon dans les 2 heures au laboratoire; en cas de délais plus importants, conserver alors à 5°C (≤72 h).

Microbiologie

1. Recherche les toxines par des tests rapides (< 20 min), par ELISA (<2 h) ou par effets cytopathogènes sur culture cellulaire (48-72 h).
Rechercher préférentiellement la toxine B.
2. Culture en anaérobiose sur substrat spécifique (48 h) ou/et recherche d'antigène *Clostridium difficile* (GHD) par test rapide.
3. En cas de « test toxine » négatif et de « *Clostridium difficile* positif », recherche de production de toxine par les colonies de *C. difficile*.

Des examens répétés chez un même patient/résident n'ont pas d'intérêt.

10.2 La prévention

10.2.1. Usage rationnel des antibiotiques

10.2.2. Prévention par l'application des mesures de précautions

Tableau 6: Précautions en cas de diarrhée associée à *C. difficile* (**CDAD**)

	Cas isolé	Epidémie
--	-----------	----------

1. Mesures de précautions générales

Avant tout contact avec le patient et son environnement: usage de gants.	X	X
Au retrait des gants et en cas de non-utilisation accidentelle des gants, se laver les mains à l'eau et au savon et se les désinfecter ensuite à la solution hydro-alcoolique	X	X

	Cas isolé	Epidémie
--	-----------	----------

2. Mesures de précautions additionnelles

Choix de la chambre et dépistage (screening) actif

Chambre individuelle ou cohortage	X	X
Le patient/résident reste en chambre durant la phase aiguë de diarrhée	X	X
Sanitaires individuels ou chaise de toilette	X	X
Recherche active des porteurs asymptomatiques	Pas nécessaire	Pas nécessaire sauf si épidémie non contrôlée

Gants et tablier

Effectuer toutes les manipulations avec des gants non-stériles	X	X
Tablier de protection à manches longues (surblouse)	X	X

Linges, vêtements et vaisselle

Laver linge, gants de toilette (éventuellement jetables) et essuie-mains à minimum 60°C.	X	X
Laver les vêtements à minimum 60°C	X	X
Manipuler couverts et plateau avec des gants non-stériles	X	X
Laver la vaisselle et les plateaux également à minimum 60°C	X	X

Pannes (attribuée au patient/résident) (Bassin hygiénique)

Après chaque utilisation, au lave-panne	X	X
A la sortie du patient, stérilisation	X	X
En l'absence de lave-panne et/ou de stérilisation, panne en plastique, désinfection à l'hypochlorite 5.000 ppm ou protège-panne	X	X

	Cas isolé	Epidémie
--	-----------	----------

Nettoyage

Nettoyage quotidien du sol et des surfaces fréquemment touchées	détergent	Chlore 1.000 ppm
Nettoyage au minimum une fois par jour des sanitaires	Chlore 1.000 ppm	Chlore 1.000 à 5.000 ppm
Désinfection ultime (fin de séjour ou arrêt des mesures) du sol, des surfaces fréquemment touchées et des sanitaires	Chlore 1.000 à 5.000 ppm	Chlore à 5.000 ppm
Désinfection ultime (fin de séjour ou arrêt des mesures) du matériel.	Thermo-désinfection ou chlore 1.000 à 5.000 ppm	Chlore à 5.000 ppm
Nettoyage de l'espace de lavage. (*) <i>au cas où les pannes de lit ou pots de chambres de nuit y sont vidés.</i>	Chlore 1.000 à 5.000 ppm (*)	Chlore 1.000 à 5.000 ppm
Nettoyage de la chambre en dernier lieu	X	X
Désinfection de toutes les chambres, également de celles des résidents ou patients non infectés.	Pas nécessaire	Pas nécessaire sauf si épidémie non contrôlée

Transport du patient ou du résident

Personne mobile: tenue propre (pyjama) et lavage plus désinfection des mains	X	X
En chaise roulante: tenue propre (pyjama), linges propres sur la chaise roulante, nettoyage de la chaise roulante au chlore 1.000 à 5.000 ppm	X	X
Alité ou grabataire: tenue propre (pyjama), linges propres, nettoyage de la tête et du pied de lit au chlore 1.000 à 5.000 ppm	X	X

11. REFERENCES

- Alfa M, Olson N, Buelow-Smith N. Stimulated-use testing of bedpan and urinal washer disinfectors: evaluation of *Clostridium difficile* spore survival and cleaning efficacy. Am J Infect Control (AJIC) 2008;36:5-11.
- Barbut F, Gotty S, Neyme D, Magne S, Bernardon Y, Ribadeau-Dumas F, Petit JC . *Clostridium difficile*: Hygiène des mains et environnement. Hygiènes 2003.XI:449-455.
- Barbut F, Decré D, Lalande V, Burghoffer B, Noussair L, Gigandon A, Espinasse F, Raskine, L, Robert J, Mangeol A, Branger C, Petit JC. Clinical features of *Clostridium difficile*-associated diarrhea due to binary toxin (actin-specific ADP-ribosyltransferase)-producing strains. J Med Microbiol 2005;54:181-5.
- Bartlett, J.G.. *Clostridium difficile*: clinical considerations. Rev Infect Dis 1990;12 Suppl2:243-51.
- Bettin, K., C. Clabots, P. Mathie, K. Willard, and D. N. Gerding. Effectiveness of liquid soap vs. chlorhexidine gluconate for the removal of *Clostridium difficile* from bare hands and gloved hands. Infect Control Hosp Epidemiol 1994;15:697-702.
- Bobulsky G, Al-Nassir W, Riggs M, Sethi A, Donskey C. *Clostridium difficile* skin contamination in patients with *C. difficile*-associated disease CID (Clinical Infectious diseases) 2008:46.
- Bouza, E., P. Munoz, and R. Alonso.. Clinical manifestations, treatment and control of infections caused by *Clostridium difficile*. Clin Microbiol Infect 2005;11 Suppl 4:57-64.
- Boyce JM, Ligi C, Kohan C, Dumigan D, Havil NL. Lack of association between the increased incidence of *Clostridium difficile*-associated disease and the increasing use of alcohol-based hand rubs. Infect Control Hosp Epidemiol.2006;27(5): 479-83.
- Brooks, S., A. Khan, D. Stoica, J. Griffith, L. Friedeman, R. Mukherji, R. Hameed, and N. Schupf.. Reduction in vancomycin-resistant Enterococcus and *Clostridium difficile* infections following change to tympanic thermometers. Infect Control Hosp Epidemiol 1998;19:333-6.
- Bulusu, M., S. Narayan, K. Shetler, and G. Triadafilopoulos. Leukocytosis as a harbinger and surrogate marker of *Clostridium difficile* infection in hospitalized patients with diarrhea. Am J Gastroenterol 2000;95:3137-41.
- Cherifi S, Delmée M, Van Broeck J, Beyer I, Byl B, Mascart G. Management of an outbreak of *Clostridium difficile*-associated disease among geriatric patients. Infect Control Hosp Epidemiol. 2006;27(11):1200-5.
- Dallal, R. M., B. G. Harbrecht, A. J. Boujoukas, C. A. Sirio, L. M. Farkas, K. K. Lee, and R. L. Simmons. Fulminant *Clostridium difficile*: an underappreciated and increasing cause of death and complications. Ann Surg 2002;235:363-72.
- Delmee, M., G. Verellen, V. Avesani, and G. Francois. *Clostridium difficile* in neonates: serogrouping and epidemiology. Eur J Pediatr 1988;147:36-40.
- Delmée M. Laboratory diagnosis of *Clostridium difficile* disease. Clin Microbiol Infect 2001; 7: 411-416.
- D'Souza, A. L., C. Rajkumar, J. Cooke, and B. C.J. Probiotics in prevention of antibiotic associated diarrhoea: meta-analysis. BMJ 2002;324:1-6.

- Fenner L, Widmer A, Goy G, Rudin S, Frei R. Rapid and Reliable Diagnostic Algorithm for Detection of *Clostridium difficile* J. Clin.Microbiol. 2008;46: 328-330.
- Gordin FM, Schultz ME, Huber RA, Gill JA. Reduction in nosocomial transmission of drug-resistant bacteria after introduction of an alcohol-based handrub. Infect Control Hosp Epidemiol. 2005;26(7):650-3.
- HICPAC.2002. 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. MMWR 51(RR16):1-45
- Hutin, Y., J. M. Molina, I. Casin, V. Daix, P. Sednaoui, Y. Welker, P. Lagrange, J. M. Decazes, and J. Modai. Risk factors for *Clostridium difficile*-associated diarrhoea in HIV-infected patients. AIDS 1993;7:1441-7.
- Leischner ICAAC, International conference on antimicrobial agents and chemotherapy. 2005. Late Braker abstract LN-29.
- Johnson, S., D. N. Gerding, M. M. Olson, M. D. Weiler, R. A. Hughes, C. R. Clabots, and L. R. Peterson. Prospective, controlled study of vinyl glove use to interrupt *Clostridium difficile* nosocomial transmission. Am J Med 1990;88:137-40.
- Johnson, S., S. A. Kent, K. J. O'Leary, M. M. Merrigan, S. P. Sambol, L. R. Peterson, and D. N. Gerding. Fatal pseudomembranous colitis associated with a variant *Clostridium difficile* strain not detected by toxin A immunoassay. Ann Intern Med 2001;135:434-8.
- Joseph, R., D. Demeyer, D. Vanrenterghem, R. J. van den Berg, E. J. Kuijper, and M. Delmée. First isolation of *Clostridium difficile* PCR ribotype 027, toxinotype III in Belgium. Eurosurveillance 2005;10.
- Kyne, L., M. B. Hamel, R. Polavaram, and C. P. Kelly. Health care costs and mortality associated with nosocomial diarrhea due to *Clostridium difficile*. Clin Infect Dis 2002;34:346-53.
- Kyne, L., M. Warny, A. Qamar, and C. P. Kelly. Association between antibody response to toxin A and protection against recurrent *Clostridium difficile* diarrhoea. Lancet 2001;357:189-93.
- Lyerly, D. M., H. C. Krivan, and T. D. Wilkins. *Clostridium difficile*: its disease and toxins. Clin Microbiol Rev 1988;1:1-18.
- Manian, F. A., L. Meyer, and J. Jenne. *Clostridium difficile* contamination of blood pressure cuffs: a call for a closer look at gloving practices in the era of universal precautions. Infect Control Hosp Epidemiol 1996;17:180-2.
- Mayfield, J. L., T. Leet, J. Miller, and L. M. Mundy. Environmental control to reduce transmission of *Clostridium difficile*. Clin Infect Dis 2003;1:995-1000.
- Mc Gowan, K. L., and H. A. Kader. *Clostridium difficile* infection in Children. Clin Microb Newsletter 1999;21:7.
- McFarland, L. V., S. A. Brandmarker, and S. Guandalini. Pediatric *Clostridium difficile*: a phantom menace or clinical reality? J Pediatr Gastroenterol Nutr 2000;31:220-31.
- McFarland, L. V., M. E. Mulligan, R. Y. Kwok, and W. E. Stamm. Nosocomial acquisition of *Clostridium difficile* infection. N Engl J Med 1989;320:204-10.

- McFarland, L. V., and W. E. Stamm. Review of *Clostridium difficile*-associated diseases. Am J Infect Control 1986;14:99-109.
- Mohan, S. S., B. P. McDermott, S. Parchuri, and B. A. Cunha. Lack of value of repeat stool testing for *Clostridium difficile* toxin. Am J Med 2006;119:356 e7-8.
- Mulligan, M. E., R. Rolfe, S. Finegold, and W. George. Contamination of a hospital environment by *Clostridium difficile*. Curr Microbiol 1979;3:173-175.
- Pepin, J., S. Routhier, S. Gagnon, and I. Brazeau. Management and outcomes of a first recurrence of *Clostridium difficile*-associated disease in Quebec, Canada. Clin Infect Dis 2006;42:758-64.
- Pepin, J., N. Saheb, M. A. Coulombe, M. E. Alary, M. P. Corriveau, S. Authier, M. Leblanc, G. Rivard, M. Bettez, V. Primeau, M. Nguyen, C. E. Jacob, and L. Lanthier. Emergence of fluoroquinolones as the predominant risk factor for *Clostridium difficile*-associated diarrhea: a cohort study during an epidemic in Quebec. Clin Infect Dis 2005;41:1254-60.
- Pepin, J., L. Valiquette, M. E. Alary, P. Villemure, A. Pelletier, K. Forget, K. Pepin, and D. Chouinard. *Clostridium difficile*-associated diarrhea in a region of Quebec from 1991 to 2003: a changing pattern of disease severity. Cmaj. 2004;171:466-72.
- Pepin, J., L. Valiquette, and B. Cossette. Mortality attributable to nosocomial *Clostridium difficile*-associated disease during an epidemic caused by a hypervirulent strain in Quebec. CMAJ 2005;173:1037-1042.
- Perelle, S., M. Gibert, P. Bourlioux, G. Corthier, and M. R. Popoff. Production of a complete binary toxin (actin-specific ADP-ribosyltransferase) by *Clostridium difficile* CD196. Infect Immun 1997;65:1402-7.
- Perez, J., V. S. Springthorpe, and S. A. Sattar. Activity of selected oxidizing microbicides against the spores of *Clostridium difficile*: relevance to environmental control. Am. J. Infect. Control. 2005;33:320-325.
- Pittet, D., S. Dharan, S. Touveneau, V. Sauvan, and T. V. Perneger. Bacterial contamination of the hands of hospital staff during routine patient care. Arch Intern Med 1999;159:821-6.
- Poutanen, S. M., and A. E. Simor. *Clostridium difficile*-associated diarrhea in adults. Cmaj 2004;171:51-8.
- Price, E. H., V. M. Wright, J. A. Walker-Smith, and S. Tabaqchali. *Clostridium difficile* and acute enterocolitis. Arch Dis Child 1998;63:543-5.
- Rietra, P. J. G. M., K. W. Slaterus, H. C. Zanen, and G. M. Meeuwissen. Clostridial toxin in faeces of healthy infants. The Lancet 1978;312:319.
- Rivera E.V., Woods S. Prevalence of asymptomatic *Clostridium difficile* colonization in a nursing home population: a cross-sectional study. J Gend Specif Med 2003;6:27-30.
- Simon, A., Delmée M. L'hygiène des mains et l'entretien de l'environnement dans le contexte particulier de *Clostridium difficile*: quel produit choisir? Noso-info 2004;vol VIII N°3.
- Simor, A. E., S. L. Yake, and K. Tsimidis. Infection due to *Clostridium difficile* among elderly residents of a long-term-care facility. Clin Infect Dis 1993;17:672-8.

- Van den Berg, R.J., Kuijper E. J., van Coppenraet L. E., Claas E. C.. Rapid diagnosis of toxinogenic *Clostridium difficile* in faecal samples with internally controlled real-time PCR. Clin Microbiol Infect 2006;12:184-6.
- Warny, M., J. Pepin, A. Fang, G. Kilgore, A. Thompson, and C. McDonald. Increased toxins A & B production in an emerging strain of *Clostridium difficile*. Lancet; 2005;366:1079-1084.
- Wilcox, M., and W. N. Fawley. 2001. Hospital disinfectants and spore formation by *Clostridium difficile* - associated diarrhea. Lancet 2001;356:1324.
- Wilcox, M. H., W. N. Fawley, N. Wigglesworth, P. Parnell, P. Verity, and J. Freeman. Comparison of the effect of detergent versus hypochlorite cleaning on environmental contamination and incidence of *Clostridium difficile* infection. J Hosp Infect 2003;54:109-14.

12. COMPOSITION DES GROUPES DE TRAVAIL

Le groupe rédactionnel du BICS-ISP était composé de:

Veerle Cossey (UZ Leuven Gasthuisberg / KUL), Francine De Meerleer (Onze-Lieve-Vrouwziekenhuis / Aalst), Michèle Gérard (CHU Saint-Pierre Bruxelles / ULB), Béa Jans (ISP-WIV section épidémiologie Bruxelles), Hilde Jansens (UZA Antwerpen), Anne Simon (Cliniques Universitaires Saint-Luc Bruxelles / UCL), Huguette Strale (Hôpital Universitaire Erasme Bruxelles / ULB), Régine Vanesse (CHU Saint-Pierre Bruxelles / ULB) et An Willemse (Onze-Lieve-Vrouwziekenhuis / Aalst)

En ce qui concerne le groupe de travail du CSS:

Tous les experts du CSS ont participé **à titre personnel** au groupe de travail. Les noms des membres et experts du CSS sont annotés d'un astérisque *.
Les experts suivants ont participé à l'analyse et à l'amendement du texte formulé par le BICS-ISP:

Christiaens Geneviève*	(Hygiène hospitalière, CHU ULg)
De Mol Patrick*	(Microbiologie médicale, CHU ULg)
Gérard Michèle*	(Hygiène hospitalière, CHU Saint-Pierre)
Glupczynski Youri *	(Microbiologie médicale et hygiène hospitalière, UCL)
Gordts Bart*	(Microbiologie médicale et hygiène hospitalière, AZ SintJanBrugge)
Goubau Patrick *	(Virologie médicale, UCL)
Jans Béa	(Epidemiology Unit, ISP-WIV-IPH)
Lauwers Sabine *	(Microbiologie et Hygiène hospitalière, AZ VUB)
Mutsers Jacques*	(Hygiène hospitalière, CHU ULg)
Potvliege Catherine*	(Microbiologie médicale, CHU Tivoli)
Simon Anne*	(Microbiologie et Hygiène hospitalière, UCL)
Sion Jean-Paul*	(Microbiologie médicale et hyg.hospitalière, AZ Monica Antwerpen)
Taminiau Patricia*	(Hygiène hospitalière, ABHH)
Vande Putte Maria *	(Hygiène hospitalière, KULeuven)
Verschraegen Gerda *	(Microbiologie médicale, UGent)
Zumofen Michèle *	(Hygiène hospitalière, UCL)

Le groupe de travail a été présidé par le Prof Patrick DE MOL et le secrétariat scientifique a été assuré par M. Jean-Jacques DUBOIS.
