



HAL
open science

Désinfection des empreintes : étude au CHRU de Nancy

Mariette Caïone

► **To cite this version:**

Mariette Caïone. Désinfection des empreintes : étude au CHRU de Nancy. Sciences du Vivant [q-bio]. 2017. hal-01932265

HAL Id: hal-01932265

<https://hal.univ-lorraine.fr/hal-01932265>

Submitted on 23 Nov 2018

HAL is a multi-disciplinary open access archive for the deposit and dissemination of scientific research documents, whether they are published or not. The documents may come from teaching and research institutions in France or abroad, or from public or private research centers.

L'archive ouverte pluridisciplinaire **HAL**, est destinée au dépôt et à la diffusion de documents scientifiques de niveau recherche, publiés ou non, émanant des établissements d'enseignement et de recherche français ou étrangers, des laboratoires publics ou privés.



AVERTISSEMENT

Ce document est le fruit d'un long travail approuvé par le jury de soutenance et mis à disposition de l'ensemble de la communauté universitaire élargie.

Il est soumis à la propriété intellectuelle de l'auteur. Ceci implique une obligation de citation et de référencement lors de l'utilisation de ce document.

D'autre part, toute contrefaçon, plagiat, reproduction illicite encourt une poursuite pénale.

Contact : ddoc-thesesexercice-contact@univ-lorraine.fr

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 335.2- L 335.10

http://www.cfcopies.com/V2/leg/leg_droi.php

<http://www.culture.gouv.fr/culture/infos-pratiques/droits/protection.htm>

ACADEMIE DE NANCY – METZ
UNIVERSITE DE LORRAINE
FACULTÉ D'ODONTOLOGIE

ANNÉE 2017

N° 10092

THÈSE

pour le

DIPLÔME D'ÉTAT DE DOCTEUR EN
CHIRURGIE DENTAIRE

par

Mariette CAÏONE

Née le 08 septembre 1992 à Laxou (54)

Désinfection des empreintes : étude au CHRU de Nancy

Présentée et soutenue publiquement le 15 décembre 2017

Examineurs de la thèse :

| | | |
|-------------------------|------------------------------|-----------------------------------|
| Pr J-M.MARTRETTE | Professeur des Universités | Président |
| <u>Dr C. CLEMENT</u> | <u>Maître de Conférences</u> | <u>Juge et directeur de thèse</u> |
| <u>Dr A-S. VAILLANT</u> | <u>Maître de Conférences</u> | <u>Juge et directeur de thèse</u> |
| Jérôme FORIN | PPH Hygiéniste EOHH | Invité |

« Par délibération en date du 11 décembre 1972, la Faculté de Chirurgie Dentaire a arrêté que les opinions émises dans les dissertations qui lui seront présentées doivent être considérées comme propre à leurs auteurs et qu'elle n'entend leur donner aucune approbation ni improbation »

Président : Professeur Pierre MUTZENHARDT

Doyen : Professeur Jean-Marc MARTRETTE

Vice-Doyens : Dr Céline CLEMENT – Dr Rémy BALTHAZARD – Dr Anne-Sophie VAILLANT

Membres Honoraires : Dr L. BABEL – Pr. S. DURIVAUX – Pr A. FONTAINE – Pr G. JACQUART – Pr D. ROZENCWEIG - Pr ARTIS - Pr M. VIVIER *

Doyens Honoraires : Pr J. VADOT, Pr J.P. LOUIS

Professeur émérite : Pr M-P FILLEUL

| | | |
|---|---|--|
| Sous-section 56-01 Odontologie pédiatrique | Mme DROZ Dominique | Maître de Conférences * |
| | Mme JAGER Stéphanie | Maître de Conférences * |
| | M. PREVOST Jacques | Maître de Conférences |
| | Mme HERNANDEZ Magali | Maître de Conférences Associée * |
| | M. LEFAURE Quentin | Assistant |
| | M. MERCIER Thomas | Assistant * |
| Sous-section 56-02 Orthopédie Dento-Faciale | M EGLOFF Benoît | Maître de Conférences * |
| | Mme GREGOIRE Johanne | Assistante |
| Sous-section 56-03 Prévention, Épidémiologie, Economie de la Santé, Odontologie légale | Mme CLEMENT Céline | Maître de Conférences * |
| | Mme NASREDDINE Greyce | Assistante |
| | M. BAUDET Alexandre | Assistant * |
| Sous-section 57-01 Parodontologie | M. AMBROSINI Pascal | Professeur des Universités * |
| | Mme BISSON Catherine | Maître de Conférences * |
| | M. JOSEPH David | Maître de Conférences * |
| | M. PENAUD Jacques | Maître de Conférences |
| | M. LACH Patrick | Assistant |
| | Mme MAYER-COUPIN Florence | Assistante |
| | Mme PAOLI Nathalie | Enseignante univ.-Praticien Hospitalier* |
| Sous-section 57-02 Chirurgie Buccale, Pathologie et Thérapeutique, Anesthésiologie et Réanimation | Mme GUILLET-THIBAUT Julie | Maître de Conférences * |
| | M. BRAVETTI Pierre | Maître de Conférences |
| | Mme PHULPIN Bérengère | Maître de Conférences * |
| | M. DELAITRE Bruno | Assistant |
| | Mme NACHIT Myriam | Assistante |
| | Mme KICHENBRAND Charlène | Assistante * |
| Sous-section 57-03 Sciences Biologiques (Biochimie, Immunologie, Histologie, Embryologie, génétique, Anatomie pathologique, Bactériologie, Pharmacologie) | M. YASUKAWA Kazutoyo | Maître de Conférences * |
| | M. MARTRETTE Jean-Marc | Professeur des Universités * |
| | Mme EGLOFF-JURAS Claire | Assistante* |
| Sous-section 58-01 Odontologie Conservatrice, Endodontie | M. MORTIER Éric | Maître de Conférences * |
| | M. AMORY Christophe | Maître de Conférences |
| | M. BALTHAZARD Rémy | Maître de Conférences * |
| | M. ENGELS-DEUTSCH Marc | Maître de Conférences |
| | M. VINCENT Marin | Maître de Conférences* |
| | M. GEVREY Alexis | Assistant |
| | Mme GEBHARD Cécile | Assistante |
| | M. GIESS Renaud | Assistant * |
| Sous-section 58-02 Prothèses (Prothèse conjointe, Prothèse adjointe partielle, Prothèse complète, Prothèse maxillo- faciale) | M. DE MARCH Pascal | Maître de Conférences |
| | M. SCHOUVER Jacques | Maître de Conférences |
| | Mme VAILLANT Anne-Sophie | Maître de Conférences * |
| | Mme CORNE Pascale | Maître de Conférences Associée * |
| | M. GILLET Marc | Assistant |
| | M. HIRTZ Pierre | Assistant * |
| | M. KANNENGIESSER François | Assistant |
| | Mme MOEHREL Bethsabée | Assistante* |
| | M. VUILLAUME Florian | Assistant |
| Sous-section 58-03 Sciences Anatomiques et Physiologiques Occlusodontiques, Biomatériaux, Biophysique, Radiologie | Mme STRAZIELLE Catherine | Professeur des Universités * |
| | Mme MOBY Vanessa (Stutzmann) | Maître de Conférences * |
| | M. SALOMON Jean-Pierre | Maître de Conférences |
| | Mme KARKABA Alaa | Assistante Associée |

Souligné : responsable de la sous-section * temps plein

Mis à jour le 06/10/2017

REMERCIEMENTS

A NOTRE PRESIDENT DE THESE,

Monsieur le Professeur Jean-Marc MARTRETTE

Docteur en Chirurgie Dentaire

Spécialiste qualifié en Médecine Bucco-Dentaire

Docteur en Sciences Pharmacologiques

Habilité à diriger des Recherches

Professeur des Universités - Praticien Hospitalier

Doyen de la Faculté d'odontologie de Nancy

Sous-section : Chirurgie orale ; parodontologie ; biologie orale

Nous vous remercions de l'honneur que vous nous faites en acceptant de présider le jury de notre thèse.

Nous vous remercions de la pédagogie dont vous avez fait preuve envers les étudiants tout au long de nos années d'études.

Veillez trouver dans ce travail l'expression de notre profond respect.

A NOTRE JUGE ET DIRECTRICE DE THESE,

Madame le Docteur Céline CLÉMENT

Docteur en Chirurgie Dentaire

Docteur de l'Université de Lorraine mention Sciences de la Vie et de la Santé

Maître de Conférences des Universités – Praticien Hospitalier

Responsable de la sous-section : Prévention, Épidémiologie, Économie de la Santé,

Odontologie Légale

Vice-Doyen de la faculté d'Odontologie de l'Université de Lorraine

Avec beaucoup d'émotion et de sincérité nous vous remercions de nous avoir suggéré ce sujet de travail, et d'en avoir accepté la direction.

Un grand merci pour votre disponibilité, votre gentillesse, votre confiance, votre soutien et vos conseils durant toute l'élaboration de ce manuscrit.

Nous voulons ici vous exprimer toute notre gratitude et notre respect.

A NOTRE JUGE ET DIRECTRICE DE THESE,

Madame le Docteur Anne-Sophie VAILLANT,

Docteur en Chirurgie Dentaire

Ancien interne en Odontologie

Docteur de l'Université de Lorraine

Maître de Conférences des Universités – Praticien Hospitalier

Vice-Doyen de la faculté d'Odontologie de l'Université de Lorraine

*Nous vous remercions d'avoir accepté de diriger ce travail
et de nous avoir guidé tout au long de son élaboration.*

*Nous vous sommes très reconnaissant pour tous vos
conseils précieux.*

*Veillez trouver ici l'expression de notre profond respect
et de notre sincère reconnaissance.*

A NOTRE INVITE,

Monsieur Jérôme FORIN

Préparateur en pharmacie Hospitalière Hygiéniste

Equipe Opérationnelle d'Hygiène Hospitalière du CHRU de Nancy

Nous vous en remercions sincèrement d'avoir accepté de faire partie de ce jury.

Un grand merci pour toutes vos relectures et votre participation à l'élaboration de ce travail.

Nous vous sommes très reconnaissants pour la qualité de vos conseils et votre disponibilité.

A mes parents. Mom et Papounet,

*Les mots sont insuffisants pour exprimer mon amour et ma gratitude.
Toujours présents, vous savez me soutenir, m'encourager et m'aider à avancer dans la vie. Vous avez tout fait pour me donner les chances de réussir.
J'espère que vous trouverez dans la réalisation de ce travail, l'aboutissement de nos efforts et sacrifices communs ainsi que l'expression de ma plus affectueuse et éternelle reconnaissance. Je vous aime si fort.*

A mes grands-parents,

*Un remerciement tout particulier pour vous.
Merci pour votre soutien, votre amour et vos encouragements.
Vous tenez une place immense dans mon cœur.
En espérant que vous serez fiers de moi.*

A Jojo, pour son aide, ses conseils précieux et nos rigolades.

A Albert,

*Krejt momentet si ikom kalu me ty jan te paharushme kurr si harroj.
Faleminderit si je gjithmonë me mua. Te dua shum.
Les moments passés ensemble sont inoubliables. Merci de toujours être présent à mes côtés.*

A ma famille.

A mes amies,

Mathilde, Margaux, Céline, Chon, Charlotte, ...

Au personnel du cabinet de Villers,

*Pour m'avoir permis de faire mes premiers pas en cabinet libéral.
Merci à Claire, Axelle et Sandrine, pour votre accueil si chaleureux
Un remerciement tout particulier à Claire, nous vous sommes reconnaissants pour votre confiance ainsi que tout le temps que vous avez consacré à nous faire partager votre expérience.*

Sommaire

1. DONNÉES ACTUELLES

- 1.1. Matériaux d'empreinte
- 1.2. Contamination croisée et risque infectieux lors de la réalisation d'empreintes en odontologie
- 1.3. Désinfection des empreintes
- 1.4. Recommandations officielles concernant la désinfection des empreintes
- 1.5. Techniques de désinfection : description des techniques existantes
- 1.6. Molécules actives dans les produits désinfectants
- 1.7. Revue de littérature des procédures conseillées en fonction des matériaux à empreinte les plus courants

2. ETUDE DE PRODUITS COMMERCIAUX ET MISE EN PLACE DE PROTOCOLES AU CHRU DE NANCY

- 2.1. Etude de produits désinfectants commerciaux
- 2.2. Protocole au sein du service d'Odontologie du CHRU de Nancy

Listes des figures

- 1) Figure 1 : angle de contact entre un matériau et une goutte d'eau (SHETTY et al. 2013)
- 2) Figure 2 : chaîne de stérilisation (GOULLET 2004)
- 3) Figure 3 : méthode intermédiaire selon HELFER (2010) et PIZZARDINI et al. (2004).
- 4) Figure 4 : arbre décisionnel de protocole de désinfection selon le matériau à empreinte d'après LAVIOLE (2015)
- 5) Figure 5 : produit Amukine® utilisé au CHRU
- 6) Figure 6 : hygojet de Dürr dental (Dürr dental 2017)
- 7) Figure 7 : externes préparant les solutions d'hypochlorite de sodium dans la laboratoire de prothèse

Liste des tableaux

- 1) Tableau 1 : classification des matériaux à empreinte (O'BRIEN 2002)
- 2) Tableau 2 : comparaison de l'hydrophilie des matériaux à empreinte (MERZOUK et al. 2008)
- 3) Tableau 3 : résultats du sondage auprès des prothésistes lorrains.
- 4) Tableau 4 : micro-organismes buccaux d'après SIXOU et al. (2008), le guide de la Direction générale de la santé (Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction Générale de la Santé. 2006), MOUTON (1994) ,PERRIN et al. (1997), AGBO-GODEAU et GUEDJ (2005) et LESCLOUS (2013)
- 5) Tableau 5 : choix de la désinfection en fonction du matériau à empreinte selon CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM (2017)
- 6) Tableau 6 : impact de la concentration d'une solution de glutaraldéhyde sur la désinfection des alginates d'après MULLER et BOLLA (1999)
- 7) Tableau 7 : impact de la concentration d'une solution d'hypochlorite de sodium sur la désinfection par immersion des alginates d'après MULLER et BOLLA (1999)
- 8) Tableau 8 : protocoles conseillés pour les alginates d'après les études de OWEN et GOOLAM (1993), BHAT et al. (2007), MULLER et BOLLA (1999), FOURNIER et al. (2009), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)
- 9) Tableau 9 : protocoles conseillés pour les polysulfures d'après les études de BHAT et al. (2007), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)
- 10) Tableau 10 : protocoles conseillés pour les silicones d'après les études suivantes de OWEN et GOOLAM (1993), BHAT et al. (2007), MULLER et BOLLA (1999), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)
- 11) Tableau 11 : protocoles conseillés pour les polyéthers d'après les études de OWEN et GOOLAM (1993), BHAT et al. (2007), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)

- 12) Tableau 12 : protocoles conseillés pour les alginates d'après les études de OWEN et GOOLAM (1993), BHAT et al. (2007), MULLER et BOLLA (1999), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)
- 13) Tableau 13 : utilisation des produits de désinfection étudiés
- 14) Tableau 14 : composition chimique des produits désinfectants étudiés
- 15) Tableau 15 : présentation des produits de désinfection étudiés
- 16) Tableau 16 : protocoles d'utilisation décrits par les fabricants
- 17) Tableau 17 : présence ou absence de dossiers techniques et échantillons
- 18) Tableau 18 : normes respectées par les produits de désinfection étudiés
- 19) Tableau 19 : coût des produits de désinfection étudiés
- 20) Tableau 20 : classement par ordre croissant de prix des produits
- 21) Tableau 21 : bilan de l'étude des dossiers techniques des produits de désinfection étudiés

Liste des abréviations

| | |
|----------------|---|
| ATC | Agents transmissibles conventionnels |
| NaClO | Hypochlorite de sodium : composé chimique abrégé par sa formule chimique dans certains tableaux |
| ASSTSAS | Association paritaire pour la santé et la sécurité du travail du secteur des affaires sociales |
| ADF | Association dentaire française |
| CCLIN | Centre de Coordination de la Lutte contre les Infections Nosocomiales de l'Inter-région |
| HSV | <i>Herpes Simplex Virus</i> |
| VZV | <i>Varicella-zoster Virus</i> |
| HIV | Virus de l'Immunodéficience Humaine |
| VHB | Virus de l'Hépatite B |
| VHC | Virus de l'Hépatite C |
| VHD | Virus de l'Hépatite D |
| MRSA | <i>Staphylococcus Aureus</i> résistant à la Méthicilline |
| ESBL | Entérobactéries Productrices de Bêta-lactamases à Spectre élargi |
| ERC | Entérobactéries Résistantes aux Carbapénèmes |
| AFNOR | Association française de normalisation |
| ASSTSAS | Association paritaire pour la Santé et la Sécurité du Travail du Secteur Affaires Sociales |

Introduction

La prise d'empreinte est un acte courant en odontologie, elle est indiquée tant en prothèse, qu'en odontologie pédiatrique ou encore en orthopédie dento-faciale. C'est un élément de communication primordial avec le laboratoire de prothèses. Lors du retrait de l'empreinte après la prise en bouche, celle-ci est recouverte de salive, mais souvent également de sang. De plus, la cavité buccale est un milieu naturellement septique, il apparaît donc évident que cette empreinte est contaminée par de multiples micro-organismes. L'empreinte sera ensuite acheminée vers le laboratoire de prothèse, donc hors de la salle de soin, et même hors du cabinet dentaire. Le risque de dissémination de micro-organismes est donc majeur. Il est alors indispensable de lutter contre ce risque de contamination croisée entre les patients, le praticien, l'assistante, le prothésiste, et toute personne pouvant entrer en contact direct ou indirect avec l'empreinte. Cependant, la nature même du matériau à empreinte rend difficile sa décontamination en raison de la possibilité de détérioration de l'empreinte.

Nous reviendrons, dans ce travail, tout d'abord sur quelques notions de base telles que les différents matériaux à empreintes et leurs caractéristiques. Nous aborderons ensuite la désinfection des empreintes au cabinet dentaire, notamment les réglementations en la matière ainsi que les problématiques inhérentes. Ensuite, nous étudierons les différents produits désinfectants ainsi que les différentes procédures de désinfection puis les différents protocoles conseillés en fonction de chaque type de matériau à empreinte. Nous nous intéresserons par la suite à divers produits commercialisés afin d'en sélectionner les plus intéressants dans le but de déterminer celui qui est le plus adapté à une utilisation dans le cadre de la désinfection des empreintes. Enfin, nous présenterons le protocole de désinfection pour les empreintes mis en place au sein du service d'odontologie du CHRU de Nancy.

1. DONNÉES ACTUELLES

1.1. Matériaux d’empreinte

1.1.1. Classification par nature

Il existe selon O'BRIEN (2002), deux grandes catégories de matériaux à empreintes en fonction de leurs propriétés physiques : les matériaux élastiques et les matériaux non élastiques, encore appelés inélastiques ou rigides.

Tableau 1 : classification des matériaux à empreinte (O'BRIEN 2002)

| | | | | |
|--------------------------------------|---------------------------|--|----------------------------|----------------|
| Matériaux à empreinte | Non élastiques | → Plâtre | | |
| | | → Cires et compositions thermoplastiques | | |
| | | → Oxyde de zinc-eugénol | | |
| | Elastiques | Hydrocolloïdes | → Réversibles = agar | |
| | | | → Irréversibles = alginate | |
| | | Elastomères | Polysulfures | |
| | | | Silicones | → Addition |
| | | | | → Condensation |
| | | | Polyéthers | |

1.1.1.1. Matériaux inélastiques

Toujours selon O'Brien, les matériaux inélastiques sont appelés ainsi car ils sont rigides et non déformables après leur prise. Ils regroupent notamment les plâtres, les cires et les pâtes oxyde de zinc-eugénol.

❖ Plâtre

Le plâtre est un matériau incontournable du cabinet dentaire. Il en existe plusieurs types distincts destinés à différentes utilisations. Ce n'est cependant pas le matériau à empreinte le plus utilisé en odontologie.

Le plâtre de type 1 est généralement utilisé en tant que matériau pour les prises d'empreintes. Il s'agit d'un mélange poudre-liquide. Ce matériau est mucostatique et hydrophile (JORDANA et COLAT-PARROS 2016).

Ses propriétés le rendent particulièrement indiqué pour les empreintes primaires de prothèses amovibles complètes, si le patient présente une grande dépressibilité des tissus mous, nécessitant une empreinte non compressive (JAUDOIN et al. 2008).

Le plâtre de type 1 est également utilisé pour les montages en articulateurs. Enfin, l'une de ses fonctions les plus importantes est de permettre la validation des empreintes implantaires (JORDANA et COLAT-PARROS 2016).

En prothèse implantaire, une empreinte élastomérique est réalisée à l'aide de transferts implantaires, puis une duplication à l'aide d'analogues. Le prothésiste réalise alors une clé en plâtre que l'on repositionne en bouche afin de vérifier la passivité des armatures réalisées. En effet, en raison de sa rigidité si l'empreinte comporte une imprécision, le modèle résultant sera erroné et le plâtre ne tolérant aucune déformation, la clé se fissurera lors du vissage (JORDANA et COLAT-PARROS 2016).

Les plâtres types 2, 3, 4, et 5 sont dits de « duplication ». Ils servent, entre autre, à la confection de modèles d'études ou de modèles de travail, et sont ainsi principalement utilisés au laboratoire de prothèse (JORDANA et al. 2013).

❖ Substances thermoplastiques : les cires

Ces matériaux ont la caractéristique d'être rigides à température ambiante et plastiques lorsqu'ils sont soumis à une température supérieure. Différents types de cires existent, avec des températures de fusion variables, dont dépendent les indications d'utilisation.

Les cires sont notamment utilisées pour le marginage en prothèse amovible et l'enregistrement de rapports intermaxillaires.

- * Le marginage est l'étape précédant l'empreinte secondaire lors de la réalisation d'une prothèse amovible complète. L'objectif est d'enregistrer les extensions maximales autorisées par les muscles et de rechercher un joint périphérique. Un exemple de forme commerciale de cire utilisée couramment est la pâte de Kerr® verte (JAUDOIN et al. 2008)
- * L'enregistrement des rapports intermaxillaires peut également être réalisé à l'aide de cires (JEANNIN et MILLET 2008), par exemple la confection de maquettes d'occlusion (HELFER et al. 2010).

❖ Oxyde de zinc eugénol

Ce matériau présente de multiples utilisations en odontologie (obturation provisoire, scellement provisoire). Ce matériau peut également être utilisé pour la prise d'empreintes. Dans ce cas, il se présente sous forme de deux tubes dont les contenus seront mélangés, l'un étant la base et l'autre le catalyseur (JORDANA et COLAT-PARROS 2016).

Il est utilisé dans le cadre des empreintes secondaires (surfaçage de la muqueuse) après le marginage en prothèse amovible complète (JAUDOIN et al. 2008).

Le SS white® impression paste est l'une des formes commerciales les plus connues de ce type de matériau à empreintes.

1.1.1.2. Matériaux élastiques

❖ Hydrocolloïdes

Les hydrocolloïdes sont divisés en deux groupes selon le processus de prise : prise réversible et prise irréversible (JORDANA et COLAT-PARROS 2016).

- Hydrocolloïdes réversibles :

La prise des hydrocolloïdes réversibles se fait par processus physique de variation de température. Pour des raisons de fragilité à la désinsertion, de conservation et d'hygiène, ils ne sont que rarement employés en cabinet dentaire (HELPER 2010).

N'étant guère employés à l'heure actuelle en cabinet dentaire, ils ne seront pas détaillés ici au profit d'une description des alginates et des élastomères qui leur sont préférés (JORDANA et COLAT-PARROS 2016).

- Hydrocolloïdes irréversibles : les alginates

Ces matériaux comptent parmi les matériaux à empreintes les plus utilisés en cabinet dentaire en raison de leur facilité d'utilisation, leur facilité de mise en œuvre et leur faible coût.

En prothèses, les alginates sont intéressants pour la réalisation des empreintes primaires ou encore des empreintes pour modèles antagonistes ou modèles d'étude. Cependant, ils ne doivent pas être utilisés pour la réalisation de prothèses fixées en raison de leur manque de précision (faible capacité de reproduction des détails). L'alginate est également utilisé pour les empreintes en vue de la coulée de modèles en orthopédie dento-faciale, de la confection de protège-dents (à porter dans le cadre d'une activité sportive), de la confection de gouttières d'éclaircissement, de la confection de gouttières dans le cadre de traitement d'occlusodontie. (NANDINI et al. 2013)

La prise des alginates se fait par réaction chimique irréversible. Après leur prise, ces matériaux sont soumis aux phénomènes d'imbibition et de synérèse. Ceci implique, à l'air libre, une légère expansion suivie d'une contraction. Cette tendance à se contracter à l'air libre s'explique par un phénomène d'évaporation (LAVIOLE 2015). En milieu humide, ces matériaux ont tendance à gonfler ou à se contracter s'ils contiennent des sels solubles, qui passent alors en solution (JORDANA et COLAT-PARROS 2016).

Selon LAVIOLE (2015), les hydrocolloïdes irréversibles doivent donc être conservés dans une atmosphère saturée en humidité. Certains auteurs préconisent d'enrouler l'empreinte dans un papier humidifié, le tout mis dans un sachet étanche jusqu'à la coulée de l'empreinte. Cependant cette technique est controversée en raison d'un risque réel de déformation de l'empreinte aux endroits en contact direct avec le papier humide, par imbibition. Le protocole idéal est donc de placer l'empreinte dans un milieu « hygrophore », ce qui correspond en pratique à placer l'empreinte en alginate dans un sachet fermé contenant quelques gouttes d'eau.

Le délai de coulée est également important à prendre en compte. La coulée ne doit pas intervenir avant dix minutes après la prise afin de permettre le relâchement des contraintes (NANDINI et al. 2008). De plus, elle doit théoriquement être réalisée avant qu'un délai de 30 minutes ne soit écoulé (LAVIOLE 2015). Au vu des délais de coulée, il apparaît que cette dernière devrait en général avoir lieu en cabinet. C'est d'ailleurs ce qui est réalisé au sein du service d'odontologie du CHRU de Nancy, où un binôme d'externes est affecté à la coulée des empreintes à l'alginate.

❖ Elastomères

Les élastomères comprennent trois sous-familles de matériaux : les polysulfures, les silicones et les polyéthers. Les indications de chaque matériau dépendent de ses propriétés et de la situation clinique.

▪ Polysulfures:

Ils sont principalement indiqués pour les empreintes secondaires ou fonctionnelles en prothèse amovible complète en raison de leur temps de prise long (JORDANA et COLAT-PARROS 2016). La coulée doit intervenir entre 6 et 12 heures (LAVIOLE 2015).

Le permlastic (Kerr®) en est un exemple de forme commerciale.

- Silicones

- * Silicones par condensation ou diméthylpolysiloxanes

Ces derniers sont délaissés au profit des silicones par addition qui présentent une meilleure stabilité et une plus grande facilité de manipulation.

Leur principal domaine d'utilisation actuel en cabinet dentaire est la confection de clés de préparation ou clés d'isomoulage (ASSILA et al. 2014).

Les produits suivants sont les exemples de formes commerciales de silicones par condensation les plus connus :

- Xantopren® (Bayer),
- Optosil® (Bayer),
- Coltex® (Coltène)

- * Silicones par addition ou vinylpolysiloxanes

Ces matériaux sont très utilisés. Ils existent en différentes consistances avec des temps de prise variables. Leurs indications varient donc en fonction de ces deux paramètres.

L'article de KUGEL et al. (2000) montre que la majorité des empreintes prises en cabinet dentaire (57%) sont en silicones par addition.

Les exemples de formes commerciales de silicones par addition sont les suivants :

- Président™ (Coltène),
- Gumak™ (Pierre Rolland),
- Express™ et Imprint™ (3M),
- Aquasil® (Dentsply).

- Polyéthers :

Ces matériaux sont indiqués pour les empreintes en prothèse fixée ou pour les empreintes secondaires de prothèse amovible complète.

En raison de leur caractère hydrophile, l'immersion est incompatible avec ces matériaux et leur coulée doit avoir lieu dans un délai de 6 à 12heures après prise (LAVIOLE 2015).

Les exemples de formes commerciales de polyéthers sont les suivants :

- ImpregumTM (3M ESPE) ;
- Permadyne[®] (3M ESPE).

1.1.2. Hydrophilie des matériaux

La notion d'hydrophilie d'un matériau est reliée à la mesure de l'angle de contact entre ce matériau et une goutte d'eau. Cette notion est illustrée en figure 1 ci-après. Cet angle fait référence aux concepts d'énergie de surface et de tension superficielle.

- Si l'angle est inférieur à 90° , le matériau est alors considéré comme hydrophile.
- Si l'angle est supérieur à 90° le matériau est hydrophobe.

L'hydrophilie d'un matériau à empreinte va directement influencer son comportement lors de la désinfection en termes de variations dimensionnelles, et de contamination. En effet plus le matériau est hydrophile, plus il présentera d'une contamination implorante par les micro-organismes buccaux et plus il sera, d'autre part, sensible aux variations dimensionnelles (SHETTY et al. 2013).

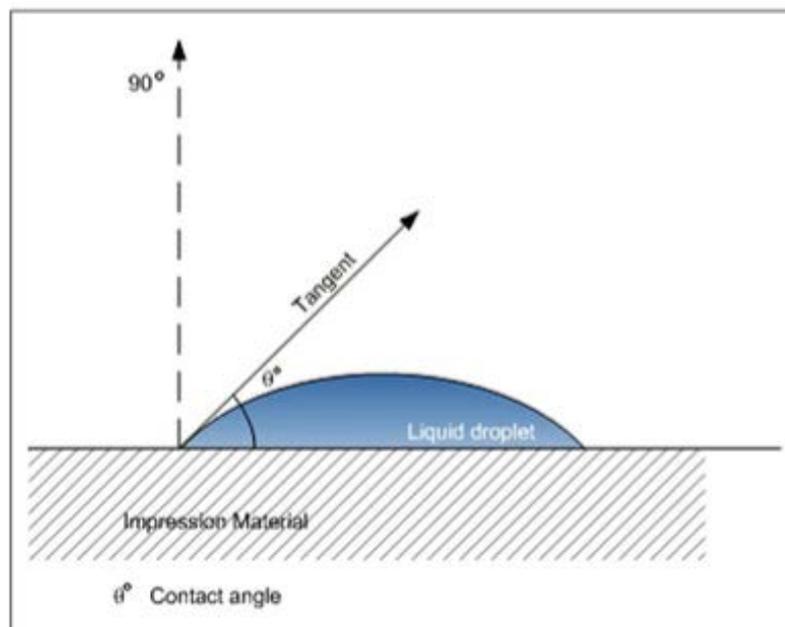


Figure 1 : angle de contact entre un matériau et une goutte d'eau d'après SHETTY et al. (2013)

Les silicones par condensation et polysulfures sont les matériaux à empreintes les plus hydrophobes.

Les polyéthers et les pâtes eugénoles - oxyde de zinc sont les plus hydrophiles. L'hydrophilie de ces pâtes est liée à l'hydrophilie de l'eugénole.

Entre ces matériaux se trouvent les silicones par addition et l'alginate, plus hydrophiles que les polysulfures mais moins hydrophiles que les polyéthers (MERZOUK et al. 2008).

Ci-dessous, un tableau de comparaison de l'hydrophilie des matériaux à empreinte d'après MERZOUK et al. (2008). Ces derniers y sont classés par ordre décroissant d'hydrophilie.

Tableau 2 : Comparaison de l'hydrophilie des matériaux à empreinte d'après MERZOUK et al. (2008)

| | Hydrophilie |
|------------------------------|-------------|
| Polyéthers | +++ |
| Pâte eugénoles oxyde de zinc | +++ |
| Alginates | ++ |
| Silicones par addition | ++ |
| Polysulfures | - |
| Silicones par condensation | - |

1.2. Contamination croisée et risque infectieux lors de la réalisation d'empreintes en odontologie

1.2.1. Notion de contamination croisée et de risque infectieux lors de la réalisation d'empreintes en odontologie

Il convient tout d'abord de rappeler que, de manière globale, «l'activité des chirurgiens-dentistes (...) est particulièrement exposée au sang ainsi qu'aux produits biologiques et elle utilise des instruments complexes dans un milieu naturellement septique» (Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction Générale de la Santé. 2006).

Le risque infectieux en dentisterie, lors de la prise d'empreintes, est donc d'autant plus grand que la cavité buccale est naturellement colonisée par une grande diversité de micro-organismes.

Depuis les années 1980, une prise de conscience du risque infectieux a entraîné une modification des comportements. Certaines professions s'avèrent être plus exposées à ce risque que d'autres, c'est notamment le cas du personnel dentaire, tant praticiens et assistantes que prothésistes (FOURNIER et al. 2009).

Il est désormais démontré qu'il y a possibilité de contaminations croisées entre le cabinet et le laboratoire via les éléments échangés, notamment les empreintes (FOURNIER et al. 2009).

Le risque de contamination lié à la prise d'empreintes en odontologie (prothèse, orthopédie dento-faciale, pédodontie, implantologie, ...) concerne le praticien et le patient, mais également le personnel technique du cabinet dentaire et du laboratoire (KHADIDJA 2015).

Des maladies infectieuses (SIDA, tuberculose, pneumonies, herpes) ont été transmises depuis des patients à des chirurgiens-dentistes et des prothésistes dentaires d'après FAN (1991) et l'ADA Council on Dental Practice (1996)

Selon l'étude de POWELL et al. (1990), 67% des échantillons envoyés au sein de quatre laboratoires de prothèse aux Etats-Unis étaient contaminés par des bactéries.

Les études de POWELL et al. (1990), RIZZO (1993), et TARANTINO et al. (1997) mentionne que les micro-organismes concernés seraient notamment des *Streptococcis*, *Staphylococci*, *Candida spp*, SARM, ou encore *P. aeruginosa*

Des micro-organismes (virus, bactéries, champignons) sont présents sur les empreintes. Il est prouvé que certains de ces micro-organismes sont également retrouvés sur les modèles en plâtre coulés à partir des empreintes concernées. De plus, l'étude de KOHN et al. (2003) mentionne que certains de ces micro-organismes peuvent persister sur les modèles en plâtre jusqu'à sept jours après la coulée.

L'étude de DAVIS et al. (1989) mentionne également que des micro-organismes tels que *M. tuberculosis* ont été retrouvés sur des moulages issus d'empreintes de la bouche de patients.

D'après LEUNG et SCHONFELD (1983), les moulages coulés peuvent contenir des micro-organismes opportunistes ou pathogènes qui peuvent être disséminés dans le laboratoire et entraîner des contaminations croisées patients-personnel ou patient-patient. Cette contamination a lieu si les instruments utilisés au laboratoire ne sont pas désinfectés entre les différents travaux, ainsi que les surfaces de travail. Une culture sur le plâtre issu d'empreintes contaminées a été réalisée, on constate alors la croissance de micro-organismes dans les milieux issus d'empreintes contaminées, croissance inexistante en culture d'empreintes non contaminées.

Il existe des cas documentés d'accidents de contamination, au virus de l'hépatite B, de techniciens de laboratoires de prothèses après exposition à des matériaux contaminés (CONNOR 1991).

De plus, d'après l'article de MULLER et BOLLA (1999), les personnels de laboratoire présenteraient un taux de portage de l'hépatite B plus élevé que les personnels dentaires signifiant qu'ils sont donc bien confrontés à des micro-organismes au sein du laboratoire de prothèse dentaire.

L'étude de RAY et FULLER (1963) révèle également que *M.pneumoniae* a été transmis à des prothésistes dentaires durant l'élaboration de prothèses.

La désinfection des empreintes s'avère donc primordiale dans la lutte contre les infections associées aux soins (IAS) et la prévention du risque biologique pour les personnels.

Des protocoles de désinfection des empreintes ont donc été étudiés et élaborés depuis les années 1980 dans le cadre du principe de « précaution universelle » en terme de contamination croisée (FOURNIER et al. 2009).

Il est à noter que dans les références étudiées aucune ne mentionne une absence de risque de contamination croisée, ce risque peut donc être considéré comme avéré.

1.2.2. Connaissances du personnel

Une enquête de FERREIRA et al. (2011) concerne les connaissances en matière de désinfection des empreintes dans des universités du Brésil. Dans ce but, 201 étudiants et 27 professeurs de cinq facultés d'odontologies (publiques et privées) ont été interrogés grâce à des questionnaires. Il est à noter qu'il est possible que les résultats de cette enquête soient biaisés par manque de véracité des réponses des sondés.

Dans cette enquête, 66% des étudiants interrogés déclarent réaliser habituellement une désinfection contre 81% des professeurs.

L'ensemble des réponses de cette enquête montre une grande hétérogénéité et de grandes divergences des avis concernant la désinfection des empreintes.

De plus dans l'étude de KUGEL et al. (2000), 400 directeurs de laboratoires de prothèse ont été sélectionnés de manière aléatoire aux Etats-Unis puis interrogés sur leurs connaissances en matière de désinfection des empreintes.

Parmi eux, seuls 44 % déclaraient connaître le traitement désinfectant que subit une empreinte reçue dans leur laboratoire. 33% des directeurs de laboratoire de prothèse ne savaient pas quelle méthode de désinfection était utilisée au sein de leur laboratoire. Enfin, 45% des sondés rapportaient un manque d'information quant aux procédures de désinfection.

Ces études démontrent qu'il existe un réel manque de communication et d'information entre tous les protagonistes de la chaîne de confection de prothèses.

1.2.3. Mesures prises contre le risque infectieux

Une étude sur les pratiques de désinfection a été menée par SEDKY (2014) auprès de chirurgiens dentistes et de prothésistes dentaires exerçant en Arabie Saoudite.

Les informations ressortant de cette enquête sont les suivantes :

- Concernant les empreintes en alginates :
 - 82,61% des prothésistes déclarent les désinfecter alors que 17,39% ne les désinfectent pas.
 - Parmi les prothésistes désinfectant les alginates, les méthodes utilisées pour la désinfection sont les suivantes
 - ↳ Rinçage sous l'eau courante puis désinfection par pulvérisation (39,47%) ;
 - ↳ Désinfection par pulvérisation (28,95%) ;
 - ↳ Rinçage sous l'eau courante puis désinfection par immersion (23,68%) ;
 - ↳ Désinfection par pulvérisation et immersion (5,26%) ;
 - ↳ Désinfection par immersion (2,63%).

- Concernant les empreintes en élastomères :
 - 76,09% des prothésistes déclarent désinfecter les élastomères contre 23,91% qui ne les désinfectent pas ;
 - Parmi les 76,09% de prothésistes désinfectant les élastomères, les méthodes utilisées sont les suivantes :
 - ↳ Rinçage sous l'eau courante et désinfection par immersion (42,86%) ;
 - ↳ Rinçage sous l'eau courante et désinfection par pulvérisation (37,14%) ;
 - ↳ Désinfection par pulvérisation (8,57%) ;
 - ↳ Désinfection par immersion (8,57%) ;
 - ↳ Désinfection par pulvérisation et immersion (2,86%).

- La durée de désinfection est la suivante :
 - Dix minutes pour 71,74% des sondés ;
 - Trente minutes pour 17,39% des sondés ;
 - Une minute pour 8,70% des sondés ;
 - Une heure pour 2,17% des sondés.

- Concernant la vaccination contre l'hépatite B des personnels de laboratoires :
 - Tous les techniciens sont vaccinés dans 60,87% des laboratoires interrogés ;
 - Dans 17,39% des laboratoires, aucun technicien du laboratoire n'était vacciné ;
 - Dans 21,74% des laboratoires, entre 1 et 5 techniciens étaient vaccinés.

- Concernant les surfaces de travail du laboratoire de prothèse en fin de réalisation d'une prothèse :
 - 43% des laboratoires interrogés déclarent procéder à un nettoyage simple ;
 - 45% procèdent à un nettoyage suivi d'une désinfection ;
 - 10% procèdent à une désinfection.

- Parmi les chirurgiens dentistes interrogés, les réponses sont les suivantes :
 - 95% des dentistes rincent leurs empreintes sous l'eau systématiquement dès le retrait de la bouche.
 - 97% des praticiens déclarent désinfecter les empreintes avant envoi au laboratoire, dont :
 - 46,81% par rinçage suivi d'une vaporisation avec un désinfectant ;
 - 25,53% par rinçage suivi d'une désinfectant par pulvérisation et immersion ;
 - 23,40% par désinfection par pulvérisation;
 - 4,26% par désinfection par pulvérisation et immersion ;
 - La durée de désinfection varie entre : 1 minute (51,11%), dix minutes (35,56%) et trente minutes (13,33%).
 - 50% ne sont pas informés de la présence ou non de techniques de désinfection des empreintes dans leur laboratoire de prothèse.

- Concernant les connaissances en matière de désinfection dans les laboratoires de prothèse : 51% des interrogés (chirurgien dentistes et prothésistes) estiment qu'il existe un manque de formation sur le sujet.

De plus, l'étude de KUGEL et al. (2000) déjà citée précédemment, révèle que 45% des directeurs de laboratoires de prothèse dentaire sondés rapportent un

manque d'information quant aux procédures de désinfection. De plus, l'étude souligne le problème de manque de communication entre praticiens et prothésistes.

Toutes les études citées précédemment démontrent que des mesures de lutte contre les infections sont prises, mais qu'il existe une grande hétérogénéité des informations et des procédures utilisées : techniques, durées et produits différents.

D'après FOURNIER et al. (2009), la désinfection est peu réalisée en cabinet dentaire de ville pour plusieurs raisons. Tout d'abord, la crainte d'altération de l'empreinte, mais aussi une sous-estimation de l'importance de la désinfection des empreintes, enfin la confusion de la littérature en la matière ; toutes ces raisons rendent, en effet, complexe l'élaboration de protocoles adaptés aux matériaux à empreinte en cabinet dentaire.

Il apparaît alors nécessaire de mettre en place des protocoles simples dont la mise en œuvre serait systématique pour toute prise d'empreinte, et ce pour tout patient. La traçabilité des actions de désinfection, transmise au laboratoire de prothèse par le cabinet, est de surcroît un gage de qualité.

1.2.4. Sondage auprès des prothésistes lorrains

Un sondage informel a été réalisé dans le cadre de ce travail. 11 prothésistes lorrains ont été contactés par téléphone afin de connaître les pratiques en matière de désinfection des empreintes au laboratoire de prothèse. Ces prothésistes ont été sélectionnés aléatoirement.

Les questions suivantes ont été posées aux prothésistes sondés :

- Où la désinfection des empreintes a-t-elle lieu ? au cabinet dentaire, au laboratoire de prothèse ou les deux ? (colonne A dans le tableau 3)
- Le protocole de désinfection dépend-t'il du matériau à empreinte traité ou est-il identique quelque soit le matériau ? (colonne B dans le tableau 3)
- Quel est le protocole de désinfection : pulvérisation ou immersion ? Si c'est une immersion, quelle en est la durée ? (colonne C dans le tableau 3)
- Quel est le produit utilisé pour la désinfection ? (colonne D dans le tableau 3)

- Comment se déroule la communication entre le cabinet dentaire et le laboratoire de prothèse en matière de désinfection? (colonne E dans le tableau 3)
Les résultats de ce sondage sont résumés dans le tableau ci-après.

Tableau 3 : Résultats du sondage réalisé auprès d'un panel de prothésistes lorrains.

| Dép. | A | B | C | D | E |
|------|------------------------|-------------------------------------|------------------------|---|---|
| 54 | Laboratoire | Identique | Pulvérisation | Septinol® (Schülke) = alcool | Absence de communication: désinfection systématique au laboratoire |
| 54 | Laboratoire | Identique | Immersion (10 minutes) | Désinfectant de chez "Kerr®" | Absence de communication: désinfection systématique au laboratoire |
| 54 | Cabinet + laboratoire | Identique | Pulvérisation | Finosept® (FINO GmbH) = alcool + ammonium quaternaire | Accord entre cabinet et laboratoire : désinfection réalisée par cabinet Pas de communication au cas par cas |
| 54 | Cabinet | Absence de protocole au laboratoire | | | Mention "empreinte désinfectée" obligatoire sur la fiche de liaison sinon pas de prise en charge par le laboratoire |
| 88 | Cabinet | Identique | Pulvérisation | Eurosept max® (Schein) = ammonium quaternaire | Toujours fait par le cabinet procédure de désinfection en laboratoire au cas où absence de communication concernant la désinfection ou non par le cabinet |
| 88 | Cabinet + laboratoire | Identique | Immersion + ultrasons | Liquide à base d'alcool | Par principe désinfection censée être réalisée par cabinet complétée par autre désinfection au laboratoire |
| 57 | Laboratoire | Identique | Pulvérisation | AlgiSept® (AD Arztbedarf) = alcool | Désinfection systématique au laboratoire |
| 57 | Laboratoire | Identique | Immersion | Hypochlorite de sodium en préparation extemporanée | Désinfection systématique au laboratoire |
| 57 | Cabinet ou laboratoire | Identique | Pulvérisation | Eurosept max® (Schein) = ammonium quaternaire | Absence de communication sur la réalisation de désinfection - mention sur la fiche de liaison si patient avec pathologie présentant un risque de contamination en cas de doute sur la réalisation de la désinfection par le cabinet, procédure en laboratoire |

| | | | | | |
|----|-------------|-----------|---------------|---|--|
| 55 | Laboratoire | Identique | Pulvérisation | Finosept® (FINO GmbH) = alcool + ammonium quaternaire | Absence de communication par le cabinet - parfois empreintes sales avec présence de sang |
| 55 | Laboratoire | Identique | Immersion | Non connu | Non réalisé en cabinet - absence de marquage sur la fiche de liaison |

Plusieurs idées ressortent de ce sondage :

- Un manque de connaissances en matière de produit désinfectant à utiliser ;
- Un manque d'information concernant l'efficacité des procédures de désinfection ;
- Pour les laboratoires réalisant la désinfection des empreintes, il n'existe qu'un protocole unique ne dépendant pas de la nature du matériau à empreinte traité ;
- Une légère préférence des prothésistes est donnée pour des procédures simples en pulvérisation ;
- Un grand nombre de laboratoires de prothèse ne réalisent pas le traitement, qui serait précédemment réalisé en cabinet dentaire ;
- La communication demeure insuffisante voire inexistante sur ce sujet entre les cabinets et laboratoires ;
- Les prothésistes sondés sont conscients du risque de contamination : plusieurs des prothésistes interrogés ont insisté sur l'importance du port de protections individuelles dès la réception des empreintes.

1.3. Désinfection des empreintes

1.3.1. Terminologie en hygiène : définitions et application aux empreintes dentaires

1.3.1.1. Contamination

La contamination est la « présence d'un élément indésirable dans un fluide, sur une surface ou dans un espace protégé. Dans le cas d'une contamination biologique, on utilisera le terme bio contamination » selon (ASPEC 2016)

Il s'agit d'un « processus entraînant la présence de micro-organismes pathogènes ou potentiellement nocifs sur le matériel ou la personne » selon la recommandation n° (84) 20 du Conseil de l'Europe (1984).

1.3.1.2. Grandes étapes de la chaîne de stérilisation des dispositifs médicaux souillés selon le CCLIN Sud Est (2011) et le Ministère de la santé 2001)

La chaîne de stérilisation est disponible en intégralité en Annexe 1.

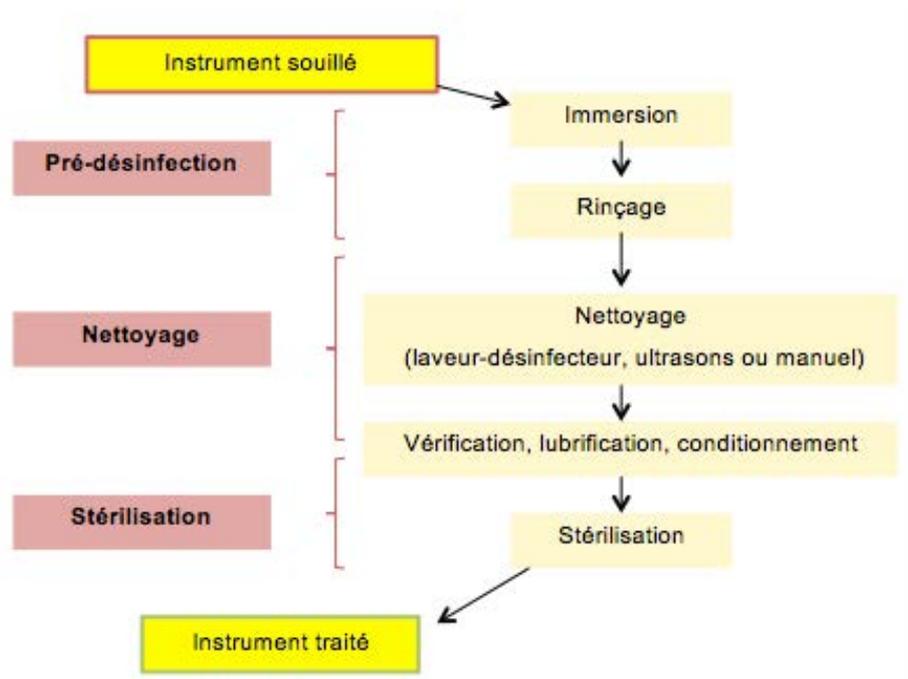


Figure 2 : Traitement des instruments souillés réutilisables (dispositifs médicaux immergeables) selon (CCLIN Sud Est 2011)

1.3.1.3. Pré-désinfection

L'objectif de la pré-désinfection est d'éviter la fixation des matières organiques par séchage, ainsi que la contamination du personnel et de l'environnement d'après le CCLIN Sud Est (2004). « La pré-désinfection est une opération qui consiste à immerger les instruments dans une solution détergente et désinfectante aussitôt après leur utilisation » (Goullet 2004).

1.3.1.4. Nettoyage

L'objectif est d'éliminer les salissures organiques, et donc de réduire la contamination microbienne. Il s'agit d'une action physico-chimique avec un produit détergent, une action thermique et une action mécanique par brossage et rinçage (CCLIN Sud Est 2004). Le nettoyage peut être manuel (brosse, écouvillon, lavette et produit détergent puis rinçage à l'eau du réseau) ou automatique d'après le Conseil supérieur d'hygiène publique de France et Comité technique national des infections nosocomiales et des infections liées aux soins (1998).

Il est à noter qu'après nettoyage les instruments devront être séchés et conditionnés avant stérilisation. Certains types d'instruments nécessiteront également une lubrification afin d'éviter une usure prématurée. (CCLIN Sud Est 2004)

Il convient ensuite de distinguer trois notions : désinfection, antisepsie et stérilisation.

1.3.1.5. Stérilisation

Il s'agit de la « mise en œuvre d'un ensemble de méthodes et de moyens visant à éliminer par destruction **tous** les micro-organismes vivants de quelque nature et sous quelque forme que ce soit, portés par un objet parfaitement nettoyé » selon les normes AFNOR (2015) et AFNOR (2006)

La stérilisation est impossible compte tenu des altérations engendrées sur les empreintes. La désinfection est un processus moins dégradant que la stérilisation (FOURNIER et al. 2009).

1.3.1.1. Désinfection et désinfectant

La désinfection est une « opération au résultat momentané permettant d'éliminer ou tuer des micro-organismes et/ou inactiver les virus indésirables portés par des milieux inertes contaminés » selon la norme AFNOR (2015).

L'objectif de la désinfection est donc la **réduction** des micro-organismes présents au moment de l'opération (CCLIN Sud Est 2004).

Un désinfectant est donc un « produit ou procédé utilisé pour la désinfection, dans des conditions définies ».

1.3.1.2. Antisepsie et antiseptique

Les antiseptiques sont « des préparations ayant la propriété d'éliminer ou de tuer les micro-organismes ou d'inactiver les virus sur des **tissus vivants** (peau saine, muqueuse, plaies) » selon la norme AFNOR (2015).

1.3.1.3. Application de ces notions aux empreintes dentaires

Une première problématique soulevée apparaît être la nature même de l'empreinte : doit-elle être considérée pour la désinfection comme un dispositif médical, ou comme une surface ?

Un dispositif médical correspond à « tout instrument, appareil, équipement, logiciel, matière ou autre article, utilisé seul ou en association, [...] à des fins diagnostique et/ou thérapeutique, et nécessaire au bon fonctionnement de celui-ci. (Agence nationale de sécurité du médicament et des produits de santé (ANSM) Glossaire, 2017)

Une empreinte peut donc être considérée comme un dispositif médical selon le Professeur Jean-Jacques MORRIER, PU-PH, Hospices Civils de Lyon, expert auprès de ProdHybase®, membre du CLIN Odontologique de Lyon et membre de la commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française (ADF).

Les empreintes dentaires ne seront pas concernées par la totalité de la chaîne de traitement des dispositifs médicaux en raison, notamment, de leur structure déformable.

Elles devront alors subir premièrement un rinçage à l'eau afin de supprimer les matières organiques présentes (notamment les résidus de salive et de sang). Le

rinçage ne constitue en aucun cas une pré-désinfection ou un nettoyage, car aucun produit détergent n'est utilisé. Il permet cependant de diminuer la quantité de micro-organismes présents sur l'empreinte. Il existe dans la littérature des incohérences selon les références citées concernant cette quantité de micro-organismes : certains articles évoquent une diminution de 40% des bactéries, virus et champignons présents sur l'empreintes (McNEILL et al. 1992). D'autres études, celles de MULLER et BOLLA (1999) et HELFER (2010), mentionnent que 90% des micro-organismes présents à la surface de l'empreinte seraient éliminés par le rinçage.

Ensuite, après rinçage, doit avoir lieu la désinfection par application d'un produit désinfectant selon différentes techniques (immersion, pulvérisation, méthode intermédiaire,...). Les produits utilisés ici sont des désinfectants et non des antiseptiques car il ne s'agit pas d'une action sur tissus vivants. La désinfection a pour objectif d'éliminer les micro-organismes de la surface de l'empreinte (CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM 2017).

1.3.2. Qui doit réaliser la désinfection des empreintes : prothésiste ou dentiste ?

Le risque de dissémination dès lors qu'un matériau contaminé entre au laboratoire de prothèse est avéré, et le risque de contamination croisée réel. Il apparaîtrait alors essentiel selon FLANAGAN et al. (1998) et MERCHANT et MOLINARI (1989) de mettre en place une procédure de désinfection des empreintes dentaires **au sein du cabinet avant le transport vers le laboratoire.**

De même, le praticien est tenu de tout mettre en œuvre afin d'éviter la propagation des micro-organismes à l'extérieur du cabinet, confirmant la nécessité de traiter les empreintes au cabinet dentaire avant envoi au laboratoire (KHADIDJA 2015) et (SHAH et al. 2009).

1.3.3. Problématiques inhérentes à la désinfection des empreintes

1.3.3.1. Rappel des micro-organismes buccaux

Les micro-organismes rencontrés en médecine bucco-dentaire sont regroupés dans le tableau ci-dessous d'après un article de (SIXOU et al. 2008) et le guide de la Direction générale de la santé (Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction Générale de la Santé. 2006)

Tableau 4 : micro-organismes buccaux d'après (SIXOU et al. 2008), le guide de la Direction générale de la santé (Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction Générale de la Santé. 2006), (MOUTON 1994) , (PERRIN et al. 1997), AGBO-GODEAU et GUEDJ (2005) et LESCLIOUS (2013)

| | | |
|------|---|--|
| ATC* | Virus | Herpès (HSV 1, HSV2, VZV, EBV, CMV) grippe, poliomyélite, rougeole, rubéole, oreillons, rotavirus, hépatite B, hépatite C, VIH, <i>Human papillomavirus</i> (HPV) |
| | Bactéries | *Cocci gram négatif : <i>Neisseria sp</i> (<i>N. sicca</i> , <i>N. flava</i>), <i>Veillonella sp</i> (<i>V. parvula</i> , <i>V. atypica</i> , <i>V. dispar</i>) *Bacilles gram négatif : <i>Haemophilus sp</i> (<i>H. aphrophilus</i> , <i>H. influenzae</i> , <i>H. parahaemolyticus</i> , <i>H. para-influenzae</i>), <i>Eikenella sp</i> (<i>E. corrodens</i>), <i>Bactéroïdes sp</i> (<i>B. forsythus</i> , <i>B. gracilis</i>), <i>Porphyromonas sp</i> (<i>P. endodontalis</i> , <i>P.</i> <i>gingivalis</i>), <i>Prevotella sp</i> , (<i>P. denticolas</i> , <i>P. intermedia</i>), <i>Fusobactérium sp</i> (<i>F. mortiferum</i> , <i>F. nulceatum</i>), <i>Capnocytophaga sp</i> (<i>C. gingivalis</i>), <i>Actinobacillus sp</i> (<i>A.</i> <i>actinomycetemcomitens</i>) , <i>Campylobacter</i> *Cocci gram positif : <i>Streptococcus sp</i> (<i>S. mutans</i> , <i>S.</i> <i>sanguis</i> , <i>S. mitis</i> , <i>S. salivarius</i> , <i>S. sobrinus</i> , <i>S. pyogènes</i> , <i>S.</i> <i>pneumoniae</i>), <i>Staphylococcus sp</i> (<i>S. aureus</i>) *Bacilles et filaments gram positif : <i>Actinomyces sp</i> (<i>A</i> <i>odontolyticus</i>), <i>Lactobacilles sp</i> (<i>L. acidophilus</i> , <i>L. casei</i> , <i>L.</i> <i>fermentum</i>) *Mycobactérie : <i>M. tuberculosis</i> (Bacille de Koch), |
| | Champignons : levures et moisissures | <i>Candida albicans</i> , <i>aspergillus</i> |
| | Protozoaires | <i>Entamoeba gingivalis</i> |

* ATC : Agents Transmissibles Conventionnels

1.3.3.2. Efficacité antimicrobienne

L'identification systématique et exhaustive des patients à risque infectieux via le questionnaire médical est impossible. Les précautions standard applicables à tout patient sont donc de considérer tout patient comme à risque infectieux potentiel et d'agir en conséquence en matière de désinfection selon Flanagan et al. (1998) et le (Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction Générale de la Santé. 1998)

Les facteurs majeurs influençant l'efficacité de toute désinfection sont d'après SPRINGTHORPE (2000) les suivants :

- Nettoyage préalable des débris,
- Type et niveau de contamination,
- Délai de traitement (présence de biofilms)
- Procédure de désinfection (nature et concentration du produit désinfectant, temps d'exposition, technique utilisée)
- Nature physique de l'objet désinfecté,

❖ Nettoyage des débris organiques

Le nettoyage des débris organiques par rinçage avant désinfection est indispensable (PIZZARDINI et al. 2004). Le rinçage permet en effet de supprimer les matières organiques qui risqueraient de réduire l'activité de désinfectants tels que l'hypochlorite de sodium ou encore les produits iodophores (CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM 2017).

Il est à noter que le rinçage à l'eau influe également sur le nombre de micro-organismes présents car il le diminue significativement selon FOURNIER et al. (2009). (cf partie 1.5.1. concernant le rinçage à l'eau des empreintes).

❖ Type et niveau de contamination :

En milieu de soins, les infections nosocomiales sont, dans plus de 50% des cas, causées par l'une des trois bactéries suivantes :

- *Escherichia Coli*, (26%) entérobactérie, hôte normal du tube digestif

- *Staphylococcus aureus* (16%), présent dans la muqueuse du nez, de la gorge et sur le périnée d'environ 15 à 30 % des individus.
- *Pseudomonas aeruginosa* (8,4%), qui se développe dans les sols et en milieu humide (robinets, tuyauteries...).

Dans les autres cas, les germes isolés peuvent être d'autres bactéries (streptocoques, entérobactéries).

Les champignons ou levures, les virus et les parasites sont très rarement incriminés.

Selon LAHEIJI et al. (2012), en ce qui concerne le domaine de l'odontologie, les virus et bactéries pouvant entraîner des contaminations croisées sont les suivants :

- Virus :
 - Herpès : herpes Simplex Virus (HSV), varicella-zoster virus (VZV), EBV et cytomégalovirus humain (HCMV)
 - Virus de l'immunodéficience humaine (HIV) et HTLV (retrovirus)
 - Hépatite : virus de l'hépatite B (VHB), virus de l'hépatite C (VHC), virus de l'hépatite D (VHD) dans le cas de co-infection VHB.
 - rhinovirus,
 - rubéole
 - Influenza (grippe)
 - oreillons,
 - rougeole
- Bactéries
 - *Mycobactérium ssp* : agent causal de la tuberculose
 - *Pseudomonas spp.* : le risque concerne principalement les patients immunodéprimés (cela peut engendrer des pneumonies, infections de la peau, infections urinaires, infections oculaires, ...) *Pseudomonas* est d'autant plus dangereuse qu'elle devient une bactérie multi-résistante.
 - *Legionella spp.* : cause de pneumonies, cette bactérie cause une maladie appelée la légionellose liée à l'inhalation d'aérosols contaminés par la bactérie. Son milieu de croissance de prédilection est l'eau stagnante d'une température de 25 à 45°C. La transmission

interhumaine par voie directe n'a jamais été décrite et celle par voie indirecte se faisant par aérosolisation, cette bactérie ne serait pas concernée par une transmission croisée via les empreintes dentaires. (INRS (Institut National de Recherche et de Sécurité) 2007)

- Bactéries multi-résistantes : les plus problématiques sont les *Staphylococcus Aureus* résistant à la Méthicilline (SARM), Entérobactéries Productrices de Bêta-lactamases à Spectre élargi (ESBL) , Entérobactéries Résistantes aux Carbapénèmes (ERC)

Selon les études de DASGUPTA et al. (2013), BADRIAN et al. (2012) et PAL et al. (2014), les micro-organismes les plus recherchés lors des tests d'efficacité antimicrobienne sont : *Staphylococcus Aureus*, *Candida Albicans*, *Pseudomonas Aeruginosa*, *Escherichia Coli*. Les virus et champignons sont assez peu étudiés sauf *Candida Albicans*. Les bactéries précédemment citées sont considérées comme révélatrices du niveau de contamination du milieu étudié.

❖ Délai de traitement (présence de biofilms)

Enfin concernant le délai de traitement, le temps écoulé entre le retrait de l'empreinte de la bouche et le traitement par désinfection influence l'efficacité de la désinfection. Par exemple, en ce qui concerne les bactéries, plus le délai écoulé augmente, plus les bactéries s'organisent et forment des biofilms qui leur permettraient alors d'être plus résistantes à la désinfection (ROUX et GHIGO 2006).

❖ Procédure de désinfection (nature et concentration du produit désinfectant, temps d'exposition, technique utilisée) :

Pour illustrer l'impact du type de produit désinfectant, la comparaison de désinfectants avec de l'eau est intéressante. L'immersion dans de l'eau distillée pendant 10 minutes diminue la quantité de micro-organismes de 90% mais l'efficacité est inférieure comparée à l'utilisation d'un désinfectant tel que le Diménol® en pulvérisation de septodont ou le Perform®-ID de Schülke en immersion pour lesquels l'efficacité est de 100% (AL JABRAH et al. 2007).

Enfin, la technique de désinfection aura elle aussi des conséquences. Les deux techniques les plus courantes en matière de désinfection des empreintes dentaires sont l'immersion et la pulvérisation. Il est reconnu que la procédure par immersion est plus efficace en terme de lutte contre les micro-organismes que la procédure par pulvérisation. (HIRAGUCHI et al. 2012) Cependant, l'immersion présente également le désavantage d'être plus délétère que la pulvérisation pour le matériau (cf partie 1.5.2. et 1.5.3.).

❖ Nature physique de l'objet désinfecté,

Concernant la nature de l'objet désinfecté, donc la nature du matériau dans le cas présent, selon AL JABRAH et al. (2007), les alginates sont les matériaux les plus contaminés, par comparaison, en conditions similaires, aux silicones par addition ou polyéthers. L'étude de SAMRA et BHIDE (2010) confirme cela en notant une présence microbienne deux fois plus grande dans les alginates par rapport aux silicones par addition.

1.3.3.3. Variations dimensionnelles engendrées par la désinfection

Une empreinte est « un enregistrement en négatif de la topographie d'une région de la cavité buccale ou d'un modèle. Son moulage permet d'obtenir une réplique en positif » selon BERNHARDT et al. (2005).

L'empreinte doit donc être la plus fidèle possible de la situation en bouche (ALIKHASI et al. 2015). Pour cela le matériau à empreinte se doit d'être stable dimensionnellement (SILVA et SALVADOR 2004).

D'après LAVIOLE (2015), les matériaux à empreintes sont tous sensibles aux différents produits de désinfection même si la déformation en résultant est infime pour la majorité d'entre eux, dans le cadre d'une utilisation respectant les protocoles préconisés par les fabricants.

Si seule l'efficacité microbienne était prise en compte, il suffirait d'augmenter les concentrations de désinfectant et les durées de contact entre les empreintes et les désinfectants.

Cependant, ces deux paramètres, concentration du désinfectant et durée de contact, évoluent globalement proportionnellement aux variations dimensionnelles de l'empreinte, comme le suggère l'étude de CARVALHAL et al. (2011). En effet, il apparaît dans cette étude que plus la concentration et la durée de contact augmentent, plus les variations dimensionnelles résultantes sont importantes.

Par exemple en cas d'immersion d'empreintes en alginates, il est désormais acquis qu'une immersion prolongée entraîne des variations dimensionnelles, ayant pour conséquences une modification de modèles coulés à partir de l'empreinte immergée (HIRAGUCHI et al. 2012).

Le comportement du matériau dépend de la nature même de celui-ci. Par exemple, selon SUPRONO et al. (2012), les alginates sont des matériaux très propices à subir des variations dimensionnelles. Les variations dimensionnelles peuvent être amplifiées par certaines procédures de désinfection, rendant alors fausses les informations transmises au laboratoire.

La nature du produit désinfectant influencerait les variations dimensionnelles également. Par exemple le Perform®ID de chez Schülke entrainerait des variations plus importantes que l'eau ou l'hypochlorite de sodium. (SUPRONO et al. 2012b)

Enfin, concernant la durée de désinfection, dans l'article de BHAT et al. (2007), il est suggéré de privilégier le produit avec le temps de contact nécessaire le plus faible afin de limiter variations dimensionnelles.

1.3.3.4. Risque en cas de double traitement

Selon KUGEL et al. (2000), seuls 44% des prothésistes savent quel traitement désinfectant a subi l'empreinte avant qu'ils ne la réceptionnent. Aussi la probabilité que l'empreinte ne subissent un double traitement apparaît importante.

❖ Impact sur les variations dimensionnelles

En se basant sur le fait qu'augmenter la durée du traitement de désinfection risque d'augmenter les variations dimensionnelles, il apparaît logique que multiplier les traitements désinfectants engendre le même risque.

Selon l'article de (HELFER 2010), la fiche de liaison apparaît être très importante afin d'éviter la multiplication de procédures de désinfections qui seraient alors inutiles et nocives pour la précision de l'empreinte.

❖ Incompatibilité chimique

Lors de la désinfection, des produits chimiques sont utilisés, par conséquent, des réactions chimiques pouvant avoir diverses conséquences non attendues peuvent se produire: inactivation, toxicité, diminution de l'efficacité, ...

Le contact de l'Eau de Javel® avec d'autres produits chimiques peut entraîner une diminution de l'efficacité désinfectante de l'hypochlorite de sodium. (Commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française 2013)

De plus, si la chlorhexidine entre en contact avec des minéraux, de l'eau dure et si le pH est supérieur à 8, cela entraîne une précipitation de la chlorhexidine (CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers 2000).

De plus, les biguanides sont incompatibles avec les halogènes, les aldéhydes, les mercuriels, les tensio-actifs anioniques et non ioniques, les savons, les récipients en polyéthylène à basse densité (CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers 2000).

Enfin, dernier exemple, les incompatibilités des dérivés phénoliques et les phénols sont avérées avec: les sels de fer, les hypochlorites, les alcools (inhibitions), et les ammoniums quaternaires (CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers 2000).

Une empreinte dentaire ne peut donc pas subir deux traitements désinfectants successifs de manière aléatoire, confirmant la nécessaire bonne communication entre le laboratoire et les praticiens pour ne pas la détériorer.

1.4. Recommandations officielles concernant la désinfection des empreintes

- 1.4.1. Recommandations françaises d'après la direction générale de la santé (2006) et la commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française (2011)

Une première étape de pré-désinfection est préconisée dès le retrait de l'empreinte de la bouche. Cela consiste en un **rinçage à l'eau froide** ou au détergent afin de les débarrasser des matières organiques (salive, sang, ..) qui compromettent l'efficacité des produits désinfectants. La durée n'est pas précisée.

L'étape suivante, la désinfection, doit se faire en combinant le respect des propriétés des matériaux d'empreintes garantissant une absence de modifications dimensionnelles, tout en garantissant l'efficacité de la désinfection. Le désinfectant doit être appliqué **15 minutes**.

Concernant l'acheminement de l'empreinte au laboratoire de prothèse les recommandations conseillent de placer l'empreinte dans un sachet plastique étanche lui même contenu dans une boîte de protection.

La communication est importante : les prothésistes devront être informés des procédures de désinfection réalisées.

Concernant le produit désinfectant, l'utilisation **d'hypochlorite de sodium**, de formule chimique NaClO , est préconisée à une concentration de 2,6% de chlore actif. Il convient de respecter les conditions de conservation (date de péremption, température, durée, lumière), de dilution et de durée d'application afin d'optimiser son action.

Les recommandations sont floues concernant la technique de désinfection devant être utilisée, aucune référence n'est citée sur ce sujet.

1.4.2. Recommandations étrangères

L'association dentaire britannique a statué que la seule procédure de routine sûre était de considérer tout patient comme porteur potentiel d'un agent infectieux. Par conséquent il faut alors procéder systématiquement à un rinçage. De plus, le port de gants est également indispensable lors des manipulations des empreintes dentaires.

La fédération dentaire internationale conseille le rinçage et la désinfection systématique avant livraison au laboratoire. (KIMMEL 1986)

L'association dentaire américaine (ADA) en 1996 et la fédération dentaire internationale en 1998 recommandent la désinfection de toutes les empreintes dentaires en utilisant des procédures d'immersion ou pulvérisation dans des produits chimiques.

Concernant la désinfection par pulvérisation, pour les alginates, l'association dentaire américaine recommande de les enfermer dans un sachet étanche après pulvérisation du produit, pendant une durée adaptée (HIRAGUCHI et al. 2012).

Les procédures doivent être appropriées et ne pas engendrer d'effet négatif sur la stabilité dimensionnelle et la reproduction des détails (PAL et al. 2014).

Enfin selon la société de prothèse Japonaise (Japan Prosthodontic Society), les empreintes alginates doivent être immergées, dans une solution d'hypochlorite de sodium de 0,1 à 1% pendant 15 à 30 minutes (HIRAGUCHI et al. 2012).

Les recommandations concernant la désinfection des empreintes ne permettent donc pas de définir un protocole clair selon les matériaux de désinfection. Les données fournies sont assez divergentes et aucun consensus n'est trouvé en la matière.

1.4.3. Enseignement en formation initiale des prothésistes dentaires

Lors de leur cursus de formation, les prothésistes dentaires abordent la désinfection des empreintes.

Les élèves en BAC Pro du lycée Jean Prouvé de Nancy sont sensibilisés aux éventuelles déformations des empreintes consécutives aux protocoles de désinfection. Il leur est également enseigné selon leur professeur, Mme MARTIN, qu'en règle générale ce n'est pas au prothésiste d'effectuer la désinfection des empreintes, mais au cabinet dentaire. Elle insiste notamment sur le rôle primordial de la communication des procédures de désinfection subies par l'empreinte.

A l'institut supérieur national de l'Artisanat (ISNA) de Metz, les procédures enseignées par Mr LENAT (fondées sur le contenu de la thèse de BOISTIER (2003) dont il est compliqué d'indiquer les références précises) sont les suivantes :

- Pour les hydrocolloïdes réversibles :
 - Rinçage sous l'eau courante (15 secondes) ;
 - Pulvérisation d'un spray à l'hypochlorite de sodium 0,5% ;
 - Mise sous sachet avec papier imbibé du même désinfectant (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau, séchage à la soufflette ;
 - Mise sous sachet.

- Pour les hydrocolloïdes irréversibles :
 - Rinçage sous l'eau courante (15secondes) ;
 - Pulvérisation d'hypochlorite de sodium à 0,5% ;
 - Rinçage
 - Seconde pulvérisation ;
 - Mise sous sachet avec papier imbibé d'hypochlorite de sodium (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau ;
 - séchage à la soufflette
 - Mise sous sachet.

- Ou autre protocole pour les alginates :
 - Rinçage à l'eau courante (15 secondes) ;
 - Immersion dans l'hypochlorite de sodium 0,5% (15 secondes) ;
 - Mise sous sachet hermétique avec lingette imbibée du produit désinfectant (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau ;
 - Séchage à la soufflette ;
 - Mise sous sachet.

- Pour les polysulfures :
 - Rinçage à l'eau courante (15 secondes) ;
 - Immersion dans l'hypochlorite de sodium 0,5% (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau ;
 - Séchage à la soufflette ;
 - Mise sous sachet.

- Pour les polyéthers :
 - Rinçage sous l'eau courante (15 secondes) ;
 - Pulvérisation d'hypochlorite de sodium à 0,5% ;
 - Rinçage ;
 - Seconde pulvérisation ;
 - Mise sous sachet avec papier imbibé d'hypochlorite de sodium (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau ;
 - Séchage par égouttage vigoureux ;
 - Mise sous sachet

- Ou autre protocole pour les polyéthers :
 - Rinçage à l'eau courante (15 secondes) ;
 - immersion dans l'hypochlorite de sodium 0,5% (15 secondes) ;
 - Mise sous sachet hermétique avec lingette imbibée du produit désinfectant (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau ;
 - Séchage par égouttage vigoureux ;
 - Mise sous sachet

- Pour les silicones par condensation :
 - Rinçage à l'eau courante (15 secondes) ;
 - Immersion dans l'hypochlorite de sodium 5% (15 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau ;
 - Séchage à la soufflette ;
 - Mise sous sachet.

- Pour les silicones par addition :
 - rinçage à l'eau courante (15 secondes) ;
 - Immersion dans l'hypochlorite de sodium 5% (10 secondes) ;
 - Rinçage ;
 - Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5% (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau ;
 - Séchage à la soufflette ;
 - Mise sous sachet.

- Pour la pâte à l'oxyde de zinc – eugénol :
 - Rinçage à l'eau courante (15 secondes) ;
 - Immersion dans de la chlorhexidine 0,12%(10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau
 - Séchage par égouttage vigoureux ;
 - Mise sous sachet.

- Pour les cires d'occlusion :
 - Rinçage à l'eau courante (15 secondes) ;
 - Immersion dans l'hypochlorite de sodium 0,5% (10 minutes) ;
 - Rinçage sous l'eau
 - Séchage à la soufflette ;
 - Mise sous sachet.

1.5. Techniques de désinfection

1.5.1. Rinçage à l'eau du robinet des empreintes dentaires

D'après les recommandations françaises (Direction générale de la santé 2006), le rinçage est la première étape des procédures. Cette étape est primordiale et précède la désinfection.

Le rinçage sous l'eau courante froide doit durer entre dix secondes, selon PIZZARDINI et al. (2004), et quinze secondes selon MULLER et BOLLA (1999).

Dans la grille technique d'évaluation pour la prévention des infections associées aux soins, un rinçage à l'eau est conseillé sans préconisation de durée (Commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française 2013).

Le rinçage permet l'élimination des débris organiques sanguins et salivaires, des mucosités, ainsi que de la plaque bactérienne. Les déchets organiques risquent en effet de diminuer l'action des désinfectants. Par exemple, l'hypochlorite de sodium, les produits iodophores ou l'alcool voient leurs actions annihilées par la présence de résidus organiques sanguins ou salivaires (RUTALA et al. 2008). L'activité des phénols est diminuée par les matières organiques également (CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers 2000).

Cette étape est indispensable mais insuffisante en terme de désinfection (SHAH et al. 2009).

Le rinçage de l'empreinte réduit significativement le nombre germes mais ne les élimine pas (FOURNIER et al. 2009). En effet, le rinçage à l'eau permet l'élimination de 90% des micro-organismes présents à la surface de l'empreinte d'après MULLER et BOLLA (1999) et HELFER (2010). Cependant l'étude McNEILL et al. (1992) ne mentionne l'élimination que de 40% des bactéries, virus et champignons présents sur l'empreinte.

Avant de passer à l'étape suivante, les excès d'eau doivent être éliminés en secouant énergiquement l'empreinte. En effet, les excès d'eau pourraient diminuer l'efficacité de la solution désinfectante en la diluant. Il est important de rappeler, que conformément aux notions de protection individuelles en matière d'hygiène, cette étape doit être réalisée par un personnel portant des gants ainsi que des lunettes de protection ou un masque à visière (MULLER et BOLLA 1999).

De plus, MULLER et BOLLA (1999), SHAH et al. (2009) et la Commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française (2013) préconisent un rinçage après décontamination afin d'éliminer toute trace de produit désinfectant.

1.5.2. Pulvérisation avec produit désinfectant (ou vaporisation)

La désinfection d'une empreinte par pulvérisation est la technique induisant le moins de déformation mais elle présente un inconvénient: il est possible que le produit n'atteigne pas uniformément toutes les zones de l'empreinte, telles que les zones de contre-dépouille (FOURNIER et al. 2009).

Elle réduirait cependant le risque de déformation de l'empreinte particulièrement concernant les polyéthers et hydrocolloïdes (CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM 2017).

La pulvérisation avec une solution alcoolique assurerait une bonne désinfection (ERRIDGE 1994).

Par pulvérisation, l'application du produit désinfectant présente des risques inhérents à la procédure comme la toxicité par potentiel allergisant lors de l'inhalation et le risque de ne pas désinfecter l'intégralité des surfaces

1.5.3. Immersion dans un produit désinfectant

L'immersion assure un contact du produit actif sur l'ensemble de l'empreinte (CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM 2017). L'ADA préconise ce type de désinfection qui nécessite cependant de disposer d'un bac alloué à cette procédure et de renouveler fréquemment la solution (FOURNIER et al. 2009)

L'immersion est la technique la plus adaptée afin d'exposer toutes les surfaces pendant le temps recommandé (MERCHANT et MOLINARI 1989).

Le principal inconvénient de la méthode par immersion est le risque de déformation et de variations dimensionnelles. Par exemple, lors d'une procédure de désinfection par immersion d'alginates selon MUZAFFAR et al. (2012), quel que soit le produit de désinfection utilisé, le matériau à empreinte subit une expansion initiale suivie d'un rétrécissement induisant des variations dimensionnelles.

L'immersion de l'empreinte assure une désinfection satisfaisante des silicones

et polyéther (FOURNIER et al. 2009).

L'immersion est donc une technique assurant une bonne désinfection, mais présentant d'éventuels risques de déformation du matériau selon le type de matériau, le produit de désinfection et la durée de l'immersion, ce qui, de fait, la contre-indique dans de nombreux cas.

1.5.4. Méthode intermédiaire

La décontamination des alginates par la méthode intermédiaire se fait selon la procédure suivante :

- 10 secondes de nettoyage sous eau
- immersion 2 minutes dans solution d'hypochlorite de sodium (0,5%)
- Mise en place de l'empreinte, entourée d'une compresse imbibée de la même solution désinfectante, dans un sachet hermétique, pendant 20 minutes
- Rinçage à l'eau courante durant 10 secondes

Cette méthode serait satisfaisante en termes d'efficacité, de stabilité dimensionnelle, et d'état de surface selon PIZZARDINI et al. (2004).

D'après HELFER (2010), la méthode intermédiaire comporte, quelque soit le matériau d'empreinte, un rinçage initial de toutes les faces de l'empreinte sous l'eau froide du robinet durant 15 secondes, effectué juste après le retrait de la bouche, avec des lunettes et gants de protection.

Toujours selon le même auteur, les deux principaux produits utilisables pour la décontamination sont du glutaraldéhyde à une concentration de 2%, ou de l'hypochlorite de sodium concentré à 0,5%.

A noter que le glutaraldéhyde présente des risques de toxicité, abordés dans la partie 1.6.8. de ce travail.

Pour la décontamination, il est important de distinguer les protocoles selon le matériau à empreinte.

La méthode intermédiaire concernera les hydrocolloïdes et les polyéthers. Il s'agit d'une immersion rapide dans une solution détergente-désinfectante, un papier absorbant est alors immergé dans la même solution. Ce papier est ensuite placé

dans un sachet sans contact avec l’empreinte. L’ensemble sera entreposé durant 30 minutes dans le sachet étanche. Après un rinçage final, l’empreinte sera placée sans papier ni coton dans un nouveau sachet.

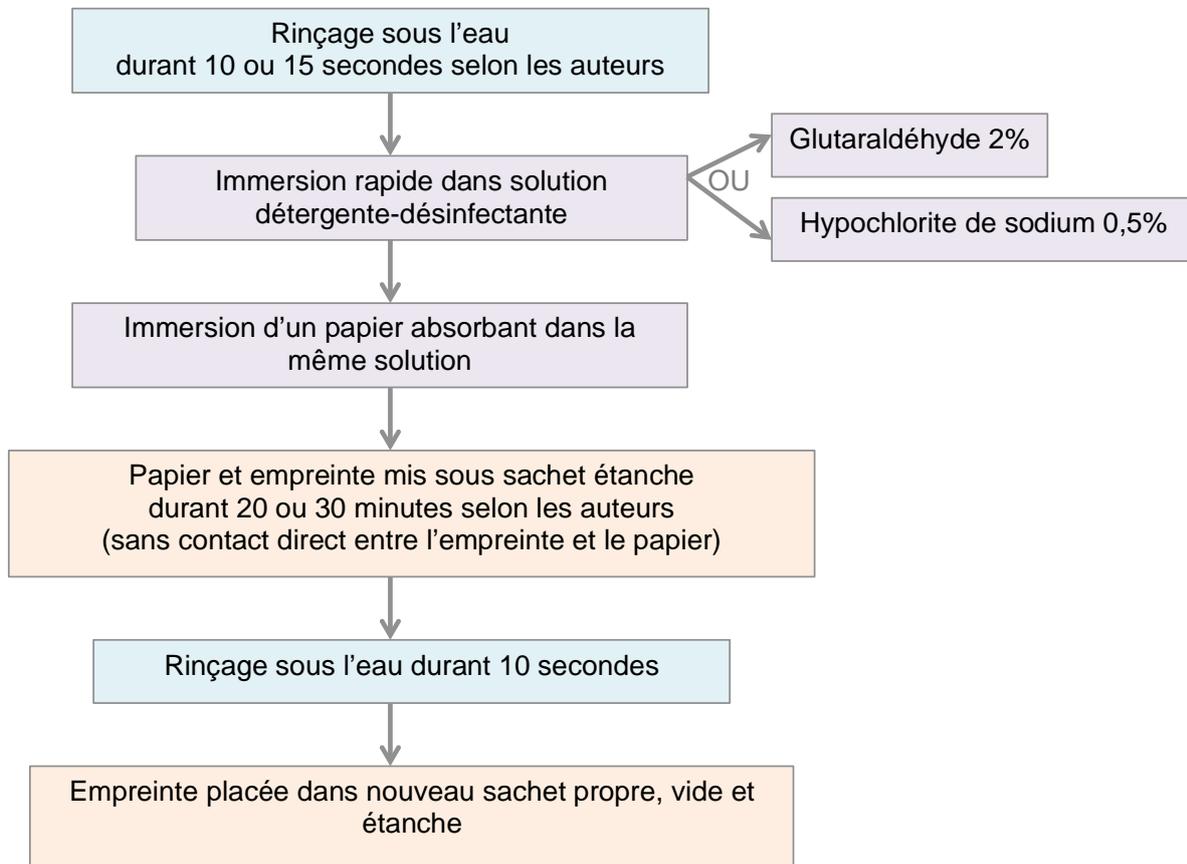


Figure 3 : méthode intermédiaire pour les alginates et polyéthers selon HELFER (2010), PIZZARDINI et al. (2004).

1.5.5. Bain de bouche et détartrage préalables à la prise d’empreinte selon DASGUPTA et al. (2013)

Cette étude a été réalisée au sein de l’Institut dentaire de Sciences et de Recherche de Guru Nanak durant une période de 18 mois sur 100 sujets de plus de 18 ans. 60 sujets positifs à des micro-organismes testés ont été sélectionnés.

Chaque individu a été soumis à différents types de prophylaxie orale :

- absence de prophylaxie,
- détartrage préalable
- bain de bouche préalable avec
 - 10 ml de chlorhexidine 0,12% durant 30s,
 - 5 ml de povidone iodée 2% diluée dans 5ml d'eau,
 - 30s avec un bain de bouche de 20ml à base d'huile essentielle (Listérine®)

Des empreintes ont été prises avant et après traitements. Ensuite, la quantité de micro-organismes portés par les matériaux à empreinte a été mesurée (*Staphylococcus aureus* et *Candida albicans*).

Les résultats de cette étude sont les suivants :

- il y a une diminution du nombre de micro-organismes présents sur l'empreinte en cas de détartrage et bain de bouche préalables en comparaison à la situation d'absence de détartrage et de bain de bouche préalables à la prise d'empreinte.
- le gluconate de chlorhexidine s'avère être plus efficace que la polyvidone iodée, mais les deux produits montrent une diminution de *Staphylococcus Aureus* et *Candida Albicans*.
- La Listérine® est le produit testé le moins efficace.

De plus, l'article de HELFER (2010) recommande également la réalisation préalable à l'empreinte, d'un bain de bouche à base de chlorhexidine.

1.5.6. Ajout d'antimicrobiens au mélange avant prise du matériau d'empreinte

L'article de WANG et al. (2007) décrit l'ajout d'acétate de chlorhexidine à différentes concentrations (0,1g/L, 0,2g/L, 0,5g/L et 1,0g/L) à de l'alginate (Heraplast HD® de chez Heraeus Kulzer™) avant prise. Les auteurs ont étudié l'effet antibactérien et concluent que la concentration recommandée de chlorhexidine est de 1,0g/L. Enfin l'étude de la précision de trois dimensions, de la mouillabilité et du temps de prise montre que l'ajout de chlorhexidine avant prise n'a pas d'influence sur ces paramètres.

Par ailleurs, dans une étude menée par MALLER et al. (2012), l'ajout de digluconate de chlorhexidine 0,2g/L au mélange de l'alginate avant prise n'induirait pas de variations dimensionnelles du matériau.

D'après FLANAGAN et al. (1998), l'ajout de désinfectant directement dans le matériau à empreinte présente les avantages suivants : en terme d'ergonomie, cela ne nécessite aucun effort supplémentaire, et en terme d'efficacité, la désinfection serait alors systématique. Cette méthode serait donc intéressante du point de vue du contrôle des infections. L'auteur envisage alors comme désinfectant la chlorhexidine ou un ammonium quaternaire.

L'ajout d'agents antimicrobiens au matériaux présente le désavantage non négligeable d'augmenter le risque d'irritation de la peau et des muqueuses du patient, surtout dans le cas d'empreintes multiples (CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM 2017).

L'ajout d'antimicrobiens au mélange avant prise permettrait donc de diminuer le niveau de contamination microbienne, mais ne se substitue pas à une procédure de désinfection après prise. Cette technique n'est pas sans risque en terme de toxicité pour le patient.

1.5.7. Autoclave

D'après MILLAR et DEB (2014), l'utilisation de l'autoclave serait intéressante dans la mesure où le résultat serait une stérilisation et non une désinfection, c'est à dire une élimination totale de tous les micro-organismes présents sur l'empreinte.

Cependant, la condition indispensable d'une stérilisation efficace est d'être réalisée sur un matériau déjà pré-désinfecté. La stérilisation ne se substitue donc pas à une immersion dans un produit détergent-désinfectant.

Selon AL KHURAIIF (2013), l'étude compare trois procédures sur des polyvinylsiloxanes:

- immersion durant 10 minutes dans du Septodont® ;
- stérilisation autoclave durant 5 minutes à 134°C et 138KPa ;
- stérilisation micro-onde 1000W durant 10minutes.

La désinfection chimique et celle par autoclave n'augmenteraient pas la rugosité de surface selon cette étude, contrairement à la désinfection par micro-

ondes. Toujours selon cette même étude, la stérilisation autoclave serait intéressante pour les polyvinylsiloxanes en terme de rugosité de surface et d'efficacité antimicrobienne.

Selon KAMBLE et al. (2015), les variations dimensionnelles sont plus importantes avec une désinfection par autoclave que par n'importe quelle désinfection chimique.

Des études évoquent le fait que certains matériaux à empreinte seraient capables de subir une stérilisation par autoclave sans déformation majeure. Certaines empreintes en silicone pourraient selon MILLAR (1999) subir une stérilisation par autoclave à la vapeur d'eau sans effets négatifs sur la précision dimensionnelle

Dans l'article de MILLAR et DEB (2014), il est cependant rappelé que les fabricants de produits d'empreinte conseillent une désinfection par produits chimiques et non par procédé physique tel qu'une stérilisation par autoclave.

1.5.8. Micro-onde

Selon BHASIN et al. (2013), l'irradiation micro-onde produit un double effet. L'effet thermique, par conversion de l'énergie micro-onde en chaleur, est doublé d'un effet non thermique. Cet effet non thermique se fait par interaction directe du champ électromagnétique avec la molécule biologique (dont résultent une dénaturation des protéines, des changements de leur perméabilité membranaire, des changements intracellulaires et une modification des organites). Les micro-organismes *Stapylococcus Aureus*, *Candida Albicans*, et *Pseudomonas Aeruginosa* ont été étudiés, et seraient éliminés au bout de 7minutes. Cependant l'étude soulève la nécessité d'études complémentaires sur les critères suivants : variations dimensionnelles et précision de surface.

Selon ABDELAZIZ et al. (2004), l'utilisation de l'énergie microonde pour stériliser les empreintes élastomériques n'aurait pas d'effet significatif sur la précision dimensionnelle.

L'utilisation des micro-ondes induirait des variations dimensionnelles significatives et une augmentation de la rugosité de surface ainsi qu'une décoloration sur les silicones par addition selon AL KHURAIIF (2013).

Les micro-ondes apparaîtraient comme une alternative intéressante, mais nécessitent des études approfondies car une seule étude a été réalisée sur le sujet. En effet, cette méthode permettrait une bonne efficacité contre les micro-organismes mais pourrait engendrer des modifications physiques des empreintes.

1.5.9. Chambre UV

Dans l'étude de SAMRA et BHIDE (2010), les procédures de désinfection d'alginate et de silicone par addition suivantes ont été étudiées :

- immersion 10 minutes dans de l'hypochlorite à une concentration de 5,25%,
- immersion dans du glutaraldéhyde à une concentration de 2%,
- utilisation d'une chambre ultra-violet à 254nm pendant 3 minutes.

Ces trois procédures permettraient une diminution de la flore suivante : *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus pneumoniae*, *Streptococcus faecalis*, *Candida albicans*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Escherichia coli*, *Streptococcus hemolyticus*, *Diphthéroïde*.

Il existe cependant des différences significatives entre les procédures : les ultra-violets sont plus efficaces que l'hypochlorite de sodium, lui-même plus efficace que le glutaraldéhyde.

Selon AERAN et al. (2015), pour les empreintes en alginate et en silicone par addition, une désinfection de niveau acceptable est atteinte après exposition aux rayons UV durant 10 minutes. Concernant les polyéthers, une exposition de 3 minutes aux radiations UV permet d'obtenir une désinfection complète.

L'efficacité des rayons UV en tant que désinfectants dépendrait selon CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM (2017) des facteurs suivants : durée de désinfection, intensité, humidité, et accès des rayons aux micro-organismes. D'après cette même étude, l'exposition à une lumière UV diminuerait de manière importante les colonies de *C. albicans*.

Les procédures de désinfection ultra-violet seraient donc des techniques intéressantes, pouvant permettre d'atteindre une efficacité satisfaisante mais nécessitant des études complémentaires, notamment concernant les variations dimensionnelles.

1.5.10. Nanotechnologies

Les nanotechnologies peuvent être utilisées dans le cadre de la désinfection en odontologie. Le nano-argent est un nanomatériau à base d'atomes d'argent, produit sous forme de nanoparticules par des nanotechnologies. Le nano-argent aurait une bonne efficacité antimicrobienne contre les bactéries, les virus, et d'autres eucaryotes. Elles sont utilisées dans le domaine médical en raison de leur faible toxicité sur les cellules (CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM 2017).

Dans l'article de JAFARI et al. (2013), des empreintes alginate ont été préparées à partir de solutions contenant de l'argent colloïdal (solution liquide de nano-argent), et de chlorhexidine ou encore d'eau distillée. Le nano-argent s'avère être le plus actif sur *S. aureus*, mais moins sur *Lactobacillus acidophilus*, *Actinomyces viscosus* et *Pseudomonas aeruginosa*.

Les nanoparticules nécessitent cependant plus d'études avant d'être intégrées dans des procédures de désinfection.

1.5.11. Conclusion concernant les techniques de désinfection

L'utilisation de bain de bouche avant empreinte, ainsi qu'un détartrage préalable, n'influe pas sur les variations dimensionnelles du matériau à empreinte après la prise. De plus, cela permet de diminuer la flore présente sur l'empreinte. Ces étapes précédant la prise d'empreinte apparaissent donc comme intéressantes à envisager de manière systématique, en complément évidemment d'une procédure de désinfection.

L'efficacité du rinçage à l'eau suivi d'une procédure de désinfection a été démontrée. Le rinçage à l'eau courante dès le retrait de la bouche doit donc être systématique.

Les techniques de désinfection les plus répandues et les plus étudiées sont le spray, l'immersion, et la méthode intermédiaire.

L'ajout d'antimicrobiens avant mélange, l'autoclave, les micro-ondes et les ultra-violets ou les nanotechnologies sont des techniques alternatives plus récemment apparues nécessitant des études supplémentaires afin de définir d'une

part les conséquences en terme de qualité d'empreinte, et, d'autre part, des protocoles efficaces et respectueux des matériaux à empreinte.

Il est à noter qu'il est également possible de désinfecter les moulages en plâtre issus des empreintes (CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM 2017).

1.6. Molécules actives dans les produits désinfectants

1.6.1. Familles de désinfectants en odontologie et mode d'action

Les grandes familles de désinfectants sont, selon le C.CLIN Paris-Nord (2000), NEY (2013) et CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM (2017) :

- Aldéhydes : ils agissent par dénaturation des protéines des microorganismes et alkylation des acides nucléiques
- Halogénés :
 - les produits chlorés : ils font partie des halogénés, leur pouvoir oxydant provoque la destruction de protéines structurales et enzymatiques
 - Les produits iodés : parmi eux sont retrouvés les iodophores qui sont des complexes de polyvinyl pyrrolidone (povidone ou PVP) et d'iode, ce qui correspond à la povidone iodée (PVPI). L'iode, sous forme moléculaire est capable de traverser rapidement la membrane cellulaire. Son action est due à son pouvoir oxydant, comme les autres halogénés, sur les protéines enzymatiques et membranaires.
- Ammoniums quaternaires : ils agissent par inhibition des protéines enzymatiques, dénaturation des lipoprotéines, et destruction des protéines
- Dérivés phénoliques
 - À concentration élevée, les dérivés phénoliques pénètrent dans la cellule et agissent sur les protéines cellulaires, l'effet est dit létal.
 - À faible concentration, il y a inhibition de la multiplication cellulaire par inactivation des enzymes et altération de la membrane cellulaire.
- Oxydants : Ils agissent sur la membrane cytoplasmique. Le peroxyde d'hydrogène agit par production d'hypochlorite ou de radicaux libres hydroxyles qui attaquent les lipides de la membrane cellulaire, l'acide désoxyribonucléique ou sur d'autres composants cellulaires essentiels.
- Alcools : Les alcools fonctionnent par dénaturation des protéines, inhibition des enzymes, action sur les membranes plasmiques
- Biguanides : ils sont disponibles sous forme de digluconate de Chlorhexidine. A faible dose, ils détruisent la membrane cytoplasmique. A forte dose, ils entraînent une précipitation des protéines et acides nucléiques.

1.6.2. Normes

Le principe actif qui sera mis en contact avec les empreintes dans le cadre de leur désinfection doit répondre à des normes de bactéricidie, virucidie, fongicidie voire sporicidie. Ce qui correspond aux normes de l'agence française de normalisation (AFNOR) suivantes :

- Bactéricide : NF EN 1040, AFNOR NFT 72-170,171
- Fongicide : NF EN 1275, AFNOR NFT 72-190, 200, 201
- Virucide : AFNOR NFT 72-180
- Sporicide : AFNOR NFT 72-190, 230, 231

Les principes actifs retenus le plus fréquemment sont à base d'aldéhydes, d'ammonium quaternaires, d'hypochlorite de sodium, et de phénols notamment. (FOURNIER et al. 2009)

D'après HELFER (2010), les produits utilisables sont le glutaraldéhyde à une concentration de 2%, ou l'hypochlorite de sodium à 0,5%, puis les produits suivants peuvent être utilisés seuls ou associés : dérivés iodés, ammoniums quaternaires, chlorhexidine ou alcools.

1.6.3. Désinfectants chlorés d'après BONNARD et al. (2006), RUTALA et al. (2008), HELFER (2010), et BONNARD et al. (2011)

Parmi les désinfectants chlorés, le plus utilisé est l'hypochlorite. L'hypochlorite existe sous forme liquide, l'hypochlorite de sodium, et sous forme solide, l'hypochlorite de calcium.

L'hypochlorite de sodium est communément appelé « eau de javel ». Son action désinfectante est principalement due à l'action de l'acide hypochloreux HOCl et le dichlore Cl₂ qui pénètrent facilement à travers les parois des membranes cellulaires des entités microscopiques (virus, bactéries, spores...). L'action sera inhibitrice ou destructrice suivant la concentration de l'hypochlorite de sodium et le temps de contact avec les micro-organismes.

Selon les normes européennes relatives aux désinfectants, l'hypochlorite de sodium a été reconnu comme bactéricide, fongicide, et virucide. Son efficacité contre les spores est discutée.

Une solution d'hypochlorite de sodium se décompose lentement à température ambiante. La chaleur, la lumière et la présence d'ions métalliques accélèrent cette dégradation. Elle doit donc être conservée à l'abri de la chaleur et de la lumière dans un flacon adapté.

La dilution conseillée est de 0,5% selon la Société Française d'hygiène Hospitalière, SFHH (2006), HELFER (2010) ou encore selon MULLER et BOLLA (1999). La Commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française (2013) mentionne une concentration de 2,6% de chlore actif. Afin de mieux comprendre, si l'on se réfère à l'avis de la Société Française d'Hygiène Hospitalière relatif à l'utilisation de l'eau de Javel dans les établissements de soins (SFHH 2006), la concentration à 0,5% est parfaitement utilisable et efficace, en revanche elle sera préparée à partir d'une solution de 2,6% de chlore actif, car cette concentration est beaucoup plus stable. Ce document est disponible en annexe 2 .

Ci-dessous figurent des exemples de formes commerciales de désinfectants chlorés:

- Parcan® (Septodont) ;
- Dakin® (Cooper) ;
- Amukine ® (Gifrer Et Barbeza).

1.6.4. Désinfectants iodés d'après CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) et CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM (2017)

Comme vu dans l'introduction de cette sous partie, les iodophores sont des désinfectant iodés. Ce sont des complexes de polyvinyl pyrrolidone (povidone ou PVP) et d'iode, ce qui correspond à la povidone iodée (PVPI).

Les iodophores présentent un avantage comparativement à l'iode : ils sont moins irritants et moins allergisants.

Ils sont bactéricides, virucides, fongicides et sporicides.

Leur activité est réduite en cas de présence de matières organiques.

Leur action antimicrobienne se manifeste à partir de 30 secondes mais pour obtenir une activité bactéricide, il convient d'attendre au minimum 1 minute.

Les iodophores peuvent être utilisés en tant qu'antiseptiques de muqueuse buccale.

Certaines contre-indications seront à prendre en compte : les intolérances à l'iode, la grossesse, l'allaitement, et ce notamment dans le cas d'une utilisation en tant qu'antiseptique sur une muqueuse.

Le produit s'avère être instable à la chaleur et la lumière, des précautions particulières de conservation seront à mettre en œuvre. Ce produit est corrosif avec les métaux.

La Bétadine® (Meda Pharma) est un exemple de forme commerciale. Il est à noter qu'il en existe différentes déclinaisons selon l'usage : dermique, bain de bouche, oculaire, scrub, ...

1.6.5. Ammonium quaternaires selon le CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) ou CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM (2017)

Les ammoniums quaternaires sont des désinfectants qui possèdent une activité bactéricide ou bactériostatique selon les concentrations, mais également une action fongistatique. En revanche, ils ne possèdent aucune action sporicide et sont inactifs sur les mycobactéries. Enfin, leur activité est faible sur les virus enveloppés, et nulle sur les virus nus.

Leur efficacité est réduite en présence de matières organiques, de substances anioniques (savons). Ils précipitent en présence de solutions iodo-iodurées, iodo-mercurate de potassium, de sels d'or.

Les exemples de formes commerciales d'ammonium quaternaires sont les suivants :

- Biseptine de Bayer ® ;
- Cetavlon de Pierre Fabre Médicament ® ;
- Sterlane de Pharma ®.

1.6.6. Complexes phénoliques selon le CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000)

Les dérivés phénoliques sont bactériostatiques à faible concentration (0,2 %) et bactéricide à une concentration supérieure (> 1%). Ils sont également fongicides, non virucides selon la norme AFNOR, mais peuvent avoir une action efficace sur les virus enveloppés (tel que le virus VIH). Ils ne sont pas sporicides et sont inactifs sur les prions.

Virufen® (Pharmagerm) est un exemple de forme commerciale de complexe phénolique.

1.6.7. Oxydants : peroxyde d'hydrogène selon CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000)

Le peroxyde d'hydrogène est bactéricide, actif sur *Mycobacterium tuberculosis* à des concentrations de 6% à 10% (30 volumes), lentement sporicide à température ambiante, virucide et fongicide.

L'action bactéricide et virucide est obtenue en 1 minute avec du peroxyde d'hydrogène à 0,5%. L'action mycobactéricide et fongicide est obtenue en 5 minutes.

La résistance au peroxyde d'hydrogène est liée à la présence de catalases qui le dégradent en eau et oxygène. L'augmentation de la concentration en peroxyde d'hydrogène permet de pallier à l'action des catalases.

Son activité est limitée en présence de matières organiques.

Les concentrations habituellement utilisées sont de 3 à 6%.

Les exemples de formes commerciales de désinfectants à base de peroxyde d'hydrogène sont:

- Dialox ® (Schülke)
- Eau oxygénée (Gifrer)

1.6.8. Aldéhydes selon le CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) et HELFER (2010)

Les aldéhydes regroupent le formaldéhyde et le glutaraldéhyde.

Les formaldéhydes se présentent dans des solutions aqueuses bactéricides, tuberculocide, fongicide, virucide et sporicide.

Le formaldéhyde, à une concentration de 8% en solution aqueuse, inactive les poliovirus en 10 minutes, tous les autres virus sont inactivés avec une solution à 2%.

Une solution de 4% est tuberculocide en deux minutes.

L'action sporicide des solutions à 2 et 4% de formaldéhyde est plus lente qu'avec du glutaraldéhyde. Le glutaraldéhyde apparaît être plus rapide d'action que le formaldéhyde. En effet, pour obtenir un facteur d'inactivation identique, il faut attendre 2 heures avec du formaldéhyde contre 15 minutes avec du glutaraldéhyde.

Les solutions aqueuses de glutaraldéhydes sont non sporicides sauf si elles sont rendues alcalines. Une fois la solution rendue alcaline, la solution détruit les spores ainsi que toute forme microbienne en bloquant les échanges des cellules concernées. Sa durée de vie est de 14 jours. En effet au bout de 14 jours une polymérisation a lieu, rend inactif les sites responsables d'une activité antimicrobienne.

Une solution aqueuse de plus de 2% de glutaraldéhyde, dont le pH a été ramené entre 7,5 et 8,5 est efficace contre les bactéries végétatives en moins de 2 minutes, contre *Mycobacterium tuberculosis*, les champignons et les virus en moins de 10 minutes.

Enfin l'action est efficace contre les spores de *Bacillus* et *Clostridium* en 3 heures. Pour les autres spores, l'action est plus rapide.

En revanche, le glutaraldéhyde peut s'avérer irritant de par ses vapeurs, pouvant aller jusqu'au développement de sensibilités ou allergies. Les solutions contenant plus de 1% de glutaraldéhydes sont considérées comme des matières dangereuses résiduelles selon le règlement des matières dangereuses.

Ces produits nécessitent donc, en cas d'utilisation, des précautions particulières telles que : ne pas les éliminer par les égouts ou encore mettre en place des aérations.

Au vu des risques, il apparaît selon l'Association paritaire pour la Santé et la Sécurité du travail du Secteur Affaires Sociales (ASSTSAS) opportun de lui préférer des produits alternatifs quand il en existe. En raison de ce rôle sensibilisant (cutané et respiratoire), le glutaraldéhyde n'est que peu utilisé dorénavant (POULIN 1999).

Les produits désinfectants suivants sont des produits à base d'aldéhydes :

- Aniosurf® (Anios)
- Alkasurf 750® (Alkapharm)

1.6.9. Alcools selon SILVA et SALVADOR (2004) et (RUTALA et al. 2008b)

Le terme « alcools » désigne en réalité plusieurs composés chimiques solubles dans l'eau : l'éthanol, le méthanol et l'alcool isopropylique.

Ces composés sont bactéricides, fongicides et virucides mais sans action sur les spores. Ils ne sont plus considérés comme actifs en dessous d'une concentration de 50%. Les concentrations optimales sont de 60 à 90% dans l'eau.

Le méthanol possède l'action la plus faible.

L'alcool isopropylique semble être plus bactéricide que l'éthanol sur *E. coli* et *S. aureus*.

L'alcool isopropylique et l'éthanol ont une action démontrée sur le virus de l'hépatite B et le virus de l'herpès.

L'alcool ethylique 60-70° est un exemple de produit désinfectant dont la molécule active est un alcool.

1.6.10. Biguanides (chlorhexidine) selon CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) et CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM (2017)

Le digluconate de chlorhexidine est bactéricide sur les bactéries gram positif et négatif, mais peu actif sur les mycobactéries. Il n'est pas sporicide ni virucide ; Il est à noter qu'une résistance acquise a été décrite.

Son activité est réduite en présence de protéines et matières organiques. Les minéraux, l'eau dure et un pH supérieur à 8 entraînent une précipitation de la chlorhexidine.

Les biguanides sont incompatibles avec les halogènes, les aldéhydes, les mercuriels, les tensio-actifs anioniques et non ioniques, les savons, les récipients en polyéthylène à basse densité.

Les produits suivants sont des biguanides :

- biseptine ® (Bayer)
- Chlorhexidine (Gilbert)
- Hibiscrub ® (Mölnlycke)

1.6.11. Conclusion concernant les produits désinfectants

Plusieurs désinfectants voient leurs actions diminuées en présence de matières organiques, ce qui confirme l'impérativité d'un rinçage de l'empreinte dès le retrait de la bouche.

Chaque produit possède des caractéristiques propres qui influenceront leurs indications d'utilisation. Dans le cas des empreintes, les produits cités le plus souvent dans les réglementations et les études sont l'hypochlorite de sodium et le glutaraldéhyde, parfois sont également mentionnés les iodophores et les complexes phénoliques.

Les aldéhydes sont potentiellement toxiques. Leur utilisation nécessite des aménagements particuliers (aérations, ...), et apparaît compliquée dans le cadre de la désinfection des empreintes.

Ci-après, un tableau présente le choix du type de désinfectant en fonction du matériau à empreinte à décontaminer.

Tableau 5 : Choix du type désinfectant et durée d'application en fonction du matériau à empreinte selon CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIAM (2017)

| Matériaux à empreintes | Agent désinfectant | Durée |
|-------------------------|---|------------|
| Alginate | Hypochlorite de sodium Iodophores | 10 minutes |
| Polyéthers | Hypochlorite de sodium Iodophores Complexes phénoliques | 10 minutes |
| Polysulfures | Hypochlorite de sodium Iodophores Complexes phénoliques | 10 minutes |
| Silicones | Hypochlorite de sodium Iodophores Complexes phénoliques | 10 minutes |
| Oxyde de zinc - eugénol | Iodophores | 10 minutes |

1.7. Revue de littérature des procédures conseillées en fonction des matériaux à empreinte les plus courants

1.7.1. Alginates

Les alginates sont les matériaux les plus étudiés compte tenu de leur plus grande susceptibilité à la contamination et aux procédures de désinfection. En effet, l'alginate est le matériau qui retient le plus de micro-organismes et qui est le plus sujet aux déformations (FOURNIER et al. 2009) et (SUPRONO et al. 2012). Ceci s'explique du fait de sa perméabilité liée à ses composants hygroscopiques (MULLER et BOLLA 1999). Il convient donc de prêter une grande importance aux conséquences possibles des procédures de désinfection.

Dans l'étude de OWEN et GOOLAM (1993), il est conseillé de décontaminer les alginates de la manière suivante afin de limiter les variations dimensionnelles : immersion de 10 minutes dans du glutaraldéhyde 2% ou pulvérisation avec de l'hypochlorite de sodium (dilution non précisée) après rinçage à l'eau, puis conservation en atmosphère humide 10 minutes.

Selon BHAT et al. (2007), les alginates doivent être décontaminés par la procédure suivante :

- Nettoyage des matières organiques par rinçage sous l'eau courante ;
- Pulvérisation avec iodophores, hypochlorite de sodium (1:10) ou dioxyde de chlore ;
- Stockage pendant temps de contact dans sachet étanche ;
- Rinçage.

D'après KOTSIOMITI et al. (2008) et FOURNIER et al. (2009), les hydrocolloïdes doivent subir une désinfection de courte durée.

Selon MULLER et BOLLA (1999), les alginates doivent être décontaminés soit avec du glutaraldéhyde, soit avec de l'hypochlorite de sodium.

Concernant le glutaraldéhyde par immersion, il est important de distinguer les différentes concentrations de la solution en terme de conséquences d'efficacité et de variations dimensionnelles comme il est mentionné dans le tableau ci-dessous.

Tableau 6 : Impact de la concentration d'une solution de glutaraldéhyde sur la désinfection par immersion des alginates d'après MULLER et BOLLA (1999)

| Concentration de la solution | Impact en terme efficacité | Impact en terme de variations dimensionnelles |
|------------------------------|---|---|
| 3,2% | Efficace | Nuisible quelque soit la durée d'immersion |
| 2 ou 2,2%, | Incomplète si durée de 10 minutes | Sans conséquences |
| | Efficace si durée supérieure à 15 minutes | Acceptables à 15 minutes Inacceptables au delà de 30 minutes |

De même, toujours selon ces derniers auteurs, concernant l'hypochlorite de sodium par immersion, il convient également de distinguer les situations en fonction des concentrations utilisées.

Tableau 7 : Impact de la concentration d'une solution d'hypochlorite de sodium sur la désinfection par immersion des alginates d'après MULLER et BOLLA (1999)

| Concentration de la solution | Impact en terme efficacité | Impact en terme de variations dimensionnelles |
|------------------------------|--|--|
| 5% | Variable : efficace sur <i>B subtilis</i> et inefficace sur <i>M bovis</i> | Si moins de 10 minutes : pas d'impact |
| 2 ou 1%, | Correcte (examinée sur <i>B subtilis</i> uniquement) | Durée de 10 minutes : sans conséquences |
| 0,5% | 10 minutes : Suffisante, mais action incomplète sur certaines bactéries comme <i>B subtilis</i> , <i>M phlei</i> | De 0 à 10 minutes : pas de conséquences |
| | 20 minutes : complète | Jusqu'à 30 minutes : présence de conséquences dimensionnelles mais acceptables |

Concernant la méthode par pulvérisation - préférée par les détracteurs de la méthode par immersion qui dénoncent un phénomène d'imbibition - il est recommandé une application par pulvérisation du produit sur l'empreinte, qui est ensuite entourée d'un papier imbibé du même produit. L'ensemble sera ensuite placé dans un sachet étanche pendant une durée déterminée. Les résultats en terme d'efficacité anti microbienne sont contradictoires.

Il est donc recommandé, selon MULLER et BOLLA (1999), de réaliser une procédure intermédiaire : réaliser une immersion de l'empreinte pendant quelques secondes, dans de l'hypochlorite de sodium à 0,5% puis l'entourer dans un papier imbibé du même produit dans un sac plastique fermé hermétiquement pendant 30 minutes.

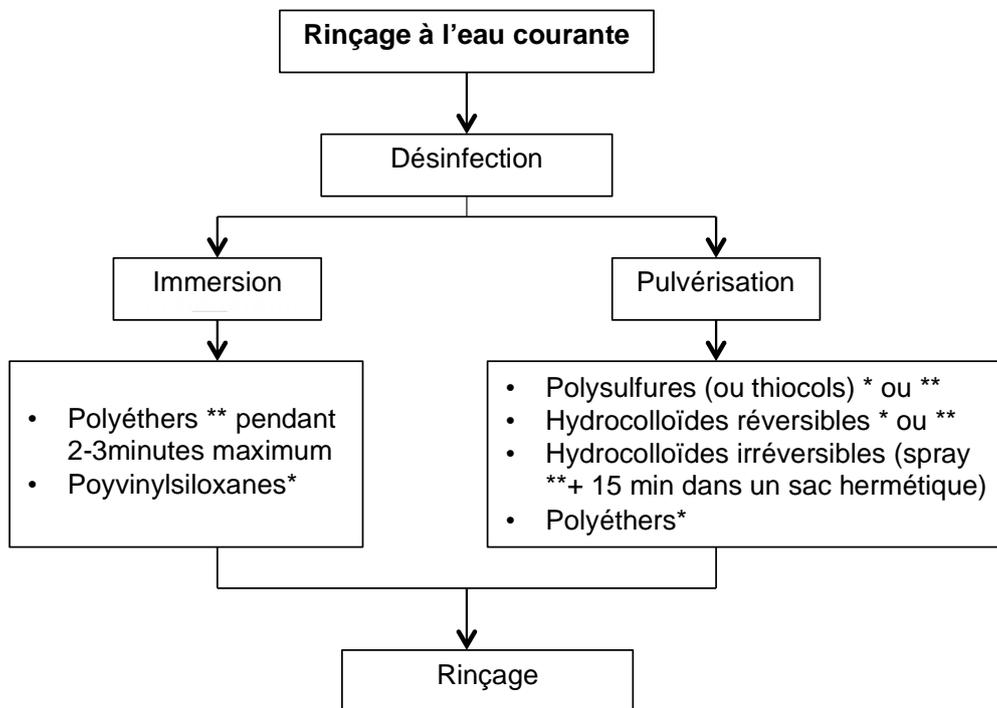
Selon HIRAGUCHI et al. (2012), une empreinte alginate immergée dans une solution désinfectante va absorber l'eau. Cela est dû à un mouvement d'eau lié à la différence de pression osmotique entre l'empreinte et la solution désinfectante. La sensibilité de ce matériau aux variations dimensionnelles incite les praticiens à préférer la désinfection par pulvérisation à l'immersion. La décontamination apparaît être correcte après immersion dans une solution à base d'aldéhydes ou d'hypochlorite de sodium, ou après pulvérisation d'une solution alcoolique et mise sous sachet 10 minutes.

Selon la Société Japonaise de prothèse (Japan Prosthodontic Society), les empreintes alginate doivent être immergées, soit dans une solution de glutaraldéhyde concentrée de 2 à 3,5% pendant 30 à 60 minutes, soit dans une solution d'hypochlorite de sodium de 0,1 à 1% pendant 15 à 30 minutes. Il est cependant reconnu que des détériorations de l'empreinte surviennent dans le glutaraldéhyde. Il faut donc privilégier selon les recommandations japonaises l'hypochlorite de sodium (Hiraguchi et al. 2012).

Selon HELFER (2010), les alginate, après rinçage initial, devront être décontaminés par méthode intermédiaire avec de l'hypochlorite de sodium à 0,5% ou du glutaraldéhyde à 2%, durant 30min suivi d'un rinçage final.

Selon HATRICK et EAKLE (2015), la méthode de désinfection suivante est préconisée pour les alginates : immersion de 10 à 30 minutes dans de l'hypochlorite de sodium à 10 volumes (1 :10).

D'après LAVIOLE (2015), les hydrocolloïdes irréversibles doivent être désinfectés par pulvérisation avec de l'hypochlorite de sodium à 0,5% à la suite d'un rinçage à l'eau courante, l'empreinte sera ensuite placée dans un sac hermétique durant 15 minutes puis rincée.



* : glutaraldéhyde à 2%

** : hypochlorite de sodium à 0,5%

Figure 4 : Arbre décisionnel de protocole de désinfection selon le matériau à empreinte d'après (LAVIOLE 2015)

1.7.2. Silicones par addition

Une étude menée par KUGEL et al. (2000), montre que la majorité des empreintes prises en cabinet dentaire (57%) le sont avec des polyvinylsiloxanes (silicones par addition).

Selon OWEN et GOOLAM (1993), afin de limiter les variations dimensionnelles des silicones par addition, la méthode de désinfection préconisée est une immersion pendant 10 minutes dans du glutaraldéhyde.

D'après MULLER et BOLLA (1999), les silicones seront désinfectés par immersion. Si l'immersion, dans du glutaraldéhyde ou de l'hypochlorite, dure 10 minutes, aucune variation dimensionnelle n'est à noter. En terme d'efficacité antibactérienne, il semble intéressant de préférer une durée supérieure. Une immersion de 20 minutes dans du glutaraldéhyde est préconisée en terme d'efficacité antibactérienne et d'innocuité dimensionnelle. Une immersion de 30 minutes dans du glutaraldéhyde à 2% est préconisée. (il convient également de se référer à la partie 1.6.8. concernant le glutaraldéhyde et les risques professionnels pour l'utilisation de ce produit)

L'étude de AL JABRAH et al. (2007) montre que les empreintes en silicone par addition, en absence de traitement de désinfection, portent moins de micro-organismes que les alginates. La désinfection des silicones par addition se révèle être efficace après vaporisation avec du Diménol® de Septodont en spray (alcool isopropylique) , ou après une immersion d'une durée de 10 minutes dans du Perform®-ID de Schülke (oxydant) ou encore lors d'une immersion de 5 minutes dans une solution de haz-tabs de chez Guest Medical (désinfectant chloré) , ou dans une solution de MD 520® de Dürr Dental (glutaraldéhyde).

Selon BHAT et al. (2007), la méthode de décontamination conseillée pour les silicones est une immersion dans du glutaraldéhyde, une solution à base d'iodophores (1:213), ou d'hypochlorite de Sodium (1:10) ou encore de complexes phénoliques.

Les silicones peuvent, selon KOTSIOMITI et al. (2008) et FOURNIER et al. (2009), être immergés dans un produit désinfectant sans conséquence quelle que soit la durée.

Selon SAMRA et BHADE (2010), il apparaît que l'hypochlorite de sodium est plus efficace que le glutaraldéhyde en terme d'élimination microbienne sur les silicones.

Les silicones seront, selon HELFER (2010), rincés à l'eau, immergés dans une solution désinfectante (hypochlorite de sodium à 0,5% ou glutaraldéhyde à 2%), puis rincées et séchées avant l'envoi au laboratoire.

L'étude de CARVALHAL et al. (2011) étudie les variations dimensionnelles de silicones par addition, polysulfures et polyéthers après immersions pendant des durées variables (5, 10, 20, 30 et 60 minutes) dans de l'hypochlorite de sodium 0,5% ou du glutaraldéhyde 2%. Il apparaît que si l'immersion dure moins de 20 minutes, les silicones par addition ne subissent pas de variations dimensionnelles délétères quelque soit le produit.

En terme de variations dimensionnelles, selon l'étude de PAL et al. (2014), l'hypochlorite permet la plus grande conservation des détails en comparaison avec le glutaraldéhyde. Par ailleurs, plus la concentration en hypochlorite de sodium augmente, plus le risque d'altération de surface risque d'augmenter.

Selon HATRICK et EAKLE (2015), la méthode de désinfection adaptée aux silicones est une immersion de 10 à 30 minutes dans de l'hypochlorite de sodium à 10 volumes ou dans des complexes phénoliques.

Les polyvinylsiloxanes sont désinfectés, après rinçage à l'eau courante, par immersion, avec une solution contenant du glutaraldéhyde à 2% (LAVIOLE 2015).

1.7.3. Polysulfures

Selon BHAT et al. (2007) les polysulfures doivent être décontaminés par immersion dans du glutaraldéhyde, ou dans une solution à base d'iodophores (1:213), ou de l'hypochlorite de sodium (1:10) ou encore une solution à base de complexes phénoliques.

Les polysulfures subiront selon HELFER (2010) le même traitement que les silicones. Ces matériaux, hydrophobes, retiennent moins les micro-organismes. Les empreintes seront, après rinçage, immergées durant 30 minutes (hypochlorite de sodium à 0,5% ou glutaraldéhyde à 2%). Elles seront finalement rincées et séchées.

D'après l'étude de CARVALHAL et al. (2011), l'immersion d'une empreinte en polysulfure n'est pas délétère en terme de variations dimensionnelles si la durée est inférieure à 20 minutes.

Dans l'étude de HATRICK et EAKLE (2015), il est indiqué que les polysulfures doivent être décontaminés par immersion de 10 à 30 minutes dans de l'hypochlorite de sodium à 10 volumes ou complexes phénoliques.

Selon LAVIOLE (2015), les polysulfures doivent être désinfectés, après rinçage à l'eau courante, par pulvérisation d'hypochlorite de sodium à 0,5% ou glutaraldéhyde à 2%.

1.7.4. Polyéthers

Selon OWEN et GOOLAM (1993), il est conseillé de décontaminer les polyéthers de la manière suivante afin de limiter les variations dimensionnelles : rinçage, immersion dans du glutaraldéhyde, puis atmosphère humide 10 minutes

Une étude de AL JABRAH et al. (2007), montre que les empreintes en polyéthers, en absence de traitement, portent moins de micro-organismes que les alginates.

Selon BHAT et al. (2007), les polyéthers doivent être décontaminés par les procédures suivantes

- soit une technique identique à l'alginate :
 - nettoyage des matières organiques ;
 - pulvérisation avec iodophores hypochlorite de sodium (1:10) ou dioxyde de chlore ;
 - stockage pendant temps de contact dans sachet étanche ;
 - rinçage.
- soit une immersion moins de 10 minutes dans de l'hypochlorite de Sodium (1:10), iodophores (1:213) ou complexes phénoliques.

Les polyéthers, du fait de leur relative hydrophilie seraient plus sensibles à l'immersion que la pulvérisation. Cependant les nouveaux polyéthers semblent désormais mieux supporter l'immersion quelle qu'en soit la durée (KOTSIOMITI et al. 2008) et (FOURNIER et al. 2009).

D'après HELFER (2010), les polyéthers seront décontaminés par méthode intermédiaire décrite précédemment (Figure 3 p.56). Dans ce cas, la méthode intermédiaire doit être préférée à l'immersion.

D'après l'étude de CARVALHAL et al. (2011), l'immersion d'une empreinte en polyéthers révèle les mêmes résultats que pour les polysulfures et silicones par addition : l'immersion n'est pas délétère en terme de variations dimensionnelles si la durée est inférieure à 20 minutes.

HATRICK et EAKLE (2015) préconisent les méthodes de désinfection suivantes pour les polyéthers : immersion d'une durée de moins de 10 minutes dans de l'hypochlorite de sodium à 10 volumes (1 :10) ou pulvérisation avec de l'hypochlorite de sodium à 10 volumes (1 :10).

Selon LAVIOLE (2015), les polyéthers doivent être désinfectés après rinçage à l'eau courante par pulvérisation de glutaraldéhyde à 2%.

1.7.5. Oxyde de zinc eugénol

Selon OWEN et GOOLAM (1993), l'oxyde de zinc eugénol subissant une immersion d'une durée de 10 minutes dans du glutaraldéhyde subit alors une désinfection efficace tout en garantissant un minimum de variations dimensionnelles.

Selon BHAT et al. (2007), la décontamination conseillée pour les empreintes à base d'oxyde de zinc eugénol est une immersion dans du glutaraldéhyde 2%, ou une solution à base d'iodophores (1:213), type Bétadine®, pendant 10 minutes suivie d'un rinçage.

Dans son article, HELFER (2010) recommande d'utiliser du glutaraldéhyde à 2% pendant 10 minutes . Les solutions chlorées sont inadaptées car elles engendrent trop de variations.

HATRICK et EAKLE (2015) indiquent que l'oxyde de zinc eugénol doit être désinfecté par immersion de 10 à 30 minutes dans du glutaraldéhyde.

1.7.6. Matériaux thermoplastiques : cires

Selon HELFER (2010), les cires doivent être désinfectées à l'aide de chlorhexidine (concentration non précisée). Elles seront en effet rincées à l'eau, immergées dans une solution de chlorhexidine puis rincées à nouveau soigneusement avant d'être séchées.

Dans le service d'odontologie du CHRU de Nancy, les cires sont décontaminées dans de l'Amukine® (hypochlorite de sodium) durant 3 minutes.

Figure 5 : Produit (Amukine®) utilisé au CHRU



1.7.7. Plâtre

La désinfection du plâtre, utilisé en tant que matériau à empreinte est délicate. Il est possible d'ajouter une solution désinfectante dans le plâtre de coulée. L'immersion d'une empreinte en plâtre dans de l'hypochlorite de sodium 10 minutes est déconseillée car des altérations peuvent survenir.

Une empreinte en plâtre ne pourra être décontaminée selon l'article de HELFER (2010) car les altérations seront trop importantes.

C'est le modèle qui en est issu que sera alors décontaminé. Il est donc recommandé d'éviter les empreintes en plâtre notamment pour les patients à risque connu.

A travers ces études, nous pouvons constater que les procédures sont très diverses. Les produits désinfectants utilisés sont les mêmes molécules, seules les conditions varient et les techniques : immersion ou pulvérisation, durée de contact... Aucun protocole n'est uniformément admis, que ce soit dans les recommandations officielles ou dans les diverses études réalisées par de multiples auteurs.

1.7.8. Tableaux récapitulatifs des résultats des différentes études

Tableau 8 : protocoles conseillés pour les alginates d'après les études de OWEN et GOOLAM (1993), BHAT et al. (2007), MULLER et BOLLA (1999), FOURNIER et al. (2009), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)

| Alginates | | | | | | |
|-------------------------|--------------------------------|--------------------|-------------|-------------------------------|---------|-------|
| Etude | Technique | Produit | Durée | Autre technique | Produit | Durée |
| OWEN et GOOLAM (1993) | Immersion | glutaraldéhyde | 10 min | Pulvérisation puis atm humide | NaClO | |
| MULLER et BOLLA (1999) | Intermédiaire | NaClO 0,5% | 30 min | | | |
| BHAT et al. (2007) | Pulvérisation | Iodophores | | | | |
| | | NaClO (1:10) | | | | |
| | | Dioxyde de chlore | | | | |
| FOURNIER et al. (2009) | Immersion | Aldéhydes NaClO | | Pulvérisation | Alcool | |
| HELFER (2010) | Intermédiaire | NaClO 0,5% | 30 min | | | |
| | | Glutaraldéhyde 2% | | | | |
| HATRICK et EAKLE (2015) | Immersion | NaClO (1:10) | 10 à 30 min | | | |
| LAVIOLE (2015) | Pulvérisation puis sac étanche | NaClO 0,5% | 15 min | | | |

Tableau 9 : protocoles conseillés pour les polysulfures d'après les études de BHAT et al. (2007), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)

| Polysulfures | | | |
|-------------------------|-----------|------------------------------------|-------------|
| Etude | Technique | Produit | Durée |
| BHAT et al. (2007) | Immersion | Iodophores (1:213) | |
| | | NaClO (1:10) | |
| | | Glutaraldéhyde | |
| | | Complexes phénoliques | |
| HELFER (2010) | Immersion | NaClO 0,5% | 30 min |
| | | Glutaraldéhyde 2% | |
| HATRICK et EAKLE (2015) | Immersion | NaClO (1:10) | 10 à 30 min |
| | | Complexes phénoliques | |
| LAVIOLE (2015) | Immersion | NaClO 0,5% Ou glutaraldéhyde 2% | |

Tableau 10 : protocoles conseillés pour les silicones d'après les études suivantes (OWEN et GOOLAM 1993), BHAT et al. (2007), MULLER et BOLLA (1999), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)

| Silicones | | | |
|-------------------------|-----------|-----------------------|-------------|
| Etude | Technique | Produit | Durée |
| OWEN et GOOLAM (1993) | Immersion | Glutaraldéhyde | 10 min |
| MULLER et BOLLA (1999) | Immersion | Glutaraldéhyde 2% | 30 min |
| BHAT et al. (2007) | Immersion | Iodophores (1:213) | |
| | | NaClO (1:10) | |
| | | Glutaraldéhyde | |
| | | Complexes phénoliques | |
| FOURNIER et al. (2009) | Immersion | | |
| HELFER (2010) | Immersion | NaClO 0,5% | 30 min |
| | | Glutaraldéhyde 2% | |
| HATRICK et EAKLE (2015) | Immersion | NaClO (1:10) | 10 à 30 min |
| | | Complexes phénoliques | |
| LAVIOLE (2015) | Immersion | Glutaraldéhyde 2% | |

Tableau 11 : protocoles conseillés pour les polyéthers d'après les études de OWEN et GOOLAM (1993), BHAT et al. (2007), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)

| Polyéthers | | | | | | |
|-------------------------|-----------------------------------|-------------------|--------|---------------|-----------------------|---------|
| Etude | technique | produit | durée | Technique | Produit | Durée |
| OWEN et GOOLAM (1993) | Immersion + Atmosphère humide | Glutaraldéhyde | 10 min | | | |
| BHAT et al. (2007) | Pulvérisation + atmosphère humide | Iodophores | | immersion | iodophores (1:213) | < 10min |
| | | NaClO (1:10) | | | NaClO (1:10) | |
| | | Dioxyde de chlore | | | complexes phénoliques | |
| HELFER (2010) | Intermédiaire | NaClO 0,5% | 30min | | | |
| | | Glutaraldéhyde 2% | | | | |
| HATRICK et EAKLE (2015) | Immersion | NaClO (1:10) | <10min | Pulvérisation | NaClO (1:10) | |
| LAVIOLE (2015) | Pulvérisation | Glutaraldéhyde 2% | | | | |

Tableau 12 : protocoles conseillés pour les oxydes de zinc-eugénoL d'après les études d'OWEN et GOOLAM (1993), BHAT et al. (2007), MULLER et BOLLA (1999), HELFER (2010), HATRICK et EAKLE (2015), et LAVIOLE (2015)

| Oxyde de Zinc EugénoL | | | |
|-------------------------|-----------|---|-----------------|
| Etude | Technique | Produit | Durée |
| OWEN et GOOLAM (1993) | Immersion | Glutaraldéhyde | 10 minutes |
| BHAT et al. (2007) | Immersion | Glutaraldéhyde 2% Iodophores (1:213) | 10 minutes |
| HELFER (2010) | Immersion | Glutaraldéhyde 2% | 10 minutes |
| HATRICK et EAKLE (2015) | Immersion | Glutaraldéhyde | 10 à 30 minutes |

2. ETUDE DE PRODUITS COMMERCIAUX ET MISE EN PLACE DE PROTOCOLE AU CHRU DE NANCY

2.1. Etude de produits désinfectants commerciaux

Pour la détermination de produits désinfectants intéressants dans le cadre de la désinfection des empreintes, différents produits ont été sélectionnés (catalogues de vente, stands à l'ADF), ainsi quelques sociétés ont été contactées.

Pour chaque produit étudié, il a été demandé au fabricant d'en fournir une documentation technique complète afin d'étudier comparativement les différents produits. À partir de l'étude des dossiers techniques et d'autres informations fournies par les fabricants, et sous l'angle de divers critères détaillés dans les parties suivantes de ce travail, une sélection de produits qu'il serait intéressant de tester a été réalisée.

Nous étudierons tout d'abord chacun des produits sélectionnés selon quelques critères définis au préalable, en mettant en avant les points avantageux mais également les aspects négatifs des produits.

2.1.1. Critères d'étude des dossiers

2.1.1.1. Destination du produit

De nombreux produits désinfectants existent sur le marché, mais assez peu en matière de désinfection des empreintes. Par conséquent, de nombreux praticiens utilisent des produits désinfectants de manière détournée : par exemple des désinfectants de surfaces sont utilisés pour la désinfection des empreintes.

Le premier critère de choix sera donc la destination spécifique de ce produit pour la désinfection des empreintes.

L'un des avantages est notamment que le fabricant présente alors un protocole d'utilisation de son produit dans le cadre d'une désinfection d'empreinte.

2.1.1.2. Composition chimique

Certaines substances chimiques ne pourront pas être utilisées dans le cadre de la désinfection des empreintes telles que le glutaraldéhyde pour les raisons de toxicité évoquées préalablement.

2.1.1.3. Présentation

La présentation du produit sera un critère de choix en termes de facilité d'utilisation : une solution prête à l'emploi étant plus facile à utiliser qu'une dilution à préparer.

2.1.1.4. Protocole d'utilisation

Le protocole d'utilisation des produits décrit par les fabricants sera un critère de choix dans la mesure où le produit qui sera choisi se doit d'être le plus facile d'emploi possible et le plus ergonomique (tout en maintenant un niveau d'efficacité optimal).

2.1.1.5. Dossier technique

L'absence du dossier technique est un critère de choix éliminatoire du produit. Les fabricants de produits de désinfection des empreintes n'ont en effet pas tous souhaité fournir la documentation technique.

2.1.1.6. Respect des normes

❖ Qu'est-ce qu'une norme d'après Prodhybase (2016)

Une norme est « une méthode standardisée pour évaluer l'activité d'un produit, de manière identique, quel que soit le pays ou le laboratoire qui fait l'essai. » Les normes sont organisées selon les étapes « nécessaires pour évaluer l'efficacité antimicrobienne d'un désinfectant ».

Les normes de base dites de phase 1, « démontrent l'existence d'une activité dans les conditions les plus favorables au produit ».

Les normes dites d'application ou de phase 2 permettent de reproduire « pour chaque usage, des conditions proches des conditions réelles d'utilisation (de propreté ou de saleté) ». L'étape 1 concerne des tests « *in vitro* » et l'étape 2 « modélise un usage et s'effectue pour les produits pour surfaces, sur des supports porte-germes ou pour les produits désinfectants pour les mains, sur les mains (*in vivo*) ».

Les normes mentionnées sous la forme NF EN***** sont des normes européennes pour les désinfectants homologuées en France (AFNOR)

ProdHyBase® est une aide aux choix des produits selon leur utilisation. Prodhybase® référence des informations sur les principales normes que le désinfectant a validées après étude des dossiers scientifiques fournis par les distributeurs.

❖ Normes et produits de désinfection des empreintes

Selon Prodhybase®, un produit désinfectant pour empreintes doit répondre aux normes suivantes :

- Bactéricidie :
 - EN 13727 en conditions de saleté, (norme 2 étape 1)
 - EN 14561 en conditions de saleté, (norme 2 étape 2)
- Fongicidie :
 - EN 13624 en condition de saleté sur *Candida albicans* (norme de phase 2 étape 1)
 - EN 14562 en conditions de saleté sur *Candida albicans* (norme de phase 2 étape 2)
- Virucidie :
 - EN 14476 en conditions de saleté (norme de phase 2 étape 1)
- Les normes précédentes sont valables pour la technique par immersion.
- Dans le cas d'une technique par pulvérisation, il faut rajouter la norme EN 16615 à toutes ces normes citées précédemment

A l'heure actuelle, il n'existe aucun produit inscrit dans la base Prodybase® qui ait validé l'ensemble de ces normes.

2.1.1.7. Coût

C'est un critère indispensable de choix à prendre en compte dans le cadre de l'activité d'un établissement de santé tel que le CHRU de Nancy mais également dans le cadre d'une pratique privée.

2.1.2. Etude des produits

2.1.2.1. Liste des produits étudiés

- Dentavon® de chez Schülke (annexe 3)
- Septinol® de chez Schülke (annexe 4)
- Alkazyme® de chez Alkapharm (annexe 5)
- Impressiv® de chez Alkapharm (annexe 6)
- Dentasept impression de chez DMD (société du groupe ANIOS) (annexe 7)
- MD520 ® de chez Durr dental (annexe 8)
- Unident® de chez impre (annexe 9)
- Zeta 7 solution ® de chez Zhermack (annexe 10)
- Zeta 7 spray de chez Zhermack (annexe 11)
- Septol empreintes ® de chez Pierre Roland Actéon (annexe 12)

Les fiches techniques résumées sont disponibles en annexes, pour des raisons de taille, les dossiers techniques ne sont pas inclus dans ce travail.

Il est à noter qu'il faut également envisager l'hypochlorite de sodium et l'alcool isopropylique comme des produits de désinfection envisageables.

2.1.2.2. Etude selon les critères cités précédemment

- Utilisation des produits de désinfection étudiés

Tableau 13 : utilisation des produits de désinfection étudiés

| Produit | Fonction du produit |
|--|---|
| Dentavon® (Schülke) | « Nettoyant et désinfectant en poudre pour les empreintes et prothèses dentaires » |
| Septinol® (Schülke) | « Spray nettoyant et désinfectant à base d'alcools, pour les surfaces de travail et les dispositifs » |
| Alkazyme® (alkapharm) | « Pré-désinfection et nettoyage par immersion des dispositifs médicaux invasifs et non invasifs » |
| Impressiv® (Alkapharm) | « Détergent désinfectant par pulvérisation, pour les empreintes dentaires » |
| Dentasept impression ® (DMD – ANIOS) | « Poudre concentrée pour le nettoyage et la désinfection des empreintes dentaires » |
| MD520 ® (Durr dental) | « Désinfection et nettoyage simultanés des empreintes » |
| Unident® (Impre) | « Désinfection et nettoyage des empreintes » |
| Zeta 7 solution ® (Zhermack) | « Désinfectant rapide pour les empreintes » |
| Zeta 7 spray (Zhermack) | « Désinfectant rapide pour les empreintes » |
| Septol empreintes ® (Pierre Roland Actéon) | « Désinfectant rapide pour les empreintes » |

Les produits spécifiques à la désinfection des empreintes dentaires sont surlignés en vert dans le tableau. A ce titre, le septinol® et l'alkazyme® ne semblent pas pertinents pour la désinfection des empreintes dentaires puisque destinés au traitement des surfaces.

- Composition chimique des produits de désinfection étudiés

Tableau 14 : composition chimique des produits désinfectants étudiés

| Produit | Composition chimique (non exhaustive) |
|--|--|
| Dentavon® (Schülke) | Peroxomonosulfate de potassium, benzoate de sodium, acide tartrique |
| Septinol® (Schülke) | Ethanol-1-propanol, agents mouillants (sans aldéhyde ni chlorhexidine) |
| Alkazyme® (alkapharm) | Détergent enzymatique tensioactifs cationiques et non ioniques, séquestrant, enzyme protéolytique, minéraux, parfum |
| Impressiv® (Alkapharm) | Alkylamine en solution hydroalcoolique (sans aldéhydes ni phénols) |
| Dentasept impression ® (DMD – ANIOS) | Bis(peroxymonosulfate)bis(sulfate) de pentopotassium, tensioactifs non ionique et anionique, agents séquestrants et acidifiant |
| MD520 ® (Durr dental) | Glutaraldéhyde, alkyle-benzyle-diméthyle-chlorure d'ammonium |
| Unident® (Impre) | Chlorure de N-alkyl-N-benzyl-N, N-diméthylammonium, glutaraldéhyde |
| Zeta 7 solution ® (Zhermack) | Chlorure de diméthyl didécul ammonium, phénoxyéthanol |
| Zeta 7 spray (Zhermack) | Ethanol, 2-propanol |
| Septol empreintes ® (Pierre Roland Actéon) | Chlorure de diméthyl didécyl ammonium, hénoxyéthanol, tensioactifs non ioniques, additifs, excipients, eau |

L'unident® ainsi que le MD520®, contenant du glutaraldéhyde, ne seront pas sélectionnés pour une utilisation au CHRU de Nancy en raison de sa toxicité décrite préalablement (cf partie 1.6.8.).

- Présentation des produits de désinfection étudiés

Tableau 15 : présentation des produits de désinfection étudiés

| Produit | Présentation |
|--|--|
| Dentavon® (Schülke) | Poudre à dissoudre dans l'eau (concentration de 2% soit 20g/L) |
| Septinol® (Schülke) | Solution prête à l'emploi |
| Alkazyme® (alkapharm) | Poudre hydrosoluble |
| Impressiv® (Alkapharm) | Solution prête à l'emploi |
| Dentasept impression ® (DMD – ANIOS) | Poudre concentrée à diluer selon : 1kg de poudre donne 50L de solution |
| MD520 ® (Durr dental) | Solution prête à l'emploi |
| Unident® (Impre) | Solution concentrée à diluer (10%) |
| Zeta 7 solution ® (Zhermack) | Solution à diluer à 1% (10mL de solution, pour 1L) |
| Zeta 7 spray (Zhermack) | Solution prête à l'emploi |
| Septol empreintes ® (Pierre Roland Actéon) | Solution à diluer à 1% (10mL de solution, pour 1L) |

- Protocole d'utilisation des produits de désinfection étudiés

Tableau 16 : protocoles d'utilisation décrits par les fabricants

| Produit | Technique |
|--|------------------------------------|
| Dentavon® (Schülke) | Immersion |
| Septinol® (Schülke) | Pulvérisation |
| Alkazyme® (alkapharm) | Immersion des dispositifs médicaux |
| Impressiv® (Alkapharm) | Pulvérisation |
| Dentasept impression ® (DMD – ANIOS) | Immersion |
| MD520 ® (Durr dental) | Pulvérisation et immersion |
| Unident® (Impre) | Immersion |
| Zeta 7 solution ® (Zhermack) | Immersion |
| Zeta 7 spray (Zhermack) | Pulvérisation |
| Septol empreintes ® (Pierre Roland Actéon) | Immersion |

Protocoles détaillés décrits par les fabricants :

- Dentavon® de chez Schülke
 - 1) Rinçage à l'eau pour enlever les résidus ;
 - 2) Immersion dans la solution à 2% ;
 - 3) Trempage durant 5min, durée qui sera à « adapter selon niveau de désinfection souhaité » ;
 - 4) Egoutter, rincer, laisser sécher à l'air libre, puis mettre dans un sachet lui-même placé dans une boîte.

- Septinol® de chez Schülke : Pulvérisation à 30 cm,
Le protocole décrit n'est pas spécifique des empreintes dentaires, il est décrit pour des "surfaces propres". Dans le cas de "surfaces sales", une double pulvérisation avec essuyage intermédiaire sera nécessaire.

- Alkazyme® de chez Alkapharm :
Pas de protocole spécifique aux empreintes car il s'agit d'un désinfectant pour tous les dispositifs médicaux invasifs et non invasifs.

- Impressiv® de chez Alkapharm
 - 1) Rincer l'empreinte sous l'eau ;
 - 2) Egoutter ;
 - 3) Pulvérisation ;
 - 4) Laisser sécher le produit.

- Dentasept impression de chez DMD (société du groupe ANIOS)
 - 1) Immerger l'empreinte durant 10 minutes ;
 - 2) Retirer l'empreinte et rincer à l'eau courante ;
 - 3) Sécher l'empreinte avec un essuie-tout.

- MD520 ® de chez Durr dental
 - 1) Rinçage 10 secondes sous l'eau ;
 - 2) Vaporisation ;
 - 3) Déposer dans l'hygojet 10 minutes ;
 - 4) Rincer ;
 - 5) Sécher.

NB : L'hygojet est un appareil de désinfection et de nettoyage pour les empreintes et les prothèses dentaires.



Figure 6 : Hygojet de Dürr dental (Dürr dental 2017)

- Unident® de chez impre
 - 1) Immersion 15 minutes ;
 - 2) Rinçage sous l'eau ;
 - 3) Sécher avec essuie-tout.

- Zeta 7 solution ® de chez Zhermack
 - 1) Rinçage sous l'eau courante durant 30 secondes ;
 - 2) Immerger l'empreinte 10 minutes ;
 - 3) Rincer.

- Zeta 7 spray de chez Zhermack
 - 1) Rinçage sous l'eau courante 30secondes ;
 - 2) Vaporiser ;
 - 3) Laisser évaporer 3 minutes.

- Septol empreintes ® de chez Pierre Roland Actéon
 - 1) Rinçage sous l'eau courante 30 secondes ;
 - 2) Immersion 10 minutes ;
 - 3) Rinçage.

- Dossier technique

Tableau 17 : Présence ou absence de dossiers techniques

| Produit | Dossier technique |
|--|-------------------|
| Dentavon® (Schülke) | Oui |
| Septinol® (Schülke) | Non |
| Alkazyme® (alkapharm) | Non |
| Impressiv® (Alkapharm) | Oui |
| Dentasept impression ® (DMD – ANIOS) | Oui |
| MD520 ® (Durr dental) | Non |
| Unident® (Impre) | Oui |
| Zeta 7 solution ® (Zhermack) | Non |
| Zeta 7 spray (Zhermack) | Non |
| Septol empreintes ® (Pierre Roland Actéon) | Non |

- Respect des normes par les produits de désinfection étudiés

Tableau 18 : Normes respectées par les produits de désinfection étudiés

| Produit | Bactéricidie | Virucidie | Fongicidie |
|------------------------|---|-----------------|------------------------------------|
| Selon Prodhybase® | EN 13727 EN 14561 | EN 14476 | EN 13624 EN 14562 |
| Dentavon® (Schülke) | NF EN 1040 NFT 72190-5 EN 13727 | EN 14476 | NF EN 1275 EN 13624 |
| Septinol® (Schülke) | NF EN 1040 ; NFT 72 171-5 ; NFT 72 190-4 ; EN 1276 | NFT 72 180 | NF EN 1275 |
| Alkazyme® (alkapharm) | NF EN 1040 NF EN 13727 | EN 14476 | EN 1275 EN 13624 |
| Impressiv® (Alkapharm) | EN 13727 EN 14561 | EN 14476 | EN 13624 EN 14562 |

| Produit | Bactéricidie | Virucidie | Fongicidie |
|--|---|----------------------------------|---|
| Dentasept impression ® (DMD – ANIOS) | EN 1040 EN 13727 EN 14561 Tuberculocide (EN 14563) | Actif sur HIV-1, PRV, BVDV | EN 1275 EN 13624 EN 14562 |
| MD520 ® (Durr dental) | EN 13727 Tuberculocide (EN 14563 EN 14348) | EN 14476 | EN 13624 |
| Unident® (Impre) | EN 1040 EN 13727 EN 14561 Tuberculocide (EN 14563 et EN 14348) | | EN 1275 EN 13624 EN 14562 |
| Zeta 7 solution ® (Zhermack) | EN 13727 Tuberculocide (EN 14348 et EN 14563) | EN 14476 | EN 13624 |
| Zeta 7 spray (Zhermack) | EN 13727 Tuberculocide (EN 14348 et EN 14563) | EN 14476 | EN 13624 |
| Septol empreintes ® (Pierre Roland Actéon) | EN 13727 Tuberculocide (EN 14348, EN 14563) | EN 14476 | EN 13624 |

Le seul produit qui répond à toutes les normes, de bactéricidie, de virucidie et de fongicidie est l'Impressiv® d'Alkapharm.

- Coût des produits de désinfection étudiés

Les informations suivantes ont été nécessaires au calcul du coût :

- Pour le Dentavon®, la fiche technique indique qu'une dose de 20 g permet d'obtenir 1 L de solution, pour désinfecter des empreintes pendant une journée de 8h.
- Un bidon de 5 L de Septinol® permet de désinfecter 1000 empreintes.
- L'Alkazyme® est une solution préparée avec 5g de poudre pour 1L de solution obtenue.
- D'après la fiche technique de l'Impressiv®, 1litre de solution permet de désinfecter 200 empreintes avec la technique de pulvérisation.
- 1 Kg de poudre de Dentasept Impression® permet d'obtenir 50L de solution.
- 10 mL de MD520® sont utilisés pour la désinfection d'une empreinte en utilisant l'hygojet.
- 100mL d'unident® sont dilués pour obtenir 1L de solution finale.
- Avec un spray de 750ml de Zeta 7, on peut désinfecter plus de 250 empreintes d'après Sara FALCON (service commercial export de chez Zhermack).
- Avec la solution 1% Zeta Solution, 10ml de solution permettent d'obtenir 1 L de liquide d'après Sara FALCON (service commercial export de chez Zhermack).
- Pour les produits à diluer, les calculs sont réalisés pour 1 litre de solution réutilisable avec une production de 8 empreintes
- Les calculs prennent en compte la dilution préconisée par le fabricant en considérant que les empreintes ne souillent pas le bain (en accord avec le protocole incluant un rinçage préalable).

Tableau 19 : coût des produits de désinfection étudiés

| Nom commercial | Conditionnement | Coût/conditionnement | Type de traitement | | Dilution (quantité de produit utilisé pour obtenir 1L de solution) | Coût du traitement | |
|-----------------------|-----------------------|-----------------------|--------------------|-----------|--|--------------------|----------------|
| | | | Pulvérisation | Immersion | | Par empreinte | Par jour |
| Dentavon® | 1 pot (900g) | 134,40 € | | oui | 20g | 0,373 € | 2,987 € |
| Septinol® | 1 bidon (5L) | 125,00 € | oui | | non dilué ; 5L --> 1000 empreintes | 0,125 € | 1,000 € |
| Alkazyme® | 2pots (2x1kg) | 51,60 € | | oui | 5g | 0,016 € | 0,129 € |
| Impressiv® | 1 bidon (5L) | 77,00 € | oui | | non dilué ; 1L --> 200 empreintes | 0,077 € | 0,616 € |
| Dentasept impression® | 1 pot (2kg) | 52,90 € | | oui | 20g | 0,066 € | 0,529 € |
| MD520® | 1 flacon (2,5L) | 47,50 € | oui | oui | non dilué ; 10ml --> 1 empreinte | 0,190 € | 1,520 € |
| unident® | 1 bidon (1L) | 145,00 € | | oui | 100mL | 1,813 € | 14,500 € |
| Zeta7 solution® | 1 bidon (1L) | 33,00 € | | oui | 10mL | 0,041 € | 0,330 € |
| Zeta7 spray® | 1 spray (750mL) | 10,00 € | oui | | non dilué ; 750ml --> 250empreintes | 0,040 € | 0,320 € |
| Septol empreintes® | information manquante | information manquante | | oui | information manquante | non calculable | non calculable |

D'après ce tableau 19, un classement des produits désinfectants étudiés par ordre croissant de prix a été réalisé en tableau 20.

Tableau 20 : Classement par ordre croissant de prix des produits

| Nom commercial | Coût du traitement | |
|-----------------------|--------------------|----------------|
| | Par empreinte | Par jour |
| Alkazyme® | 0,016 € | 0,129 € |
| Zeta7 spray® | 0,040 € | 0,320 € |
| Zeta7 solution® | 0,041 € | 0,330 € |
| Dentasept impression® | 0,066 € | 0,529 € |
| Impressiv® | 0,077 € | 0,616 € |
| Septinol® | 0,125 € | 1,000 € |
| MD520® | 0,190 € | 1,520 € |
| Dentavon® | 0,373 € | 2,987 € |
| unident® | 2,125 € | 17,000 € |
| Septol empreintes® | non calculable | non calculable |

▪ Bilan

Tableau 21 : Bilan de l'étude des dossiers techniques des produits de désinfection étudiés

| | Fonction | Composition | Présentation | Protocole | Dossier technique | Respect des normes (norme manquante mentionnée) | | | coût |
|-----------------------|----------|-------------|--------------|---------------|-------------------|---|-----------|----------------------|------|
| | | | | | | Bactéricidie | Virucidie | Fongicidie | |
| Dentavon® | Vert | Vert | Orange | Immersion | Vert | EN 14561 | Vert | EN 14562 | 8 |
| Septinol® | Orange | Vert | Vert | Pulvérisation | Rouge | EN 14561 EN 13727 | EN 14476 | EN 14562 EN 13624 | 6 |
| Alkazyme® | Orange | Vert | Orange | ? | Rouge | EN 14561 | Vert | EN 14562 | 1 |
| Impressiv® | Vert | Vert | Vert | Pulvérisation | Vert | Vert | Vert | Vert | 5 |
| Dentasept impression® | Vert | Vert | Orange | Immersion | Vert | Vert | EN 14476 | Vert | 4 |
| MD520® | Vert | Rouge | Vert | Immersion | Rouge | EN 14561 | Vert | EN 14562 | 7 |
| Unident® | Vert | Rouge | Orange | Immersion | Vert | Vert | EN 14476 | Vert | 9 |
| Zeta7 solution® | Vert | Vert | Orange | Immersion | Rouge | EN 14561 | Vert | EN 14562 | 3 |
| Zeta7 spray® | Vert | Vert | Vert | Pulvérisation | Rouge | EN 14561 | Vert | EN 14562 | 2 |
| Septol empreinte® | Vert | Vert | Orange | Immersion | Rouge | EN 14561 | Vert | EN 14562 | - |

Légende du tableau 16:

- Vert : critère validé
- Rouge : critère éliminatoire
- Orange : critère défavorable non éliminatoire

2.1.3. Conclusion de sous-partie

Si tous les critères cités précédemment sont pris en compte, le seul produit commercial répondant à toutes les exigences citées précédemment est l'Impressiv® de chez Alkapharm.

Au vu de tous les éléments cités précédemment, deux produits présentent alors tous les critères pour être utilisables dans le cadre de la désinfection des empreintes :

- l'hypochlorite de sodium (vue dans les parties précédentes et recommandée par la commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française)
- l'Impressiv® de chez Alkapharm.

Il convient cependant d'écrire un protocole pour le centre de soins qui reprendrait différents aspects: procédure affichée, traçabilité de l'utilisation du produit, traçabilité de la préparation du produit, ...

2.2. Protocole au sein du service d'Odontologie du CHRU de Nancy

Dans le cadre de la réflexion concernant la désinfection des empreintes, un protocole de traitement des empreintes a été mis en place au sein du service d'odontologie du CHRU de Nancy par le Dr VAILLANT.

Concernant le produit de désinfection, pour le service d'odontologie de Nancy, le choix se porte sur de l'hypochlorite de sodium à 0,5%.

La procédure se décline en 3 catégories :

- matériaux à empreintes hydrophiles,
- matériaux à empreintes hydrophobes
- appareils retouchés

Cette procédure est affichée dans la salle de prothèse.

Une grande importance est accordée à la traçabilité et à la communication avec le laboratoire :

- Les produits sont préparés le matin par les externes désignés au sein de la salle de prothèse du CHRU. Chaque préparation est datée, et jetée en fin de journée.
- L'heure de décontamination de l'empreinte est notée sur la fiche de laboratoire interne.
- Une fiche de travail est systématiquement jointe au travail, en vue de l'envoi au laboratoire de prothèse externe.
- Concernant la communication avec les prothésistes : le laboratoire a été informé des procédures de décontamination que subissent les empreintes, sauf mention contraire sur la fiche de liaison.

Le **protocole de désinfection des empreintes** est disponible entièrement en annexe 13. Ce protocole est décrit ci-dessous.

- Le port de gants, masques et lunettes est obligatoire jusqu'à ce que la prothèse soit considérée comme « propre »
- Dès le retrait de la bouche, l'empreinte est rincée durant 15 secondes à l'eau courante.
- Elle est ensuite secouée énergiquement afin d'éliminer les excès d'eau.
- L'empreinte subit alors une pulvérisation avec de l'hypochlorite de sodium à 0,5%. L'heure est alors notée sur la fiche de laboratoire interne et définie comme « temps T ».
- Après pulvérisation, l'empreinte est conditionnée dans un sachet (en milieu hydrophobe si alginate).
- L'empreinte est acheminée dans le laboratoire interne, avec la fiche interne
- A temps T + 10 minutes, l'empreinte est rincée durant 15 secondes à l'eau courant,
- L'empreinte est de nouveau secouée énergiquement
- Les empreintes alginate seront alors coulées,
- Les autres empreintes seront mises en attente.
- Les travaux sont alors conditionnés et vérifiés pour départ vers le laboratoire de prothèse externe.

Il s'agit d'un premier protocole de décontamination des empreintes mis en place dans le cadre du CHRU de Nancy, dans un contexte qui rend parfois difficile la mise en place de certaines techniques.

Par exemple, compte tenu du nombre important d'étudiants, la mise en place de technique de désinfection par immersion est compliquée. En effet, certains paramètres tels que le contrôle du temps d'immersion seraient difficiles à maîtriser.

La mise en place de bains de bouches préalables est également complexe au vu de l'absence de crachoirs. Ce protocole est amené à évoluer.

Le **protocole de désinfection du CHRU des appareils amovibles** en vue de leur retouche ou réparation est détaillé dans la suite. Le protocole complet est disponible en annexe 14.

- le port de gant est obligatoire jusqu'à ce que la prothèse soit considérée comme « propre ».
- Pour les appareils retouchés au fauteuil :
 - o après retrait de la bouche, l'appareil est placé durant 3 minutes dans une solution d'Amukine®,
 - o il est ensuite retouché,
 - o puis rincé à l'eau claire puis réinséré en bouche.
- Pour les appareils devant être envoyés au laboratoire :
 - o après désinsertion, les débris et mucosités sont éliminés par brossage.
 - o L'appareil est ensuite placé dans une solution d'hypochlorite de sodium à 2,6% de chlore actif durant 15 minutes.
 - o Après réparation, l'appareil est rincé puis réinséré en bouche.
- Pour les prothèses en cours de réalisation,
 - o les portes empreintes individuels, les cires ou encore les châssis sont rincés dès le retrait de la bouche à l'eau.
 - o L'application d'un détergent désinfectant est discutée. L'amukine® peut être utilisée dans ce cadre.

La **procédure d'utilisation de l'hypochlorite de sodium**, disponible en annexe 15, est la suivante :

- Chaque matin, un flacon de 1l est préparé, la date est notée
- Chaque soir le flacon doit être jeté
- le port de gants est obligatoire pour manipuler le matériel qui sera immergé
- le port de lunettes est obligatoire en raison du risque de projections
- le matériel est trempé 10 minutes et rincé 20 secondes
- le matériel trempé doit être propre



Figure 7 : externes préparant les solutions d'hypochlorite de sodium dans le laboratoire de prothèse

Conclusion

D'après la revue de littérature, il existe une grande hétérogénéité dans les pratiques et les connaissances des prothésistes et des dentistes. De plus, il existe assez peu d'études récentes, et les études disponibles sont de faible niveau de preuve. Les recommandations ne présentent aucune procédure précise. L'objectif, dans l'intérêt de tous, serait de redéfinir les rôles précis de chacun en matière de désinfection. Un premier point fondamental est la communication : la réalisation de la désinfection ou son absence, doivent être mentionnées sur la fiche de liaison entre le praticien et le prothésiste. Des protocoles de désinfection, simples à mettre en œuvre, et adaptés aux matériaux à empreintes, avec molécule active définie, devraient être mis en place.

Plusieurs étapes communes à tous les matériaux sont à retenir : la réalisation d'un détartrage préalable, mais également un bain de bouche préalable à la prise d'empreinte apparaissent intéressants. De plus, un rinçage dès le retrait de la bouche doit être réalisé, puis un rinçage post désinfection.

D'après la revue de littérature, et l'étude de produits commerciaux, deux produits s'avèrent intéressants quelque soit le matériau à empreinte : l'hypochlorite de sodium (dont la concentration est discutée selon les auteurs), et l'Impressiv® d'Alkapharm. De plus, par rapport aux techniques de désinfection, il convient de distinguer les matériaux en fonction de leur hydrophilie. En effet les matériaux les plus hydrophobes craindront moins la déformation que les matériaux hydrophiles.

Les techniques recommandées dans la littérature selon les matériaux sont les suivantes :

- Alginate : méthode intermédiaire ou pulvérisation éventuellement complétée par conditionnement dans un sachet étanche ;
- Polyéthers : méthode intermédiaire ou pulvérisation, si immersion, alors de courte durée (moins de 20 minutes) ;
- Polysulfures : immersion (moins de 20 minutes) ;
- Silicones : immersion.

Concernant le CHRU de Nancy, un protocole a été mis en place au sein du service de prothèse. L'accent est mis sur la traçabilité et la communication entre les différents acteurs. Le choix du produit s'est porté sur l'hypochlorite de sodium à 0,5%. Le protocole utilise une technique de pulvérisation suivie d'un conditionnement en sachet étanche durant 10 minutes. Les empreintes sont rincées avant et après désinfection.

Les techniques étant en perpétuelle évolution, une nouvelle technique d'empreinte se répand : les empreintes numériques. L'utilisation d'une caméra intra-orale permet désormais d'enregistrer les données intra-orales. Cela implique une évolution des procédures de désinfection liée aux prises d'empreintes : en effet en cas d'utilisation de caméra, il n'y a plus de problèmes de variations dimensionnelles de l'empreinte.

Références bibliographiques

1. ABDELAZIZ KM, HASSAN AM, HODGES JS. Reproducibility of sterilized rubber impressions. *Braz Dent J.* 2004; 15(3): 209-13.
2. ADA Council on Dental Practice. Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory. *J Am Dent Assoc* 1939. 1996; 127(5): 672-80.
3. AERAN H, SHARMA S, KUMAR V, GUPTA N. Use of Clinical UV Chamber to Disinfect Dental Impressions: A Comparative Study. *J Clin Diagn Res JCDR.* 2015; 9(8): ZC67-70.
4. AFNOR (Association française de normalisation). Etablissements de santé. Zones à risques : hygiène et environnement. La Plaine-Saint-Denis ; AFNOR ; 2011. Norme NF EN 1040 (avril 2006) - Antiseptiques et désinfectants chimiques - Essai quantitatif de suspension pour l'évaluation de l'activité bactéricide de base des antiseptiques et des désinfectants chimiques - Méthode d'essai et prescriptions (phase 1). 2006.
5. AFNOR (Association française de normalisation). Etablissements de santé. zones à risques : hygiène et environnement. La Plaine-Saint-Denis : AFNOR ; 2011. Norme NF EN 14885 (février 2007) - Antiseptiques et désinfectants chimiques - Application des Normes européennes sur les antiseptiques et désinfectants chimiques. 2015.
6. AGBO-GODEAU S, GUEDJ A. Mycoses buccales. *EMC Stomatol.* 2005 ; 1(1) : 30-41.
7. AL JABRAH O, AL SHUMAINAN Y, AL RASHDAN M. Antimicrobial effect of 4 disinfectants on alginate, polyether, and polyvinyl siloxane impression materials. *Int J Prosthodont.* 2007; 20(3): 299-307.
8. AL KHURAIIF AA. Surface Roughness of Polyvinyl Siloxane Impression Materials Following Chemical Disinfection, Autoclave and Microwave

Sterilization. PATIL S, éditeur. J Contemp Dent Pract. 2013; 14(3): 483-7.

9. ALIKHASI M, SIADAT H, BEYABANAKI E, KHARAZIFARD MJ. Accuracy of Implant Position Transfer and Surface Detail Reproduction with Different Impression Materials and Techniques. J Dent Tehran Iran. 2015; 12(10): 774-83.
10. ANSM (Agence nationale de sécurité du médicament et des produits de santé) Glossaire - D. Glossaire - ANSM: Agence nationale de sécurité du médicament et des produits de santé [Internet]. 2017 [cité 6 janv 2017]. Disponible sur : [http://ansm.sante.fr/Glossaire/\(filter\)/D#term_16195](http://ansm.sante.fr/Glossaire/(filter)/D#term_16195)
11. ASPEC. Introduction à la Maîtrise de la Contamination [Internet]. ASPEC. 2016 [cité 3 oct 2017]. Disponible sur : <http://aspec.fr/normes/maitrise-de-la-contamination>
12. ASSILA L, EL FIGUIGUI L, SOUALHI H, EL YAMANI A. La prothèse provisoire fixée par technique directe : une solution d'urgence. Actual Odonto-Stomatol. 2014 ; (269) : 10-5.
13. BADRIAN H, GHASEMI E, KHALIGHINEJAD N, HOSSEINI N. The effect of three different disinfection materials on alginate impression by spray method. ISRN Dent. 2012; 2012: 695151.
14. BERNHARDT M, HELFER M, LOUIS JP. L'infrastructure prothétique: tout miser sur les fonctions lors des empreintes. Strat Prothétique. 2005 ; 5(5) : 329-38.
15. BHASIN A, VINOD V, BAHSIN V, MATHEW X, SAJJAN S, AHMED ST. Evaluation of Effectiveness of Microwave Irradiation for Disinfection of Silicone Elastomeric Impression Material. J Indian Prosthodont Soc. 2013; 13(2): 89-94.
16. BHAT V, SHETTY M, SHENOY K. Infection control in the prosthodontic laboratory. J Indian Prosthodont Soc. 2007; 7(2): 62.

17. BOISTIER F, BODIC F, HAMEL L. La désinfection des empreintes: données actuelles [thèse pour le diplôme d'état de docteur en chirurgie dentaire]. [France] : Nantes ; 2003.
18. BONNARD N, BRONDEAU M, FALCY M, JARGOT D, SCHNEIDER O, SERRE D. Fiche toxicologique INRS n°220, dichloroisocyanurate de sodium et potassium ; INRS [Internet]. 2011 [cité 9 oct 2017]. Disponible sur: <http://www.inrs.fr/inrsbiblioweb/inrsbiblioweb.nsf/FrontOffice?OpenFrameset&Debut=D:00077438>
19. BONNARD N, BRONDEAU M-T, FALCY M, SCHNEIDER O, MIRAVAL S, PROTOIS J-C. Fiche toxicologique n°157, eaux et extraits de javel, Hypochlorite de sodium en solution. INRS [Internet]. 2006 [cité 9 oct 2017]. Disponible sur: <http://www.inrs.fr/inrsbiblioweb/inrsbiblioweb.nsf/FrontOffice?OpenFrameset&Debut=D:00064687>
20. CARVALHAL CIO, MELLO JAN de, SOBRINHO LC, CORRER AB, SINHORETI MAC. Dimensional change of elastomeric materials after immersion in disinfectant solutions for different times. J Contemp Dent Pract. 2011; 12(4): 252-8.
21. CCLIN Paris-Nord, Institut Biomédical des cordeliers. Antiseptiques et désinfectants [Internet]. 2000 [cité 13 sept 2017]. Disponible sur : http://www.cpias-ile-de-france.fr/Guides/guide_desinfectant.pdf
22. CCLIN Sud Est. Prédésinfection, désinfection et stérilisation des dispositifs médicaux et du matériel hôtelier : organisation générale [Internet]. 2004 [cité 13 sept 2017]. Disponible sur : <http://www.cclin-arlin.fr/nosopdf/doc04/0013701.pdf>
23. CCLIN Sud Est. prévention des infections associées aux soins en chirurgie dentaire dans les établissements de santé [Internet]. 2011 [cité 13 sept 2017]. Disponible sur: http://www.paca.paps.sante.fr/fileadmin/PACA/Site_PAPS/J_exerce/Securite_bucco_dentaire/Prevention_des_infections_associees_aux_soins_en_chirurgie_dentaire_dans_les_etablissements_de_sante_-_Cclin.pdf

24. CHENU C, CHASSIN P. Détermination de la mouillabilité des constituants du sol à partir de mesures d'angles de contact : revue bibliographique. *Sci Sol.* 1992 ; 30(1) : 33-47.
25. CHIDAMBARANATHAN AS, BALASUBRAMANIAM M. Comprehensive Review and Comparison of the Disinfection Techniques Currently Available in the Literature. *J Prosthodont Off J Am Coll Prosthodont.* 2017; 0: 1-8.
26. Commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française. Grille technique d'évaluation pour la prévention des infections associées aux soins [Internet]. 2013 [cité 15 sept 2017]. Disponible sur : http://nosobase.chu-lyon.fr/recommandations/adf/2012_odontologie_ADF.pdf
27. CONNOR C. Cross-contamination control in prosthodontic practice. *Int J Prosthodont.* 1991; 4(4): 337-44.
28. Conseil de l'Europe. Recommandation n°R (84) 20 [Internet]. 1984 [cité 1 oct 2017]. Disponible sur : <https://wcd.coe.int/com.instranet.InstraServlet?command=com.instranet.CmdBlobGet&InstranetImage=2009365&SecMode=1&DocId=683170&Usage=2>
29. Conseil supérieur d'hygiène publique de France, Comité technique national des infections nosocomiales et des infections liées aux soins. Guide de bonnes pratiques de désinfection des dispositifs médicaux. Paris : Ministère de l'emploi et de la solidarité, Secrétariat d'état à la santé ; 1998. 133 p.
30. DASGUPTA D, SEN SK, GHOSH S, BHATTACHARYYA J, GOEL P. Effectiveness of Mouthrinses and Oral Prophylaxis on Reduction of Microorganisms Count in Irreversible Hydrocolloid Impression: An In Vivo Study. *J Indian Prosthodont Soc.* 2013; 13(4): 578-86.
31. DAVIS DR, CURTIS DA, WHITE JM. Microwave irradiation of contaminated dental casts. *Quintessence Int Berl Ger* 1985. 1989; 20(8): 583-5.

32. Direction générale de la santé, Conseil supérieur d'hygiène publique de France, Comité technique national des infections nosocomiales et des infections liées aux soins. Guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie [Internet]. ministère de la santé; 2006. Disponible sur: http://solidarites-sante.gouv.fr/IMG/pdf/Guide_de_prevention_des_infections_liees_aux_soins_en_chirurgie_dentaire_et_en_stomatologie.pdf
33. Dürr dental. Hygojet: DÜRR DENTAL AG [Internet]. Hygojet - Dürr dental. 2017 [cité le 13 mai 2017]. Disponible sur : <https://www.duerrdental.com/fr/produits/hygiene/appareils-dhygiene/domaines-speciaux/hygojet/>
34. ERRIDGE PL. Cross infection, control in dentistry. A practical illustrated guide. J Dent. 1994; 22(2): 96.
35. FAN PL. Council on dental materials : instrument and equipment disinfection impressions. J Am Dent Assoc. 1991; 122(8): 110.
36. FERREIRA FM, NOVAIS VR, JUNIOR PCS, SOARES CJ, NETO AJF. Evaluation of knowledge about disinfection of dental impressions in several dental schools. Rev Odontológica Bras Cent [Internet]. 2011 [cité le 24 mai 2016];19(51). Disponible sur: <http://www.robrac.org.br/seer/index.php/ROBRAC/article/viewArticle/510>
37. FLANAGAN DA, PALENIK CJ, SETCOS JC, MILLER CH. Antimicrobial activities of dental impression materials. Dent Mater. 1998;14(6):399–404.
38. FOURNIER P, DOT D, SIX N. Contaminations croisees et empreintes. Rev Odontostomatol (Paris). 2009; 38(3): 157.
39. GOULLET D. Fiche n°4.01 : Prédésinfection, désinfection et stérilisation des dispositifs médicaux et du matériel hôtelier : organisation générale [Internet]. 2004. Disponible sur : <http://www.cclin-arlin.fr/nosopdf/doc04/0013701.pdf>

40. HATRICK CD, EAKLE WS. Dental Materials: Clinical Applications for Dental Assistants and Dental Hygienists. Third edition. Elsevier Health Sciences; 2015.
41. HELFER M. Respect de l'asepsie dans la chaîne d'élaboration prothétique. JPIO. 2010 ; Hors série Hygiène et asepsie(HS) : 41-50.
42. HELFER M, LOUIS JP, VERMANDE G. Gestion des rapports intermaxillaires en prothèse amovible complète. Strat Prothétique. 2010 ; 1(2) : 33–41.
43. HIRAGUCHI H, KAKETANI M, HIROSE H, YONEYHAMA T. Effect of immersion disinfection of alginate impressions in sodium hypochlorite solution on the dimensional changes of stone models. Dent Mater J. 2012; 31(2): 280-6.
44. INRS (Institut National de Recherche et de Sécurité). Légionella - Agent de la Légionellose [Internet]. 2007 [cité le 1 mars 2017]. Disponible sur : [http://www.inrs.fr/eficatt/eficatt.nsf/\(allDocParRef\)/FCLEGIONELLOSE?OpenDocument](http://www.inrs.fr/eficatt/eficatt.nsf/(allDocParRef)/FCLEGIONELLOSE?OpenDocument)
45. JAFARI A, BAKHTIARI R, SHAHABI S, RAHMAN J, MEHRABADI J, YOUSEFI B. Antimicrobial Activity of Irreversible Hydrocolloid Impression against Oral microorganisms. J Basic Appl Sci Resarc. 2013;3(6):397-401.
46. JAUDOIN P, MILLET C, MIFSUD S. Empreintes en prothèse complète. EMC Médecine buccale. 2008 ; 3(1) : 1-19.
47. JEANNIN C, MILLET C. Rapport intermaxillaire. 2008 ; 1-9 [Article 23-325-E-12].
48. JORDANA F, COLAT-PARROS J. Substances à empreinte. EMC Médecine buccale. 2016 ; 11(3) : 1-13 [Article 28-225-B-60].
49. JORDANA F, DUPUIS V, COLAT-PARROS J. Plâtres dentaires. EMC Médecine buccale. 2013;8(6):1-14 [Article 28-225-B-10].

50. KAMBLE S, KHANDEPARKER R, SOMASUNDARAM P, RAGHAV S, BABAJI R, VARGHESE T. Comparative Evaluation of Dimensional Accuracy of Elastomeric Impression Materials when Treated with Autoclave, Microwave, and Chemical Disinfection. - PubMed - NCBI. J International Oral Health. 2015; 7(9): 22-4.
51. KHADIDJA Z. Le traitement des empreintes au cabinet dentaire. Prof Assist Dent. 2015 ; 12(5) : 18-9.
52. KIMMEL K. [Fédération Dentaire Internationale: recommandations for hygiene in dental practice]. Quintessenz J. 1986; 16(12): 1209-12.
53. KOHN WG, COLLINS A, CLEVELAND JL, HARTE JA, EKLUND KJ, MALVITZ. Guidelines for Infection Control in Dental Health-Care Settings --- 2003 [Internet]. 2003 [cité 12 juill 2017]. Disponible sur: <http://www.cdc.gov/mmwr/preview/mmwrhtml/rr5217a1.htm>
54. KOTSIOMITI E, TZIALLA A, HATJIVASILIOU K. Accuracy and stability of impression materials subjected to chemical disinfection - a literature review. J Oral Rehabil. 2008; 35(4): 291-9.
55. KUGEL G, PERRY RD, FERRARI M, LALICATA P. Disinfection and communication practices: a survey, of US dental laboratories. J Am Dent Assoc. 2000; 131(6): 786-92.
56. LAHEIJI AMGA, KISTLER JO, BELIBASAKIS GN, VALIMAA H, DE SOET JJ. Healthcare-associated viral and bacterial infections in dentistry. J Oral Microbiol [Internet]. 2012 [cité le 30 janv 2017];4(0). Disponible sur: <http://www.journaloforalmicrobiology.net/index.php/jom/article/view/17659>
57. LAVIOLE O. Confection des modèles de travail en prothèse conjointe. EMC Médecine buccale. 2015 ; 10(4) : 1-11.
58. LESCLOUS P. Prescription des antibiotiques en pratique bucco-dentaire : Recommandations de bonne pratique : Afssaps 2011. Rev Stomatol Chir

Maxillofac Oral. 2013 ; 114(2) : 116-118.

59. LEUNG RL, SCHONFELD SE. Gypsum casts as a potential source of microbial cross-contamination. *J Prosthet Dent.* 1983; 49(2): 210-1.
60. MALLER SV, MALLER US, ABRAHAN MC, KUMAR RN, MANIKANDAN R. Drug and dental impression materials. *J Pharm Bioallied Sci.* 2012; 4(Suppl 2): S316-8.
61. McNEILL MR, COULTER WA, HUSSEY DL. Disinfection of irreversible hydrocolloid impressions: a comparative study. *Int J Prosthodont.* 1992; 5(6): 563-567.
62. MERCHANT VA, MOLINARI JA. Infection control in prosthodontics: a choice no longer. *Gen Dent.* 1989; 37(1): 29-32.
63. MERZOUK N, BERRADA S, BENFDIL F, ABDEDINE A. Critères de choix des matériaux et techniques d'empreinte en Prothèse Amovible Partielle. *Actual Odonto-Stomatol.* 2008 ; (243) : 265–277.
64. MILLAR BJ. Dimensional Stability of Additional Cured Silicone Impressions Following Autoclave Sterilization. *J Dent Res.* 1999; (78): 297.
65. MILLAR BJ, DEB S. Effect of Autoclave Sterilisation on the Dimensional Stability and Tear Strength of Three Silicone Impression Materials. *Open J Stomatol.* 2014; 04(12): 518-26.
66. Ministère de la santé. Bonnes pratiques de pharmacie hospitalière [Internet]. 2001 [cité le 8 sept 2017]. Disponible sur : <http://nosobase.chu-lyon.fr/Reglementation/2001/Rapport/bpph.pdf>
67. Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction Générale de la Santé. Circulaire DGS/DH - N° 98/249 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 [Internet]. 1998 [cité le 24 janv 2017].

Disponible sur : http://solidarites-sante.gouv.fr/IMG/pdf/circulaire_249_20_avril_1998.pdf

68. Ministère de l'Emploi et de la Solidarité, Direction Générale de la Santé. Guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie ; Circulaire n°DGS/DH/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. [Internet]. 2006 [cité le 15 sept 2017]. Disponible sur : http://solidarites-sante.gouv.fr/IMG/pdf/circulaire_249_20_avril_1998.pdf
69. MOUTON C. Bactériologie bucco-dentaire [Internet]. Masson; 1994 [cité le 5 janv 2017]. Disponible sur : https://catalogue.bu.univ-lorraine.fr/iguana/www.main.cls?p=*&v=c97386a2-914a-40c2-bd8d-df4c273175e6#RecordId=1.93783
70. MULLER M, BOLLA M. Décontamination des empreintes et des modèles en plâtre. Cah Prothèse. 1999 ; (107) : 71-7.
71. MUZAFFAR D, BRADEN M, PARKER S, PATEL MP. The effect of disinfecting solutions on the dimensional stability of dental alginate impression materials. Dent Mater. 2012; 28(7): 749-55.
72. NANDINI VV, VENKATESH KV, NAIR KC, others. Alginate impressions: A practical perspective. J Conserv Dent. 2008; 11(1): 37.
73. NANDINI Y, MANVI S, SMITHA M. Comparison of Dimensional Accuracy of Four Different Die Materials before and after Disinfection of the Impression: An in vitro Study. PATIL S, éditeur. J Contemp Dent Pract. 2013; 668-74.
74. NEY H. Mode d'action des désinfectants - Hôpitaux universitaires de Genève [Internet]. 2013. Disponible sur: http://www.sssh.ch/uploads/media/4_De__sinfectants_SSSH_SR_mars_2013_Herve__.pdf
75. O'BRIEN WJ. Dental materials and their selection. 3e édition. Chicago: Quintessence Pub. Co; 2002. (e).

76. OWEN CP, GOOLAM R. Disinfection of impression materials to prevent viral cross contamination: a review and a protocol. *Int J Prosthodont.* 1993; 6(5): 480-494.
77. PAL PK, KAMBLE SS, CHAURASIA RR, CHAURASIA VR, TIWARI S, BANSAL D. Evaluation of different disinfectants on dimensional accuracy and surface quality of type IV gypsum casts retrieved from elastomeric impression materials. *J Int Oral Health JIOH.* 2014; 6(3): 77.
78. PERRIN D, PACAUD G, PONE D. Contrôle du risque infectieux en odontologie. Vélizy, France: Éditions CdP ; 1997.
79. PIZZARDINI P, MULLER-BOLLA M, FOSSE T. Décontamination des empreintes aux alginates : efficacité antibactérienne, stabilité dimensionnelle et état de surface. *Rev Odonto Stomat.* 2004 ; (33) : 99-109.
80. POULIN P. L'utilisation sécuritaire du glutaraldéhyde. *ASSTSAS - OP Object Prév.* 1999 ; 22(5) : 3-5.
81. POWELL GL, RUNNELLS RD, SAXON BA, WHISENANT BK. The presence and identification of organisms transmitted to dental laboratories. *J Prosthet Dent.* 1990; 64(2): 235-7.
82. Prodhybase. ProdHYBase : Normes - Généralités [Internet]. 2016 [cité le 31 janv 2017]. Disponible sur : http://www.prodhybase.fr/norme_generalite.html
83. RAY KC, FULLER ML. Isolation of mycobacterium from dental impression material. *J Prosthet Dent.* 1963; 13(1): 93-94.
84. RIZZO R. The effects of sterilization with microwaves on diamond burs. *Minerva Stomatol.* 1993; 42(3): 93-6.
85. ROUX A, GHIGO J-M. Les biofilms bactériens [Internet]. 2006 [cité le 30 janv 2017]. Disponible sur : https://research.pasteur.fr/wp-content/uploads/2015/05/research.pasteur.fr_genetics-of-biofilms1.pdf

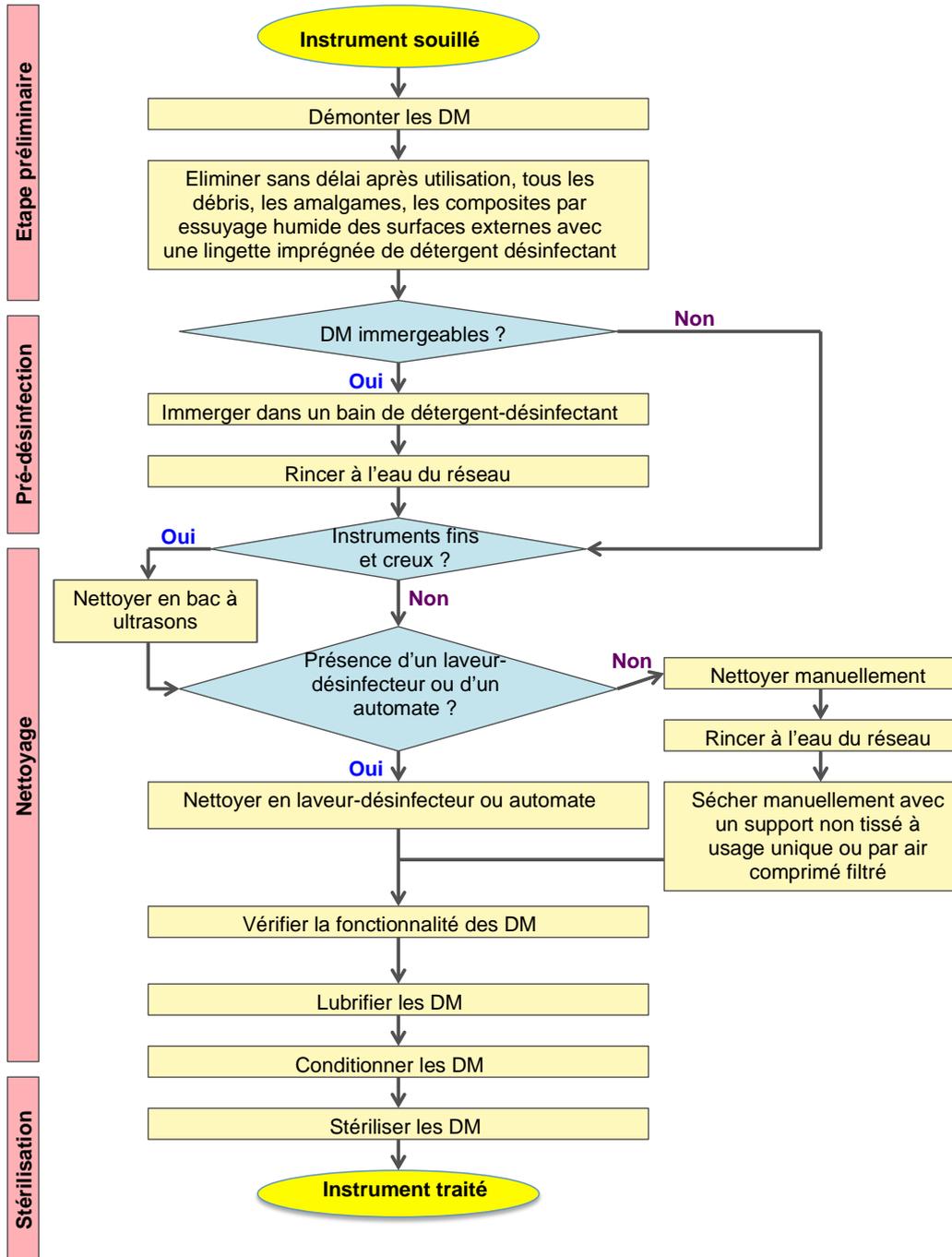
86. RUTALA W, WEBER D, Healthcare infection control practices advisory committee. Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities [Internet]. 2008 [cité le 24 janv 2017]. Disponible sur: <https://www.cdc.gov/infectioncontrol/pdf/guidelines/disinfection-guidelines.pdf>
87. RUTALA W, WEBER D, healthcare infection control practices advisory committee. Guideline for disinfection and sterilization in Healthcare Facilities. Center for disease control and prevention; 2008b.
88. SAMRA RK, BHIDE SV. Efficacy of Different Disinfectant Systems on Alginate and Addition Silicone Impression Materials of Indian and International Origin: A Comparative Evaluation. *J Indian Prosthodont Soc.* 2010; 10(3): 182-9.
89. SEDKY NA. Evaluation of practice of cross infection control for dental impressions among laboratory technicians and prosthodontists in KSA. *Int J Infect Control* [Internet]. 2014 [cité le 15 août 2016]; 10(3). Disponible sur: <http://www.ijic.info/article/view/12576>
90. SFHH. Avis de la Société Française d'Hygiène Hospitalière relatif à l'utilisation de l'eau de Javel dans les établissements de soins. 2006.
91. SHAH R, COLLINS JM, HODGE TM, LAING ER. A national study of cross infection control: « are we clean enough? » *BDJ.* 2009; 207(6): 267-74.
92. SHETTY S, KAMAT G, SHETTY R. Wettability changes in polyether impression materials subjected to immersion disinfection. *Dent Res J.* 2013; 10(4): 539.
93. SILVA SMLM da, SALVADOR MCG. Effect of the disinfection technique on the linear dimensional stability of dental impression materials. *J Appl Oral Sci.* 2004; 12(3): 244–249.
94. SIXOU M, DIOUF A, ALVARES D. Biofilm buccal et pathologies buccodentaires [Internet]. EM-Consulte. 2008 [cité le 15 nov 2016]. Disponible sur : <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1294550107913771>

95. SPRINGTHORPE S. La désinfection des surfaces et de l'équipement. *J Can Dent Assoc.* 2000 ; 66: 558-560.
96. SUPRONO MS, KATTADIYIL MT, GOODACRE CJ, WINER MS. Effect of disinfection on irreversible hydrocolloid and alternative impression materials and the resultant gypsum casts. *J Prosthet Dent.* 2012; 108(4): 250–258.
97. TARANTINO L, TOMASSINI E, PETTI S, SIMONETTI D'ARCA A. Use of microwave device for dental instrument sterilization: possibilities and limitations. *Minerva Stomatol.* 1997; 46(10): 561-6.
98. WANG J, WAN Q, CHAO Y, CHEN Y. A Self-Disinfecting Irreversible Hydrocolloid Impression Material Mixed with Chlorhexidine Solution. *Angle Orthod.* 2007; 77(5): 894-900.

Annexes

Annexe 1 :

La chaîne de stérilisation d'un dispositif médical selon le (CCLIN Sud Est 2011)



- Annexe 2 : extrait de l'avis de la Société Française d'Hygiène Hospitalière relatif à l'utilisation de l'eau de Javel dans les établissements de soins (Juin 2006)

la Société Française d'Hygiène Hospitalière :

1. attire l'attention des utilisateurs sur la modification de l'étiquetage en % de chlore actif (disparition des degrés chlorométriques) ;
2. attire l'attention des utilisateurs sur la nécessité de calculer les dilutions en fonction de la quantité de chlore actif en g/L et non à partir du pourcentage (annexes 5 à 7) ;
3. 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.
4. propose un tableau récapitulatif des principales dilutions et de leurs usages, sous réserve des précautions d'emploi et des conditions de conservation.
5. 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).

▪ Annexe 3 : fiche technique du Dentavon® de chez Schülke

Information produit **Nettoyage et désinfection des empreintes et travaux prothétiques**

schülke 



Nettoyant et désinfectant en poudre pour les empreintes et prothèses dentaires.

dentavon®

Les avantages du produit

- **Excellente matéro-compatibilité** (ex : empreintes en silicone, polyéther, alginate et tous matériaux prothétiques)
- **N'altère pas la stabilité dimensionnelle des matériaux**
- **Bonne dissolution dans l'eau**
- **Large spectre d'activité**
- **Solution stable 1 journée**

Domaines d'application

Pour la désinfection des travaux prothétiques et des empreintes en silicone, polyéther et alginates **par immersion**.

Précautions d'emploi

Se référer systématiquement aux recommandations du fabricant des matériaux prothétiques. Bien respecter les temps de trempage. La solution reste stable une journée.

Conseils d'utilisation

- Rincer le matériel prothétique et les empreintes sous l'eau pour enlever un maximum de résidus (sang et salive).
- Vérifier visuellement la propreté du dispositif. Rincer à nouveau s'il reste des souillures.
- Verser la quantité désirée d'eau dans un bac de décontamination ou une cuve à ultrasons.
- Ajouter une dosette (20 g) de poudre par litre d'eau pour une dilution à 2 %.
- Immerger les empreintes et travaux prothétiques.
- Laisser tremper pendant 5 minutes (à adapter selon le niveau de désinfection souhaité).
- Egoutter et rincer abondamment sous l'eau du robinet.
- Vérifier visuellement la propreté et emballer les empreintes dans des sachets individuels.
- Confirmer la désinfection avant envoi au laboratoire (grâce à un autocollant, un formulaire...).

Matéro-compatibilité

Tous matériaux d'empreintes sans modification dimensionnelle à condition de respecter le temps de trempage.

Activité microbiologique

dentavon® est :
 • bactéricide NF EN 1040, AFNOR NFT 72190-5 • fongicide NF EN 1275, actif sur *C. Albicans* • virucide HBV, HCV (modèle BVDV) et HIV, poliovirus, adenovirus, papovavirus SV40

| Activité | 1 min. | 5 min. | 10 min | 30 min |
|--|--------|--------|--------|--------|
| Bactéricide NF EN 1040 AFNOR NFT 72 190-5 | | 2% | 2% | |
| Fongicide NF EN 1275 (<i>C. albicans</i>) | | 2% | | |
| Virucide HBV HCV (modèle BVDV) HIV poliovirus adénovirus Papovavirus SV40 | 0,5% | 0,5% | 2% | 2% |

Données relatives au produit

Composition :
 dentavon® contient : peroxymonosulfate de potassium, benzoate de sodium, acide tartrique.

Données physico-chimiques :

Aspect : poudre blanche (légèrement jaune)
 Valeur pH à 2 % : ~ 4
 Densité à 20 °C : ~ 0,875 g/cm³
 DL50 (oral) : > 2 430 mg/kg (rat)
 DL50 (cutané) : > 5 g/kg (rat)
 Non irritant pour les muqueuses
 Stable entre -5 °C et température ambiante

Produit biodégradable (conformément à la norme OCDE 301D)

▪ Annexe 4 : fiche technique du Septinol® de chez Schülke

Information produit Désinfection des surfaces

schülke 



septinol® SA est un spray nettoyant et désinfectant à base d'alcools, pour les surfaces de travail et les dispositifs médicaux.
Sans aldéhyde ni chlorexidine .

septinol® SA

Les avantages du produit

- Excellente désinfection
- Sèche vite, pas besoin d'essuyer
- Ne laisse pas de traces
- Ne colle pas

Type de produit

Produit de désinfection à action rapide, sans aldéhyde, à base d'alcools.

Domaines d'application

Entre 2 patients, désinfection rapide par brumisation des Dispositifs Médicaux [CE 0297] et des zones de soins. Particulièrement adapté pour les zones difficiles d'accès, les appareils non démontables et pour la désinfection des empreintes.

Recommandations

septinol® SA est une solution prête à l'emploi. Il est conseillé de porter des gants de protection (par ex. en caoutchouc butyle).

Conseils d'utilisation

Surfaces propres :

- Pulvériser à 30 cm de l'objet ou de la surface à traiter. Une simple brumisation suffit, il n'est pas nécessaire de trop mouiller.
- Laisser sécher.

Surfaces propres souillées : technique «spray – essuyage – spray».

- Pulvériser à 30 cm de l'objet ou de la surface à traiter.
- Essuyer avec un essuie-tout à usage unique.
- Pulvériser une deuxième fois pour désinfecter et laisser sécher.

Remarques particulières

Ne pas avaler.
septinol® SA ne laisse pas de trace.
septinol® SA ne provoque pas de décoloration.
Selon le type de surface, pulvériser de 40 à 50 ml de produit par m².

Matéριο-compatibilité

septinol® SA est compatible avec tous les matériaux (sauf plexiglass et surfaces sensibles à l'alcool).

Activité microbiologique

Concentration d'usage : à utiliser pur

- bactéricide EN 1040, NFT 72 171-5, NFT 72 190-4, Bk, SARM
- fongicide EN 1275 • virucide NFT 72 180, HBV, HCV (modèle BVDV), HIV, rotavirus, vaccinovirus, adénovirus, papovavirus et poliovirus

| Activité | Temps de contact |
|--|------------------|
| Bactéricide | |
| NF EN 1040 (<i>P. aeruginosa</i> , <i>S. aureus</i>) | 5 min |
| NFT 72 171-5 (en conditions de saleté) | 5 min |
| NFT 72 190-4 | 2 min |
| EN 1276 | 1 min |
| Bacille de la tuberculose | 1 min |
| SARM | 2 min |
| Fongicide | |
| NF EN 1275 | 15 min |
| Virucide | |
| NFT 72 180 (poliovirus, vaccinovirus) | 30 min |
| Adénovirus | 2 min |
| Papovavirus SV40 | 15 min |
| Rotavirus, | 30 s |
| HBV | 1 min |
| HCV (modèle BVDV) | 30 s |
| HIV | 1 min |

- Annexe 5 : Extrait de la fiche technique du Alkazyme® de chez Alkapharm

ALKAZYME®

Détergent désinfectant enzymatique alcalin

Pour la pré-désinfection
et le nettoyage par immersion
des dispositifs médicaux
invasifs et non invasifs



Dilution 0,5%

Notice technique



Certifié ISO 9001/13485

Parc Biotech, 102 avenue Gaston Roussel, 93230 Romainville, France

Tél : 01 41 50 59 80 - Fax : 01 48 30 54 31

Site internet : www.alkapharm.fr - e-mail : info@alkapharm.fr

NT ALKAZYME FR / 2016-06

Page 1 sur 23

Présentation

Domaine d'utilisation

ALKAZYME est destiné à la pré-désinfection et au nettoyage déprotéinisant par immersion directement après utilisation et avant stérilisation ou désinfection chimique :

- de l'instrumentation chirurgicale et dentaire
- des dispositifs médicaux invasifs et non invasifs
- du matériel d'endoscopie souple et rigide

Caractéristiques

- ALKAZYME transforme instantanément l'eau dure en eau douce pour empêcher les dépôts calcaires et la minéralisation des biofilms.
- ALKAZYME nettoie, élimine, hydrolyse les souillures, les matières organiques (pus, sang, sécrétions, etc.) qui inhibent fortement l'action des désinfectants.
- ALKAZYME est particulièrement performant pour le nettoyage du matériel d'endoscopie, le débouchage des circuits d'insufflation d'air et d'eau du canal opérateur des endoscopes souples et rigides en hydrolysant les protéines, les mucosités et les exsudats.
- ALKAZYME est bactéricide, levuricide, et actif sur les virus VIH, HBV, HCV et Herpès simplex.
- ALKAZYME protège le personnel au cours de l'opération de nettoyage en abaissant le niveau de contamination de l'instrumentation traitée.
- ALKAZYME détruit les bactéries Gram + et Gram – des eaux usées et réduit ainsi les contaminations croisées.
- L'utilisation d'ALKAZYME permet d'optimiser la procédure de stérilisation/désinfection.

Présentations commerciales

ALKAZYME en seau

| référence | Emballage | Cartonnage |
|-----------|--------------|---------------------------|
| ALK0060 | Seau de 1 kg | 12 seaux + cuillère de 5g |
| ALK0153 | Seau de 2 kg | 6 seaux + pelle doseuse |
| ALK0152 | Seau de 5 kg | 4 seaux + pelle doseuse |

ALKAZYME en doses hydrosolubles

- La dose hydrosoluble permet de diluer directement ALKAZYME avec son emballage évitant ainsi tout contact avec la peau et limitant le volume de déchets :

| référence | Emballage | Cartonnage |
|-----------|------------------|------------|
| ALK0175 | 100 doses de 5 g | 6 seaux |
| ALK0151 | 12 doses de 20 g | 42 sachets |
| ALK0149 | 25 doses de 25 g | 25 sachets |

▪ Annexe 6 : fiche technique du Impressiv® de chez Alkapharm

Impressiv

Détergent désinfectant des empreintes dentaires

Pour le nettoyage et la désinfection par pulvérisation.

Usage sur les empreintes dentaires, y compris les alginates, hydrocolloïdes et les élastomères synthétiques : silicones, polysulfures, polyéthers.

Formule hydroalcoolique à large spectre d'activité.

Activité rapide en seulement 5 minutes.

Séchage rapide pour éviter la déformation dimensionnelle des empreintes.

Désinfecte approximativement 200 empreintes.

Formulé sans aldéhydes ni phenols.

Instructions d'emploi

1. Rincer l'empreinte dentaire à l'eau du réseau afin de retirer toutes les souillures visibles (sang, salive...).
2. Egoutter l'empreinte
3. Pulvériser Impressiv directement sur l'empreinte de manière à bien couvrir toutes les surfaces.
4. Laisser sécher le produit.

Présentations commerciales
Pulvérisateur de 1L
Bidon de 5L



certifié ISO 9001/13485
Alkapharm
Cibler le risque infectieux

MADE IN FRANCE

CE 0459 1999



Impressiv

Détergent désinfectant des empreintes dentaires

Pour le nettoyage et la désinfection par pulvérisation.

Propriétés Microbiologiques

| | ESSAI | MICRO-ORGANISMES CIBLES | TEMPS DE CONTACT |
|--------------------------|----------|---|------------------|
| Bactéries | EN 13727 | <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Enterococcus hirae</i> | 1 min |
| | EN 14561 | <i>Pseudomonas aeruginosa</i> , <i>Staphylococcus aureus</i> , <i>Enterococcus hirae</i> , <i>Acinetobacter baumannii</i> | 5 min |
| Levure/Moisissure | EN 13624 | <i>Candida albicans</i> | 1 min |
| | EN 14562 | <i>Candida albicans</i> , <i>Aspergillus niger</i> | 5 min |
| Virus | EN 14476 | Influenza A/H1N1 | 10 sec |
| | EN 14476 | Norovirus, HIV-1 | 30 sec |
| | EN 14476 | Hépatite C, Herpes virus | 1 min |
| | EN 14476 | Hépatite B, Rotavirus, Adenovirus | 5 min |

Compatibilité

Alginates ; hydrocolloïdes ; élastomères synthétiques ; silicones, polysulfures, polyéthers.

Composition

Alkylamine en solution hydroalcoolique, tensioactif, parfum.

Caractéristiques

- Etat physique : liquide
- pH : 7,0
- Parfum : pamplemousse
- Couleur : incolore

Précautions

Avant toute utilisation, lire l'étiquette et les informations concernant le produit. DM Classe IIb.



Accédez aux informations produit.

CE 0459 10002



USAGE PROFESSIONNEL

ALKAPHARM
Parc Biotech, 102 Avenue Gaston Roussel,
93230 Romainville, France. WEB: www.alkapharm.fr
TEL: +33 (0)1 41 50 59 80 FAX: +33 (0)1 48 30 54 31

certifié
ISO 9001/13485
Alkapharm
Cibler le risque infectieux

PIIMPRESSIV010106-10

- Annexe 7 : fiche technique du Dentasept impression de chez DMD (société du groupe ANIOS)



DENTASEPT®

Impression

INDICATIONS

Dentasept® Impression est une poudre concentrée pour le nettoyage et la désinfection des empreintes dentaires. Les empreintes en alginate, silicone, polyéther et hydrocolloïdes peuvent être traitées en toute sécurité. La formulation innovante du Dentasept® Impression assure une parfaite tenue de la surface et de la dimension de l'empreinte traitée.

AVANTAGES DU PRODUIT

- ✓ Dilution très économique à 2%
- ✓ Temps de contact : 10 minutes
- ✓ Disponible en pot d'1kg – soit 50 litres de solution prête à l'emploi
- ✓ Libération d'oxygène actif après dilution
- ✓ Très large spectre d'activité microbiologique : Bactéricide, levuricide et virucide.
- ✓ Dispositif médical de classe IIb (Directive 93/42/CEE modifiée)

PROPRIÉTÉS MICROBIOLOGIQUES

Bactéricide : EN 1040, EN 13727, EN 14561
 Levuricide : EN 1275, EN 13624, EN 14562
 Actif sur : HIV-1, Herpès virus, PRV (virus modèle HBV) et BVDV (virus modèle HCV).

COMPOSITION QUALITATIVE

Poudre à base de bis(peroxymonosulfate)bis(sulfate) de pentapotassium, tensioactifs non ionique et anionique, agents séquestrant et acidifiant.

CONDITIONNEMENT

Pot de 1kg.

Unident SA, Anios International Dental Group - Rue François-Perréard 4 - CH 1225 Chêne-Bourg - Switzerland
 Tel: +41 22 839 79 00 - Fax: +41 22 839 79 10 - Email: info@unident.ch
 www.unident.ch

Laboratoires ANIOS - 002066 = DENTASEPT IMPRESSION
 FR - Date de mise à jour : 04-06-2012
 Page 3

Informations produit

MD 520 désinfection des empreintes



MD 520 description succincte

- Désinfection et nettoyage des empreintes, portes-empreintes, travaux de prothèse et des articulateurs résistants à la corrosion, etc., dans l'hygojet de Dürr Dental ainsi que pour la désinfection par immersion dans l'Hygojet et la boîte de désinfection de Dürr Dental.
- Une plus grande précision du moulage en plâtre grâce à une excellente efficacité de nettoyage.
- Utilisable pour les alginates, les silicones, les gommages polyéther, les hydrocolloïdes, les polysulfides et pour les travaux de prothèse.
- Pas de diminutions de la stabilité dimensionnelle ou de la compatibilité avec le plâtre.
- Large spectre d'action: bactéricide, tuberculocide, levuricide, action limitée aux virus (virus à enveloppe, p. ex. les virus de la vaccine, VHB, VHC, VIH, virus nus par ex. adénovirus, norovirus).
- Listes de la VAH.
- Particulièrement économique dans Hygojet.
4 x 2,5 litres permettent environ 1000 utilisations.

Propriétés

Le MD 520 du système d'hygiène Dürr Dental est une solution prête à l'emploi particulièrement efficace, exempt de formaldéhyde pour la désinfection et le nettoyage simultanés des empreintes dentaires, des porte-d'empreintes et des travaux de prothèse contaminés dans l'Hygojet de Dürr Dental. Le MD 520 convient aussi pour la désinfection par immersion dans l'Hygobox et la boîte de désinfection de Dürr Dental. Le MD 520 permet de désinfecter et de nettoyer efficacement les moulages en alginate, silicone, caoutchouc-polyéther, polysulfure et hydrocolloïde en conservant la stabilité dimensionnelle nécessaire et la compatibilité avec le plâtre. L'élimination du sang, de la salive etc. permet d'améliorer la précision du modèle en plâtre. Le MD 520 peut également être utilisé pour désinfecter les prothèses, bridges, couronnes, ainsi que les articulateurs résistants à la corrosion, etc.

Composition chimique

Le MD 520 est une combinaison d'aldéhydes, de composés d'ammonium quaternaires, d'agents tensioactifs spéciaux et d'additifs en solution aqueuse. 100 g de MD 520 contiennent: 0,5 g de glutardialdéhyde, 0,25 g de alkyle-benzyle-diméthyle-chlorure d'ammonium.

Activité microbiologique

Le MD 520 exerce une activité, bactéricide¹⁾, tuberculocide²⁾, levuricide¹⁾, virucide (virus à enveloppe, par ex. les virus de la vaccine, y inclus le VHB, VHC, VIH^{3),4)} et aux virus nus, par ex. adénovirus¹⁾, norovirus¹⁾, les poliovirus¹⁾. Listes de la VAH. Testé selon les directives des normes EN 13727, EN 13624, EN 14348, EN 14563, EN 14476.

Mode d'emploi

Le MD 520 s'utilise non dilué. Pour l'usage dans l'Hygojet, placer une valve sur la bouteille de 2,5 litres et l'installer à l'envers dans le dispositif prévu à cet effet. Respecter soigneusement le mode d'emploi. Six empreintes peuvent être désinfectées et nettoyées en une seule opération dans l'Hygojet. Rincer les six empreintes successivement à l'eau pendant 10 sec. (5 sec. par côté). Ensuite vaporiser le MD 520 de manière régulière sur les deux côtés de chaque empreinte et les déposer dans l'appareil. L'appareil indi-

Informations produit

MD 520 désinfection des empreintes

quera la fin de chaque processus de désinfection. Après la dernière désinfection, régler la minuterie sur la valeur maximale (= 10 min.). Après la sonnerie, rincer soigneusement à l'eau les empreintes désinfectées (10 sec., 5 sec. par côté) et les sécher éventuellement à l'air comprimé. Pour le traitement ultérieur des empreintes, se référer aux indications du fabricant (p. ex. placer les moulages en alginate dans l'hygrophore ; placer éventuellement les moulages en hydrocolloïde dans une solution de sulfate de potassium à 2 % et remplir de plâtre, etc.). Traiter les prothèses, etc., de la même façon. Puis, nettoyer les pièces particulièrement souillées dans l'appareil à ultrasons. Pour la désinfection et nettoyage par immersion, les empreintes etc. sont accrochées dans le logement correspondant du boîtier de désinfection (2 au max.) ou déposées dans l'Hygobox (6 au max.): Le durée d'action nécessaire est de 5 min. seulement. Puis, rincer à l'eau les pièces désinfectées et les sécher éventuellement à l'air comprimé.

Comportement écologique

La solution prête à l'emploi de MD 520 est écologiquement neutre car tous les principes actifs sont biodégradables après une dilution appropriée dans les eaux usées. L'emballage composé de polyéthylène et peut donc être recyclé soit en matière première soit comme source énergétique. Pour le recyclage, rincer la bouteille avec de l'eau.

Propriétés physiques

Aspect: solution jaune transparente
Densité: $D = 0,99 \pm 0,02 \text{ g/cm}^3$ (20 °C)
pH: $4,3 \pm 0,5$

Durée de conservation

3 ans
Le temps de conservation pour la désinfection par immersion est d'une semaine au maximum ou pour 50 empreintes, 20 empreintes dans le boîtier de désinfection, en fonction du degré de salissure.

Conditionnement

Bidon de 10 litres
Bouteille de 2,5 litres

Dürr Dental AG
Höpfigheimer Str. 17
74321 Bietigheim-Bissingen
Germany
www.duerrdental.com
info@duerr.de

| Indication | Durée |
|---|---------|
| Désinfection des empreintes dans l'Hygojet | 10 min. |
| Désinfection par immersion dans l'Hygojet et l'Hygobox | 5 min. |
| Bactéries ¹⁾ et levures ²⁾ | 30 Sec. |
| Bactéries tuberculeuses ²⁾ | 5 min. |
| Virus de la vaccine, y inclus le VHB, VHC et VIH ^{3),4)} | 30 Sec. |
| Adénovirus ¹⁾ | 2 min. |
| Norovirus ¹⁾ | 1 min. |
| Poliovirus ¹⁾ | 5 min. |

¹⁾ Examen en présence d'une charge organique élevée.

²⁾ Test de suspension quantitative, EN 14348/EN 14563 : 100 %/15 minutes.

³⁾ Examen avec et sans charge organique.

⁴⁾ Conformément aux recommandations du RKI (Institut Robert Koch, Allemagne) [Bulletin fédéral de santé 47, 62-66, 2004].

Conservation

Stocker la préparation à 5 °C et au maximum à température ambiante.

Accessoires

Hygojet, Hygobox, boîtier de désinfection

Remarques

Des expertises scientifiques ont démontré qu'en respectant les consignes lors du processus du MD 520 dans l'Hygojet et lors de l'immersion dans la boîte de désinfection Hygobox, la stabilité dimensionnelle et la compatibilité avec le plâtre sont conservées. Par mesure de sécurité, nous recommandons aux utilisateurs d'effectuer leur propre essai selon leurs besoins spécifiques. La bouteille entamée doit être utilisée dans les 3 mois.

Dangers

Le FD 322 est classé et étiqueté selon le règlement CLP: voir l'étiquette et la fiche de données de sécurité.

Expertises indépendantes - examens propres

Les rapports d'expertise sont disponibles sur demande.

CE 0297



- Annexe 9 : fiche technique du Unident® de chez impre



Concentré liquide spécialement conçu pour la désinfection et le nettoyage des empreintes dentaires, des porte-empreintes, des appareils dentaires, des prothèses, etc.

Caractéristiques principales

- Dilution : 10%
- Temps de contact : 15 minutes
- Convient pour les empreintes en alginate, silicone, polyéther gommé, polysulphure et hydrocolloïdes
- Utilisation sûre - la stabilité dimensionnelle des empreintes est respectée
- Compatible avec une grande variété de matériaux
- Très large spectre d'activité
- Marqué CE conformément à la Directive 93/42/CE relative aux dispositifs médicaux



USF Healthcare S.A. | Rue François Perréard 4 | CH-1225 Chêne Bourg | Genève | Suisse
Tél + 41 22 839 79 00 | Fax + 41 22 839 79 10 | info@usfhc.com
www.usfhealthcare.com



Unident® Impre

Protocole d'utilisation

Avant utilisation

Porter des gants appropriés.



Diluer Unident® Impre dans un bac de trempage à 10% (100ml pour 1L d'eau).



Immerger les empreintes dans la solution pendant 15 minutes.



Rincer les empreintes de la solution et les rincer soigneusement à l'eau courante.

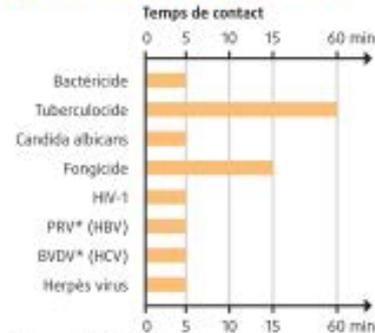


Les sécher immédiatement à l'aide d'un essuie-tout jetable.

Précautions

Dangereux : respecter les précautions d'emploi (établies conformément à la réglementation européenne en matière de classification et étiquetage des produits chimiques). Avant toute utilisation, lire attentivement l'étiquette et les informations relatives au produit. Conserver entre +5°C et +35°C. Usage professionnel uniquement. Dispositif médical de classe IIb (conformément à la directive 93/42/CEE modifiée, relative aux dispositifs médicaux).

Spectre d'activité



* PRV : Virus modèle de l'Hépatite B

* BVDV : Virus modèle de l'Hépatite C

Conforme aux normes européennes

Bactéricide : EN 1040, EN 13727, EN 14561

Tuberculocide : EN 14348 (60 mins), prEN 14563

Levuricide : EN 1275, EN 13624

Fongicide : EN 1275, EN 13624, EN 14562

Composition

100g d'Unident® Impre contiennent 2.75g de chlorure de N-alkyl-N-benzyl-N, N-diméthylammonium, 5g de glutaraldéhyde.

Données physiques

Couleur : Transparent

pH : 2.5 (concentré)

Conservation : Concentré 3 ans

Dilué 7 jours maximum*

Emballage : PEHD recyclable

*Selon le degré de salissure.

Conditionnement

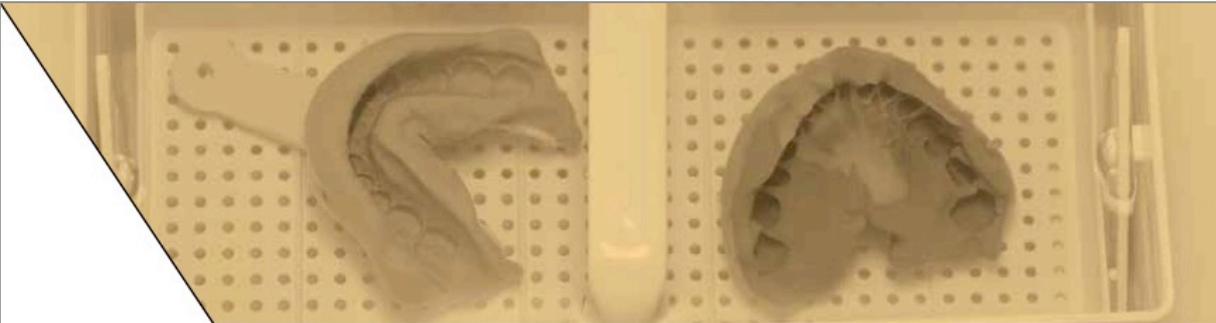
| 1kg | 1L | 2,5L | 5L |
|--------------------------|-------------------------------------|--------------------------|--------------------------|
| <input type="checkbox"/> | <input checked="" type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> | <input type="checkbox"/> |

Accessoires

Bac de trempage 3L (INTANK)



- Annexe 10 : fiche technique du Zeta 7 solution ® de chez Zhermack



○ Désinfection empreintes

zeta 7 solution

○ Parfum Citron



INDICATIONS

ZETA 7 SOLUTION est un désinfectant concentré sans aldéhydes à large spectre d'action, mis au point et testé selon les nouvelles normes sur la désinfection validées au niveau européen. **ZETA 7 SOLUTION** est indiqué pour la désinfection rapide de haut niveau d'empreintes en silicone, alginates, polyéthers et polysulfures. Il n'altère pas les empreintes, n'en modifie pas la forme ni les dimensions, il est compatible avec les plâtres.

SPECTRE D'ACTIVITÉ

Bactéricide: EN 13727 (*S. aureus*, *P. aeruginosa*, *E. hirae*)
Fongicide: EN 13624 (*C. albicans*)
Tuberculocide: EN 14348, EN 14563 (*M. terrae*)
Virucide, inclus HIV, HBV, HCV: EN 14476 (Poliovirus, Adenovirus, Parvovirus)

PRINCIPES ACTIFS

100 g de **ZETA 7 SOLUTION** contiennent

- 7.7 g de chlorure de diméthyl didécyl ammonium
- 15 g de phénoxyéthanol

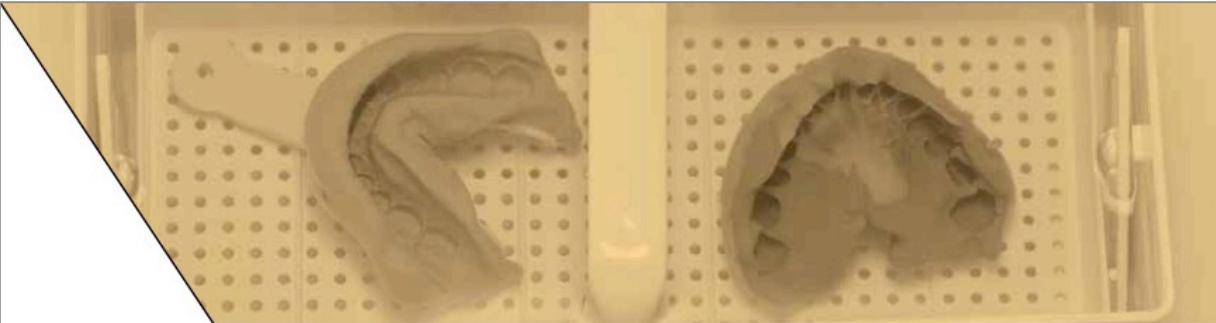
MODE D'EMPLOI

Dilution 1%: Après son retrait rincer l'empreinte à l'eau courante pendant 30 secondes. Immerger l'empreinte pendant 10 minutes dans la solution de **ZETA 7 SOLUTION** à 1%. À l'aide du réservoir gradué du flacon, doser 10 ml de **ZETA 7 SOLUTION** par litre d'eau. Retirer l'empreinte du bac et la rincer soigneusement. Avec 1 litre de **ZETA 7 SOLUTION** on obtient 100 litres de solution désinfectante.

CONSEILS

Il est recommandé de respecter le temps d'immersion conseillé. Remplacer la solution fréquemment, surtout en cas de forte contamination organique (sang, salive).

- Annexe 11 : fiche technique du Zeta 7 spray de chez Zhermack



○ Désinfection empreintes

zeta 7 spray

○ Parfum Citron




INDICATIONS

ZETA 7 SPRAY est un désinfectant sans aldéhydes, prêt à l'emploi à large spectre d'action, mis au point et testé selon les nouvelles normes sur la désinfection validées au niveau européen. **ZETA 7 SPRAY** est indiqué pour la désinfection rapide de haut niveau d'empreintes en silicone, alginates, polyéthers et polysulfures, en respectant les caractéristiques de stabilité dimensionnelle et de compatibilité avec les plâtres. L'action de **ZETA 7 SPRAY** améliore la coulée des plâtres sur la surface de l'empreinte, réduit la possible formation de bulles, rend plus fidèle la reproduction du détail.

SPECTRE D'ACTIVITÉ

Bactéricide: EN 13727 (*S. aureus*, *P. aeruginosa*, *E. hirae*)
Fongicide: EN 13624 (*C. albicans*)
Tuberculocide: EN 14348, EN 14563 (*M. terrae*)
Virucide, inclus HIV, HBV, HCV: EN 14476 (Poliovirus, Adenovirus, Parvovirus)

PRINCIPES ACTIFS

100 g de **ZETA 7 SPRAY** contiennent:

- 83 g d'éthanol
- 10 g de 2-propanol

MODE D'EMPLOI

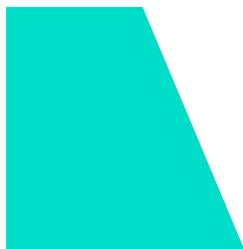
Après son retrait rincer l'empreinte sous l'eau courante pendant 30 secondes.
 Vaporiser **ZETA 7 SPRAY** uniformément sur la surface de l'empreinte. Laisser évaporer 3 minutes.

CONSEILS

Éviter tout contact de **ZETA 7 SPRAY** avec des matériels sensibles aux alcools.
 Vérifier la compatibilité de la surface avec l'alcool avant d'appliquer le produit.

Zhermack
CLINICAL 

- Annexe 12 : fiche technique du Septol empreintes ® de chez Pierre Roland Actéon



Septol™ Empreintes

Désinfectant pour empreintes, liquide concentré

SEPTOL™ Empreintes est un désinfectant concentré sans aldéhyde à spectre complet, mis au point et testé selon les nouvelles normes harmonisées européennes sur la désinfection.

SEPTOL™ Empreintes est indiqué pour la désinfection rapide de haut niveau d'empreintes en silicone (par addition et condensation), alginates, polyéthers et polysulfures : les empreintes resteront inchangées, en maintenant les caractéristiques de stabilité dimensionnelle et de compatibilité avec les plâtres.

COMPOSITION :

100 g de SEPTOL™ Empreintes contiennent 7,7 g de chlorure de diméthyl didécyl ammonium, 15 g de phénoxyéthanol, tensioactifs non ioniques, additifs, excipients, eau q.s. à 100 g.

SPECTRE D'ACTIVITE :

Bactéricide, fongicide (test sur *Candida albicans*), tuberculocide, virucide. Activité en suspension déterminée selon les normes EN 13727, EN 13624, EN 14348. Activité de surface testée selon la norme EN 14563. Activité virucide testée selon la norme EN 14476.

| Activité | Norme | Souches testées | Temps de contact/méthode |
|---------------|----------|--|-----------------------------|
| Bactéricide | EN 13727 | <i>p. aeruginosa</i> , <i>e. hirae</i> , <i>s.aureus</i> | 1 min/suspension |
| Fongicide | EN 13624 | <i>c. albicans</i> | 1 min/suspension |
| Tuberculocide | EN 14348 | <i>m. terrae</i> | 1 min/suspension |
| | EN 14563 | <i>m. terrae</i> | 2 min 30 s / surface |
| Virucide | EN 14476 | Parvovirus bovine, poliovirus type 1 , adenovirus type 5 | 10 min/conditions de saleté |

Nota : le produit étant conforme à la norme EN 14476, une activité virucide sur HIV1, Hépatite B et Hépatite C est attendue.

UTILISATION :

Tout de suite après la prise d'empreinte, rincer l'empreinte sous l'eau courante pendant 30 secondes. Immerger l'empreinte pendant 10 minutes dans la solution de SEPTOL™ Empreintes à 1 % (utiliser le réservoir gradué du flacon pour doser 10 ml de SEPTOL™ Empreintes par litre d'eau). Sortir l'empreinte du bac et la rincer soigneusement. Il est recommandé de respecter le temps d'immersion conseillé. Remplacer la solution fréquemment, surtout en cas de forte contamination organique (sang, salive).

Doc Q RD 125/07
10 Septembre 2015

▪ Annexe 13 : protocole de décontamination et traitement des empreintes

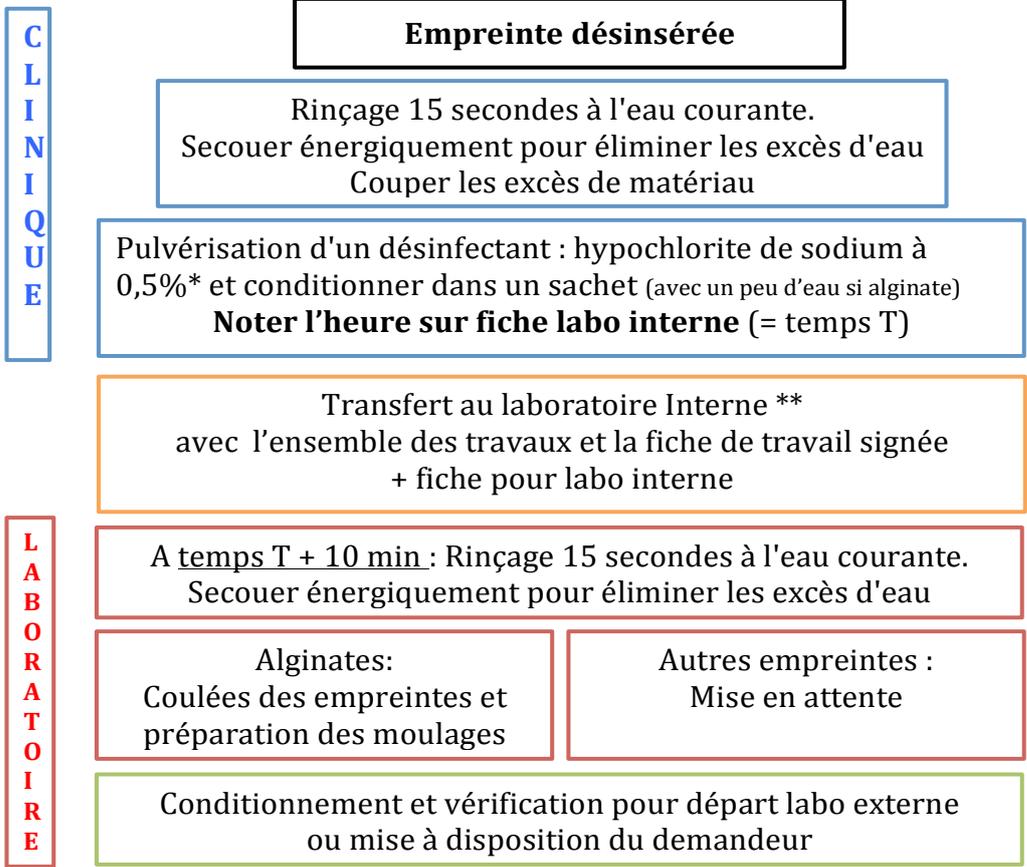


CENTRE HOSPITALIER REGIONAL UNIVERSITAIRE
SERVICE D ODONTOLOGIE

Protocole de décontamination et traitement des empreintes

Recommandations générales :

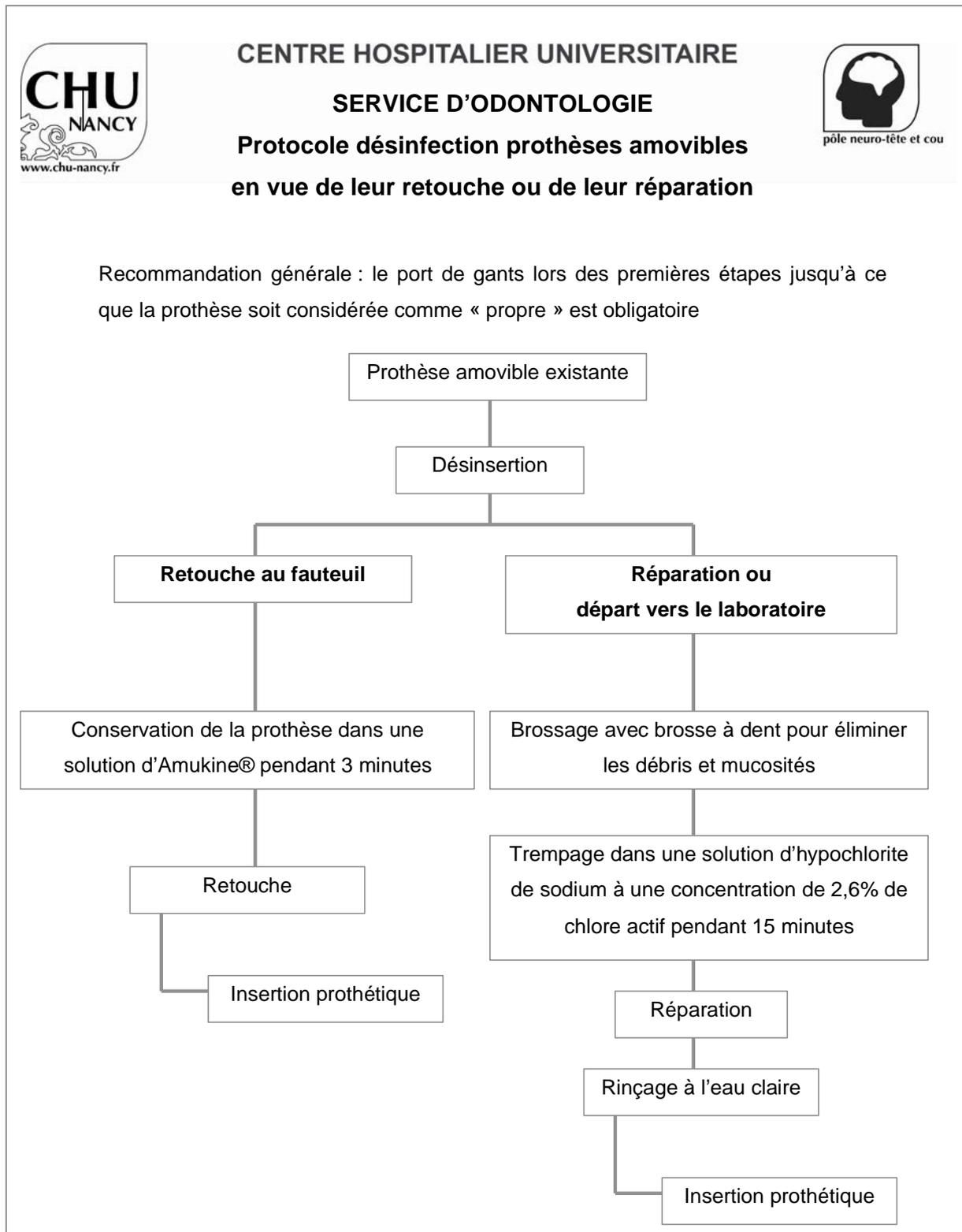
- le port de gants, masque et lunettes lors des premières étapes jusqu'à ce que la prothèse soit considérée comme « propre » est obligatoire
- Conformément aux principes qui président au traitement des dispositifs médicaux non stérilisables, la désinfection doit être réalisée au sein du service avant le conditionnement de l'empreinte et son expédition vers le laboratoire. Une traçabilité de ce traitement devra être assurée et doit faire l'objet d'une procédure écrite.
- Lors de la pulvérisation, être vigilant sur le fait que toutes les surfaces de l'empreinte doivent être traitées



****Les empreintes d'études sont à décontaminer et à couler directement par le praticien (conditionnement en hygrophore et rinçage à T + 10 min)**

* : ce biocide a un large spectre désinfectant (Gram + et Gram -), sporicide, fongicide et virucide. La solution à 0,5% est préparée à partir d'une solution d'eau de javel à 2,6% que l'on dilue à raison de 200 mL d'eau de Javel pour 1 litre d'eau

- Annexe 14 : protocole de désinfection des prothèses amovibles en vue de leur retouche ou de leur réparation



Prothèse amovible en cours de réalisation (PEI, cires, châssis)

Rinçage à l'eau froide pendant 15 secondes sur toutes les

Dès le retrait de la bouche : rinçage à l'eau froide + détergent
désinfectant ?

- Annexe 15 : procédure d'utilisation de l'hypochlorite de sodium au CHRU

PROCEDURE D'UTILISATION DE L'HYPOCHLORITE DE SODIUM (eau de javel)

- Tous les matins

Préparer dans un flacon de 1 litre : un berlingot de javel à 9,6° + compléter avec de l'eau froide du robinet = solution à 2,4 ° chlorométrique.

Noter la date sur le flacon.

Mettre des gants pour manipuler le matériel qui va dans la javel.

Mettre des lunettes : protection des projections.

Trempage du matériel = 10 minutes. Rinçage : 20 secondes sous l'eau coulante (froide)

Le flacon doit être jeté tous les soirs.

- Pour les prothèses dentaires en réparation :

Donner une brosse à dent et un tube de dentifrice au patient pour nettoyer proprement sa prothèse.

L'eau de javel décontamine du matériel propre. **Ne faire tremper que des prothèses propres.**

Faire tremper la prothèse, avant tout travail, dans la solution d'hypochlorite

Vous trouverez dans le laboratoire :

- Des berlingots d'eau de javel
- Des flacons de 1 litre vides
- Des gants
- Des lunettes
- Du dentifrice et des brosses pour les patients.

Si du matériel manque, demandez aux AS.

Table des matières

| | |
|---|----|
| 1. DONNÉES ACTUELLES | 16 |
| 1.1. Matériaux d'empreinte | 16 |
| 1.1.1. Classification par nature..... | 16 |
| 1.1.1.1. Matériaux inélastiques..... | 16 |
| ❖ Plâtre | 17 |
| ❖ Substances thermoplastiques : les cires | 17 |
| ❖ Oxyde de zinc eugénol | 18 |
| 1.1.1.2. Matériaux élastiques..... | 18 |
| ❖ Hydrocolloïdes | 18 |
| ❖ Elastomères..... | 20 |
| 1.1.2. Hydrophilie des matériaux..... | 22 |
| 1.2. Contamination croisée et risque infectieux lors de la réalisation d'empreintes en odontologie..... | 24 |
| 1.2.1. Notion de contamination croisée et de risque infectieux lors de la réalisation d'empreintes en odontologie | 24 |
| 1.2.2. Connaissances du personnel..... | 26 |
| 1.2.3. Mesures prises contre le risque infectieux | 27 |
| 1.2.4. Sondage auprès des prothésistes lorrains..... | 29 |
| 1.3. Désinfection des empreintes | 32 |
| 1.3.1. Terminologie en hygiène : définitions et application aux empreintes dentaires | 32 |
| 1.3.1.1. Contamination | 32 |
| 1.3.1.2. Grandes étapes de la chaîne de stérilisation des dispositifs médicaux souillés selon le CCLIN Sud Est (2011) et le Ministère de la santé 2001) | 32 |
| 1.3.1.3. Pré-désinfection..... | 33 |
| 1.3.1.4. Nettoyage | 33 |
| 1.3.1.5. Stérilisation | 33 |
| 1.3.1.1. Désinfection et désinfectant | 34 |
| 1.3.1.2. Antisepsie et antiseptique..... | 34 |
| 1.3.1.3. Application de ces notions aux empreintes dentaires | 34 |

| | |
|--|----|
| 1.3.2. Qui doit réaliser la désinfection des empreintes : prothésiste ou dentiste ? | 35 |
| 1.3.3. Problématiques inhérentes à la désinfection des empreintes..... | 36 |
| 1.3.3.1. Rappel des micro-organismes buccaux | 36 |
| 1.3.3.2. Efficacité antimicrobienne..... | 37 |
| ❖ Nettoyage des débris organiques | 37 |
| ❖ Type et niveau de contamination : | 37 |
| ❖ Délai de traitement (présence de biofilms) | 39 |
| ❖ Procédure de désinfection (nature et concentration du produit désinfectant, temps d'exposition, technique utilisée) : | 39 |
| ❖ Nature physique de l'objet désinfecté, | 40 |
| 1.3.3.3. Variations dimensionnelles engendrées par la désinfection..... | 40 |
| 1.3.3.4. Risque en cas de double traitement | 41 |
| ❖ Impact sur les variations dimensionnelles | 42 |
| ❖ Incompatibilité chimique | 42 |
| 1.4. Recommandations officielles concernant la désinfection des empreintes.... | 43 |
| 1.4.1. Recommandations françaises d'après la direction générale de la santé (2006) et la commission des dispositifs médicaux de l'association dentaire française (2011)..... | 43 |
| 1.4.2. Recommandations étrangères | 44 |
| 1.4.3. Enseignement en formation initiale des prothésistes dentaires | 45 |
| 1.5. Techniques de désinfection | 48 |
| 1.5.1. Rinçage à l'eau du robinet des empreintes dentaires | 48 |
| 1.5.2. Pulvérisation avec produit désinfectant (ou vaporisation)..... | 49 |
| 1.5.3. Immersion dans un produit désinfectant | 49 |
| 1.5.4. Méthode intermédiaire | 50 |
| 1.5.5. Bain de bouche et détartrage préalables à la prise d'empreinte selon DASGUPTA et al. (2013)..... | 51 |
| 1.5.6. Ajout d'antimicrobiens au mélange avant prise du matériau d'empreinte.. | 52 |
| 1.5.7. Autoclave | 53 |
| 1.5.8. Micro-onde | 54 |
| 1.5.9. Chambre UV | 55 |

| | | |
|---------|--|----|
| 1.5.10. | Nanotechnologies | 56 |
| 1.5.11. | Conclusion concernant les techniques de désinfection | 56 |
| 1.6. | Molécules actives dans les produits désinfectants | 58 |
| 1.6.1. | Familles de désinfectants en odontologie et mode d'action..... | 58 |
| 1.6.2. | Normes..... | 59 |
| 1.6.3. | Désinfectants chlorés d'après BONNARD et al. (2006), RUTALA et al. (2008), HELFER (2010), et BONNARD et al. (2011)..... | 59 |
| 1.6.4. | Désinfectants iodés d'après CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) et CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIUM (2017) | 60 |
| 1.6.5. | Ammonium quaternaires selon le CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) ou CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIUM (2017) | 61 |
| 1.6.6. | Complexes phénoliques selon le CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) | 62 |
| 1.6.7. | Oxydant : peroxyde d'hydrogène selon CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) | 62 |
| 1.6.8. | Aldéhydes selon le CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) et HELFER (2010) | 63 |
| 1.6.9. | Alcools selon SILVA et SALVADOR (2004) et (RUTALA et al. 2008b) . | 64 |
| 1.6.10. | Biguanides (chlorhexidine) selon CCLIN Paris-Nord et Institut Biomédical des cordeliers (2000) et CHIDAMBARANATHAN et BALASUBRAMANIUM (2017) | 64 |
| 1.6.11. | Conclusion concernant les produits désinfectants | 65 |
| 1.7. | Revue de littérature des procédures conseillées en fonction des matériaux à empreinte les plus courants | 67 |
| 1.7.1. | Alginates | 67 |
| 1.7.2. | Silicones par addition | 71 |
| 1.7.3. | Polysulfures..... | 73 |
| 1.7.4. | Polyéthers | 73 |
| 1.7.5. | Oxyde de zinc eugénol..... | 75 |
| 1.7.6. | Matériaux thermoplastiques : cires | 75 |
| 1.7.7. | Plâtre..... | 76 |
| 1.7.8. | Tableaux récapitulatif des résultats des différentes études | 77 |

| | |
|---|----|
| 2. ETUDE DE PRODUITS COMMERCIAUX ET MISE EN PLACE DE PROTOCOLE AU CHRU DE NANCY | 80 |
| 2.1. Etude de produits désinfectants commerciaux | 80 |
| 2.1.1. Critères d'étude des dossiers..... | 80 |
| 2.1.1.1. Destination du produit..... | 80 |
| 2.1.1.2. Composition chimique | 81 |
| 2.1.1.3. Présentation | 81 |
| 2.1.1.4. Protocole d'utilisation..... | 81 |
| 2.1.1.5. Dossier technique..... | 81 |
| 2.1.1.6. Respect des normes..... | 81 |
| ❖ Qu'est-ce qu'une norme d'après Prodybase (2016) | 81 |
| ❖ Normes et produits de désinfection des empreintes..... | 82 |
| 2.1.1.7. Coût..... | 83 |
| 2.1.2. Etude des produits | 83 |
| 2.1.2.1. Liste des produits étudiés..... | 83 |
| 2.1.2.2. Etude selon les critères cités précédemment..... | 84 |
| 2.1.3. Conclusion de sous-partie..... | 94 |
| 2.2. Protocole au sein du service d'Odontologie du CHRU de Nancy..... | 95 |

CAIONE Mariette – Désinfection des empreintes : étude au CHRU de Nancy
Nancy 2017 : 135 pages ; 7 figures ; 21 tableaux
Th. : Chir.-Dent. : Nancy 2017

Mots-clefs :

- désinfection
- empreintes
- hygiène
- procédures d'utilisation

Résumé :

Ce travail propose une revue de littérature concernant la désinfection des empreintes : il existe une grande hétérogénéité dans les pratiques et les connaissances. De plus, il existe assez peu d'études récentes, et les études disponibles sont de faible niveau de preuve. Les données actuellement disponibles permettent de déterminer plusieurs étapes, communes à tous les matériaux, qui seraient intéressantes à réaliser : détartrage et bain de bouche préalables, et rinçages (dès le retrait de la bouche puis post désinfection). Par ailleurs, la communication entre le laboratoire et le cabinet est primordiale. Une étude de produits commerciaux est également réalisée afin de confronter les produits proposés sur le marché aux exigences auxquelles devrait répondre le produit idéal.

Il s'avère que les matériaux à empreinte hydrophobes seront plutôt décontaminés par immersion, assurant un niveau optimal de décontamination alors que la pulvérisation ou la méthode intermédiaire seront privilégiées pour les matériaux hydrophiles, plus sensibles aux déformations. Pour ce faire, deux produits seraient intéressants: l'hypochlorite de sodium (0,5%), et l'Impressiv® d'Alkapharm.

Un protocole a été mis en place au CHRU de Nancy : après rinçage, l'hypochlorite de sodium est pulvérisé sur l'empreinte qui est ensuite placée sous sachet étanche durant 10 minutes avant un rinçage final.

Membres du jury :

| | | |
|-------------------------|------------------------------|-----------------------------------|
| Pr J-M.MARTRETTE | Professeur des Universités | Président |
| <u>Dr C. CLEMENT</u> | <u>Maître de Conférences</u> | <u>Juge et directeur de thèse</u> |
| <u>Dr A-S. VAILLANT</u> | <u>Maître de Conférences</u> | <u>Juge et directeur de thèse</u> |
| Jérôme FORIN | PPH hygiéniste EOHH | Juge et membre invité |

Adresse de l'auteur :

Mariette CAIONE
8 rue lieutenant Schmit
54600 VILLERS-LES-NANCY

Jury : Président : J.M. MARTRETTE – Professeur des Universités
 Juges : C. CLEMENT – Maître de Conférences des Universités
 A.S. VAILLANT – Maître de Conférences des Universités
 J. FORIN – Préparateur en pharmacie Hospitalière

Thèse pour obtenir le diplôme D'Etat de Docteur en Chirurgie Dentaire

Présentée par: **Mademoiselle CAÏONE Mariette, Jacqueline, Gilberte**

né(e) à : **LAXOU (Meurthe et Moselle)**

le **8 septembre 1992**

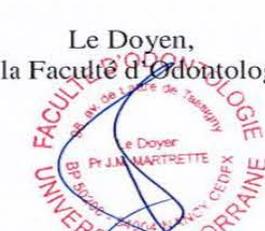
et ayant pour titre : « **Désinfection des empreintes : étude au CHRU de Nancy** ».

Le Président du jury



J.M. MARTRETTE

Le Doyen,
de la Faculté d'Odontologie



J.M. MARTRETTE

Autorise à soutenir et imprimer la thèse **10092**

NANCY, le **30 OCT. 2017**

Le Président de l'Université de Lorraine



P. MUTZENHARDT