

UNIVERSITE DE NANTES
UNITE DE FORMATION ET DE RECHERCHE D'ODONTOLOGIE

Année 2003

Thèse n°

**LA DESINFECTION DES EMPREINTES :
DONNEES ACTUELLES**

THESE POUR LE DIPLOME D'ETAT DE
DOCTEUR EN CHIRURGIE DENTAIRE

Présentée et soutenue publiquement par

BOISTIER François

Né le 27/12/1976

le 26 mai 2003 devant le jury ci-dessous

Président : Monsieur le Professeur L. HAMEL, *co-directeur*

Assesseur : Monsieur le Professeur A. DANIEL

Assesseur : Monsieur le Docteur G. AMADOR DEL VALLE

Assesseur : Monsieur le Docteur F. BODIC, *co-directeur*

PLAN

INTRODUCTION.....	1
I. GENERALITES.....	3
I.1 LA PREVENTION DU RISQUE INFECTIEUX.....	3
<i>I.1.1 Le risque de transmission en pratique quotidienne.....</i>	<i>3</i>
I.1.1.1 Les différentes maladies transmissibles.....	3
I.1.1.2 Les vecteurs de transmission.....	4
I.1.1.3 Les infections croisées.....	4
<i>I.1.2 Les pratiques observées de la désinfection des empreintes</i>	<i>5</i>
I.1.2.1 Le non-savoir des praticiens.....	5
I.1.2.2 Les centres de soins hospitalo-universitaires.....	6
<i>I.1.3 Les règles d'hygiène et d'asepsie à appliquer.....</i>	<i>7</i>
I.1.3.1 Au niveau général.....	7
<i>I.1.3.1.1 Le patient.....</i>	<i>7</i>
<i>I.1.3.1.2 Le praticien.....</i>	<i>8</i>
I.1.3.2 Pour les soins prothétiques et la prise d'empreinte.....	8
I.1.3.3 Patient « à haut risque » et patient « classique ».....	10

I.2 MICROBIOLOGIE.....	11
<i>I.2.1 La cavité buccale</i>	<i>11</i>
I.2.1.1 Les bactéries.....	11
I.2.1.1.1 <i>La flore commensale</i>	<i>11</i>
I.2.1.1.2 <i>Les germes communautaires</i>	<i>12</i>
I.2.1.1.3 <i>La flore nosocomiale.....</i>	<i>12</i>
I.2.1.1.4 <i>Les bactéries des IST.....</i>	<i>13</i>
I.2.1.1.5 <i>Mycobacterium tuberculosis (Le bacille de Koch)</i>	<i>13</i>
I.2.1.2 Les virus.....	14
I.2.1.2.1 <i>Les virus de l'Herpès</i>	<i>14</i>
I.2.1.2.2 <i>Les virus de l'hépatite.....</i>	<i>15</i>
I.2.1.2.3 <i>Le virus de l'immunodéficience humaine (VIH)</i>	<i>15</i>
I.2.1.2.4 <i>Les autres virus</i>	<i>16</i>
I.2.1.3 Les champignons.....	16
I.2.1.4 Les parasites.....	16
I.2.1.5 Le prion	17
I.2.2 L'eau.....	18
I.2.3 Les empreintes.....	19
I.2.3.1 Avant la prise d'empreinte.....	19
I.2.3.2 Après la prise d'empreinte.....	19
I.2.3.2.1 <i>Micro-organismes en présence</i>	19
I.2.3.2.2 <i>Effets des empreintes sur les micro-organismes.....</i>	20
I.3 LES MATERIAUX A EMPREINTES.....	22
I.3.1 <i>Les hydrocolloïdes</i>	<i>22</i>
I.3.1.1 Les hydrocolloïdes réversibles.....	22
I.3.1.1.1 <i>Les propriétés.....</i>	<i>23</i>
I.3.1.1.2 <i>Le traitement de l'empreinte.....</i>	<i>23</i>

I.3.1.2 Les hydrocolloïdes irréversibles	23
I.3.1.2.1 <i>Les propriétés</i>	24
I.3.1.2.2 <i>Les utilisations</i>	24
I.3.1.2.3 <i>Le traitement de l’empreinte</i>	25
I.3.2 <i>Les élastomères</i>	25
I.3.2.1 Les polysulfures (ou thio-caoutchoucs)	25
I.3.2.1.1 <i>Les propriétés</i>	25
I.3.2.1.2 <i>Les utilisations</i>	26
I.3.2.2 Les polyéthers	26
I.3.2.2.1 <i>Les propriétés</i>	26
I.3.2.2.2 <i>Les utilisations</i>	26
I.3.2.3 Les silicones	27
I.3.2.3.1 <i>Les silicones par condensation ou silicones C</i>	27
I.3.2.3.2 <i>Les silicones par addition ou silicones A</i>	27
I.3.3 <i>La pâte à l’oxyde de zinc-eugénol</i>	28
I.3.4 <i>Les empreintes au plâtre</i>	28
I.3.5 <i>Les cires d’occlusion et la pâte de Kerr</i>	29
II. LA DESINFECTION DES EMPREINTES.....	30
II.1 DEFINITIONS	30
II.1.1 <i>La décontamination (ou pré-désinfection)</i>	30
II.1.2 <i>La désinfection</i>	30
II.1.3 <i>L’antisepsie</i>	30
II.1.4 <i>La stérilisation</i>	31

II.2 LE DESINFECTANT.....	32
<i>II.2.1 Les facteurs de choix.....</i>	32
II.2.1.1 L'universalité.....	32
II.2.1.2 La simplicité	32
II.2.1.3 L'efficacité.....	32
II.2.1.4 La rapidité	33
II.2.1.5 Les effets néfastes.....	34
II.2.1.6 La toxicité	34
II.2.1.7 Le coût	34
<i>II.2.2 Les conditions d'efficacité</i>	35
II.2.2.1 L'application.....	35
II.2.2.2 La stabilité	35
II.2.2.3 La neutralisation	35
II.2.2.4 La concentration	35
II.2.2.5 Le pH	36
II.3 LES DIFFERENTS PRODUITS	37
<i>II.3.1 Les aldéhydes</i>	37
II.3.1.1 Les dérivés	37
II.3.1.2 Les formes	37
II.3.1.3 Les propriétés.....	38
II.3.1.4 Les utilisations	38
II.3.1.5 La toxicité	39
<i>II.3.1.5.1 Effets irritants sensoriels et troubles pulmonaires</i>	39
<i>II.3.1.5.2 Les effets cutanés</i>	40
<i>II.3.2 Les ammoniums quaternaires</i>	41
II.3.2.1 Les formes	41
II.3.2.2 Les propriétés.....	41
II.3.2.3 Les utilisations	41
II.3.2.4 La toxicité	42

<i>II.3.3 La chlorhexidine</i>	42
II.3.3.1 Les formes	42
II.3.3.2 Les propriétés.....	42
II.3.3.3 Les utilisations	43
II.3.3.4 La toxicité	43
 <i>II.3.4 Les alcools</i>	 44
II.3.4.1 Les formes	44
II.3.4.2 Les propriétés.....	44
II.3.4.3 Les utilisations	45
II.3.4.4 La toxicité	45
 <i>II.3.5 Les produits iodés</i>	 45
II.3.5.1 Les formes	45
II.3.5.2 Les propriétés.....	46
II.3.5.3 Les utilisations	46
II.3.5.4 La toxicité	47
 <i>II.3.6 Les dérivés phénoliques</i>	 47
II.3.6.1 Les formes	47
II.3.6.2 Les propriétés.....	48
II.3.6.3 Les utilisations	48
II.3.6.4 La toxicité	48
 <i>II.3.7 Les composés chlorés</i>	 49
II.3.7.1 Les formes	49
II.3.7.2 Les propriétés.....	49
II.3.7.3 Les utilisations	50
II.3.7.4 La toxicité	50
 <i>II.3.8 Autres produits</i>	 51
 <i>II.3.9 Tableau récapitulatif</i>	 52

II.4 LES PROTOCOLES DE DESINFECTION DES EMPREINTES	53
<i>II.4.1 Un protocole commun.....</i>	53
II.4.1.1 Le bain de bouche.....	53
II.4.1.2 Le rinçage de l’empreinte	53
II.4.1.3 Le second rinçage de l’empreinte	54
<i>II.4.2 Différentes techniques de désinfection.....</i>	54
II.4.2.1 La pulvérisation	55
II.4.2.1.1 Avantages.....	55
II.4.2.1.2 Inconvénients	55
II.4.2.2 Les vapeurs chimiques.....	56
II.4.2.2.1 Avantages.....	56
II.4.2.2.2 Inconvénient.....	56
II.4.2.3 L’immersion	56
II.4.2.3.1 Avantages.....	57
II.4.2.3.2 Inconvénients	57
II.4.2.4 Les produits à empreinte « auto-désinfectants ».....	57
II.4.2.4.1 Avantages.....	58
II.4.2.4.2 Inconvénients	58
<i>II.4.3 Autres protocoles de désinfection</i>	58
II.4.3.1 Le traitement automatisé.....	58
II.4.3.2 Les ultra-violets	59
II.4.3.3 La désinfection des modèles en plâtre	60
III. LES EFFETS DE LA DESINFECTION	62
III.1 SUR LA MOUILLABILITE	63
<i>III.1.1 Définition.....</i>	63
<i>III.1.2 L’utilisation d’un surfactant.....</i>	63

III.2 SUR LA STABILITE DIMENSIONNELLE ET LA PRECISION DE SURFACE : ETUDES MICROSCOPIQUES	66
<i>III.2.1 Pour les alginates</i>	<i>66</i>
<i>III.2.2 Pour les élastomères.....</i>	<i>68</i>
III.3 LES AUTRES FACTEURS INFLUENÇANT.....	71
<i>III.3.1 La concentration et la durée d'utilisation du désinfectant</i>	<i>71</i>
III.3.1.1 Pour les alginates.....	71
III.3.1.2 Pour les silicones	73
<i>III.3.2 Le pH de la solution désinfectante.....</i>	<i>74</i>
<i>III.3.3 La température et le temps de stockage.....</i>	<i>74</i>
IV. PROTOCOLE CONSEILLE.....	76
IV.1 POUR LES EMPREINTES.....	76
<i>IV.1.1 Les hydrocolloïdes</i>	<i>77</i>
IV.1.1.1 Les hydrocolloïdes réversibles	77
IV.1.1.2 Les hydro-alginates	77
IV.1.1.3 Les hydrocolloïdes irréversibles ou alginates	78
<i>IV.1.2 Les élastomères.....</i>	<i>80</i>
IV.1.2.1 Les polysulfures	80
IV.1.2.2 Les polyéthers	80
IV.1.2.3 Les silicones	82
<i>IV.1.2.3.1 Les silicones par condensation.....</i>	<i>82</i>
<i>IV.1.2.3.2 Les silicones par addition.....</i>	<i>83</i>
<i>IV.1.3 La pâte à l'oxyde de zinc-eugénol</i>	<i>83</i>

IV.2 LES CIRES D'OCCLUSION ET LA PATE DE KERR.....	84
<i>IV.2.1 Les cires d'occlusion.....</i>	<i>84</i>
<i>IV.2.2 La pâte de Kerr</i>	<i>84</i>
IV.3 POUR LES MODELES EN PLATRE	85
IV.4 POUR LES OBJETS EN RELATION AVEC LE LABORATOIRE..	86
<i>IV.4.1 Les résines.....</i>	<i>86</i>
<i>IV.4.2 Les alliages</i>	<i>86</i>
<i>IV.4.3 Les céramiques.....</i>	<i>87</i>
IV.5 TABLEAU RECAPITULATIF.....	88
CONCLUSION.....	92
REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES.....	94

INTRODUCTION

La cavité buccale est un écosystème abritant de nombreux germes. Ce milieu septique peut être ainsi porteur de bactéries, de virus, de champignons ou de parasites responsables de pathologies variées. Les vecteurs les plus importants de transmission infectieuse sont la salive et le sang. On retrouve environ 10^8 bactéries par millilitre de salive. Des particules virales de l'hépatite B, de l'Herpès peuvent être présentes dans la

Dans la pratique quotidienne, le chirurgien-dentiste est amené à réaliser des reconstitutions prothétiques pour rétablir les fonctions buccales. Ces soins spécifiques nécessitent la prise d'empreintes des arcades dentaires. Tout objet qui entre en contact avec le milieu buccal se trouve contaminé par des micro-organismes et doit être désinfecté. Les empreintes, porteuses de nombreux germes, doivent donc être traitées selon un protocole spécifique pour éviter une transmission infectieuse au personnel soignant ainsi qu'à celui du laboratoire de prothèse dentaire. Si les règles d'asepsie sont unanimement reconnues par la profession, principalement pour les actes chirurgicaux, il n'en est pas toujours de même en pratique pour la désinfection des empreintes. Le personnel de laboratoire est exposé au même titre que le chirurgien-dentiste et ses aides. De plus, des infections croisées peuvent avoir lieu entre les empreintes ou les modèles en plâtre de patients porteurs de pathologies contagieuses avec ceux de patients « sains ».

En odontologie, il existe différents produits chimiques susceptibles d'être utilisés comme désinfectants pour les empreintes. Malheureusement, il n'y a pas de consensus au niveau de la profession appliquant une ligne de conduite simple et efficace pour la désinfection des empreintes. Les industriels proposent pourtant de nombreuses solutions, mais souvent commercialisées pour un matériau à empreinte spécifique et dont le protocole d'utilisation ne fait pas l'approbation de tous les auteurs : le choix est

difficile. De plus, certains produits présentent un risque toxique important pour le personnel les utilisant.

Le produit désinfectant idéal n'existe pas. L'objectif de cette étude sera de montrer les qualités principales que doit posséder un produit désinfectant et de proposer un protocole simple et efficace de désinfection avec peu d'effets néfastes sur les empreintes et un risque toxique minime pour le personnel.

I. GENERALITES

I.1 La prévention du risque infectieux

I.1.1 Le risque de transmission en pratique quotidienne (50, 57)

Chaque jour, le chirurgien-dentiste et son équipe soignante sont en contact avec un grand nombre de personnes et de surfaces. La pratique dentaire est principalement centrée sur la cavité buccale. La bouche est un milieu *septique* et certains soins dentaires sont source de saignements. Lorsqu'ils viennent au cabinet dentaire, les patients sont donc susceptibles de s'exposer ou d'exposer le personnel soignant à un *risque infectieux*. Depuis quelques années, la meilleure connaissance des virus et l'augmentation du nombre de patients immunodéprimés obligent le praticien à être de plus en plus vigilant quant à l'évaluation des risques encourus par le patient, son équipe soignante et lui-même.

I.1.1.1 Les différentes maladies transmissibles

Il existe un grand nombre de maladies susceptibles d'être transmises lors des soins dentaires. Ce sont les *virus* qui représentent actuellement, le risque infectieux le plus important de la profession dentaire. Les patients peuvent être *porteurs chroniques* d'un virus avec ou sans signes cliniques et libérer ainsi des particules virales pendant des mois ou des années. Les pathologies les plus retrouvées sont celles du virus de **l'hépatite B chronique**, de **l'hépatite C**, de **l'herpès simplex**, du cytomégalovirus, de l'Epstein-barr et du **VIH**. La réapparition récente de la **Tuberculose** et de ses nouvelles souches polyrésistantes est aussi à prendre en compte. Le *risque bactérien* dépend surtout de l'état immunitaire du patient qui peut permettre le développement de **bactéries pathogènes**. On peut aussi noter l'existence de **parasites** et d'**infections à**

champignons dans la cavité buccale. Enfin, *les agents transmissibles non conventionnels* ou **prions** qui seraient responsables de *maladies infectieuses du système nerveux central*, sont à inscrire sur cette liste.

I.1.1.2 Les vecteurs de transmission (14, 57)

Les principaux vecteurs sont la **salive** et le **sang** qui peuvent être porteurs de nombreux micro-organismes. La contamination se fait, en premier, dans la cavité buccale par l'intermédiaire des **instruments** en contact avec les fluides buccaux. Les **empreintes** *dentaires*, porteuses de nombreux germes, ont aussi un fort potentiel de transmission infectieuse. De même, la contamination peut se faire par l'intermédiaire des **gants**, des **vêtements**, des **meubles** ou de **tout objet** ayant été en *contact avec des germes*. L'utilisation d'instruments rotatifs produit un **nuage ou aérosol septique** dans un périmètre pouvant atteindre plus de *deux mètres* autour du fauteuil. Cet aérosol qui permet la survie des micro-organismes (humidité, température), transporte ces derniers partout dans la pièce. Les particules septiques se déposent alors sur les murs, les meubles, le plan de travail, les instruments, les vêtements... La contamination peut aussi se faire par l'intermédiaire de **l'eau** de l'unit dentaire qui est relié au service de distribution publique. Enfin, **l'air du milieu ambiant** porteur de nombreux germes est un vecteur de transmission.

I.1.1.3 Les infections croisées

Ces infections se transmettent selon différents modes (aéroportée, par contact avec le matériel...). Elles se caractérisent par un **échange microbien** du *patient vers le personnel soignant*, ou du *personnel soignant vers le patient*, ou encore du *patient vers un autre patient*. Les empreintes sont souvent à l'origine d'infections croisées qui peuvent avoir lieu au laboratoire de prothèse. Elles absorbent des micro-organismes ou des virus qui pourront vivre encore 5 heures après la prise d'empreinte (70), et jusqu'à 7 jours pour certaines bactéries orales (51). La transmission des germes se fait aussi des

empreintes vers les modèles en plâtre. C'est ainsi que l'on retrouve des modèles en plâtre, de retour du laboratoire, contaminés par les germes d'un autre patient. Ceci est dû au *manque de rigueur* dans le protocole de désinfection et la manipulation des empreintes au départ du cabinet dentaire jusqu'au laboratoire de prothèse dentaire. C'est ainsi que certaines organisations de santé comme la *BDA* (British Dental Association) et la *ADA* (American Dental Association) ont écrit et diffusé des *conseils de prévention* à appliquer pour éviter les contaminations croisées (3,16,18). Les *directives 93/42/EEC de l'assemblée de l'union européenne du 14 juin 1993* concernant les normes médicales parlent aussi de la désinfection des empreintes dentaires (18).

I.1.2 Les pratiques observées de la désinfection des empreintes

En ce début du 21^{ème} siècle, si les règles d'asepsie sont reconnues par toute la profession dentaire (en particulier dans le secteur chirurgical), le risque de contamination à partir d'une empreinte est *encore négligé*. On sait que les chirurgiens dentistes ont une plus forte prévalence d'infection à *l'hépatite B* que la population en général (73), mais des études montrent que le personnel de laboratoire présente un taux de portage de l'hépatite B plus élevé que le personnel dentaire (71). Malgré ce grave problème de santé publique, on remarque que les empreintes ne sont pas systématiquement désinfectées, en particulier par *méconnaissance* du problème ou par crainte de nuire *aux qualités de l'enregistrement*. En 1994, environ 93% des praticiens et 32% des prothésistes installés dans les Alpes Maritimes négligeaient ce geste (51).

I.1.2.1 Le non-savoir des praticiens

Le *rinçage sous l'eau* est un temps essentiel à réaliser en premier sur l'empreinte dès son retrait de la cavité buccale. Celui-ci la débarrasse des mucosités, de la plaque bactérienne et des débris salivaires et sanguins visibles. Une enquête menée en Angleterre dans les laboratoires de prothèses montrait il y a encore quelques temps, que **25,8 %** des empreintes réalisées par les praticiens du secteur privé étaient adressées *souillées de sang, de plaque bactérienne, d'aliments ou d'autres débris*. Une autre étude

parue en 1995 (54), semblait montrer que **49 % des praticiens français** adressaient leurs *empreintes non rincées*.

Cette même étude (54) montrait que **92,96 % des praticiens français**, sans doute mal informés, avaient une attitude incorrecte en ce qui concerne la *désinfection des empreintes*. A la même époque, les résultats n'étaient apparemment pas plus satisfaisants pour les praticiens anglais (13).

I.1.2.2 Les centres de soins hospitalo-universitaires (51)

En 1998, une enquête épidémiologique réalisée sur les 16 facultés de chirurgie dentaires françaises (départements d'odontologie pédiatrique, de prothèses et d'orthopédie dento-faciale) montrait que **4,26 % de ces services** semblaient ne pas rincer pas les empreintes. Une étude comparable (13) menée en 1996 dans les 15 centres dentaires hospitaliers anglais a démontré que les empreintes étaient systématiquement rincées ; *8 ans plus tôt*, **45 %** de ces mêmes centres anglais négligeaient ce geste.

En ce qui concerne la *désinfection des empreintes*, il semble que seulement 48,93 % des départements interrogés en 1998 ont adopté une attitude correcte, puisqu'ils ne se limitaient pas uniquement à désinfecter les empreintes sales ou souillées de sang ou qui avaient été réalisées chez un patient à risque. Par contre, à la même période on remarque qu'au niveau des 15 hôpitaux dentaires anglais, la proportion de départements qui ne systématisaient pas la désinfection des empreintes est passée en une dizaine d'années de 62,5 % à 13,33 % (13).

I.1.3 Les règles d'hygiène et d'asepsie à appliquer

I.1.3.1 Au niveau général (3, 57, 91)

Les règles générales d'hygiène et d'asepsie s'appliquent principalement au patient et au personnel soignant.

I.1.3.1.1 Le patient (57, 91)

Une première étape consiste à faire remplir au patient un **questionnaire de santé** très précis. Ceci ayant pour but de connaître tous ses antécédents de santé (*pathologiques, chirurgicaux, médicamenteux, allergiques...*) et son mode de vie. Le praticien peut insister sur la connaissance d'éventuelles contaminations (*antécédents d'hépatites, VIH*) et sur la mise à jour des *vaccinations*.

Il est important que le patient soit « *protégé* » pendant les soins. Cela consiste à lui mettre en place un **champ opératoire** jetable et imperméable aux liquides autour du cou, de façon à recouvrir largement les vêtements. Le praticien peut fournir au patient des **lunettes de protection** stoppant les projections lors de l'utilisation des instruments rotatifs.

Avant de commencer tout soin, il est demandé au patient de faire un **bain de bouche antiseptique** (*chlorhexidine 0,12 %*) pendant *1 minute*. Cette étape préopératoire permet de réduire considérablement le taux de bactéries contenues dans la salive. La rémanence du produit permet de réduire le nombre de germes par 10^4 pendant 1 à 2 heures (50, 91).

Enfin, il faut signaler que les règles d'hygiène et d'asepsie vis à vis du patient varient selon les soins réalisés (*soins dentaires généraux, endodontie, prothèse, chirurgie buccale...*).

1.1.3.1.2 *Le praticien*

Il doit mettre une **tenue spécifique**, adaptée aux soins, le protégeant des agressions de types *biologiques, physiques et chimiques*. Ainsi, le praticien portera un pantalon, une tunique ou une casaque chirurgicale et des chaussures facilement lavables réservées uniquement aux soins (il en est de même pour les aides dentaires).

Les cheveux, source de contamination, doivent être courts ou maintenus attachés en arrière des épaules, ou protégés sous un **calot**. Des **lunettes** ou un **écran de protection** du visage sont indispensables. Le port d'un **masque** est obligatoire. Ce dernier, jetable, doit être remplacé au maximum toutes les 2 heures. Les **gants**, à usage unique, peuvent être stériles ou non selon le type de soins effectués. Le praticien doit avoir les ongles courts, il ne doit pas porter de bijoux ou de montre. Ses manches ne doivent pas être longues. Le **lavage des mains** (chirurgical ou non) est obligatoire entre chaque patient et effectué avec du *savon antiseptique*.

Les vaccinations du praticien ainsi que du personnel soignant doivent être à jour (ex : hépatite B).

Tout le *matériel* utilisé pour effectuer les soins doit être à usage unique, ou bien doit suivre un cycle normal de **stérilisation**. Ceci a pour but d'éviter la *transmission de micro-organismes* entre patients (*infections croisées*) ou vers le personnel soignant.

1.1.3.2 Pour les soins prothétiques et la prise d'empreinte (25)

La notion d'asepsie ne doit pas être réservée uniquement à la chirurgie comme on le voit trop souvent. Un certain nombre d'actes prothétiques sont sanglants (préparation coronaire périphérique, élongation coronaire...) et présentent un risque de transmission infectieuse.

Le jour de la prise d'empreinte, l'asepsie passe par l'**organisation du plan de travail** afin de réduire les manipulations et les déplacements du praticien. Le plateau d'examen peut être complété par le matériel nécessaire à la prise de l'empreinte et sa désinfection ; on trouve par exemple des porte-empreintes stériles, du produit à empreinte, un bol et une spatule, un cordonnet rétracteur, du produit de désinfection...

Si le patient possède déjà un élément prothétique amovible ou provisoire qui doit être enlevé de la cavité buccale pendant les soins, il devra être *nettoyé et désinfecté* avant sa remise en place à la fin de la séance.

Le produit contenu dans les **bacs de décontamination** des empreintes doit être changé quotidiennement. Après désinfection, les empreintes sont mises sous **sachets de stockage** qui sont à usage unique.

La communication avec le laboratoire de prothèse doit se faire par **fiches** rigoureusement remplies. Le mode de désinfection est à préciser dessus pour renseigner le prothésiste. Tous les **objets** ayant été en contact avec du sang ou de la salive sont *potentiellement contaminés* : il convient, idéalement, de tous les désinfecter avant de les envoyer au laboratoire. La boîte réservée à l'envoi des empreintes doit aussi être désinfectée si elle n'est pas à usage unique.

De même, les travaux effectués par le laboratoire (éléments prothétiques, maquettes d'occlusion...) doivent être **désinfectés avant l'essayage** en bouche. Si le laboratoire applique déjà un protocole de désinfection, cela doit être notifié sur la fiche de communication.

Il est important de noter que l'utilisation répétée de la même poudre (exemple : pierre ponce) pour le **polissage** d'éléments prothétiques au laboratoire ou au cabinet dentaire peut conduire à des infections croisées. Des micro-organismes se développant dans les parties poreuses de certaines prothèses peuvent être dénichés et se fixer sur les disques ou les particules de poudre pendant le polissage. La présence d'humidité et d'une température appropriée dans les bacs de polissage est propice au développement

des germes. Il faut donc employer des *doses uniques et stériles de poudre*, ainsi que des *instruments stériles* pour le polissage et ne pas oublier de désinfecter les bacs après usage.

I.1.3.3 Patient « à haut risque » et patient « classique »

Dans le cadre de la désinfection des empreintes, nous considérons chaque patient comme *potentiellement à « haut risque »*, car aucun praticien ne peut être parfaitement sûr de l'état de santé de ses patients. Les empreintes reçoivent toutes le même traitement, quelque soit le patient d'origine. De plus, ceci *simplifie* le protocole de désinfection.

I.2 Microbiologie

Cette partie présente une liste non exhaustive des micro-organismes retrouvés dans des milieux comme la *cavité buccale*, l'*eau* et les *empreintes*.

I.2.1 La cavité buccale (14, 50, 57, 66)

Le milieu buccal se caractérise par la *complexité de son écosystème*. On y trouve une grande variété d'organismes microscopiques pouvant être à l'origine de transmissions infectieuses ou d'infections croisées lors de soins bucco-dentaires. La salive peut contenir 10^8 bactéries par millilitre.

I.2.1.1 Les bactéries (50, 57)

I.2.1.1.1 La flore commensale

Elle est définie en très grande majorité par la présence de *bactéries anaérobies strictes ou facultatives* et change peu, qualitativement, chez le sujet « sain ». On y trouve des **cocci gram-positif** (ex : *Streptococcus mutans*), des **cocci gram-négatif** (ex : *Neisseria sicca*) et des **bacilles gram-positif** (ex : *Actinomyces israeli*). Les autres germes qui sont principalement *micro-aérophiles stricts* appartiennent surtout aux familles *Campylobacter* et spirochètes.

Ces bactéries entretiennent des relations stables avec l'hôte sans conséquence pathologique : c'est une flore compatible avec *l'état de santé bucco-dentaire*.

Lors d'un déséquilibre de l'écosystème, les bactéries de la flore commensale peuvent devenir pathogènes et responsables de manifestations infectieuses à distance

(exemple : endocardite infectieuse) : on les nomme alors *bactéries pathogènes opportunistes* .

1.2.1.1.2 *Les germes communitaires*

Ce sont des bactéries de « passage » dans la cavité buccale qui ont pour origine une autre partie du corps. Elles peuvent rester plus ou moins longtemps dans la bouche.

Exemples :

- une origine respiratoire : *Haemophilus influenzae*
- une origine cutanée : staphylocoques

Cette flore «oro-rhino-pharyngée et pulmonaire » accidentelle est réputée à 85 % pathogène (14). Ces germes transmissibles peuvent être à l'origine de nombreuses infections comme les otites, les sinusites et les rhino-pharyngites.

1.2.1.1.3 *La flore nosocomiale*

Il s'agit le plus souvent de **bactéries à gram-négatif** retrouvées dans le rhinopharynx de patients hospitalisés et possédant des défenses immunitaires diminuées. Ces patients peuvent ainsi constituer un réservoir d'infections buccales transmissibles au cabinet dentaire. On retrouve des espèces bactériennes comme les *Pseudomonas* et les *Enterobacter*.

1.2.1.1.4 Les bactéries des IST

Les agents des IST (infections sexuellement transmissibles) peuvent aussi transiter par la bouche .

Exemples :

- le tréponème de la syphilis « *Treponema pallidum* »

La Syphilis est une maladie rare qui se présente sous différents aspects au niveau buccal selon son stade d'évolution. Dans la *phase primaire*, la maladie se caractérise par l'apparition de plaies ulcéreuses (chancre), contagieuses quand elles entrent en contact avec une blessure ouverte. Dans sa *phase secondaire*, on observe notamment des papules fendues aux extrémités de la bouche, des lésions cutanées grisâtres sur la langue, la voûte du palais et les amygdales, une éruption généralisée de type morbillieux, des lésions cutanées suintantes et la perte de cheveux. Dans sa *phase tertiaire*, des nodules se forment sur la langue ou au palais.

1.2.1.1.5 *Mycobacterium tuberculosis* (Le bacille de Koch)

La tuberculose n'a fait que régresser dans les pays industrialisés de 1946 à 1985. Depuis, parallèlement à la montée du SIDA et suite à l'apparition de « *souches polyrésistantes* », la tendance s'est inversée. Il est intéressant de voir que *Mycobacterium tuberculosis* est relativement résistant aux désinfectants.

I.2.1.2 Les virus (57)

Parasites cellulaires, les virus varient en taille et sont beaucoup plus petits que les bactéries. Ils présentent un risque de plus en plus important de transmission pathologique depuis une vingtaine d'années. Il en existe plusieurs familles.

I.2.1.2.1 Les virus de l'Herpès

Transmis par la salive, le sang, les sécrétions respiratoires et le sperme, ces virus persistent à vie dans l'organisme après la « primo-infection ». Ils restent alors sous forme latente invisible ou réapparaissent de façon récurrente à intervalles réguliers.

Il en existe différents types :

- Herpès simplex type 1 et 2 (*HSV1 et HSV2*)
- le virus de la varicelle et du zona (*VZV*)
- le virus d'Epstein-Barr (*EBV*) : la Mononucléose Infectieuse.
- le cytomégalovirus (*CMV*) : il est pathogène chez les patients immunodéprimés.
- Herpès type 6, 7 et 8

Le risque de transmission buccale a lieu surtout pendant les périodes récurrentes où les symptômes viraux apparaissent : *les vésicules labiales* de l'*HSV* (« bouton de fièvre »). Il est aussi très important de signaler que l'Herpès cornéen peut entraîner la cécité.

1.2.1.2.2 *Les virus de l'hépatite*

On connaît actuellement 6 virus de l'hépatite (A, B, C, D, E, F, G), mais leur dénombrement n'est pas terminé. La transmission virale se fait par la salive, le sang et les sécrétions sexuelles. Apparemment, seuls les virus B, C, D provoqueraient des hépatites chroniques. Ce sont les plus préoccupants en odontologie.

Depuis le décret du 14 février 1967 (réactualisé en 1983), l'hépatite **B** est déclarée maladie professionnelle en ce qui concerne les professions médicales et paramédicales. Sa transmission peut se faire du patient au praticien, mais aussi du praticien à son patient. Elle est considérée comme maladie contagieuse à déclaration obligatoire depuis le 6 février 1973. En 1997, le nombre de patients porteurs chroniques du virus atteint environ 300.000 personnes en France. Le premier vaccin contre l'hépatite B (Heptavax-B®) a été commercialisé en 1982. A l'heure actuelle, cette vaccination est fortement recommandée par l'article L 10 du code de santé publique pour le personnel de santé.

En 1997, le réseau national de santé publique annonçait 500.000 à 650.000 personnes séropositives au virus de l'hépatite **C (VHC)**. La fréquence du portage chronique du *VHC* chez les chirurgiens-dentistes est actuellement mal évaluée.

Le virus de l'hépatite **D (VHD)** a une transmission qui est possible chez les malades déjà porteur du virus de l'hépatite B, ce dernier aidant au développement du *VHD*.

Remarque : on observe un passage à la chronicité dans 10 % des cas pour le *VHB* et jusqu'à 80 % des cas pour le *VHC*.

1.2.1.2.3 *Le virus de l'immunodéficience humaine (VIH)*

C'est un *rétrovirus* qui est sous forme épidémique depuis les années 80. Sa transmission se fait par le sang, le sperme ou lors des rapports sexuels. Il détruit les

cellules de défense du système immunitaire appelées **lymphocytes T4 (CD4)** favorisant ainsi le développement d'infections opportunistes.

Le risque de transmission au personnel soignant lors d'une blessure avec un instrument contaminé est évalué à 0,03 % (11).

I.2.1.2.4 Les autres virus

Il existe d'autres virus transmissibles, comme le *poliovirus* ou celui des oreillons ou de la *rubéole* qui sont redoutables et qui peuvent entraîner des complications invalidantes.

I.2.1.3 Les champignons (57)

Les champignons sont des microorganismes dépourvus de chlorophylle. Les levures et les moisissures en sont deux types communs. Les levures appartiennent le plus souvent à l'espèce « *Candida* » comme *Candida albicans* et se manifestent, lors de la maladie, par des candidoses buccales (le muguet). L'infection la plus commune causée par les moisissures est la *dermatomycose*.

Les champignons apparaissent fréquemment chez certaines catégories de patients comme les enfants, le sujet âgé, le patient immunodéprimé ou les malades sous traitement (des antibiotiques au long court, des corticoïdes ou des immunosuppresseurs.)

I.2.1.4 Les parasites (57)

Des parasites peuvent se retrouver dans la bouche, mais dans les pays occidentaux ils ne représentent pas une grande source de pathologies. On peut signaler *Pneumocystis carinii* qui est transmissible chez les patients immunodéprimés.

I.2.1.5 Le prion (57)

Le prion ou « Agent transmissible non conventionnel » (ATNC), qui est rendu responsable de la « maladie de la vache folle », provoquerait une dégénérescence du système nerveux central humain. Il serait aussi à l'origine de la maladie de *Creutzfeld-Jacob ou Encéphalite spongiforme*. Ainsi en 1995, l'OMS (Organisation Mondiale de la Santé) a mis en place une classification du risque d'*infectiosité* par le prion selon les organes. Il existe 4 catégories d'infectiosité (haute, moyenne, faible, non détectable). La salive et les glandes salivaires sont dans la 4^{ème} catégorie, c'est à dire *non détectable*. Le prion semble être un agent peu transmissible en dentisterie, mais dans le doute et dans le souci d'appliquer de probables *normes d'hygiène et d'asepsie* à venir, le chirurgien-dentiste doit l'inclure dans la liste des agents pathogènes à éliminer.

L'OMS retient actuellement 3 procédures d'inactivation du prion (aucune ne donnant une garantie absolue) :

- L'*autoclave* 134 à 138°C pendant 18 minutes
- La *soude* à une concentration de 40g/l pendant 1 heure 20 minutes
- L'*hypochlorite* à 2 % pendant 1 heure et à 20°C

La dernière procédure (l'hypochlorite) est la seule qui semble applicable aux empreintes. Ces dernières ne peuvent supporter le stress chimique et physique trop important des deux autres protocoles.

I.2.2 L'eau (14)

Elle peut être une source de *contamination microbienne* lors des soins dentaires. En effet, l'eau de consommation est exempte de germes pathogènes à la sortie de l'usine de traitement puis se charge progressivement de micro-organismes durant son trajet dans les canalisations. De nombreuses études ont montré que l'eau du robinet et celle des conduits de l'unit dentaire pouvait être contaminée par des germes hôtes des réseaux de distribution. Le **niveau de contamination de l'eau des units dentaires** peut être jusqu'à **10 fois supérieur**, quantitativement, à celui de *l'eau du robinet* : ceci est lié à la nature de la surface des tuyaux en polyéthylène de l'unit dentaire, à la stagnation de l'eau et à la température de l'eau comprise entre 21 et 38°C. Lors de prélèvement bactérien, on note par exemple la présence de *Legionella pneumophila*, d'*Acanthamoeba*, de *Pseudomonas*, d'*Escherichia Coli*, de *Streptococcus sp.*, de *Staphylococcus spp.*, de *Nocardia* et de *Klebsiella pneumoniae*. Cette présence de germes intéresse donc le serveur d'eau du gobelet rince-bouche, la seringue air/eau et le circuit de refroidissement des instruments rotatifs ou à ultrasons : une contamination infectieuse peut ainsi avoir lieu au *niveau buccal* et par la suite se transmettre lors de la *prise d'empreinte*.

De plus, l'eau est un des constituants essentiels des empreintes à l'alginate ; il faut donc être très vigilant quant à son origine et sur son éventuelle contamination. Il est donc déconseillé d'utiliser l'eau de l'unit dentaire pour la préparation des hydrocolloïdes irréversibles.

De même, l'eau utilisée dans un premier temps pour le rinçage de l'empreinte ne doit pas être contaminée ; certains proposent l'utilisation d'**eau stérile** (24) ou **savonneuse** (78).

I.2.3 Les empreintes

Les empreintes sont porteuses d'un grand nombre de micro-organismes et sont source de transmissions infectieuses.

I.2.3.1 Avant la prise d'empreinte

Une étude a été menée par **RICE** et ses collaborateurs en 1991 (67) pour prouver l'existence d'une *contamination bactérienne* sur les matériaux à empreintes (hydrocolloïdes irréversibles) et le fil de rétraction gingival à la sortie de l'usine de production. Les organismes identifiés dans les *hydrocolloïdes* de cette étude furent principalement des espèces de *Bacillus* (70 %) et des *Cocci gram-positif* (29%) ; ces espèces sont des bactéries de la flore orale commensale et possèdent un faible niveau de virulence. Une espèce de *streptocoque* du *groupe D* (*Enterococcus*) pouvant être à l'origine d'endocardites infectieuses fut aussi découvert lors de l'étude. Les auteurs concluent qu'il existe un **risque potentiel** d'initiation de maladie infectieuse si l'on utilise des matériaux à empreintes contaminés chez les *patients immunodéprimés*.

I.2.3.2 Après la prise d'empreinte

I.2.3.2.1 *Micro-organismes en présence*

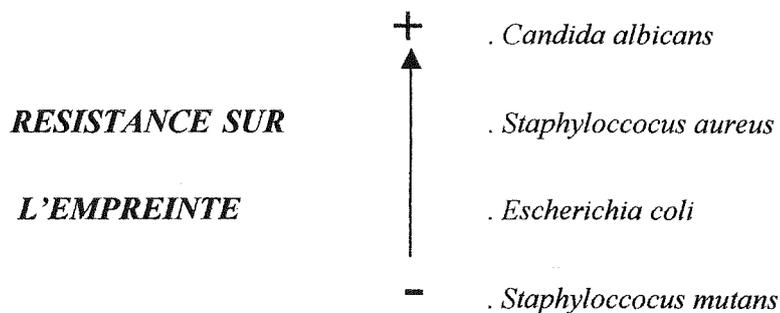
En 1990, une étude (63) menée par **POWELL** et ses collaborateurs sur quatre laboratoires de prothèses américains de différentes régions montra que 67 % des objets venant des cabinets dentaires (empreintes, cires d'occlusion) étaient contaminés par des bactéries de pathogénicité variable. On retrouva ainsi plusieurs espèces de *streptocoques alpha-hémolytiques*, de *staphylocoques*, de *Bacillus*, de *Pseudomonas*, mais aussi des *Enterobacter cloacae*, des *Escherichia coli*, des *Mycobacterium tuberculosis*, des *Klebsiella oxytoca*, des *Mycoplasma* et des *Chlamydiae*.

1.2.3.2.2 Effets des empreintes sur les micro-organismes

En 1991, une étude (70) menée par **SAMARANAYAKE** et ses collaborateurs sur les empreintes à élastomères et à hydrocolloïdes irréversibles est réalisée en 2 parties :

- La 1^{ère} partie a pour but de connaître *in vitro* la différence de durée de vie de trois bactéries sélectionnées (*Streptococcus mutans*, *Staphylococcus aureus*, *Escherichia coli*) et une levure (*Candida albicans*) après la prise d'empreinte.
- La 2^{ème} partie estime *in vivo* la quantité de flore orale transportée sur les empreintes de patients dentés et de patients édentés.

Les résultats de la 1^{ère} partie montrent que sur les 2 types de matériaux à empreinte on observe une résistance variable selon le micro-organisme :



L'expérience montre que les produits à empreinte testés possèdent des propriétés bactéricides intrinsèques, car sur une période de 5 heures le taux de colonies chute d'environ 80 %.

Les résultats de la 2^{ème} partie montrent que l'on retrouve plus de bactéries sur les empreintes des patients dentés que sur celles des patients édentés. Ceci est dû à l'existence de niches écologiques inter-dentaires qui n'existent pas chez les patients édentés présentant seulement des surfaces muqueuses. Le nombre de colonies bactériennes retrouvées sur les empreintes réalisées avec des alginates est trois à quatre fois supérieur à celui des empreintes aux élastomères. Les hydrocolloïdes irréversibles possèdent donc un *potentiel rétentif intrinsèque* supérieur à celui des élastomères, ce qui peut être expliqué par les irrégularités observées à leur surface. Les empreintes aux hydrocolloïdes doivent donc recevoir une attention particulière lors de leur désinfection.

En 1999, une autre étude (88) menée par *TUIT* et *COOGAN* tente de montrer les effets de différents *élastomères* du commerce sur la *croissance des micro-organismes*. Ainsi, les auteurs montrent *in vitro* que certains élastomères (*Express STD putty, Président putty, Jet light body, Low viscosity permagum...*) **stimulent la croissance** des *spores* en formation du *Bacillus subtilis*, alors que d'autres élastomères (*Impregum-F, Express light body*) **inhibent cette même croissance**. Les propriétés bactéricides et fongicides de l'*Impregum-F* seraient dues aux composants de sa base (*Lauryl imidazole et dibenzyl toluene*) ou de son catalyseur (*Fluoroborate de sulphonium et acide silicique*), mais cela n'est pas prouvé. L'effet inhibiteur de croissance est moins important avec l'*Express light body* mais il existe ; il serait dû à la présence d'*oxyde de chrome* et de *sels métalliques* dans la base de ce produit à empreinte. D'après les auteurs, ces effets inhibiteurs observés *in vitro* ne semblent pas être aussi efficaces *in vivo*.

I.3 Les matériaux à empreintes

I.3.1 Les hydrocolloïdes (7, 59)

Un colloïde est un système dans lequel des petites particules sont en suspension dans un fluide. Si ce fluide est de l'eau, on parle d'**hydrocolloïde**. Les hydrocolloïdes sont des polysaccharides extraits d'algues marines pouvant passer de l'état de **sol** à l'état de **gel**, permettant ainsi la prise d'empreinte. Une partie de l'eau des hydrocolloïdes est liée et l'autre reste libre, ce qui la rend dépendante de tout phénomène d'*évaporation* ou d'*imbibition* responsables de variations dimensionnelles. Cette réaction (**sol** → **gel**) peut se faire selon deux mécanismes différents permettant donc de distinguer les **hydrocolloïdes réversibles** et les **hydrocolloïdes irréversibles**.

I.3.1.1 Les hydrocolloïdes réversibles

Ils existent sous *trois viscosités différentes* (basse, moyenne, haute). A part l'eau, le constituant essentiel est la *gélouse* ou *agar-agar*, qui est un colloïde organique hydrophile extrait d'algue rouge. On retrouve également 0,3 % de *borax* qui augmente la résistance du gel et la viscosité du sol, mais il présente l'inconvénient de retarder la prise du plâtre. C'est pourquoi on y ajoute 2 % de *sulfate de potassium* qui accélère la prise du plâtre. Enfin, des charges diverses constituées de *terre de diatomées*, d'*argile*, de *silice* et de *cire* sont ajoutées pour régler la viscosité du sol et la résistance du gel. La réaction de **gélification** intervient par *abaissement* de température. Une augmentation ultérieure de la température entraîne une retransformation du **gel** en **sol** ; la préparation de la prise d'empreinte s'effectue donc par passage et maintien à différentes températures. On utilise pour cela *différents bacs* à températures constantes et *des porte-empreintes spécifiques* à circulation d'eau.

I.3.1.1.1 *Les propriétés*

Les hydrocolloïdes réversibles ont une température de gélification comprise entre 36 et 42°C. Ils sont caractérisés, comme pour les hydrocolloïdes irréversibles, par leur **hydrophilie** et leur **hydroscopie**. L'hydrophilie donne à ces matériaux un *pouvoir mouillant* très important leur permettant de s'étaler parfaitement sur les surfaces dentaires légèrement humides. Ceci leur donne une *grande précision*, mais les rend dépendant des phénomènes de **synérèse** (rétraction par évaporation de l'eau) et **d'imbibition** (gonflement par absorption d'eau), source de variations dimensionnelles de l'empreinte.

De plus, les empreintes obtenues sont *non compressives* et possèdent une *faible résistance aux contraintes*.

I.3.1.1.2 *Le traitement de l'empreinte*

Il est indispensable, après le rinçage et la désinfection, de secouer l'empreinte pour éliminer les excès d'eau. Il faut ensuite la mettre dans un sac plastique hermétique afin d'éviter l'évaporation des molécules d'eau. L'avantage principal des hydrocolloïdes réversibles est la possibilité d'utiliser de manière répétée le même matériau lourd.

I.3.1.2 Les hydrocolloïdes irréversibles

Ils sont aussi appelés « **alginates** ». La gélification se fait par une réaction chimique due à l'action du *sulfate de calcium* sur un *alginate de sodium* ou de *potassium* qui est **soluble**, donnant ainsi naissance à un *alginate de calcium* **insoluble**. On retrouve aussi des *charges* et des *fluorures* dans la composition. La classification s'effectue en fonction de leur précision de surface et de leur temps de prise.

Ainsi, il existe des alginates :

- de classe A (enregistrant des détails de 25 μ m)
- de classe B (enregistrant des détails de 50 μ m)
- de type I (temps de prise « rapide »)
- de type II (temps de prise « normal »)

1.3.1.2.1 Les propriétés

Contrairement aux hydrocolloïdes réversibles, les hydrocolloïdes irréversibles restent sous forme gélifiée de façon définitive. L'élévation de *température accélère leur prise*. Leurs propriétés **hygroscopiques** et **hydrophiles** sont les mêmes que celles des hydrocolloïdes réversibles.

1.3.1.2.2 Les utilisations

Les alginates de type I sont utilisés pour les empreintes *des arcades dentaires antagonistes* ou pour réaliser des *modèles d'étude*. Leur précision est d'environ 50 μ m (classe B).

Les alginates de type II peuvent être utilisés, quand ils sont de classe A (25 μ m de précision), pour les empreintes en *prothèse fixée*, laissant un temps plus long de travail au praticien. Pour éviter les formation de bulles et permettre une meilleure stabilité après la prise, ces alginates peuvent être spatulés sous vide d'air.

Remarque : il faut aussi noter l'existence « *d'hydro-alginates* » qui présentent certains avantages des hydrocolloïdes réversibles et des hydrocolloïdes irréversibles.

I.3.1.2.3 *Le traitement de l'empreinte*

C'est le même que pour les hydrocolloïdes réversibles. La désinfection se fait selon un protocole précis.

I.3.2 Les élastomères

Le nom **élastomère** vient de la contraction des mots « élastique » et « polymère ». Les élastomères font partie de la famille des caoutchoucs synthétiques. Ce sont des substances macro-moléculaires possédant des propriétés élastiques caractéristiques. Les trois familles utilisées en odontologie sont les **polysulfures**, les **polyéthers** et les **silicones**.

I.3.2.1 Les polysulfures (ou thio-caoutchoucs)

Ce sont des polymères de synthèse qui réticulent par *polycondensation*. Ces produits présentent trois types de viscosités (« heavy », « regular », « light »). On les utilise en réalisant un mélange « pâte/pâte ». Le *plastomère de base* contient 20 % de *charges* (TiO₂, CaSO₄, SiO₂ et ZnO). Le *catalyseur* qui entraîne la réticulation contient surtout du PbO₂, mais aussi des *liants organiques plastifiants* (huile de ricin, acide oléique) et du soufre. La réticulation se fait par la création de *ponts disulfures* ; cette réaction légèrement *exothermique* s'accompagne d'un *retrait volumique* du matériau.

I.3.2.1.1 *Les propriétés*

Ce sont des matériaux *hydrophobes* qui possèdent une *résistance faible aux contraintes*. Leur niveau *d'élasticité est élevé* et leur *stabilité dimensionnelle est acceptable*. Ils possèdent une *odeur assez désagréable* et un *temps de prise relativement long* (8 à 12 minutes).

I.3.2.1.2 Les utilisations

Ils peuvent être utilisés pour la prise d'empreinte en *prothèse adjointe partielle* (pour les châssis en métal) et pour les empreintes secondaires en *prothèse adjointe totale*. Ils sont très peu utilisés pour la réalisation d'empreintes en prothèse fixée à cause de leur goût et de leur odeur très désagréable, mais aussi pour leur temps de prise trop long.

I.3.2.2 Les polyéthers

Ces produits sont des polymères de synthèse qui réticulent par *polyaddition*. Ils se présentent sous *deux viscosités* ou peuvent être *monophases*. On les utilise en réalisant un mélange *pâte/pâte* contenant la base et l'activateur.

I.3.2.2.1 Les propriétés

Le **temps d'utilisation** (2 à 4 minutes) et de **prise** (4 à 6 minutes) des polyéthers est court. Ces produits *hydrophiles* sont sensibles à l'imbibition, il faut donc conserver les empreintes au sec dans une enceinte thermostable. Leur **dureté** après la prise est élevée, ce qui donne une *stabilité dimensionnelle excellente* à l'empreinte et une *faible déformation permanente* ; mais cela peut aussi conduire à une fracture du plâtre au niveau des contre-dépouilles, lors de la désinsertion du modèle.

I.3.2.2.2 Les utilisations

On peut utiliser ces produits en prothèse fixée, en implantologie et en prothèse adjointe partielle. Leur très bonne mouillabilité (hydrophiles) permet une grande facilité d'utilisation avec de très bons résultats. Ils ont cependant un coût encore élevé.

I.3.2.3 Les silicones

Ils se répartissent en *deux groupes* selon leur mode de polymérisation : les silicones de **première génération** ou **silicones C**, réticulant par réaction de *condensation* (base poly-diméthyl siloxane) et les silicones de **deuxième génération** ou **silicones A**, réticulant par réaction d'*addition* (base poly-divinyl siloxane). La composition des plastomères de base est la même pour les deux familles.

I.3.2.3.1 Les silicones par condensation ou silicones C

Ils présentent au minimum quatre viscosités (*putty, putty soft, regular, light*) en pots ou en tubes qu'il faut mélanger à un *catalyseur* (en général le même pour toutes les viscosités). Leur polymérisation libère un *composé résiduel volatil* qui peut entraîner des variations dimensionnelles de l'empreinte dans le temps. Ils sont compatibles avec tous les matériaux de moulage et leur temps de prise est rapide. On peut les utiliser pour *toutes techniques d'empreintes*. Par contre, ils sont *hydrophobes* et possèdent une moins bonne stabilité dimensionnelle que les silicones par additions.

Les silicones C sont principalement utilisés pour la prise d'empreinte en prothèse conjointe.

I.3.2.3.2 Les silicones par addition ou silicones A

Ils peuvent présenter cinq viscosités (*putty, putty soft, regular, light, super light*), sous forme de pots, de tubes, de seringues et même de doubles cartouches pour pistolet mélangeur. Ils présentent les mêmes avantages que les silicones par condensation, avec en plus une grande stabilité dimensionnelle et une grande résistance à la déformation permanente. De plus, la génération dite « hydrophile » possède une *hydrocompatibilité* du matériau par ajout d'un *surfactant* à la composition du plastomère et donc une meilleure mouillabilité, mais ces élastomères sont très sensibles aux chocs thermiques.

Les silicones A ont les mêmes utilisations que les silicones C, mais ils ont un coût plus élevé. Les silicones A peuvent aussi être utilisés en implantologie.

I.3.3 La pâte à l'oxyde de zinc-eugéno

Ce matériau *inélastique* existe sous plusieurs types de viscosités. Il présente une *bonne résistance à la compression* et une *précision dimensionnelle intéressante* (moins de 0,1 % de contraction thermique par passage de 37°C à 20°C). Son caractère *hydrophile* lui confère une *bonne mouillabilité* et une *compatibilité avec* les différents *plâtres à modèles*. Par contre elle possède une *faible résistance à la traction* et sa *prise est assez lente*. La pâte à l'oxyde de zinc est souvent utilisée pour la prise d'empreintes secondaires en **prothèse adjointe complète** car les arcades édentées ne présentent pas ou très peu de contre-dépouilles. L'utilisation d'*hypochlorite de sodium* pour la désinfection de ces empreintes est à *proscrire* car elle entraîne trop de déformations.

I.3.4 Les empreintes au plâtre

Le plâtre est un matériau *inélastique* utilisé, en général, pour la coulée des modèles, mais il peut aussi servir pour la prise d'*empreinte primaire* en **prothèse adjointe totale**, permettant ainsi d'assurer l'*enregistrement mucostatique* de la surface d'appui primaire. Cette utilisation du plâtre est indiquée dans le cas où le patient présente des *crêtes flottantes* car ce matériau est *non compressif*. Il existe *deux formes* de poudre de plâtre. Elles diffèrent par leur degré de cristallisation : le *plâtre α* , plus dur, est utilisé pour couler les modèles et le *plâtre β* , aussi appelé *plâtre de Paris*, sert à la prise d'empreintes. Le plâtre est caractérisé par sa grande rigidité, sa stabilité dimensionnelle dans le temps et son hydrophilie qui permet d'obtenir une bonne reproduction des détails. La traitement de ces empreintes est le même que celui des modèles en plâtre que l'on étudie au chapitre de la désinfection.

I.3.5 Les cires d'occlusion et la pâte de Kerr

Les cires d'occlusion sont des matériaux *inélastiques* composés de cires naturelles et synthétiques passant d'un *état solide* à un *état plastique* en fonction de la température. Chaque cire dispose d'une *zone thermique d'utilisation* qui, en général ne correspond pas entièrement à celle de la *phase plastique*. Il existe plusieurs types de cire telles que la **Modeling Wax** (cire rose) et la **cire Moyco**.

La **cire Moyco** possède une *phase plastique* située entre 40° et 70°C alors que sa *phase d'utilisation* se situe entre 50 et 60°C. Elle est utilisée pour l'enregistrement des *rappports intermaxillaires*. On la trouve conditionnée sous forme de plaques rectangulaires que l'on plonge dans l'eau chaude pour atteindre la phase plastique. Les cires ont un *coefficient de dilatation thermique* très élevé (le plus élevé des matériaux utilisés en odontologie) qui entraîne une *contraction de refroidissement* supérieure à 0,33 %.

La **pâte de Kerr** est conditionnée sous forme de bâtonnets dont la couleur dépend de la température de fusion (rouge : 55-56°C, grise : 53-54°C, verte 50-51°C). Sa composition se rapproche de celle des cires, mais des *charges organiques* ou *minérales* lui donnent une rigidité plus élevée à l'état solide. On y retrouve en général 35 à 40 % de résines et de cires, 45 % de charges inertes (talc ou craie) et 18 à 20 % d'acides gras. Elle est utilisée pour le *marginage* des porte-empreintes individuels en prothèse adjointe complète ou peut servir de *support à la fourchette occlusale* de l'arc facial pour le montage des modèles en plâtre sur articulateur.

La désinfection ne doit pas être réalisée avec de l'*alcool* qui a des *effets néfastes* sur ces cires.

II. LA DESINFECTION DES EMPREINTES

II.1 Définitions (57, 30)

II.1.1 La décontamination (ou pré-désinfection)

La décontamination est une opération aux *résultats momentanés* permettant d'éliminer, de tuer ou d'inhiber les micro-organismes indésirables en fonction des objectifs fixés. Les résultats de cette opération sont limités aux micro-organismes présents au moment de l'opération (*AFNOR NF T 72-101*). Elle a pour but de détruire 99,99 % des germes et de faciliter le nettoyage ultérieur des objets et matériels souillés par des matières organiques. Cela protège le personnel lors de la manipulation des instruments et évite la contamination de l'environnement. C'est le *premier traitement* à effectuer sur le matériel et les empreintes.

II.1.2 La désinfection

La désinfection est une opération aux *résultats momentanés* permettant d'éliminer ou de tuer les micro-organismes et/ou d'inactiver les virus indésirables portés par des *milieux inertes* contaminés, en fonction des objectifs fixés. Les résultats de cette opération sont limités aux micro-organismes présents au moment de l'opération (*AFNOR NF T 72-101*). Elle est pratiquée *sur du matériel propre ne supportant pas la stérilisation* (ex : empreintes). Dans ce cas, c'est l'étape ultime de contrôle du risque infectieux. Cette procédure permet l'élimination de 99,999 % des micro-organismes.

II.1.3 L'antisepsie

Le terme d'antisepsie est employé pour la *désinfection des tissus vivants*. C'est une opération aux résultats momentanés permettant d'éliminer ou de tuer les micro-

organismes et/ou d'inactiver les virus, en fonction des résultats fixés, dans la limite de la tolérance des tissus.

II.1.4 La stérilisation

La stérilisation est la mise en œuvre d'un ensemble de méthodes et de moyens visant à éliminer tous les micro-organismes vivants, de quelque nature que ce soit, portés par un objet parfaitement nettoyé (*AFNOR NF T 72-101*). Cette procédure permet, en théorie, la destruction de 99,9999 % des micro-organismes. C'est le dernier traitement à effectuer.

II.2 Le désinfectant

Un désinfectant est un produit ou un procédé utilisé pour la désinfection ou la décontamination dans des conditions définies (*AFNOR Mars 1981 NF 72-101*). Il doit être choisi selon plusieurs critères importants.

II.2.1 Les facteurs de choix (71)

II.2.1.1 L'universalité

Un produit désinfectant doit être utilisable et efficace sur un grand nombre de matériaux à empreinte.

II.2.1.2 La simplicité

Un produit désinfectant doit avoir un protocole d'utilisation *facile à mettre en œuvre*.

II.2.1.3 L'efficacité

Un produit désinfectant doit posséder un *très large spectre d'activité antimicrobienne* (bactéries, spores, virus, levures et prions). Il doit être efficace au moment de l'utilisation et, si possible, avoir un *effet rémanent*. On trouve trois niveaux de désinfection selon le type et la forme des microorganismes détruits :

- Les désinfectants de *haut niveau*, ou désinfectants-stérilisants, reconnus par l'EPA (Environmental Protection Agency), sont utilisés

pour tuer des endospores bactériennes extrêmement résistants aux désinfectants chimiques.

- Les désinfectants de *niveau intermédiaire ou moyen* permettent de tuer *Mycobacterium tuberculosis* et les virus de l'hépatite B (HBV) et de l'immunodéficience humaine (HIV). *Mycobacterium tuberculosis* est le bacille de référence en matière de désinfection en milieu hospitalier. Comme il est très résistant, les agents chimiques capables de le détruire seront également efficaces sur des micro-organismes moins résistants.
- Les désinfectants de *niveau bas ou faible* tuent certaines bactéries végétatives et certains champignons et virus, mais pas *Mycobacterium tuberculosis*. Par conséquent, leur utilisation n'est pas recommandée dans les salles de traitement dentaire.

II.2.1.4 La rapidité

La rapidité d'action d'un désinfectant varie selon les caractéristiques de son *principe actif* et selon sa *concentration*. L'hypochlorite a une action rapide et le glutaraldéhyde agit plus lentement.

La rapidité d'action est un facteur important car certaines empreintes ne tolèrent pas un temps *d'exposition trop long*. Elles peuvent subir des *phénomènes de déformation* et une *diminution de la précision de surface* (exemple : les hydrocolloïdes irréversibles). Ces phénomènes auront des conséquences lors de la coulée des modèles en plâtre.

Il est également préférable qu'un produit désinfectant agisse rapidement pour des raisons ergonomiques et économiques.

II.2.1.5 Les effets néfastes

Le produit désinfectant doit posséder un pouvoir antimicrobien, *sans* pour autant avoir *des actions néfastes* sur l'intégrité de l'empreinte ou sur le résultat de la coulée en plâtre.

II.2.1.6 La toxicité

Le produit désinfectant doit être, dans la mesure du possible, le moins toxique sur le personnel l'utilisant et sur l'environnement.

II.2.1.7 Le coût

C'est un facteur important, mais il faut faire très attention de ne pas utiliser des désinfectants à bas prix, au détriment de ceux qui présentent des propriétés plus souhaitables.

II.2.2 Les conditions d'efficacité (71)

Il existe différentes conditions d'utilisation qui permettent au produit d'avoir une efficacité optimum.

II.2.2.1 L'application

Toutes les surfaces contaminées de l'empreinte doivent être en contact avec le produit désinfectant. Un bon nettoyage de l'empreinte au préalable est indispensable car l'activité antimicrobienne chute en présence de débris organiques.

L'utilisation d'un spray désinfectant ne permet pas toujours une application totale sur la surface de l'empreinte : il peut y avoir des « zones d'ombre ».

II.2.2.2 La stabilité

La stabilité d'un produit désinfectant diminue avec le temps. Chaque préparation de produit doit être récente et notifiée d'une date de péremption. Il convient de maintenir le désinfectant à l'abri de l'air et de la lumière entre chaque utilisation.

II.2.2.3 La neutralisation

Il faut savoir que des substances comme *le savon, l'eau calcaire ou d'autres désinfectants* peuvent neutraliser le produit et le rendre beaucoup moins efficace.

II.2.2.4 La concentration

Il convient de choisir avec précision la concentration du produit pour une efficacité optimale.

II.2.2.5 Le pH (75)

L'activité antimicrobienne d'une solution désinfectante peut varier avec son pH. On peut prendre l'exemple de *l'hypochlorite de sodium*. Ce produit qui est utilisé en général à pH 12 , voit son activité antimicrobienne être 80 fois supérieure lorsque le pH est d'environ 10. Il faut cependant être prudent quant aux effets observés sur les empreintes (en particulier sur les hydrocolloïdes) avec ce pH moins basique.

Le glutaraldéhyde ou *1,5-pentanedial* ou *aldéhyde glutarique* (N° CAS 111-30-8) est un dialdéhyde aliphatique. Il se présente sous deux formes principales :

- La **solution aqueuse** (2 à 3,2 %) qui est utilisée sans dilution pour la « stérilisation » du matériel thermosensible. Il s'agit de la forme la plus utilisée.
- La **solution alcaline phénolée** qui est formée à partir d'un mélange entre une *solution acide* (pH=4) et un *activateur* (liquide ou poudre) pour ajuster le pH entre 8 et 8,5.

II.3.1.3 Les propriétés

Le glutaraldéhyde possède un **haut niveau de désinfection**. C'est un produit très réactif qui s'oxyde à l'air et se polymérise à la chaleur. Il se caractérise par ses propriétés *bactéricides*, notamment sur les bacilles résistants à l'acide et à l'alcool (*Mycobacterium tuberculosis*), *fongicides*, *virucides* (sur un large spectre de virus avec ou sans enveloppe), *sporicides*. Par contre, il est inefficace sur le prion et augmente sa résistance aux autres désinfectants (30). C'est le seul produit à avoir l'agrément de l'ADA (*American Dental Association*) pour son pouvoir « stérilisant ».

II.3.1.4 Les utilisations (94)

Le glutaraldéhyde est encore utilisé dans de *nombreux domaines* comme le traitement des eaux, l'imperméabilité du papier et des textiles, le tannage du cuir, la stabilisation d'émulsions photographiques, la fixation des cellules en histologie. Son effet très irritatif sur la peau est intéressant dans le traitement de certaines maladies cutanées (verruques, herpès, hyperhidrose...)

En odontologie, il est utilisé pour ses propriétés antibactériennes lors du soin de lésions carieuses (il ralentit le processus de déminéralisation dentaire) ; il permet

aussi la liaison des protéines dans le collage de résine synthétique à la dentine. Enfin, il est utilisé comme désinfectant pour la « stérilisation à froid » des surfaces et du matériel thermosensible (ex : les empreintes).

Cette dernière utilisation va complètement disparaître étant donné le haut niveau de toxicité du produit.

II.3.1.5 La toxicité (94)

Le glutaraldéhyde est un produit **toxique** occasionnant de *nombreux troubles* sur le personnel soignant qui l'utilise. Beaucoup de recherches ont été effectuées sur ce sujet ; elles permettent de définir une *Valeur Limite d'Exposition (VLE)* égale à 0,2 ppm de concentration atmosphérique (57, 94). La VLE augmente très rapidement avec les différentes erreurs de manipulation qui peuvent intervenir. Le glutaraldéhyde est une substance très volatile qui se vaporise à température ambiante avec un seuil de perception de 0,04 ppm (94).

La sensibilisation allergique au glutaraldéhyde chez son utilisateur est non négligeable (30). On observe même des taux sériques d'*IgE* (immunoglobulines de type E) *spécifiques* au glutaraldéhyde anormalement haut dans une étude de **CURRAN** et de ses collaborateurs en 1996 chez 31 % des sujets exposés.

Les effets néfastes du glutaraldéhyde sur le personnel soignant se ressentent principalement au niveau *sensoriel, respiratoire et cutané*.

II.3.1.5.1 Effets irritants sensoriels et troubles pulmonaires

Ils sont dus aux *vapeurs* des solutions de glutaraldéhyde à 2 %. De plus, l'ajout de bicarbonate de sodium (permettant d'activer les propriétés de liaison des deux groupements aldéhydes terminaux avec les protéines cellulaires en milieu basique) pour

accentuer la puissance du désinfectant, conduit aussi à l'augmentation de l'effet irritant et caustique des vapeurs émises.

Les troubles observés peuvent être :

- des maux de tête, des nausées et fatigue.
- des irritations oculaires, des larmoiements, des gonflements de paupières, des conjonctivites.
- des obstructions nasales, des rhinorrhées.
- des éternuements, de la toux, des dyspnées, de l'asthme.

II.3.1.5.2 Les effets cutanés

Le glutaraldéhyde a un *effet irritant* au contact de la peau. Lors d'une sensibilisation au produit, on peut observer :

- des dermites allergiques.
- des éruptions vésiculeuses sur les mains et les avant-bras.
- de l'eczéma.
- des ulcérations et des décolorations de la peau.

Il faut aussi savoir que le glutaraldéhyde n'est pas recommandé dans certains pays comme le Danemark, car il a une action néfaste sur l'environnement.

II.3.2 Les ammoniums quaternaires

Ce sont des tensioactifs cationiques qui ont principalement une action détergente mais un **faible niveau de désinfection**. Ils ne sont ni approuvés par l'*ADA (American Dental Association)*, ni par la *US EPA (Environmental Protection Agency)*, pour la désinfection de l'environnement ou des surfaces.

II.3.2.1 Les formes

- *le chlorure de benzalkonium*
- *le chlorure de cétylpyrimidium* (ex : cétrimide)
- *le chlorure de déqualanium*
- *le bromure de cethexonium*

II.3.2.2 Les propriétés

Les ammoniums quaternaires sont solubles dans l'eau, l'alcool et l'acétone. Ils ont un spectre antibactérien étroit et une faible activité antimicrobienne. Ils sont *bactériostatiques, fongistatiques*, mais inefficaces sur les spores et le prion. Ils potentialisent les effets des aldéhydes et leur association avec l'alcool, la chlorhexidine et les peroxydes est synergique.

II.3.2.3 Les utilisations

Ils sont utilisés pour la désinfection des surfaces et des instruments ou pour l'antisepsie de la peau et dans des préparations nasales et ophtalmiques. Ils sont peu

utilisés pour la désinfection des empreintes. Ils présentent cependant un coût peu élevé mais une utilisation facile.

II.3.2.4 La toxicité

Ils ont une action principale irritante et le risque de sensibilisation au produit est faible.

II.3.3 La chlorhexidine

Cette molécule appartient à la famille des *biguanides*. Elle fut introduite au Royaume-Uni en 1954 mais n'est commercialisée en France que depuis 1972. On l'utilise sous forme de *sels*, car à l'état naturel, elle est presque insoluble dans l'eau.

II.3.3.1 Les formes (30)

Les sels sont solubles dans l'eau et sont donc les plus utilisés. Il en existe plusieurs formes :

- *le digluconate de chlorhexidine*
- *l'acétate de chlorhexidine*
- *le diacétate de chlorhexidine*

II.3.3.2 Les propriétés (30, 57)

La chlorhexidine possède un *effet rémanent* de plusieurs heures et son activité antimicrobienne est peu diminuée par la présence de débris organiques. Elle peut agir en synergie avec les ammoniums quaternaires, l'alcool et quelques dérivés phénoliques. De

plus, son association avec des tensioactifs lui donne un pouvoir moussant et détergent. Par contre, elle est incompatible avec les aldéhydes, les halogénés et les dérivés mercuriels et anioniques (ex : les savons).

La chlorhexidine utilisée seule a une action *bactériostatique*, alors que mise en synergie avec l'alcool (action dessiccante), son action est *bactéricide*. Il existe des résistances bactériennes à la chlorhexidine qui sont naturelles ou bien acquises. Elle possède une activité *sporistatique* mais n'est pas virucide. Des concentrations situées entre 100 et 1000 mg/l sont nécessaires à une action *fongicide* sur *Candida albicans*.

II.3.3.3 Les utilisations (30, 57, 71)

La chlorhexidine est utilisée pour la *désinfection des surfaces* (en dehors des Etats-Unis). On la retrouve comme antiseptique pour *le lavage hygiénique et chirurgical des mains*, mais aussi pour différents *soins de la peau* (dermatoses, plaies, brûlures).

En odontologie, elle est utilisée comme principe actif dans certains *dentifrices* et *bains de bouche*. Ces derniers permettent le traitement de petites lésions buccales ou pour obtenir un *effet antimicrobien avant une prise d'empreinte*. On peut aussi l'utiliser avec l'eau pour le mélange poudre/liquide des hydrocolloïdes : ainsi la chlorhexidine agit comme *désinfectant intrinsèque* de l'empreinte. Mais il convient d'être prudent car une concentration trop élevée de chlorhexidine peut avoir un effet néfaste sur la coulée des modèles en plâtre (37).

II.3.3.4 La toxicité (30)

La chlorhexidine ne présente que très peu de risques toxiques. Il existe une sensibilité élevée au produit lors des traitements d'ulcères de jambe mais qui reste faible pour les soins de la peau. Cependant, de rares cas de choc anaphylactique lors d'un

contact muqueux ou parentéral ont été notifiés. Il existe aussi des phénomènes de photosensibilité.

II.3.4 Les alcools

Ces désinfectants sont utilisés *seuls* (alcool à 70 % ou 90 %) ou *par addition* à d'autres produits chimiques. Certains de ces désinfectants ne sont approuvés ni aux Etats-Unis, ni en Scandinavie pour leur utilisation sur les surfaces et les instruments. Ce sont des produits *incolors* qui s'évaporent facilement.

II.3.4.1 Les formes

Il existe trois formes principales :

- *l'alcool éthylique* (l'éthanol)
- *l'alcool isopropylique*
- *les glycols*

II.3.4.2 Les propriétés

Les alcools ont une activité antimicrobienne qui varie selon leur concentration et les germes visés : ils ont une activité inconstante sur les virus et les levures, et sont inactifs sur les spores bactériennes. Leur **action désinfectante** est d'un **niveau moyen**. L'alcool à 70 % est plus bactéricide que celui à 90 % , car la présence d'eau permet une dénaturation des protéines et une dissolution des membranes lipidiques plus rapide.

Les alcools n'ont pas d'effet de rémanence et ils sont rapidement inactivés par les débris organiques.

Tous ces inconvénients peuvent être surmontés par l'addition de l'alcool à d'autres produits désinfectants où il joue le rôle de solvant.

II.3.4.3 Les utilisations

C'est principalement l'*éthanol* qui est utilisé en France comme solvant avec d'autres molécules (chlorhexidine, iode, sulfate de cuivre...). Du fait de leur grande solubilité aqueuse et de leur évaporation rapide, on retrouve souvent les alcools et leurs dérivés sous forme de *sprays* pour la désinfection du matériel médico-chirurgical. Mais ces produits doivent avoir une *utilisation limitée*, étant donné leur pouvoir désinfectant assez modeste sur les virus, les champignons et les spores.

II.3.4.4 La toxicité

Le principal effet est irritatif pour la peau.

II.3.5 Les produits iodés

L'iode est soluble dans l'éthanol mais très peu dans l'eau. Il possède une odeur désagréable. Il est plus utilisé comme antiseptique que comme désinfectant.

II.3.5.1 Les formes

Il existe trois principales formes utilisées actuellement :

- *les solutions alcooliques* (la teinture d'iode à 5 %)
- *les solutions aqueuses* (la solution de Tarnier)
- *les iodophores* (la polyvinyl-pyrrolidone iodée ou PVP-I)

II.3.5.2 Les propriétés

In vitro, le spectre d'activité antimicrobienne de l'iode est large : cette molécule est bactéricide, sporicide, virucide et fongicide. Actuellement, les iodophores sont les dérivés iodés les plus utilisés, car ils sont moins irritants et leur utilisation est plus facile.

Les iodophores contiennent de l'iode dans les particules microscopiques d'*agents tensio-actifs*. L'iode se libère lors de la dilution de solutions concentrées. Les iodophores sont solubles dans l'alcool (exemple : l'éthanol) et sont stables dans les solutions acides. Il existe un phénomène de décomposition, avec relargage de vapeurs d'iode, pour des températures supérieures à 30°C.

La présence de débris organiques ne diminue pas l'activité des iodophores, à condition que leur pH ne soit pas supérieur à 4. Mais il faut savoir que l'eau calcaire inactive les iodophores et que leur dilution dans l'alcool produit des solutions s'évaporant trop vite.

La solubilité de la PVP-I dans l'eau varie de 5 à 20 %, et dans certaines limites, plus sa dilution est importante et plus son action est bactéricide. Enfin, les iodophores ont un effet rémanent de longue durée.

II.3.5.3 Les utilisations

Les iodophores sont utilisés comme *antiseptiques* et pour le lavage hygiénique et chirurgical des mains. On les retrouve aussi comme *désinfectants* pour les surfaces en raison de leur efficacité, leur faible coût et leur odeur beaucoup moins désagréable que celle de l'iode pure.

L'activité bactéricide de la PVP-I à 10 %, diluée à 0,25 %, sur la flore buccale ayant été démontrée, on peut dire que ce dérivé iodé a son indication justifiée pour la

désinfection en odontologie. Mais nous ne conseillerons pas ces produits, car trop peu d'études ont été réalisées prouvant leur efficacité pour la désinfection des empreintes.

II.3.5.4 La toxicité

L'application de l'iode sur les plaies peut être douloureuse et *irritante*. De plus, il tache la peau d'une couleur orangée et des *phénomènes urticants* et *allergiques* ont été observés. La sensibilisation au produit est assez rare.

Par contre, les iodophores sont beaucoup moins irritants.

II.3.6 Les dérivés phénoliques

Ils ont une **action désinfectante de niveau moyen**. Les plus actifs appartiennent à la famille des *alkylphénols halogénés*. Ils ont été pendant longtemps, la plus grande catégorie de produits antimicrobiens commercialisés.

II.3.6.1 Les formes

- *le triclosan*
- *le parachlorométacrésol*
- *l'orthophénylphénol*
- *l'o-benzyl-p-chlorophénol*
- *l'acide parahydroxybenzoïque*

II.3.6.2 Les propriétés

Les phénols agissent, à forte concentration, comme des poisons protoplasmiques qui précipitent les protéines et détruisent les membranes cellulaires. Ces produits ont une action *bactéricide* (ex : *Mycobacterium tuberculosis*), *fongicide* et *fongistatique*. Ils sont peu actifs sur les virus (uniquement sur *les lipophiles*) et n'ont aucune action sur les spores bactériennes et les prions.

Cependant, des formulations récentes composées par des phénols de synthèse, semblent plus actives sur les *virus hydrophiles*. Désormais, l'*ADA (American Dental Association)* accepte les phénols comme désinfectants, pour des applications ou des immersions sur des surfaces préalablement nettoyées. Les phénols sont *actifs* sur des surfaces ou des objets inanimés présentant *des débris organiques*.

II.3.6.3 Les utilisations

Les dérivés phénoliques sont peu utilisés comme antiseptiques, en raison de leur toxicité et de leur spectre d'activité limité. En revanche, du fait de leur action détergente et désinfectante, on s'en sert pour le nettoyage des *sols*, des *surfaces* et des *instruments*.

En odontologie, des spécialités à base de *crésol* ou de *métacrésol* pour les traitements pulpaire sont encore commercialisées.

Nous ne recommandons pas les phénols pour la désinfection des empreintes, étant donné leur spectre d'activité trop modeste.

II.3.6.4 La toxicité

Ils ont une odeur spécifique et une action irritante, mais les cas de sensibilisations sont assez rares.

II.3.7 Les composés chlorés

Ces produits, simples d'utilisation, ont un **haut niveau de désinfection** grâce au *chlore*.

II.3.7.1 Les formes

Les produits les plus utilisés se répartissent sous deux formes principales :

- *les hypochlorites de sodium* (l'eau de Javel et la solution de Dakin)
- *la chloramine T*

II.3.7.2 Les propriétés

L'action désinfectante des composés chlorés est d'excellente qualité. Il faut pour cela que la quantité de *chlore libre* dans la solution reste suffisante. Dans les solutions aqueuses de pH 5 à pH 8, l'activité germicide est due à l'*acide hypochloreux (HOCl)* ; si les conditions deviennent *alcalines*, celui-ci produit des *ions hypochlorites (OCl)*.

Les composés chlorés sont des *agents oxydants* qui réagissent avec les micro-organismes et les débris cellulaires, pour former des *chlorures inertes*, produits terminaux de la réaction.

La concentration des solutions chlorées se mesure en *parties par million (ppm)* de chlore libérable. Par exemple, un composé à 5 % de teneur en hypochlorite, dilué à 1/10, donne une solution présentant 5000 ppm de chlore libérable (c'est une concentration recommandée pour la destruction du *VIH*).

L'efficacité désinfectante peut être cependant réduite par différents facteurs agissant sur les solutions :

- *La présence de débris organiques* (un bon nettoyage est nécessaire avant la désinfection).
- *La durée de conservation* après dilution (des solutions fraîches d'hypochlorite doivent être préparées quotidiennement).
- *L'exposition à la lumière du jour* (les solutions peuvent être maintenues dans des récipients opaques).
- *Les températures élevées.*

Les composés chlorés ont aussi un rôle de blanchiment.

II.3.7.3 Les utilisations

Les composés chlorés sont de plus en plus utilisés ; ils sont retrouvés sous forme de *désinfectants* (eau de Javel) ou d'*antiseptiques* (solution de Dakin). Ils sont très intéressants pour la désinfection des *sols*, des *surfaces* et des *instruments*.

Etant donné leur large spectre antimicrobien, leur facilité de mise en oeuvre et leur faible coût, l'utilisation des hypochlorites peut être conseillée pour la désinfection des empreintes en substitution au glutaraldéhyde qui est trop toxique.

II.3.7.4 La toxicité

La *chloramine T* présente un risque rare d'eczéma ou d'urticaire de contact. Les hypochlorites sont assez irritants pour la peau, mais la sensibilisation est rare.

A forte concentration, l'hypochlorite présente une odeur pénétrante et irritante due au dégagement de chlore gazeux. De plus, elle décolore et endommage les fibres de nombreux textiles et corrode certains métaux. Il faut savoir que les concentrations utilisées pour la désinfection des empreintes sont assez faibles (de 0,5 jusqu'à 5 %).

II.3.8 Autres produits

Il existe beaucoup d'autres produits utilisés comme désinfectants que nous ne développerons pas ici, comme les *dérivés mercuriels* (thiomersal), les *carbanilides* (triclocarban), les *amphotères* (les dérivés Tego), les *oxydants* (péroxyde d'hydrogène) ou les *acides et bases fortes*. Ces produits sont moins utilisés pour la désinfection des empreintes.

II.3.9 Tableau récapitulatif

	Forme principale	Propriétés	Utilisations	Efficacité	Toxicité
ALDEHYDES	<i>Glutaraldéhyde</i>	.Bactéricide .Fongicide .Virucide .Sporicide	Désinfection du matériel thermosensible	Haut Niveau	Elevée
AMMONIUMS QUATERNAIRES	<i>Chlorure de benzalkonium</i>	.bactériostatique .fongistatique	Désinfection des surfaces et des instruments	Faible Niveau	Moyenne
CHLORHEXIDINE	<i>Digluconate de chlorhexidine</i>	.Bactéricide .Fongicide .Sporistatique	Désinfection des surfaces et antisepsie	Niveau intermédiaire	Faible
ALCOOLS	<i>Ethanol</i>	.Bactéricide .virustatique .antifongique	Solvant et désinfection du matériel	Niveau intermédiaire	Moyenne
PRODUITS IODES	<i>Iodophores</i>	.Bactéricide .Fongicide .Virucide	Antisepsie et désinfection des surfaces	Niveau intermédiaire	Moyenne
PHENOLS	<i>Orthophénylphénol</i>	.Bactéricide .Fongicide .Fongistatique	Détersion et désinfection des surfaces	Niveau intermédiaire	Moyenne
COMPOSES CHLORES	<i>Hypochlorites de sodium</i>	.Bactéricide .Fongicide .Virucide .Actif sur prion .Sporistatique	Antisepsie et désinfection des surfaces et des instruments	Haut Niveau	Moyenne

II.4 Les protocoles de désinfection des empreintes

II.4.1 Un protocole commun

Quelque soit le type de matériau utilisé, le protocole de désinfection passe par une première étape commune à toutes les empreintes : **le rinçage sous l'eau**. L'utilisation par le patient d'un **bain de bouche antiseptique** avant la prise d'empreinte est aussi recommandée. Après l'utilisation d'un désinfectant sur l'empreinte, un **second rinçage sous l'eau** est à réaliser.

II.4.1.1 Le bain de bouche (91)

La molécule active du bain de bouche est le plus souvent la *Chlorhexidine* à 0,12 %. Un bain de bouche réalisé pendant 1 minute permet alors une absorption rapide et extensive de chlorhexidine par les bactéries buccales. L'effet sur les bactéries *aérobies* et les *anaérobies* persiste pendant au moins 5 heures. La Chlorhexidine se fixe sur la plaque bactérienne mais aussi sur les muqueuses et l'hydroxyapatite où se forme un réservoir libérant lentement la molécule. La prise d'empreinte peut ainsi s'effectuer dans un milieu buccal assaini avec un taux de bactéries salivaires qui a significativement diminué.

II.4.1.2 Le rinçage de l'empreinte

Cette étape indispensable est à effectuer dès le retrait de la cavité buccale et permet l'élimination rapide de la *plaque bactérienne*, des *mucosités*, des *débris salivaires et sanguins visibles* (19, 20, 49) ; le rinçage qui est à réaliser avec gants, masque et lunettes doit durer au minimum **15 secondes** pour **éliminer 90 % de la contamination microbienne** (45, 56). Il s'effectue sous **l'eau courante froide** mais quelques auteurs ont préconisé l'utilisation *d'eau tiède* (5), *stérile* (24) ou *savonneuse*

(78). Dans ce dernier cas, un passage sous l'eau courante s'impose avant l'étape ultérieure afin d'éliminer toute trace de savon qui pourrait agir sur la solution désinfectante (53). Le Ministère de l'Emploi et de la Solidarité précise que ce rinçage sous l'eau froide est indispensable lorsqu'il est suivi d'une désinfection de l'empreinte avec de l'*hypochlorite de sodium* afin de ne pas nuire à son efficacité, diminuée par la présence de débris organiques (49). Enfin le rinçage doit toujours se terminer en *secouant énergiquement* l'empreinte afin d'éliminer tout *excès d'eau* qui diluerait la solution de désinfection (19, 76).

II.4.1.3 Le second rinçage de l'empreinte

C'est la **dernière étape** qui a lieu immédiatement après la désinfection de l'empreinte à proprement parlé ; ceci est à réaliser quel que soit le type de matériau à empreinte utilisé. Ainsi l'empreinte est soigneusement rincée pour éliminer toute trace de produit désinfectant pouvant réagir sur le matériau de réplique et d'en altérer la dureté et l'état de surface (46). Ce rinçage peut s'effectuer sous l'eau courante ou sous pression ou déminéralisée. Enfin, les empreintes peuvent être séchées à l'air comprimées (15) ; il faut faire attention aux sprays trop puissants.

II.4.2 Différentes techniques de désinfection

Il existe plusieurs modes de désinfection des empreintes proposés dans la littérature. On note ainsi des techniques comme la *pulvérisation*, les *vapeurs chimiques*, l'*immersion* dans un désinfectant ou même les *matériaux à empreinte « auto-désinfectants »*. Chacune d'elles possède ses partisans et ses détracteurs. Leurs indications varient en fonction des matériaux à empreinte et des produits désinfectants utilisés. On peut les utiliser seules ou en association : par exemple la pulvérisation peut être suivie par l'application de vapeurs chimiques sur l'empreinte.

II.4.2.1 La pulvérisation

Elle est réalisée à l'aide de sprays désinfectants utilisés après le rinçage de l'empreinte. *L'hypochlorite de sodium* peut être utilisé sous cette forme. Il existe aussi un très grand nombre de *solutions commerciales*, constituées d'un mélange de plusieurs molécules désinfectantes souvent *adaptées à un type spécifique de matériau à empreinte*. Suite aux investigations effectuées par les opposants à la technique de l'immersion pour les hydrocolloïdes irréversibles (11, 43, 86), le *ministère de l'emploi et de la solidarité* recommande la technique de pulvérisation pour les alginates, évitant ainsi des variations dimensionnelles inacceptables de l'empreinte (17, 60).

II.4.2.1.1 Avantages

Cette technique présente l'avantage de ne pas trop exposer l'empreinte au liquide désinfectant ; ce dernier étant nuisible aux matériaux possédant des propriétés hygroscopiques (imbibition, synérèse). On peut prendre pour exemple les alginates ou les polyéthers qui peuvent subir des phénomènes de déformation importants lors d'une exposition complète dans un bain désinfectant.

Cette technique présente aussi l'intérêt d'un plus faible coût en comparaison de l'immersion qui utilise une grande quantité de produit désinfectant.

II.4.2.1.2 Inconvénients

La technique de pulvérisation ne permet pas au produit désinfectant d'être appliqué idéalement sur l'empreinte. Il reste donc des « zones d'ombre » mal désinfectées (46, 47).

De plus, certains produits pulvérisés peuvent former un « nuage toxique » pour leurs utilisateurs ; on peut prendre l'exemple du *glutaraldéhyde* dont l'utilisation en spray est vivement déconseillée (30).

II.4.2.2 Les vapeurs chimiques

Cette technique est souvent utilisée à la suite de la pulvérisation ou de l'immersion de l'empreinte dans un désinfectant. Elle consiste à la mise sous *sachet plastique* (à usage unique) de l'empreinte avec une *lingette imbibée* d'un même produit désinfectant. La durée d'action des vapeurs chimiques sera choisie par l'utilisateur en fonction de la nature du produit désinfectant et du matériau à empreinte.

II.4.2.2.1 Avantages

Les vapeurs chimiques permettent de prolonger l'effet du désinfectant. Les matériaux « hydrophiles » ne subissent pas ou peu de déformation car l'empreinte n'a pas contact avec le fluide désinfectant. De plus, la mise sous sachet de l'empreinte protège cette dernière d'une possible contamination aéroportée ou par contact extérieur.

Enfin, le sachet plastique permet une protection du personnel soignant vis à vis des vapeurs toxiques éventuelles du produit désinfectant.

II.4.2.2.2 Inconvénient

Si on doit les comparer aux résultats observés pour la technique d'immersion, les vapeurs chimiques ne permettent pas une désinfection totale de l'empreinte.

II.4.2.3 L'immersion

Cette technique consiste, après la première étape du rinçage sous l'eau courante, à immerger l'empreinte dans une solution désinfectante adaptée pendant une durée variable selon les caractéristiques physico-chimiques de l'empreinte et celles du produit désinfectant. Cette procédure fait l'unanimité quant à son utilisation pour la désinfection des empreintes aux *silicones*. Actuellement l'*ADA* recommande d'utiliser

l'immersion pour la désinfection des empreintes à alginate, alors que le *ministère de l'emploi et de la solidarité* la déconseille pour ces mêmes empreintes (51).

II.4.2.3.1 Avantages

Cette technique permet d'obtenir une présence de désinfectant sur toute la surface de l'empreinte. Ainsi l'action antimicrobienne se révèle être meilleure qu'avec la technique de pulvérisation. Le produit désinfectant peut-être maintenu dans des bacs fermés et étanches, ce qui permet une relative protection du personnel vis à vis d'une toxicité du désinfectant.

II.4.2.3.2 Inconvénients

Les matériaux à empreinte possédant des *propriétés hygroscopiques* sont très sensibles à des immersions complètes dans un liquide désinfectant et peuvent subir des déformations qui se retrouveront lors de la coulée des modèles. Il faut aussi procéder à un *renouvellement quotidien* du désinfectant dans les bacs pour éviter les infections croisées. En effet, l'efficacité du produit diminue avec le temps et peut ainsi permettre la survie de certaines bactéries dans les bacs. Ceci a un coût plus élevé qu'avec la technique de pulvérisation.

II.4.2.4 Les produits à empreinte « auto-désinfectants »

Ces matériaux à empreintes ont pour principe d'utiliser un produit désinfectant parmi leurs propres constituants. C'est ainsi que l'on retrouve des produits commercialisés comme les **alginates** où ont été incorporés des *ammoniums quaternaires* (exemple : l'alginate *Blueprint Asept®* de De Trey/Densply) ou de la *Chlorhexidine* (exemple : le *Coe Hydrophilic Gel Alginate®* de Coe Laboratories). Selon le même principe de désinfection « interne », certains auteurs proposent de

mélanger une poudre d'alginate classique avec une solution désinfectante à base de *peroxysulfate de sodium*, de *chlorhexidine* à 0,2 % (69, 85) ou de *dérivés iodés* (62, 65).

II.4.2.4.1 Avantages

Les alginates à base d'ammoniums quaternaires ont une action désinfectante dans les 3 à 10 minutes qui suivent la prise de l'empreinte (70). Ils inhibent la croissance des **cocci gram-positif** et **gram-négatif**, ainsi que des **bacilles gram-positif** (56, 26).

II.4.2.4.2 Inconvénients

Ce mode de désinfection s'avère être insuffisant s'il est utilisé seul, car la réduction bactérienne n'atteint jamais 99,9 % (32). Ces produits n'ont pas d'action sur les **bacilles gram-négatif** (56) (en particulier sur le *Pseudomonas aeruginosa* (83) et sur quelques virus comme l'*Herpès simplex type I* ou le *Poliovirus* (89). Ces empreintes doivent donc aussi suivre un mode de désinfection « classique », ce qui n'apporte plus trop d'intérêt au protocole (57). De plus, les alginates à base de *chlorhexidine* diminuent la qualité de surface des modèles en plâtre qui seront coulés par la suite (37). Enfin, on note que le *peroxysulfate de sodium* et les *dérivés iodés* affectent le temps de prise des alginates (65, 69).

II.4.3 Autres protocoles de désinfection

II.4.3.1 Le traitement automatisé

Il existe un *système automatisé de pulvérisation* spécialement conçu pour la désinfection des empreintes. Ces dernières sont maintenues à l'intérieur de l'appareil par un gant épais intégré au système. Une solution désinfectante à base de *dialdéhyde glutarique* associé au *chlorure d'ammonium* est aussi commercialisée avec la machine

(15). L'appareil est fermé et compact, il permet donc d'éviter les risques de projections ou d'émanations de la solution désinfectante. Ainsi, l'empreinte va suivre un *cycle précis de désinfection* qui commence par un **nettoyage pendant 1 minute**, puis une **désinfection de 10 minutes** par la solution qui est *pulvérisée durant 1 minute*, l'empreinte est ensuite **rincée 1 minute** et enfin **séchée automatiquement** (11, 35). On peut ainsi traiter 6 empreintes en 12 minutes. Les variations dimensionnelles observées sur les empreintes aux alginate sont toujours supérieures à celles intéressant les empreintes aux élastomères, mais « apparemment » aucune n'excède les 0,5 % autorisés par les différents standards et le niveau de désinfection semble acceptable (35, 38).

II.4.3.2 Les ultra-violets

En 2000, une étude menée par **LARSEN** et ses collaborateurs (39) essaie d'observer si les rayons ultraviolets, déjà utilisés pour la décontamination de l'eau de consommation et pour la désinfection de l'air dans certains hôpitaux, peuvent être intéressants pour la désinfection des empreintes dentaires sensibles aux désinfectants et à la température. L'expérience *in vitro* se réalise sur un *alginate*, un *silicone* par addition et de la *cire rose*. Les bactéries étudiées sont des **gram-positif** (*Streptococcus salivarius*, *Actinomyces viscosus*, *Lactobacillus salivarius*, *Staphylococcus aureus*) et des **gram-négatif** (*Fusobacterium nucleatum*, *Veillonella parvulla*, *Porphyromonas gingivalis*). Les radiations d'ultraviolets sont créées par une machine qui envoie ces dernières dans toutes les directions et à une longueur d'onde précise ($\lambda = 253,7$ nm) délivrant une activité antimicrobienne maximale. La température de surface du matériel à désinfecter n'excède pas 40°C.

Les résultats montrent que les effets ne sont pas les mêmes sur toutes les bactéries étudiées (exemple : les *Streptococcus salivarius* résistent plus aux rayons ultraviolets que les *Fusobacterium nucleatum*). Les auteurs en déduisent donc que les rayons ultraviolets ne permettent pas une désinfection de l'ordre de 99 % , ce qui est d'après eux, **insuffisant pour la désinfection des empreintes**.

propriétés mécaniques du plâtre (10). D'autres proposent un traitement thermique de **30 minutes** à **60°C** (40), mais ceci n'est pas en accord avec une thermodésinfection correcte (12, 57).

Pour la **désinfection « interne »**, on retrouve des produits commercialisés comme le *Steri-Die A®* ou le *Steri-Die B®* (Oradent International, Inc) et *Gilstone disinfectant®* (Oradent International, Inc) qui sont à base de *chloramine T*. Une étude *in vivo*, montre que leur action désinfectante a été complète en **1 heure** (74). Mais il est conseillé de n'utiliser que le *Steri-Die A®* car le *Steri-Die B®* reproduit mal les détails et présente des résistances à la traction et à la compression inférieures à celles des plâtres classiques (22). D'autres auteurs proposent le mélange d'une poudre de plâtre « normale » avec un produit désinfectant (42, 74). Ainsi des essais qui ont été menés avec l'*hypochlorite de sodium à 5,25 %* mise dans une eau de plâtre à raison de 25 % du volume, montrent qu'aucune conséquence sur la précision, la dureté et l'état de surface du modèle n'a été observée (82, 93). Le *glutaraldéhyde à 2%* incorporé dans l'eau du plâtre semble être la solution désinfectante la plus efficace au niveau bactériologique dans un délai d'**une heure**, et de plus, elle permet au modèle de conserver ses propriétés physiques (4, 31, 42). Mais il existe toujours un risque toxique pour celui qui la manipule (31). Les *dérivés iodés* n'ont une action désinfectante complète qu'au bout de **quelques heures** et les propriétés physiques du modèle restent presque les mêmes : on note principalement une légère augmentation du temps de prise et une petite diminution de la résistance à la compression (31, 42). Enfin, l'utilisation de la *chlorhexidine* et des *dérivés phénoliques* est déconseillée car leur efficacité n'existe qu'au bout de **24 heures** (4, 31, 42).

Pour conclure, on peut dire que le nombre d'études réalisées sur la désinfection de modèles en plâtre reste encore insuffisant à ce jour.

III. LES EFFETS DE LA DESINFECTION

La désinfection des empreintes est une étape indispensable lors des traitements prothétiques, mais il faut savoir que tous les produits désinfectants ont une action physico-chimique néfaste plus ou moins grande sur les matériaux à empreinte. Comment obtenir une empreinte correctement désinfectée et cliniquement acceptable ?

De nombreux auteurs ont étudié les **effets des désinfectants** sur les différents types de matériaux à empreinte. Malheureusement, avec toutes ces études, il est très difficile pour un praticien de se trouver une *ligne de conduite correcte* avec une *application claire* au quotidien. En effet, ces sujets d'études prennent en compte différents paramètres comme le **mode de désinfection**, le **produit désinfectant**, le **type de matériau à empreinte**, la **durée de désinfection**, le **pH de la solution**, les **effets sur la mouillabilité du matériau**, sur la **stabilité dimensionnelle de l'empreinte**, sur la **précision de surface** et sur la **coulée des modèles en plâtre**.

De plus il n'existe pas vraiment de « norme de tolérance » de déformation pour les empreintes et leurs résultats sur la coulée des plâtres : certains auteurs réalisent des **observations au microscope** alors que d'autres évaluent les résultats **au niveau clinique**. Enfin, d'autres auteurs évaluent les modèles en plâtre obtenus selon l'utilisation qui en sera faite : certains plâtres ne seront donc utilisables que pour les *modèles d'étude* ou comme *modèles antagonistes*.

III.1 Sur la mouillabilité

III.1.1 Définition

La mouillabilité est l'aptitude pour un liquide à « mouiller », c'est à dire à s'étaler plus ou moins facilement sur une surface donnée. Elle dépend de trois caractéristiques principales :

- *L'énergie de surface du solide (ex : l'empreinte).*
- *La tension superficielle du liquide (ex : le plâtre pendant la coulée).*
- *L'énergie interfaciale solide/liquide.*

Pour que la coulée des modèles soit réussie, il faut que le plâtre *liquide* s'étale parfaitement sur l'empreinte. Mais la mouillabilité des matériaux mise en jeu peut être modifiée par différents facteurs comme la *présence d'eau, de salive, de débris organiques, de sang*, mais aussi par les *effets des désinfectants* sur les empreintes (36, 48).

III.1.2 L'utilisation d'un surfactant

En 2000, une étude menée par **KESS** et ses collaborateurs (36) s'intéresse aux effets de la désinfection sur mouillabilité de trois silicones polymérisant par addition. Pendant l'expérience, chaque matériau a subi différents traitements de surface après la prise d'empreinte. L'étude cherche aussi à connaître les effets d'un *surfactant* sur la mouillabilité des matériaux.

Des empreintes de chaque silicone subissent les traitements suivants :

- **1^{er} groupe** : pas de traitement.
- **2^{ème} groupe** : bain dans la *salive* (10 minutes) + rinçage avec de l'*eau distillée* (15 secondes).
- **3^{ème} groupe** : même traitement que le 2^{ème} groupe + *hypochlorite de sodium* (10 minutes) + rinçage avec *eau distillée* (15 secondes).
- **4^{ème} groupe** : même traitement que le 2^{ème} groupe + *Alcool* (10 minutes) + rinçage avec *eau distillée* (15 secondes).
- **5^{ème} groupe** : même traitement que le 2^{ème} groupe + *hypochlorite de sodium* (10 minutes) + 2 applications de *surfactant* en spray.
- **6^{ème} groupe** : même traitement que le 2^{ème} groupe + *Alcool* (10 minutes) + 2 applications de *surfactant* en spray.

Ensuite, les empreintes sont coulées et les modèles obtenus sont comparés entre eux. Les résultats de l'étude montrent que les effets sur la mouillabilité sont variables selon le silicone utilisé. De plus, les auteurs remarquent que toutes les techniques de désinfection diminuent la mouillabilité des silicones. Par contre, la pulvérisation d'un « surfactant » sur les deux derniers groupes d'empreintes augmente considérablement la qualité d'étalement du plâtre lors de la coulée. Les modèles ainsi obtenus ont beaucoup moins de bulles et présentent une meilleure qualité de surface. Pour les auteurs, le surfactant est donc une substance tensio-active qui inhibe les effets néfastes des désinfectants en redonnant une meilleure mouillabilité aux matériaux. Ainsi, les auteurs proposent d'intégrer un surfactant à la formule des solutions désinfectantes commercialisées.

D'autres études (48) citent que l'utilisation d'un surfactant peut avoir des effets néfastes sur les propriétés physiques des silicones.

Il convient donc d'être prudent quant à la pulvérisation d'un surfactant sur les empreintes étant donné le peu de publications existant actuellement sur ce sujet.

III.2 Sur la stabilité dimensionnelle et la précision de surface : études microscopiques

Il est intéressant de constater que la plupart des études réalisées sur ce sujet sont en accord sur un point : la désinfection a toujours des effets sur la stabilité dimensionnelle et la précision de surface de l’empreinte (1, 2, 36, 48, 68, 81, 90). L’objectif est donc de limiter ces déformations. Il est difficile de comparer les résultats obtenus pendant ces études car les produits utilisés pour les expériences n’ont jamais la même marque de fabrication (leurs réactions seront différentes pour un même protocole de désinfection) et les *observations* sur les empreintes ou les modèles en plâtre sont effectuées *cliniquement* ou par *microscopie optique* ou *électronique* selon les auteurs.

Cette partie portera sur la description de quelques études s’intéressant aux effets de la désinfection sur les empreintes à un niveau microscopique.

III.2.1 Pour les alginates

Une étude (2) publiée en 1998 par *Al-OMARI* et ses collaborateurs compare les effets de quatre solutions désinfectantes commercialisées (*Virkon®*, *Haz-tabs®*, une solution à base de *chlorhexidine* à 0,05 %, *C&J Algisept Spray®*) sur les propriétés physiques de matériaux à empreintes à l’alginate et aux silicones polymérisant par addition, ainsi que les résultats sur les modèles en plâtre. Les observations sur les modèles en plâtre sont réalisées à l’aide d’un microscope. Les résultats montrent que les empreintes à l’alginate qui ont été immergées dans une solution de *dichloroisocyanure de sodium* (*Haz-Tabs®*) offrent les résultats les plus précis, alors que celles dont l’immersion s’est faite dans la solution de *Chlorhexidine* à 0,05 % présentent un *phénomène de rétraction* et des *variations de dimensions* significatives par rapport aux autres groupes d’empreintes. Le *Virkon®* (*paraldéhyde* à 1 %) contient du surfactant qui améliore la qualité de surface des plâtres. Les modèles dont les empreintes à l’alginate ont été traitées avec du *C&J Algisept Spray®* (*phénols, alcools*) présentent

des déformations caractérisées par une rétraction importante non compensée par l'expansion de prise linéaire du plâtre (6,32 % de changement de volume avec le maître-modèle). Les variations de proportions de *poudre de plâtre* et d'*eau* utilisées pour la coulée des modèles affectent le niveau d'expansion du plâtre.

Une étude (90) publiée en 1999 par *UNEMORI* et ses collaborateurs compare les effets d'une solution désinfectante expérimentale à base de glutaraldéhyde avec des agents tampons (ex : *acétate de potassium*) et des surfactants (ex : *sulfate de zinc*) avec ceux de solutions désinfectantes (au glutaraldéhyde) commercialisées (*Sterihyde L®*, *Denthyde®*, *Cidex plus®*), sur les empreintes à l'alginat et leurs répliques en plâtre. Les mesures de rugosité de surface des modèles en plâtre sont réalisées avec trois méthodes différentes :

- Utilisation d'un *profilomètre de surface*.
- Etude de la *diffraction des rayons X*.
- Etude en *microscopie électronique*.

Les résultats montrent que la rugosité de surface des modèles est en rapport avec le *degré d'hydratation* du plâtre mais peut être aussi liée à la présence de résidus d'*hémihydrate de sulfate de calcium* ou même dépendre de l'*orientation* et du *développement* des cristaux de gypses du plâtre. D'après les auteurs, les solutions désinfectantes expérimentales permettent d'obtenir une meilleure qualité de surface des modèles car, apparemment, elles élimineraient les résidus d'*hémihydrate de sulfate de calcium* grâce aux surfactants (le *sulfate de zinc* est le plus efficace) par hydratation en *dihydrates*.

Une étude (81) publiée en 2002 par *TALOR* et ses collaborateurs étudie les effets de deux solutions désinfectantes (*hypochlorite de sodium* à 1 % , *Perform®* à 2 %) sur quatre produits à empreinte à l'alginat (*Hydrogum®*, *Neocolloid®*, *Blueprint Cremix®*, *Palgat Plus*). Des observations au microscope sont réalisées sur les modèles

en plâtre qui ont été coulés. Le maître-modèle présente en surface trois lignes de profondeurs variables (20µm, 50µm et 75µm). La précision de surface est mesurée selon la qualité avec laquelle ces lignes sont reproduites plus ou moins précisément sur les modèles. La stabilité dimensionnelle est évaluée en comparant les variations de distance entre des *points fixes* sur le maître-modèle et les modèles en plâtres. Les résultats montrent que tous les plâtres ont subi des déformations plus ou moins grandes qui n'ont pas de valeur significative. Les plâtres obtenus dans cette étude, après l'utilisation de *Perform* à 2 %, ont une meilleure qualité de surface que ceux obtenus avec l'*hypochlorite de sodium* à 1 %. Les auteurs pensent qu'il faut réaliser encore d'autres études pour améliorer la qualité de surface des moulages.

III.2.2 Pour les élastomères

Une étude (68) publiée en 1996 par **RIOS** et ses collaborateurs évalue la précision et la stabilité dimensionnelle de polyéthers (*Permadyne*®, *Impregum*®) et d'un silicone polymérisant par addition (*Express*®) maintenus par des supports en résine acrylique perforés ou non et immergés entre 30 et 60 minutes dans trois solutions désinfectantes du commerce (*solution à base de chlore Cavicide*®, *glutaraldéhyde* à 2 % *Coecide XL*®, *glutaraldéhyde* à 3,5 % *Cidex plus*®). Les mesures sont réalisées avec un microscope gradué à 0,00005 inch et avec un grossissement de 100. Les résultats montrent que le *Cavicide*® détériore la surface des polyéthers après 60 minutes d'immersion, mais cette érosion n'affecte pas la précision de l'empreinte. Pour les auteurs, des dépréciations de quelques µm ne sont pas cliniquement significatives car la structure cristalline du plâtre ne reproduit pas les détails à ce niveau. Ces défauts de coulée pourraient même aller jusqu'à 50 µm au niveau du bord marginal des couronnes sans avoir de conséquences cliniques. L'utilisation de supports perforés est indispensable pour obtenir une meilleure rétention lors du stress de la désinsertion de l'empreinte. D'après les auteurs, ces perforations pourraient aussi permettre l'évacuation d'un gaz formé lors de la polymérisation des silicones et responsable de la présence de nombreuses micro-bulles en surface des empreintes. Pour conclure, les auteurs annoncent que les désinfectants de l'étude n'affectent pas la précision et la

stabilité des polyéthers et des silicones. Ces matériaux à empreintes restent donc fiables après une désinfection pendant 30 à 60 minutes dans des solutions à des concentrations variables.

L'étude (2) publiée en 1998 par *AI-OMARI* et ses collaborateurs s'intéressait aussi aux effets de la désinfection sur les *silicones* polymérisant par addition. Les auteurs notent que les empreintes aux silicones ont une bien meilleure stabilité que celles réalisées à l'alginate pour les mêmes protocoles de désinfection. Le changement le plus important de dimension entre un plâtre et le maître-modèle est de 0,044 % pour une désinfection avec des *phénols*. D'après les auteurs, les silicones de cette étude présentent des plâtres avec des qualités de surface très acceptable même après une désinfection.

Une étude (1) publiée en 1999 par *ADABO* et ses collaborateurs étudie les effets de deux solutions désinfectantes (*hypochlorite de sodium* à 5,25 % et *glutaraldéhyde* à 2 %) sur la stabilité dimensionnelle d'un polysulfure (*Permlastic®*), de deux silicones polymérisant par condensation (*3M, Xantropen VL®*), de deux silicones polymérisant par addition (*Provil L®, Extrude Wash®*) et d'un polyéther (*Impregum F®*). Chacun des six produits est soumis à trois possibilités de traitements :

- **groupe contrôle** (pas de désinfection, coulée du modèle 30 minutes après prise d'empreinte).
- **Immersion dans hypochlorite de sodium à 5,25 % pendant 10 minutes** (coulée des modèles après 20 minutes d'attente, démoulage à 1 heure et lecture à 24 heures).
- **Immersion dans glutaraldéhyde à 2 % pendant 30 minutes** (coulée des modèles après 20 minutes d'attente, démoulage à 1 heure et lecture à 24 heures).

Les mesures sont réalisées trois fois sur chacun des 180 modèles en plâtre par un *Nikon Profile projector* d'une sensibilité de $1\mu m$. Les résultats montrent que tous les modèles (même ceux du groupe contrôle) ont des dimensions plus importantes que celles du maître-modèle. Les auteurs pensent qu'il n'existe pas de matériaux à empreinte capable de reproduire exactement le maître-modèle. L'analyse de la variance montre qu'il n'existe pas de différences significatives de dimension entre le groupe contrôle et les groupes soumis au protocole de désinfection (moins de 0,03 % de changement de dimension pour les silicones immergés dans la solution de glutaraldéhyde à 2 %). Pour les auteurs, ces différences de dimension peuvent être compensées lors de la coulée du plâtre. Enfin, les auteurs concluent en disant qu'il n'existe pas de désinfectant idéal car chaque matériau à empreinte réagit différemment face à la désinfection.

III.3 Les autres facteurs influençant

III.3.1 La concentration et la durée d'utilisation du désinfectant

Beaucoup d'études ont été réalisées sur ce sujet. En général, elles concernaient les empreintes à *alginate* et aux *silicones* : celles les plus utilisées par les praticiens.

III.3.1.1 Pour les alginates

Certains organismes comme l'ADA recommandent l'*immersion* pour la désinfection des empreintes à alginate. Depuis une dizaine d'années, les auteurs s'intéressent surtout aux propriétés de deux produits désinfectants : le *glutaraldéhyde* et l'*hypochlorite de sodium*.

De nombreuses études ont montré les effets de l'*immersion* des empreintes à alginate dans le *glutaraldéhyde* à *différentes concentrations* pendant des *durées variables*. Par exemple, la désinfection dans du glutaraldéhyde à 3,2 % est contre-indiquée, même pendant *10 minutes*, car elle nuit aux propriétés physico-chimiques et mécaniques des alginates (79). A 2 ou 2,2 %, le glutaraldéhyde utilisé pendant *10 minutes* est moins néfaste pour les empreintes (23, 34, 44), mais il ne réalise pas une désinfection totale. En effet, une **désinfection correcte** des empreintes à alginate nécessite une immersion minimum de *20 minutes* dans le glutaraldéhyde (33). De plus, en cas de *contamination au HBV ou HIV*, l'immersion doit durer au moins *1 heure* pour que la désinfection soit complète (9). Les études montrent que les empreintes subissent des *déformations cliniquement acceptables* pour une immersion pendant *15 minutes* (87) et *inacceptables* pour une immersion pendant *30 minutes* (8, 27, 55) dans une solution de glutaraldéhyde.

D'autres études sur l'*immersion* des empreintes à alginate ont été faites avec des solutions d'**hypochlorite de sodium**. Avec une concentration de *1 à 2 %*, l'hypochlorite ne nuit pas aux empreintes immergées pendant *10 minutes* (23, 80), mais sa qualité de désinfection n'a pas été recherchée. Cependant, il a été reconnu qu'il faut une immersion d'au moins *1 heure* dans une solution à *1 %* pour être efficace sur le HBV et le HIV (9). C'est à la concentration de *0,5 %* que l'hypochlorite a fait le sujet du plus grand nombre d'études. C'est ainsi que la plupart des auteurs pensent que l'immersion pendant *10 minutes* n'affecte pas la *stabilité dimensionnelle* et la *reproduction des détails* des empreintes (21, 28, 29, 89). En revanche, tous ne sont pas d'accord quant à la qualité de la désinfection : certains la considère *acceptable* (41, 69, 80) alors que d'autres pensent qu'elle est *insuffisante* (11, 75, 92). Enfin, des auteurs préconisent une immersion dans une solution à *1* ou *0,5%* pendant *30 minutes* (27), même si cela affecte un peu la reproduction des détails de surface (70).

Quoiqu'il en soit, il faut renouveler *1 à 2 fois par jour* le produit désinfectant des bacs de décontamination car les propriétés hydrophiles des empreintes à alginate abaissent la concentration en produit actif (84).

Les détracteurs de l'immersion comme le Ministère de l'Emploi et de la Solidarité préconisent la désinfection des alginate par **pulvérisation** (11). L'utilisation du glutaraldéhyde sous forme de spray étant contre-indiquée pour sa toxicité observée sur le personnel soignant, nous nous intéresserons principalement à l'**hypochlorite de sodium** à une concentration de *0,5 %* qui a fait l'objet de diverses études. Les résultats montrent ainsi que pour une exposition de *10 minutes*, l'efficacité est variable selon les microorganismes testés (41, 69). Une application de *30 minutes* ne semble pas néfaste aux qualités de l'empreinte et des modèles en plâtre (79). Par contre, les empreintes ayant été désinfectées pendant *60 minutes* présentent un mauvais état de surface des répliques en plâtre (79).

D'autres études ont préconisé l'utilisation de spray à base de *dérivés phénoliques* pendant *10 à 30 minutes* (69, 44, 79) ou de spray à base de *dérivés iodés*

pendant **10 à 60 minutes** (37, 69, 79) sans avoir d'effets sur les empreintes mais ceci ne fait pas l'unanimité des auteurs (46, 47).

Une étude publiée en 2002 par **POSTAIRE** et ses collaborateurs (61) s'intéresse à la désinfection des empreintes à l'alginate par **3 solutions désinfectantes du commerce** (*Chlorispray®*, *Cidex PAE 14 jours®* et *Surfanios PAE®*). Ces solutions sont constituées de plusieurs molécules actives ; par exemple le *Chlorispray®* est un mélange de *formaldéhyde*, de *glutaraldéhyde*, d'*ammonium quaternaire*, de *chlorhexidine* et d'*alcool*. Les résultats montrent une absence de modification dimensionnelle statistiquement significative sur toutes les empreintes testées, que ce soit une désinfection par **immersion pendant 20 minutes** ou par **pulvérisation pendant 10 minutes**. Les auteurs laissent donc le choix quant à l'utilisation de la technique et sur le temps d'exposition du désinfectant. Mais ils précisent en conclusion, que les plâtres coulés à partir de ces empreintes ne peuvent servir que de *modèles d'étude*, de *modèles antagonistes* ou de *modèles primaires en prothèse adjointe partielle*.

III.3.1.2 Pour les silicones

Les silicones sont des matériaux hydrophobes très peu sensibles aux mouvements hydriques. De plus, ils retiennent moins les microorganismes que les alginate. La décontamination par **immersion** convient à ce type d'empreintes. Dans la littérature, les solutions désinfectantes utilisées sont le *glutaraldéhyde*, l'*hypochlorite de sodium* et les *dérivés iodés* ou *phénolés*. Les durées d'utilisation varient en fonction du produit désinfectant, de quelques minutes à plusieurs heures. Le temps le plus court d'exposition qui peut être sérieusement envisagé est de **10 minutes**, quelque soit le produit utilisé. Ce temps n'entraîne aucune déformation de l'empreinte, que la désinfection soit effectuée avec le *glutaraldéhyde* à 2 % (38, 44), l'*hypochlorite de sodium* à 0,5 % (38, 44, 80), les *dérivés iodés* (38) ou les *dérivés phénolés* (44). Une immersion pendant **30 minutes** réalisée dans des solutions de *glutaraldéhyde* (27) et d'*hypochlorite de sodium* (27) semble être d'une durée idéale pour prévenir le risque d'infection croisée (7, 20, 49). Enfin, pour les patients identifiés à « haut risque »,

l'immersion dans une solution désinfectante (hypochlorite de sodium ou glutaraldéhyde) doit être de *2 heures*.

III.3.2 Le pH de la solution désinfectante (75)

En 1996, une étude publiée par *SCHWARTZ* et ses collaborateurs montre qu'une solution d'*hypochlorite de sodium*, habituellement utilisée à pH 12, voit son activité antimicrobienne être 80 fois plus efficace sur des empreintes aux hydrocolloïdes, si elle est utilisée à pH 10. D'après l'étude, l'hypochlorite serait même *sporicide* à ce pH. L'expérience est réalisée avec des pH allant de 6 à 12 en utilisant de l'hypochlorite de sodium ayant une concentration de 0,525 %. L'efficacité de la solution est expliquée par la présence d'*ions HOCl* qui augmentent avec l'acidité de la solution. Pour diminuer le pH de la solution, on utilise de l'acide qui permet une libération de gaz chloré. On note que plus le pH est acide et moins la solution est stable dans le temps ; par exemple, à *pH 8*, les auteurs considèrent que la durée de conservation de la solution est de *trois semaines* alors qu'elle n'est que d'*une heure* à *pH 6*. L'étude conclut que l'efficacité antimicrobienne est maximale et sans effet néfaste sur les empreintes à alginates pour une *solution d'hypochlorite à 0,525 % et à pH 10* utilisée avec la technique d'*immersion pendant 3 minutes*. A la vue de cette étude, on est en droit de se demander si l'action bactéricide de la solution n'est pas due plus à l'acide utilisé pour diminuer le pH de la solution qu'à l'action de hypochlorite de sodium.

III.3.3 La température et le temps de stockage

Entre la prise d'empreinte et la coulée du plâtre au laboratoire de prothèses, les empreintes restent plus ou moins longtemps sous sachet plastique. Elles peuvent subir des variations de température importantes pendant le *transport* : c'est ainsi que l'on peut mesurer des températures dans les véhicules de transit pouvant aller jusqu'à 66°C l'été et 0°C l'hiver ! Durant ces stockages à des niveaux excessifs de température, les empreintes se déforment de manière plus ou moins importante selon les matériaux

utilisés. En 1998, une recherche menée par **PURK** et ses collaborateurs (64) compare les effets de différentes températures (incluant des températures extrêmes de 66°C et de -10°C) et de temps de stockage sur la précision d'empreintes réalisées avec des silicones par addition ou avec des polyéthers. Dans cet article, les auteurs suivent la *recommandation n°19 de l'ADA* qui accepte un niveau de déformation des empreintes élastomères de type I égale à **0,5 % de rétraction après 24 heures**. Ce sont les empreintes mises à 66°C pendant 8 heures qui ont le plus grand nombre de distorsions avec un niveau supérieur à 0,5 %. Cette étude montre que même les empreintes coulées selon les conseils du producteur (2 heures après la prise et à 24°C) sont légèrement déformées. Pour minimiser le taux d'erreurs, les auteurs conseillent donc dans tous les cas, de **couler les empreintes au cabinet dentaire** avant de les envoyer chez le prothésiste.

IV. PROTOCOLE CONSEILLE

L'objectif est de proposer un protocole de désinfection simple et rigoureux utilisant un **produit désinfectant** efficace qui possède un *large spectre d'activité antimicrobienne*, *peu d'effets néfastes* sur les qualités physico-chimiques des empreintes ou du matériel à désinfecter, une *toxicité peu élevée* pour le personnel soignant, une *facilité d'utilisation* et enfin un *faible coût*. **L'hypochlorite de sodium** semble correspondre le mieux à tous ces critères, mais seulement si l'on respecte un mode d'utilisation précis. Une concentration de **0,5 %** semble être adaptée aux *hydrocolloïdes* et aux *polyéthers* (produits sensibles aux mouvements hydriques) et une concentration de **5 %** peut être utilisée sur les *silicones* et les *polysulfures* (produits moins sensibles aux concentrations plus élevées). Certains matériaux ne tolèrent pas ce produit qui peut altérer leurs propriétés physiques ou chimiques. Dans ce cas le protocole de désinfection s'effectuera à l'aide d'un autre produit.

Pour obtenir des solutions d'hypochlorite de sodium, on peut d'utiliser une *préparation concentrée pour dilution* (berlingot de Javel) à **48° chlorimétrique** correspondant à **12,5 % de chlore actif**.

Pour les solutions à **5 %**, il faut prendre **1 volume de préparation concentrée en chlore pour 1,5 volumes d'eau**.

Pour les solutions à **0,5 %**, il faut prendre **1 volume de préparation concentrée en chlore pour 24 volumes d'eau**.

IV.1 Pour les empreintes

Il est conseillé que le patient réalise, avant chaque empreinte, un *bain de bouche* à la *chlorhexidine 0,12 %* pendant *une minute*. De plus, l'utilisation d'un *adhésif* dans le porte-empreinte est utile pour obtenir une meilleure stabilité du matériau

lors de la désinsertion. L'*élimination de produit en excès* sur l'empreinte, non soutenu par le porte-empreinte, est à réaliser avant la désinfection. Enfin, il est important de bien *rincer* l'empreinte pour la débarrasser de tous les débris organiques, des traces de sang et de la salive qui inactivent l'action de l'hypochlorite de sodium.

IV.1.1 Les hydrocolloïdes

IV.1.1.1 Les hydrocolloïdes réversibles

Il n'existe pas de technique vraiment acceptable car ces empreintes sont très instables et tolèrent mal l'action de la désinfection. L'*hypochlorite* peut être utilisée en spray selon ce protocole:

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 % .*
- *Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même désinfectant pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage rapide.*
- *Conservation sous sachet (durée maximum conseillée :2 heures).*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

IV.1.1.2 Les hydro-alginates

Ce sont des empreintes difficiles à traiter dans l'état actuel de nos connaissances. La coulée de l'empreinte doit se faire très rapidement pour obtenir un bon état de surface du modèle en plâtre, ce qui laisse peu de temps pour une désinfection correcte. L'utilisation d'un *spray d'hypochlorite de sodium* peut être

envisager selon le même protocole que les hydrocolloïdes réversibles, en attendant de meilleures solutions.

IV.1.1.3 Les hydrocolloïdes irréversibles ou alginates

Selon leur marque, les alginates peuvent réagir différemment à la désinfection. Il convient donc de toujours tester le produit utilisé selon différents modes de désinfection. En premier lieu, il est conseillé d'ajouter de la *chlorhexidine* à 0,12 % à l'eau de préparation de l'empreinte ; ceci permettant une désinfection « interne » de l'empreinte. Il faut faire attention car la chlorhexidine est un produit qui, en excès, peut conduire à un état poreux de la surface des plâtres. L'utilisation d'un alginate « auto-désinfectant » est possible, mais cela ne dispense pas l'empreinte de suivre un cycle « classique » de désinfection. Ainsi, deux protocoles peuvent être envisagés au choix :

Soit : « la technique de pulvérisation »

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *1^{ère} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 %.*
- *Rinçage immédiat sous l'eau courante.*
- *2^{ème} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 %.*
- *Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même désinfectant pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage rapide.*
- *Conservation pendant 1 heure à l'abri de l'air.*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

Soit : « la technique intermédiaire »

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 0,5 % pendant 15 secondes.*
- *Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même produit désinfectant pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage rapide.*
- *Conservation pendant 1 heure à l'abri de l'air.*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

Attention : l'immersion de l'empreinte ne doit pas dépasser **10 minutes** dans l'hypochlorite de sodium à 0,5 %.

IV.1.2 Les élastomères

IV.1.2.1 Les polysulfures

Ces matériaux hydrophobes ne subissent pas ou peu de déformations lors d'une immersion dans une solution désinfectante. Le protocole suivant peut donc être envisagé :

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage.*
- *Conservation sous sachet (durée maximum conseillée : 8 heures).*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

IV.1.2.2 Les polyéthers

Ce sont des matériaux très sensibles aux « mouvements hydriques » comme les hydrocolloïdes. Le protocole de désinfection sera le même que pour les hydrocolloïdes irréversibles:

Soit : « la technique de pulvérisation »

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *1^{ère} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 %.*
- *Rinçage immédiat sous l'eau courante.*

- *2^{ème} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 %.*
- *Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même désinfectant pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage.*
- *Conservation sous sachet (3heures au maximum).*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

Soit : « la technique intermédiaire »

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 0,5 % pendant 15 secondes.*
- *Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même produit désinfectant pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage.*
- *Conservation sous sachet (3 heures au maximum).*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

Attention : de même qu'avec les hydrocolloïdes irréversibles, l'immersion de l'empreinte aux polyéthers ne doit pas dépasser **10 minutes** dans l'hypochlorite de sodium à 0,5 %.

IV.1.2.3 Les silicones

Les silicones sont des matériaux à empreinte hydrophobes qui subissent très peu de déformations lors d'une immersion prolongée dans une solution désinfectante. Mais les protocoles proposés ne sont pas les mêmes pour les deux types de silicones. Les silicones qui polymérisent par condensation sont moins stables en immersion que ceux qui polymérisent par addition. La concentration en hypochlorite de sodium utilisée peut être plus importante (5 %) car les silicones sont moins sensibles aux attaques alcalines du produit que les autres matériaux à empreinte.

IV.1.2.3.1 Les silicones par condensation

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 15 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage.*
- *Conservation sous sachet (durée maximum conseillée : 24 heures).*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

IV.1.2.3.2 *Les silicones par addition*

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Plongée dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 10 secondes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 10 minutes (possible jusqu'à 30 minutes).*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage.*
- *Conservation sous sachet (durée maximum conseillée : 24 heures).*
- *Coulée du modèle en plâtre.*

IV.1.3 La pâte à l'oxyde de zinc-eugéol

L'utilisation d'hypochlorite de sodium pour la désinfection est *contre-indiquée*, car les empreintes y subissent de fortes déformations. Une solution de *chlorhexidine* à 0,12 % peut remplacer l'hypochlorite de sodium pour le traitement de l'empreinte en suivant ce protocole :

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Immersion dans un bain de chlorhexidine à 0,12 % pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage.*
- *Conservation sous sachet (elle peut être longue car les empreintes se déforment peu avec le temps).*

IV.2 Les cires d'occlusion et la pâte de Kerr

L'utilisation d'*alcool* pour la désinfection de ces deux types de matériaux est à proscrire car il agit comme solvant.

IV.2.1 Les cires d'occlusion

La désinfection peut s'effectuer selon ce protocole :

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 0,5 % pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage et mise sous sachet.*

IV.2.2 La pâte de Kerr

Le désinfectant utilisé dépend du matériau retrouvé en surface de l'empreinte. La pâte de Kerr est utilisée pour réaliser le marginage du porte-empreinte individuel en prothèse adjointe totale. En général, le matériau à empreinte retrouvé en surface est de la pâte à l'oxyde de zinc-eugénol. Le protocole à suivre pour la désinfection est :

- *Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.*
- *Immersion dans un bain de chlorhexidine à 0,12 % pendant 10 minutes.*
- *Rinçage sous l'eau.*
- *Séchage et mise sous sachet.*

IV.3 Pour les modèles en plâtre

Le nombre d'études réalisées dans ce domaine n'est pas assez important ; cependant plusieurs protocoles décrits dans la littérature peuvent être utilisés :

Avant la coulée du modèle :

- *Utilisation d'un plâtre « auto-désinfectant » comme le Stéri-Die A®.*

Ou

- *Mélange d'une solution d'hypochlorite de sodium à 5 % avec l'eau du plâtre.*

Après la coulée du modèle :

- *Immersion du modèle en plâtre dans une solution d'hypochlorite de sodium à 5 % saturée en sulfate de calcium pendant 30 minutes.*

Ou

- *Passage du modèle en plâtre au four à la température de 45°C pendant 2 heures.*

IV.4 Pour les objets en relation avec le laboratoire

Tous les objets, autres que les empreintes, arrivant ou partant pour le laboratoire de prothèse, doivent être désinfectés selon un protocole qui leur est propre.

IV.4.1 Les résines

La désinfection des objets en résine (prothèse adjointe, faux-moignon en résine Duralay) est très importante car ces derniers peuvent présenter une porosité de surface plus ou moins importante servant de niches écologiques aux bactéries buccales. L'utilisation des *dérivés phénolés* et de l'*alcool* est à proscrire car ils attaquent la résine et la rendent encore plus poreuse. Le *glutaraldéhyde* et le *formaldéhyde* sont aussi à éviter car ils se rincent difficilement à l'eau courante. Des molécules résiduelles de ces produits pourraient être nocives pour la muqueuse buccale. Pour le protocole de désinfection des résines, il est conseillé d'utiliser l'*hypochlorite de sodium* :

- *Immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 5 minutes.*
- *Rinçage à l'eau et séchage.*

IV.4.2 Les alliages

Il est déconseillé d'utiliser de l'*hypochlorite de sodium*, l'*iode* et le *formaldéhyde* pour la désinfection des objets contenant du métal (exemple : prothèse adjointe décollée métallique) car ils ont une *action corrosive*. Il est recommandé d'utiliser des *produits à base de chlorhexidine à 0,2 % dilués avec de l'eau* comme bain de désinfection.

IV.4.3 Les céramiques

Il est important de savoir que les céramiques non glacées ou « biscuit » ne tolèrent pas de désinfection. Entre deux étapes de laboratoire, un simple rinçage sous l'eau courante suffira. Lorsque la finition de la céramique sera effectuée, la désinfection pourra être faite dans des produits contenant *de la chlorhexidine à 0,2 % diluée dans de l'eau*

IV.5 Tableau récapitulatif

MATERIAUX A EMPREINTE	PROTOCOLE DE DESINFECTION
<p>Hydrocolloïdes Réversibles</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 % .</i> <i>.Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même désinfectant pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p>
<p>Hydrocolloïdes Irréversibles (alginate)</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.1^{ère} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 % .</i> <i>.Rinçage immédiat sous l'eau courante.</i> <i>.2^{ème} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 % .</i> <i>.Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même désinfectant pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p> <p style="text-align: center;">Ou</p> <p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 0,5 % pendant 15 secondes.</i> <i>.Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même produit désinfectant pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p>
<p>Polysulfures</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p>

<p>Polyéthers</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.1^{ère} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 %.</i> <i>.Rinçage immédiat sous l'eau courante.</i> <i>.2^{ème} pulvérisation d'un spray d'hypochlorite de sodium à 0,5 %.</i> <i>.Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même désinfectant pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p> <p style="text-align: center;">Ou</p> <p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 0,5 % pendant 15 secondes.</i> <i>.Mise sous sachet hermétique avec une lingette imbibée du même produit désinfectant pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p>
<p>Silicones par condensation</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 15 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p>
<p>Silicones par addition</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Plongée dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 10 secondes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 10 minutes (possible jusqu'à 30 minutes).</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p>

<p>Pâte à l'oxyde de zinc-eugéno</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Immersion dans un bain de chlorhexidine à 0,12 % pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p> <p>. NE PAS UTILISER D'HYPOCHLORITE DE SODIUM .</p>
<p>Cires d'occlusion</p>	<p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Immersion dans un bain d'hypochlorite de sodium à 0,5 % pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p> <p>. NE PAS UTILISER D'ALCOOL .</p>
<p>Pâte de Kerr</p>	<p>.Dépend du matériau de surface de l'empreinte (ex :pâte à l'oxyde de zinc-eugéno)</p> <p><i>.Rinçage sous l'eau courante pendant 15 secondes.</i> <i>.Immersion dans un bain de chlorhexidine à 0,12 % pendant 10 minutes.</i> <i>.Rinçage sous l'eau.</i> <i>.Séchage et mise sous sachet.</i></p>
<p>Modèles en plâtre</p>	<p>. <u>Avant la coulée du modèle :</u></p> <p><i>.Utilisation d'un plâtre « auto-désinfectant » comme le Stéri-Die A®.</i></p> <p style="text-align: center;">Ou</p> <p><i>.Mélange d'une solution d'hypochlorite de sodium à 5 % avec l'eau du plâtre.</i></p> <p>. <u>Après la coulée du modèle :</u></p> <p><i>.Immersion du modèle en plâtre dans une solution d'hypochlorite de sodium à 5 % saturée en sulfate de calcium pendant 30 minutes.</i> <i>.Séchage à l'air ambiant.</i></p> <p style="text-align: center;">Ou</p> <p><i>.Passage du modèle en plâtre au four à la température de 45°C pendant 2 heures.</i></p>

<p>Résines</p>	<p><i>.Immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium à 5 % pendant 5 minutes. Rinçage à l'eau et séchage.</i></p> <p>. NE PAS UTILISER D'ALCOOL ET DE PHENOLS .</p>
<p>Alliages</p>	<p><i>.Immersion dans une solution à base de chlorhexidine à 0,2 % diluée dans de l'eau. Rinçage à l'eau et séchage.</i></p> <p>. NE PAS UTILISER D'HYPLOCHLORITE DE SODIUM .</p>
<p>Céramiques</p>	<p><i>.Immersion dans une solution à base de chlorhexidine à 0,2 % diluée dans de l'eau. Rinçage à l'eau et séchage.</i></p> <p>. NE PAS UTILISER DE PRODUIT DESINFECTANT SUR CERAMIQUE NON GLACEE .</p>

CONCLUSION

Depuis quelques années, devant la recrudescence des maladies virales (HIV, HBV...) et l'apparition de souches bactériennes polyrésistantes, la désinfection des empreintes reste une étape indispensable du traitement prothétique. Le nombre d'empreintes non traitées arrivant au laboratoire de prothèse est toujours élevé. Malgré cela, il n'existe toujours pas de protocole de désinfection des empreintes faisant l'unanimité et imposé par les organismes de santé publique. Il règne donc une confusion au sein des praticiens pour qui le choix est difficile.

Tous les matériaux à empreinte ne réagissent pas de la même manière face à la désinfection. Il est donc conseillé aux praticiens de tester plusieurs désinfectants et de faire leurs choix en fonction des effets observés sur les empreintes. De plus, une communication par fiches détaillées entre le praticien et le personnel de laboratoire est indispensable pour connaître le protocole de désinfection appliqué par chacun.

Etant donné leurs propriétés hygroscopiques, les empreintes à l'alginate sont les plus profondément contaminées mais aussi les plus affectées par les effets de la désinfection. Il convient d'être encore plus rigoureux quant à leur traitement.

Actuellement, l'hypochlorite de sodium, cité dans de nombreuses publications, semble être un produit présentant beaucoup d'avantages (efficacité, large spectre d'activité, utilisation simple et reproductible, faible coût, risque toxique peu élevé) avec peu d'inconvénients (effets sur les métaux et la pâte à l'oxyde de zinc). Il sera donc le désinfectant de choix en attendant un produit plus performant.

La contamination du patient vers le praticien ou les infections croisées au laboratoire de prothèse sont de véritables problèmes de santé publique à l'heure où la

société recherche le risque zéro en matière d'hygiène et d'asepsie. La désinfection des empreintes doit donc devenir un geste systématique chez tous les praticiens. A l'avenir, les matériaux auto-désinfectants pourront présenter un intérêt grandissant s'ils deviennent plus performants au niveau de leur spectre d'activité antimicrobien et sur les résultats de la coulée des modèles en plâtre : le praticien pourra-t-il dès lors envoyer son empreinte au laboratoire de prothèse sans la désinfecter, tout en respectant les normes indispensables d'hygiène et d'asepsie ?

REFERENCES

BIBLIOGRAPHIQUES

1. **ADABO GL, ZANAROTTI E, FONSECA GR et Dos SANTOS CA.**
Effect of disinfectant agents on dimensional stability of elastomeric impression materials.
J Prosthet Dent 1999;**81**:621-624.
2. **AL-OMARI WM, JONES JCG et WOOD DJ.**
The effect of disinfecting alginate and addition cured silicone rubber impression materials on the physical properties of impressions and resultant casts.
Eur J Prosthodont Rest Dent 1998;**6**(3):103-109.
3. **AMERICAN DENTAL ASSOCIATION.**
Infection control for the dental office and the dental laboratory.
Chicago : American Dental Association, 1992.
4. **ASSOCIATION DENTAIRE FRANÇAISE.**
Les recommandations d'hygiène et d'asepsie au cabinet dentaire.
Paris : Association Dentaire Française, 1996.
5. **BARSOTTI O, MORRIER JJ et ROCCA JP.**
Hépatites, SIDA : conduite pratique à tenir en cabinet dentaire.
Prévention bucco-dentaire 1990;**4**(2):285-288.
6. **BASS RA, PLUMMER KD et ANDERSON EF.**
The effect of a surface disinfectant on a dental cast.
J Prosthet Dent 1992;**67**:723-725.
7. **BEHIN P et DUPAS PH.**
Pratique clinique des matériaux dentaires en prothèse fixée.
Paris : CDP, 1997.

8. **BERGMAN B, BERGMAN M et OLSSON S.**
Alginate impression materials, dimensional stability and surface detail sharpness following treatment with disinfectant solutions.
Swed Dent J 1985;9:255-262.
9. **BERGMAN B.**
Disinfection of prothodontics impression materials ; a literature review.
J Prosthodont 1989;2(6):537-542.
10. **BERTERETCHE MV et CITTERIO H.**
La décontamination dans la chaîne prothétique. L'efficacité sans la nuisance.
Cah ADF 1998;1:30-35.
11. **BINHAS E et MACHTOU P.**
Guide pratique du contrôle de l'infection au cabinet dentaire.
Paris : CDP, 1991.
12. **BINHAS E.**
Mesures anti-infectieuses au cabinet dentaire.
Réal Clin 1996;7(1):91-103.
13. **BLAIR FM et WASSEL RW.**
A survey of the methods of disinfection of dental impressions used in dental hospitals in the United Kingdom.
Br Dent J 1996;180:369-375.
14. **BOHNE W et POUËZAT J.**
L'hygiène au cabinet dentaire.
Sciences 1998;2:41-47.
15. **BRISSET L et LECOLIER MD.**
Hygiène et asepsie au cabinet dentaire.
Paris : Masson, 1997.
16. **BRITISH DENTAL ASSOCIATION.**
Infection control in dentistry.
London: British Dental Association, 1996.
17. **CONNOR C.**
Cross contamination control in prosthodontic practice.
Int J Prosthodont 1991;4:337-344.
18. **COUNCIL DIRECTIVE 93/42/EEC.**
Concerning medical devices.
Off J Eur Commun 1993;36:1-41.

19. **COUNCIL ON DENTAL MATERIALS, INSTRUMENTS AND EQUIPMENT, COUNCIL ON DENTAL PRACTICE, COUNCIL ON DENTAL THERAPEUTICS.**
Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory.
J Am Dent Assoc 1988;116:241-248.

20. **COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS AND COUNCIL ON DENTAL PRACTICE.**
Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory.
J Am Dent Assoc 1996;127:672-680.

21. **DELLINGER EL, WILLIAMS KJ et SETCOS JC.**
Influence of immersion and spray disinfectants on alginate impressions (abstract 2045).
J Dent Res 1990;69(Spec.Issue):364.

22. **DONOVAN T et CHEE WWL.**
Preliminary investigation of a disinfected gypsum die stone.
Int J Prosthodont 1989;2:245-248.

23. **DURR DP et NOVAK EV.**
Dimensional stability of alginate impressions immersed in disinfecting solutions.
J Dent Child 1987;54:45-48.

24. **FAN PL.**
Council on dental materials, instruments and equipment. Disinfection of impressions.
J Am Dent Assoc 1991;122:110.

25. **FRANÇOIS F et DOUKHAN JY.**
Hygiène et asepsie durant les actes prothétiques.
Clinic 1997;18(3):129-137.

26. **GHANI F, HOBKIRK JA et WILSON M.**
Evaluation of a new antiseptic-containing alginate impression material.
Br Dent J 1990;169:83-86.

27. **HERRERA SP et MERCHANT VA.**
Dimensional stability of dental impressions after immersion disinfection.
J Am Dent Assoc 1986;113:419-422.

28. **HILTON TJ, SCHWARTZ RS et BRADLEY DV.**
Immersion disinfection of irreversible hydrocolloid impressions. Part 2 : Effects on gypsum casts.
Int J Prosthodont 1994;7:424-434.

29. **HILTON TJ, SCHWARTZ RS et BRADLEY DVJr.**
The effect of immersion disinfection of alginate on gypsum (abstract 209).
J Dent Res 1993;**72**(Spec.Issue):130.
30. **INRS.**
Dermatoses professionnelles aux antiseptiques et désinfectants.
Doc Med Travail 2001;**85**:82-90.
31. **IVANOVSKI S, SAVAGE NW, BROCKHURST PJ et BIRD PS.**
Disinfection of dental stone casts : antimicrobial effects and physical property alterations.
Dent Materials 1995;**11**(1):19-23.
32. **JEFFERIES S, BENNETT R et STAMBAUGH K.**
Effectiveness of antimicrobial containing alginate in reducing surface bacteria (abstract 1914).
J Dent Res 1990;**69**(Spec.Issue):348.
33. **JENNING KJ et SAMARANAYAKE LP.**
The persistence of microorganisms on impression materials following disinfection.
Int J Prosthodont 1991;**4**:382-387.
34. **JONES ML, NEWCOMBE RG, BELLIS H et BOTTOMLEY J.**
The dimensional stability of self-disinfecting alginate impressions compared to various immersion regimes.
Angle Orthod 1990;**60**:123-128.
35. **KERN M, RATHMER RM et STRUB JR.**
Three dimensional investigation of the accuracy of impression materials after disinfection.
J Prosthet Dent 1993;**70**(5):449-456.
36. **KESS RS, COMBE EC et SPARKS BS.**
Effect of surface treatments on the wettability of vinyl polysiloxane impression materials.
J Prosthet Dent 2000;**83**:98-102.
37. **KING BB, NORLING BK et SEALS R.**
Gypsum compatibility of antimicrobial alginates after spray disinfection.
J Prosthodont 1994;**3**:219-227.
38. **LANGENWALTER EM, AQUILINO SA et TURNER KA.**
The dimensional stability of elastomeric impression materials following disinfection.
J Prosthet Dent 1990;**63**(3):270-276.

39. **LARSEN T, FIEHN NE, PEUTZFELDT A et ÖWALL B.**
Disinfection of dental impressions and occlusal records by ultraviolet radiation.
Eur J Prosthodont Rest Dent 2000;8(2):71-74.
40. **LEUNG R et SCHONFELD S.**
Gypsum casts as a potential source of microbial cross contamination.
J Prosthet Dent 1983;49:210-211.
41. **LOOK JO, CLAY DJ, GONG K et MESSER HH.**
Preliminary results from disinfection of irreversible hydrocolloid impressions.
J Prosthet Dent 1990;63:701-707.
42. **MANSFIELD SM et WHITE JM.**
Antimicrobial effects from incorporation of disinfectants into gypsum casts.
Int J Prosthodont 1991;4:180-185.
43. **MARTIN MV.**
Infection control in the dental environment : effective procedures.
Cambridge : Martin Dunitz, university press, 1991.
44. **MATYAS J, DAO N, CAPUTO AA et LUCATORTO FM.**
Effects of disinfectants on the dimensional accuracy of impression materials.
J Prosthet Dent 1990;64:25-31.
45. **MC NEILL MR, COULTER WA et HUSSEY DL.**
Disinfection of irreversible hydrocolloid impressions : a comparative study.
Int J Prosthodont 1992;5:563-567.
46. **MERCHANT VA.**
Update on disinfection of impressions, prostheses and casts.
J Calif Dent Assoc 1992;20(10):31-35.
47. **MILLER CH et PALENIK CJ.**
Infection control.
St Louis : Mosby-Year Book, 1994.
48. **MILWARD PJ, PHIL M et WATRES MG.**
The effect of disinfection and a wetting agent on the wettability of addition-polymerized silicone impression materials.
J Prosthet Dent 2001;86:165-167.
49. **MINISTERE DE L'EMPLOI ET DE LA SOLIDARITE.**
Guide de prévention de la transmission des maladies infectieuses.
Stomatologie-odontologie.
Paris : Imprimerie Nationale, 1997.

50. **MOUTON C, ROBERT JC, SIXOU JL et TRAHAN L.**
Bactériologie bucco-dentaire.
Paris : Masson, 1994.
51. **MULLER M et BOLLA M.**
Décontamination des empreintes aux alginates et aux silicones.
J Biomater Dent 1998;**13**:107-125.
52. **MULLER M et BOLLA M.**
Décontamination des empreintes et des modèles en plâtre. Quelles méthodes adopter ?
Cah Prothèse 1999;**107**:71-78.
53. **MULLER M et BOLLA M.**
Nettoyage et décontamination des empreintes.
Prothèse Dentaire 1995;**102**:15-24.
54. **MULLER M, GABINSKI A et BOLLA M.**
Décontamination des empreintes, enquête épidémiologique.
Actual Odontostomatol (Paris) 1995;**189**:51-71.
55. **OLIN PS, HOLTAN JR, BREITBACH RS et RUDNEY JD.**
The effects of sterilization on addition silicone impressions in custom and stock metal trays.
J Prosthet Dent 1994;**71**(6):625-630.
56. **PALENIK CJ, SETCOS JC et MILLER GH.**
Antimicrobial activity of a disinfectant-containing alginate impression material (abstract 348).
J Dent Res 1990;**69**(Spec.Issue):1915.
57. **PERRIN D, PACAUD G et PÔNE D.**
Contrôle du risque infectieux en odontologie.
Paris : CDP, 1997.
58. **PETER OWEN C et GOOLAM R.**
Disinfection of impression materials to prevent viral cross contamination : a review and a protocol.
Int J Prosthodont 1993;**6**(5):480-491.
59. **PETITJEAN Y et SCHITTLY J.**
Les empreintes en prothèse fixée.
Paris : CDP, 1993.

60. **PEUTZFELDT A et ASMUSSEN E.**
Effect of disinfecting solutions on surface texture of alginate and elastomeric impressions.
Scand J Dent Res 1990;**98**:74-81.
61. **POSTAIRE M, MORELLI P, MARTIN C et coll.**
Influence de la désinfection sur la précision d'empreintes à l'alginate.
Actual Odontostomatol 2002;**220**:461-473.
62. **POULOS JG et ANTONOFF LR.**
Disinfection of impressions. Methods and effects on accuracy.
NY State Dent J 1997;**63**(6):34-36.
63. **POWELL GL, RUNNELLS RD, SAXON BA et WHISENANT BK.**
The presence and identification of organisms transmitted to dental laboratories.
J Prosthet Dent 1990;**64**(2):235-237.
64. **PURK JH, WILLES MG, TIRA DE et coll.**
The effects of different storage conditions on polyether and polyvinylsiloxane impressions.
J Am Dent Assoc 1998;**129**:1014-1021.
65. **RAMER MS, GERHARDT DE et McNALLY K.**
Accuracy of irreversible hydrocolloid impression material mixed with disinfectant solutions.
Prosthodont J 1993;**2**(3):156-158.
66. **RESMOND-RICHARD F, MARC B, TOUBON P et coll.**
Aérocontamination en pratique dentaire : risques spécifiques et moyens de prévention.
Actual Odontostomatol 1989;**168**:727-740.
67. **RICE CD, DYKSTRA MA et GIER RE.**
Bacterial contamination in irreversible hydrocolloid impression material and gingival retraction cord.
J Prosthet Dent 1991;**65**(4):496-499.
68. **RIOS DPM, MORGANO SM, STEIN RS et ROSE L.**
Effects of chemical disinfectant solutions on the stability and accuracy of dental impression complex.
J Prosthet Dent 1996;**96**(4):356-362.
69. **ROSEN M et TOUYZ LZ.**
Influence of mixing disinfectant solutions into alginate on working time and accuracy.
J Dent 1991;**19**(3):186-188.

70. **SAMARANAYAKE LP, HUNJAN M, JENNINGS KJ.**
Carriage of oral flora on irreversible hydrocolloid and elastomeric impression materials.
J Prosthet Dent 1991;**65**(2):244-249.
71. **SAMARANAYAKE LP, SCHEUTZ F et COTTONE JA.**
La maîtrise de la contamination au cabinet dentaire.
Paris : Masson, 1993.
72. **SARMA AC et NEIMAN R.**
A study of the effect of disinfectant chemicals on physical properties of die stone.
Quintessence Int 1990;**21**(1):53-59.
73. **SCHIFF E, De MEDINA MD, KLINE SN et coll.**
Veterans administration co-operative study on hepatitis and dentistry positive for anti HBc or anti HBs (or both).
J Am Dent Assoc 1986;**113**:390-396.
74. **SCHUTT RW.**
Bactericidal effect of a disinfectant dental stone on irreversible hydrocolloid impressions and stone casts.
J Prosthet Dent 1989;**62**:605-607.
75. **SCHWARTZ RS, HUTCHINGS ML, HENSLEY DH et coll.**
Immersion disinfection of irreversible hydrocolloid impressions in pH-adjusted sodium hypochlorite. Part 1 : microbiologie ; part 2 : effect on gypsum casts.
Int J Prosthodont 1996;**9**(3):217-229.
76. **SEVEDGE SR, GUNDERSON RB et SINGER MT.**
Linear distorsion and compatibility of an antimicrobial irreversible hydrocolloid impression material and improved dental stones.
J Prosthet Dent 1989;**62**:612-615.
77. **STERN MA, JOHNSON GH et TOOLSON LB.**
An evaluation of dental stones after repeated exposure to spray disinfectants. Part I: abrasion and compressive strength.
J Prosthet Dent 1991;**65**:713-718.
78. **STRASSLER HE.**
Disinfecting impressions, prosthetics key to thorough infection control.
Dent Office 1991;**10**(8):4-5.
79. **TAN HK, HOOPER PM, BUTTAR IA et WOLFAARDT JF.**
Effects of disinfecting irreversible hydrocolloid impressions on the resultant gypsum casts. Part II : Dimensional changes.
J Prosthet Dent 1993;**70**:532-537.

80. **TAN HK, WOLFAARDT JF, HOOPER PM et BUBSBY B.**
Effects of disinfecting irreversible hydrocolloid impressions on the resultant gypsum casts. Part I : Surface quality.
J Prosthet Dent 1993;69(3):250-257.
81. **TAYLOR RL, WRIGHT PS et MARYAN C.**
Disinfection procedures : their effect on the dimensional accuracy and surface quality of irreversible hydrocolloid impression materials and gypsum casts.
J Dent Mater 2002;18:103-110.
82. **TEBROCK OC, ENGLEMEIR RL, MAYFIELD TG et ADAMS HJU.**
Managing dental impressions and casts of patients with communicable diseases.
Gent Dent 1989;37:490-495.
83. **TOBIAS RS, BROWNE RM et WILSON CA.**
An *in vitro* study of the antibacterial and antifungal properties of an irreversible hydrocolloid impression material impregnated with disinfectant.
J Prosthet Dent 1989;62:601-605.
84. **TOH CG, SETCOS JC, PALENIK CJ et coll.**
Influence of disinfectants on a vinyl polysiloxane impression material (abstract 212).
J Dent Res 1987;66(Spec.Issue):133.
85. **TOUYZ LZG et ROSEN M.**
Disinfection of alginate impression material using disinfectants as mixing and soak solutions.
J Dent 1991;19(4):255-257.
86. **TOWNSEND JD, NICHOLLS JI et POWELL GL.**
The effect of disinfectants on the accuracy of hydrocolloid impression materials (abstract 202).
J Dent Res 1988;67(Spec.Issue):138.
87. **TRAMBA Ph.**
La désinfection des matériaux d'empreintes : revue de la littérature.
Réal Clin 1993;4(4):541-550.
88. **TUIT CM et COOGAN MM.**
The effect of elastomeric impression materials on the growth of micro-organisms.
S Afr Dent J 1999;54:464-469.

89. **TYLER R, TOBIAS RS, AYLIFFE GAJ et BROWNE RM.**
An *in vitro* study of the antiviral properties of an alginate impression material impregnated with disinfectant.
J Dent 1989;17:137-139.
90. **UNEMORI M, MATSUYA Y, MATSUYA S et coll.**
Formulation of glutaraldehyde disinfectant for alginate impressions.
J Dent Mater 1999;18(4):337-346.
91. **VEKSLER AE, KAYROUZ GA et NEWMAN MG.**
Reduction of salivary bacteria by pre-procedural rinses with chlorhexidine 0,12 %.
J Periodontol 1991;62:649-651.
92. **WATKINSON AC.**
Disinfection of impressions in UK dental schools.
Br Dent J 1988;31:22-23.
93. **WOOD PR.**
Cross infection control in dentistry.
Aylesbury: Wolfe, 1992.
94. **ZISSU D.**
Evaluation des effets du glutaraldéhyde sur la santé en milieu professionnel.
Cahiers de notes documentaires-Hygiène et sécurité du travail.
INRS ND 2110-176-99.

BOISTIER (François).- La désinfection des empreintes : données actuelles.
- 120f., 30cm.- (Thèse : Chir. Dent. ; Nantes ; 2003)

Résumé

La cavité buccale est un milieu septique. La salive et le sang peuvent être des vecteurs importants de transmission de maladies infectieuses. Tout objet qui entre en contact avec le milieu buccal se trouve contaminé.

Les empreintes, porteuses de germes, doivent être désinfectées pour éviter une transmission infectieuse au personnel soignant et des infections croisées suite aux étapes de laboratoire. Malgré un large choix de produits commercialisés, la crainte de nuire à l'enregistrement et l'absence de consensus au niveau de la profession semblent conduire encore trop de chirurgiens-dentistes à ne pas désinfecter leurs empreintes.

Depuis quelques années, l'apparition de souches bactériennes polyrésistantes et de nouveaux virus sont un véritable problème de santé publique ; la désinfection des empreintes doit donc devenir un geste systématique chez tous les praticiens.

Rubrique de classement : - Prothèse

Mots-clés :

- Matériaux empreinte dentaire
- Désinfection
- Hypochlorite Sodium
- Asepsie

Mots-clés anglais :

- Dental impression materials
- Disinfection
- Sodium Hypochlorite
- Asepsis

JURY

- Président : Monsieur le Professeur L. HAMEL
- Codirecteur : Monsieur le Professeur L. HAMEL
- Assesseurs : Monsieur le Professeur A. DANIEL

Monsieur le Docteur F. BODIC

Monsieur le Docteur G. AMADOR DEL VALLE