

**UNIVERSITE DU DROIT ET DE LA SANTE DE LILLE 2**

**FACULTE DE CHIRURGIE DENTAIRE**

---

Année de soutenance : 2016

N°:

**THESE**

pour le

**DIPLOME D'ETAT**

**DE DOCTEUR EN CHIRURGIE DENTAIRE**

Présentée et soutenue publiquement le 06 Décembre 2016

Par Pierre LEMONNIER

Né(e) le 29 OCTOBRE 1990 à Rouen– FRANCE

<b>GESTION DU RISQUE INFECTIEUX LIÉ A L'EAU DES UNITS DENTAIRES</b>
---

**JURY**

Président : Monsieur le Professeur Thomas COLARD

Assesseurs : Monsieur le Docteur Laurent NAWROCKI

Monsieur le Docteur Philippe ROCHER

Madame le Docteur Céline CATTEAU



**ACADEMIE DE LILLE**

**UNIVERSITE DU DROIT ET DE LA SANTE LILLE 2**

\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_

**FACULTE DE CHIRURGIE DENTAIRE**

**PLACE DE VERDUN**

**59000 LILLE**

\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_\*\_

Président de l'Université : Pr. X. VANDENDRIESSCHE  
Directeur Général des Services : P-M. ROBERT  
Doyen : Pr. E. DEVEAUX  
Vice-Doyens : Dr. E. BOCQUET, Dr. L. NAWROCKI et  
Pr. G. PENEL  
Responsable des Services : S. NEDELEC  
Responsable de la Scolarité : L. LECOCQ

\*\*\*\*\*

## PERSONNEL ENSEIGNANT DE L'U.F.R.

### PROFESSEURS DES UNIVERSITES :

P. BEHIN	Prothèses
T. COLARD	Sciences Anatomiques et Physiologiques, Occlusodontiques, Biomatériaux, Biophysiques, Radiologie
<b>E. DELCOURT-DEBRUYNE</b>	Professeur Emérite Parodontologie
E. DEVEAUX	Odontologie Conservatrice - Endodontie <b>Doyen de la Faculté</b>
<b>G. PENEL</b>	Responsable de la Sous-Section <b>des Sciences Biologiques</b>
M.M. ROUSSET	Odontologie Pédiatrique

### MAITRES DE CONFERENCES DES UNIVERSITES

<b>T. BECAVIN</b>	Responsable de la Sous-Section <b>d'Odontologie Conservatrice - Endodontie</b>
A.BLAIZOT	Prévention, Epidémiologie, Economie de la Santé, Odontologie Légale.
<b>F. BOSCHIN</b>	Responsable de la Sous-Section de <b>Parodontologie</b>
<b>E. BOCQUET</b>	Responsable de la Sous- Section d' <b>Orthopédie Dento-Faciale</b>
<b>C. CATTEAU</b>	Responsable de la Sous-Section de <b>Prévention, Epidémiologie, Economie de la Santé, Odontologie Légale.</b>

A. CLAISSE	Odontologie Conservatrice - Endodontie
M. DANGLETERRE	Sciences Biologiques
A. de BROUCKER	Sciences Anatomiques et Physiologiques, Occlusodontiques, Biomatériaux, Biophysiques, Radiologie
T. DELCAMBRE	Prothèses
<b>C. DELFOSSE</b>	Responsable de la Sous-Section <b>d'Odontologie Pédiatrique</b>
F. DESCAMP	Prothèses
A. GAMBIEZ	Odontologie Conservatrice - Endodontie
F. GRAUX	Prothèses
P. HILDELBERT	Odontologie Conservatrice - Endodontie
<b>J.M. LANGLOIS</b>	Responsable de la Sous-Section de <b>Chirurgie Buccale, Pathologie et Thérapeutique, Anesthésiologie et Réanimation</b>
C. LEFEVRE	Prothèses
J.L. LEGER	Orthopédie Dento-Faciale
M. LINEZ	Odontologie Conservatrice - Endodontie
G. MAYER	Prothèses
L. NAWROCKI	Chirurgie Buccale, Pathologie et Thérapeutique, Anesthésiologie et Réanimation Chef du Service d'Odontologie A. Caumartin - CHRU Lille
C. OLEJNIK	Sciences Biologiques
P. ROCHER	Sciences Anatomiques et Physiologiques, Occlusodontiques, Biomatériaux, Biophysiques, Radiologie
<b>M. SAVIGNAT</b>	Responsable de la Sous-Section <b>des Sciences Anatomiques et Physiologiques,</b>

**Occlusodontiques, Biomatériaux,  
Biophysiques, Radiologie**

T. TRENTESAUX

Odontologie Pédiatrique

**J. VANDOMME**

Responsable de la Sous-Section de **Prothèses**

***Réglementation de présentation du mémoire de Thèse***

Par délibération en date du 29 octobre 1998, le Conseil de la Faculté de Chirurgie Dentaire de l'Université de Lille 2 a décidé que les opinions émises dans le contenu et les dédicaces des mémoires soutenus devant jury doivent être considérées comme propres à leurs auteurs, et qu'ainsi aucune approbation, ni improbation ne leur est donnée

**Aux membres du jury,**

**Monsieur le Professeur Thomas COLARD**

**Professeur des Universités – Praticien Hospitalier des CSERD**

*Sous-Section Sciences Anatomiques et Physiologiques,*

*Occlusodontiques, Biomatériaux, Biophysique et Radiologie.*

Docteur en Chirurgie Dentaire

Docteur au Muséum National d'Histoire Naturelle en Anthropologie Biologique

*Je vous remercie de m'avoir fait l'honneur de  
présider le jury de cette thèse.*

*Je tiens ici à vous remercier de la qualité de  
vos enseignements reçus lors de mes années  
d'études.*

*Veillez trouver ici l'expression de ma sincère  
reconnaissance.*

**Monsieur le Docteur Laurent NAWROCKI**

**Maître de Conférences des Universités – Praticien Hospitalier des CSERD**

*Sous-Section Chirurgie Buccale, Pathologie et Thérapeutique, Anesthésiologie et Réanimation*

Docteur en Chirurgie Dentaire

Doctorat de l'Université de Lille 2 (mention Odontologie)

Maîtrise en Biologie Humaine

C.E.S d'Odontologie Chirurgicale

Coordonnateur Adjoint du D.E.S de Chirurgie Orale

Secrétaire du Collège Hospitalo-Universitaire de Médecine Buccale et Chirurgie Buccale

Vice Doyen Relations Intérieures et Extérieures de la Faculté de Chirurgie Dentaire

Chef du Service d'Odontologie du Centre Abel Caumartin – CHRU de LILLE

*Mes plus vifs remerciements pour avoir accepté de siéger au jury de ma thèse.*

*Je vous suis reconnaissant de votre bienveillance et de votre disponibilité.*

*Soyez assuré de ma considération la plus sincère.*

**Monsieur le Docteur Philippe ROCHER**

**Maître de Conférences des Universités – Praticien Hospitalier des CSERD**

*Sous-Section Sciences Anatomiques et Physiologiques, Occlusodontiques, Biomatériaux, Biophysique et Radiologie.*

Docteur en Chirurgie Dentaire

Doctorat de l'Université de Lille 2 (mention Odontologie)

Maîtrise des Sciences Biologiques et Médicales

D.E.A de Génie Biologique et Médicale (option Biomatériaux)

D.U de Génie Biologique et Médicale

C.E.S de Biomatériaux

*Un grand merci d'avoir accepté de faire partie  
du jury de cette thèse.*

*Vous m'avez fait profité de vos compétences  
dans le domaine à travers vos ouvrages et nos  
échanges.*

*Veillez trouver ici l'expression de toute ma  
gratitude.*

**Madame le Docteur Céline CATTEAU**

**Maître de Conférences des Universités – Praticien Hospitalier des CSERD**

*Sous-Section Prévention, Epidémiologie, Economie de la Santé et Odontologie  
Légale*

Docteur en Chirurgie Dentaire

Responsable de la Sous-Section Prévention et Epidémiologie, Economie de la Santé  
et Odontologie Légale

Coordonnateur inter-région du DES de Médecine Bucco-Dentaire

Docteur de l'Université d'Auvergne – Discipline Odontologie

Master II Recherche « Santé et Populations », Spécialité Evaluation en Santé &  
Recherche Clinique - Université Claude Bernard, Lyon I

Maîtrise de Sciences Biologiques et Médicales – Université Lille2

Formation à la sédation consciente par administration de MEOPA pour les soins  
dentaires – UFR d'Odontologie de Clermont-Ferrand

Formation certifiante « concevoir et évaluer un programme éducatif adapté au  
contexte de vie d'un patient » - CERFEP Lille

*Je tiens tout particulièrement à vous remercier  
d'avoir accepté de prendre la direction de mon  
travail et de vous être investie dans sa  
correction.*

*Votre aide et vos conseils m'ont véritablement  
aidé dans la réalisation et la rédaction de cette  
thèse. J'ai apprécié la disponibilité et la  
gentillesse et le soutien que vous m'avez  
témoigné.*

*Veillez trouver ici le témoignage de ma  
reconnaissance et de ma sincère considération.*





## Table des matières

### Introduction

I- LE CIRCUIT D'EAU DES UNITS DENTAIREs .....	17
1.1 Points d'entrée .....	17
1.2 Les conduites d'eau ou tubulures.....	22
1.3 Les points de sortie.....	26
II- LE RISQUE INFECTIEUX LIE A L'EAU DES UNITS DENTAIREs .....	29
2.1 Etude de la littérature.....	29
2.2 Flore microbienne de l'eau des unités dentaires.....	31
2.2.1 Bactéries et toxines bactériennes.....	33
2.2.1.1 <i>Legionella pneumophila</i> .....	33
2.2.1.2 <i>Pseudomonas aeruginosa</i> .....	34
2.2.1.3 Les endotoxines .....	35
2.2.1.4 Les mycobactéries non tuberculeuses.....	36
2.2.1.5 Les champignons.....	36
2.2.1.6 Les protozoaires.....	36
2.2.1.7 Les virus.....	37
2.3 La réglementation française vis-à-vis de la qualité microbiologique de l'eau des unités dentaires.....	38
2.4 Moyens de mesures de la qualité microbiologique de l'eau des unités dentaires.....	39
2.4.1 La culture sur gélose .....	39
2.4.2 La cytométrie en flux.....	39
2.4.3 La microscopie à fluorescence .....	40
2.4.4 La Polymerase Chain Reaction (PCR).....	40
III- MAITRISE DU RISQUE INFECTIEUX LIE A L'EAU DES UNITS DENTAIREs :	
MOYENS ACTUELS.....	42
3.1 Traitements de l'eau aux points d'entrée.....	42
3.1.1 Traitements physiques.....	43
3.1.1.1 L'adoucisseur.....	43
3.1.1.2 La filtration au charbon actif.....	43

3.1.1.3 L'osmose inverse.....	44
3.1.1.4 Les ultra-violet.....	45
3.1.1.5 Filtres dits « tous germes ».....	45
3.1.2 Les traitements chimiques.....	46
3.1.2.1 Eau oxygénée.....	49
3.1.2.2 La chlorhexidine.....	51
3.1.2.3 Ammonium quaternaire.....	52
3.1.2.4 Dérivés chlorés et hypochlorite de sodium.....	53
3.1.2.5 Percarbonate de sodium et nitrate d'argent.....	55
3.1.2.6 Perborate de sodium.....	55
3.1.2.7 Eau activée électrochimiquement.....	56
3.1.2.8 L'ozone.....	58
3.1.3 Efficacité comparative des traitements chimiques.....	58
3.1.4 Entretien des réseaux indépendants.....	59
3.2 Traitements de l'eau aux points de sortie.....	59
3.2.1 Purges des circuits d'eau de la seringue air/eau et des PID...60	60
3.2.2 Traitement des PID.....	62
3.2.3 Filtration sur les PID.....	64
3.3 Moyens complémentaires.....	65
<b>Conclusion.....</b>	<b>66</b>
<b>Bibliographie.....</b>	<b>68</b>
<b>Table des illustrations.....</b>	<b>77</b>
<b>Annexes.....</b>	<b>79</b>

## INTRODUCTION

L'eau est un élément indispensable pour le bon fonctionnement de l'unit dentaire et la pratique odontologique. Lors de l'utilisation des instruments dynamiques, l'eau est utile à l'irrigation, au refroidissement et au nettoyage des parties travaillantes.

Alors que la qualité microbiologique de l'eau des units dentaires ne fait l'objet d'aucune norme en France, le risque sanitaire lié à son utilisation est une préoccupation émergente depuis quelques années en odontologie, y compris à l'étranger.

La conception actuelle des units dentaires favorise la stagnation de l'eau et par conséquent la prolifération d'une flore hydrique et la formation de biofilms pouvant abriter des micro-organismes potentiellement pathogènes. Ainsi, la question du risque de transmission d'agents infectieux potentiellement pathogènes au patient et à l'équipe soignante lors du soin se pose.

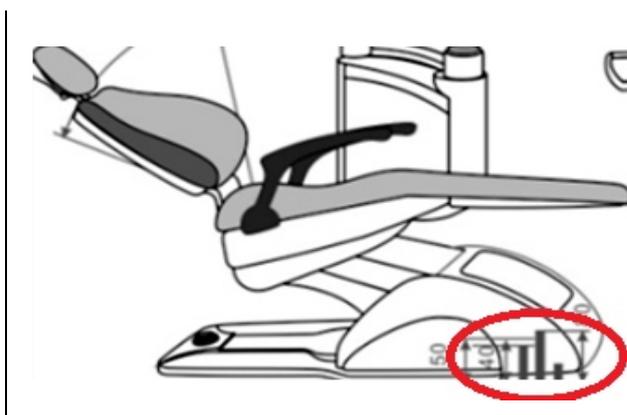
L'objectif de ce travail était d'explicitier le risque infectieux lié à l'eau des units dentaires et d'étudier les différentes mesures existant actuellement pour maîtriser ce risque.

Après une présentation des éléments composant l'unit dentaire, les risques et les conséquences de la transmission d'agents pathogènes via l'eau des units dentaires sont rapportés. Enfin, les techniques tant physiques que chimiques permettant la gestion de la qualité microbiologique de l'eau des units dentaires sont présentées pour guider le praticien dans le choix d'un protocole de traitement de l'eau de son unit dentaire.

## I- LE CIRCUIT D'EAU DES UNITS DENTAIRES

### 1.1 Les points d'entrée

Deux systèmes d'alimentation en eau partagent le marché des unités dentaires. On distingue les unités dentaires raccordés au réseau de distribution publique (Figure 1) et les unités dentaires alimentés par un réservoir indépendant (Figure 2), soit une bombonne faisant partie intégrante de l'unité dans laquelle l'utilisateur met l'eau de son choix (le plus souvent, il s'agit d'eau issue du réseau de distribution publique prélevée à partir d'un point d'eau du cabinet).



**Figure 1** : Exemple d'un unit dentaire alimenté par le circuit d'eau courante ([www.athenadental.fr](http://www.athenadental.fr))



**Figure 2** : Exemple d'un unit dentaire alimenté par un réservoir indépendant. ([www.a-dec.com](http://www.a-dec.com))

La très grande majorité des unités dentaires est donc finalement alimenté par l'eau du réseau de distribution publique soit directement soit indirectement.

En France, l'eau du robinet fait l'objet d'un contrôle sanitaire strict afin d'éviter tout risque pour la santé lié à sa consommation. Celle-ci doit ainsi satisfaire aux critères de potabilité réglementaires. La directive européenne 98/83/CE (1) fixe au niveau européen des exigences à respecter au sujet de la qualité des eaux destinées à la

consommation humaine. Cette directive a été transposée en droit français dans le Code de la Santé Publique, aux articles R. 1321-1 à R. 1321-66. L'article R. 1321-2 précise que les eaux destinées à la consommation humaine doivent :

- ne pas contenir un nombre ou une concentration de micro-organismes, de parasites ou de toutes autres substances constituant un danger potentiel pour la santé des personnes ;
- être conformes aux limites de qualité, portant sur des paramètres microbiologiques et chimiques, définies par arrêté du ministre chargé de la santé.

L'arrêté du 11 janvier 2007 relatif à la sécurité sanitaire des eaux destinées à la consommation humaine fixe ces normes de qualité à respecter pour un certain nombre d'éléments dans l'eau potable dont le chlore, le plomb, les nitrates, les pesticides et les bactéries (Tableau 1). Le fait qu'une eau soit conforme aux normes, c'est-à-dire potable, ne signifie donc pas qu'elle soit exempte de matières polluantes, mais que leur concentration a été jugée suffisamment faible pour ne pas mettre en danger la santé du consommateur (2).

**Tableau 1** : Synthèse des concentrations limites des principaux micro-organismes recherchés dans l'eau à usage alimentaire d'après le décret n°2007-49 du 11 janvier 2007 (2)

<i>Micro-organismes</i>	<i>Concentration limite légale</i>
Coliformes totaux	< 1 UFC <sup>1</sup> /100 ml
Entérocoques	< 1 UFC/100 ml
Escherichia coli	< 1 UFC/100 ml
Flore aérobie revivifiable à 22°C	< ou = 100 UFC/100 ml
Flore aérobie revivifiable à 37°C	< ou = 10 UFC/100 ml
Pseudomonas aeruginosa	< 1 UFC/100 ml

En France, en 2014, les Agences Régionales de Santé (ARS) ont réalisé plus de 314 000 prélèvements d'échantillons d'eau. Les résultats ont permis de conclure que 97,1% de la population française était continuellement alimentée par une eau respectant tous les paramètres biologiques requis (3).

---

<sup>1</sup> Unité Formant Colonie

Pour les établissements de santé, des normes spécifiques s'ajoutent. L'absence de *Pseudomonas aeruginosa*, bactérie pathogène de tropisme hydrique, et les coliformes totaux doivent être contrôlés. La circulaire DHOS/E4/DGS/SD7A n° 2005-417 du 9 septembre 2005 relative au guide technique de l'eau dans les établissements de santé (4), recommande à chaque établissement d'effectuer trimestriellement des prélèvements au niveau d'un point d'eau d'entrée qui se veut représentatif de l'usage de l'établissement et du point d'eau le moins utilisé.

Le chirurgien-dentiste, qu'il travaille en ville ou en établissement de santé, n'est donc pas directement responsable de la qualité microbiologique de l'eau de distribution du réseau public. Néanmoins, il est légitime de se poser la question du risque engendré par la présence de certains agents pathogènes, même en quantité minime, dans l'eau utilisée pour les soins et plus particulièrement pour les patients immunodéprimés. Dans ce dernier cas, il est recommandé d'envisager l'utilisation d'eau bactériologiquement maîtrisée (5). Elle est obtenue suite à un traitement physique ou chimique de l'eau provenant du réseau. Ce procédé lui permet d'être d'une qualité bactériologique supérieure comparativement à celle à la sortie du robinet (Tableau 2).

**Tableau 2 :** Tableau comparatif des niveaux cibles recherchés pour les eaux bactériologiquement maîtrisées par rapport aux eaux à usage alimentaire d'après le décret d'après le décret n°2007-49 du 11 janvier 2007 (2)

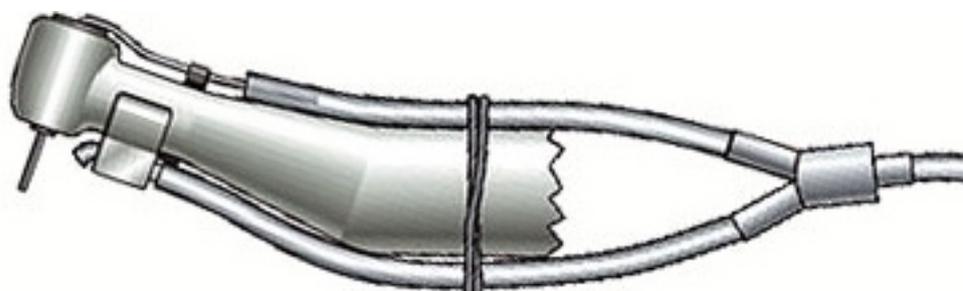
	Niveau cible par 100 ml pour les eaux bactériologiquement maîtrisées	Niveau cible par 100 ml pour les eaux à usage alimentaire
Flore revivable à 22°C	< ou = 1 UFC/ 100 ml	< ou = 100 UFC/ 100 ml
Flore revivable à 37°C	< ou = 1 UFC/ 100 ml	< ou = 10 UFC/ 100 ml
<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	< ou = 1 UFC/ 100 ml	< ou = 1 UFC/ 100 ml

L'utilisation d'un réservoir indépendant pour alimenter en eau l'unit dentaire a pour avantage de permettre à l'utilisateur d'employer une eau autre que celle du réseau de distribution publique, telles que les eaux bactériologiquement maîtrisées, telles que l'eau distillée ou encore l'eau osmosée.

L'eau distillée fait partie des eaux purifiées. A la fin de son traitement, elle est apyrogène.

L'eau osmosée est également une eau purifiée qui ne contient plus aucune substance organique et inorganique (le procédé d'élaboration est décrit dans la partie III).

L'eau stérile peut également être utilisée pour alimenter le réservoir de l'unit dentaire. Elle est définie par la Pharmacopée française (X<sup>ème</sup> édition) comme « *une eau caractérisée par l'absence de tout organisme et conditionnée en flacon hermétiquement fermé.* » Son utilisation est spécifiquement recommandée par la Haute Autorité de Santé (HAS) dans son rapport de 2008 intitulé « Conditions de réalisation des actes d'implantologie orale : environnement technique » (6), pour la mise en place de matériaux inertes comme les implants, les matériaux de comblement ou les membranes ainsi que pour certains actes chirurgicaux (chirurgie péri-apicale, avulsion de dents incluses...). Dans ce cas, la stérilisation des tubulures de l'unit dentaire étant impossible, il convient d'utiliser des poches d'eau stérile couplées au moteur d'implantologie ou de chirurgie, et un système de tubulures externes stériles à usage unique (Figure 3) (7).



**Figure 3** : Schéma d'une irrigation de rotatif par tubulures externes extrait du site dentalprive.fr

Un système d'alimentation en eau au moyen d'un réservoir indépendant peut donc s'avérer séduisant en permettant à l'utilisateur d'utiliser une eau bactériologiquement maîtrisée.

L'utilisation de ce type d'eau a pour avantages :

- la diminution de l'entartrage des canalisations de l'unit
- l'utilisation d'une eau à un très faible taux de contamination produite sans l'aide de traitement chimique adjuvant
- le moindre recours à des traitements chimiques visant à maintenir satisfaisante la qualité de l'eau à la sortie de l'unit.
  
- En revanche, des questions subsistent sur les difficultés à maintenir la propreté du réservoir, avec pour conséquence un risque de contamination de l'eau qui y sera stockée.

D'une part, les réservoirs sont relativement volumineux et présentent un goulot étroit qui rend le nettoyage intérieur difficile (Figure 3). Malgré le fait que certains fabricants d'units dentaires proposent des réservoirs stérilisables (A-Dec ® par exemple), leur mise en place sur l'unit dentaire se fait soit par vissage, soit par emboitage d'une partie mâle dans une partie femelle ; la partie solidaire de l'unit dentaire est donc exposée à la contamination environnementale lors de la dépose du réservoir, et est difficile à décontaminer. Ceci pose la question de l'intérêt de la stérilisation par rapport à une désinfection à froid du réservoir.



**Figure 4:** Réservoir d'eau en matière plastique avec pas de vis. On note l'étroitesse du goulot comparativement au volume du réservoir (Document personnel)

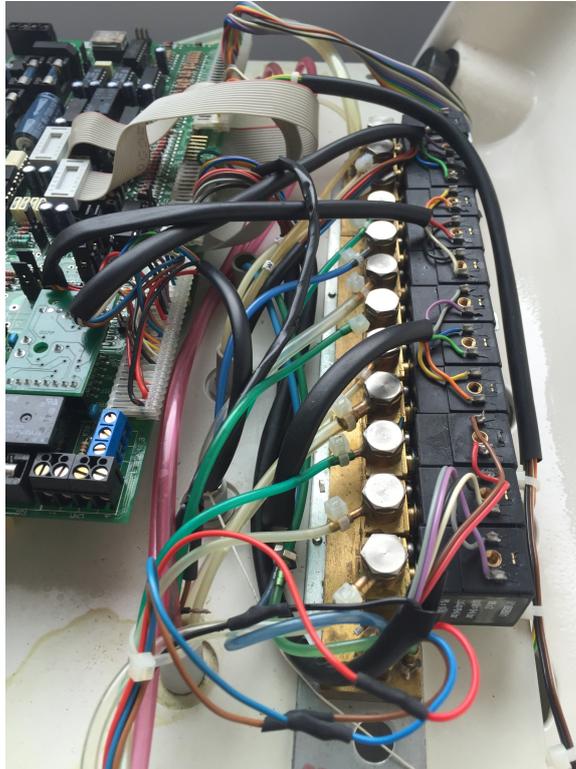
Indépendamment de la problématique de la maîtrise de la qualité microbiologique de l'eau alimentant les unités dentaires, il convient de noter que l'utilisation d'une unité dentaire alimentée par réservoir indépendant implique le remplissage régulier de celui-ci au risque parfois de devoir interrompre une séance de soins.

## 1.2 Les conduites d'eau ou tubulures

Les conduites d'eau des unités dentaires sont les canalisations qui permettent à l'eau d'alimentation de l'unité dentaire de circuler depuis le point d'entrée jusqu'aux différents points de sortie. Elles sont généralement en polyuréthane ou en polychlorure de vinyle (PVC).

Ce sont ces conduites qui sont principalement à l'origine du risque infectieux potentiel de l'eau des unités dentaires. En effet, elles constituent un site préférentiel pour le développement d'un biofilm de par leur conception complexe avec de nombreux raccords (Figure 5), même si celui-ci peut se former sur tous les supports

de l'unit dentaire en contact avec de l'eau que ce soit aux points d'entrée (réservoir d'eau) ou aux points de sortie (porte-instruments dynamiques par exemple).



**Figure 5** : Visualisation de la complexité des tubulures de l'unit dentaire et des jonctions tubulures-électrovannes (Document personnel)

Le biofilm a été défini par Characklis (8) en 1990 comme une communauté microbienne adhérente à une surface fréquemment incluse dans une matrice de polymères extracellulaires. Il se forme sur la base de polymères extracellulaires (dit glycocalyx) qui, grâce à leurs propriétés adhérentes permettent par la suite la fixation des bactéries. Les micro-organismes sur leur support s'attachent pour développer une stratégie de survie.

Dans des conditions de vie favorables, Mattila-Sandholm et Wirtanen (9) ont constaté que tout micro-organisme avait la capacité de former un biofilm.

Les bactéries à Gram positif comme *Staphylococcus Aureus*, *Staphylococcus Epidermitis*, ou à Gram négatif comme *Escherichia Coli*, *Pseudomonas Aeruginosa*, ont de grandes capacités à former des biofilms.

D'après Chicurel, 60% des infections bactériennes acquises à l'hôpital seraient dues à des biofilms (10). *P.Aeruginosa* est une des causes majeures d'infection liée aux soins chez le patient immunodéprimé. Si le traitement de l'eau n'est pas efficace sur cette bactérie, elle s'aérosolise lors de l'utilisation des instruments et expose ainsi les patients et les praticiens (11).

Plusieurs facteurs influencent la formation du biofilm :

a) La surface du support

La formation du biofilm peut être plus ou moins facilitée en fonction de la nature du support (9), et les irrégularités de surfaces favorisent l'adhésion des bactéries (12).

Ces irrégularités sont variables selon la nature du matériau, mais également selon la vétusté de celui-ci. Il est plus facile pour un biofilm de s'ancrer dans des trous microscopiques d'une plomberie ou de tubulures âgées.

Boulané-Petermann (12) a également montré que *Staphylococcus aureus* adhère mieux in vitro aux alliages de titane et d'acier qu'au polyméthylmétacrylate par exemple. Certains matériaux seraient donc à privilégier par rapport à d'autres de la part des constructeurs pour la conception des unités.

Le choix des matériaux est donc un élément important à prendre en considération pour lutter contre les biofilms. Celui-ci doit s'orienter vers des matériaux moins rétentifs de biofilms ou permettant une meilleure désinfection.

Selon Yabune et al, les tubulures en polyvinylidène fluoride (PVDF) auraient une moins grande énergie de surface que les tubulures classiques en polyéthylène (PE), et par conséquent inhiberaient la formation du biofilm et réduiraient ainsi la charge bactérienne à la sortie de l'unité (13).

Sacchetti et al rapportent quant à eux que les tubulures en polytétrafluoroéthylène (PTFE) seraient moins rétentives de biofilms si elles sont de gros diamètre en comparaison avec les tubulures en PE. D'autre part, elles inhiberaient la colonisation et la croissance de *Pseudomonas aeruginosa* (14).

Hormis la qualité des matériaux, les jonctions, les coudes, les emboitements, ainsi que les raccords de flexibles (particulièrement sur les électrovannes) au niveau des tubulures, en font une installation complexe (Figure 5), favorisant la rétention de biofilms. Même les plus petites zones irrégulières sont aptes à recevoir une primo-adhésion bactérienne. Une attention doit être portée par les fabricants sur la conception des unités dentaires de manière à éviter ces éléments intermédiaires qui retiennent les micro-organismes, afin de faciliter toutes les mises en œuvre des procédures de désinfection des conduites d'eau.

#### b) Le flux

Lors du passage d'un liquide dans un conduit, on parle de flux ; celui-ci peut être soit turbulent soit laminaire. Cette différence de qualité du flux peut interférer sur la qualité de l'adhésion des bactéries et leur facilité à former un biofilm. Lappin-Scott et al (15) ont montré qu'en présence d'un flux turbulent, les bactéries étaient plus susceptibles d'être mises en relation avec les surfaces de la canalisation qu'en présence d'un flux laminaire.

Par ailleurs, la stagnation de l'eau dans les tubulures, lorsque l'unité dentaire n'est pas en fonctionnement, favorise la croissance du biofilm.

Il est à noter que la capacité d'une bactérie à adhérer au support croît avec le temps de stagnation. Par conséquent, plus le biofilm est ancien plus il est difficile à éliminer. La contamination de l'eau induite par sa stagnation au sein des tubulures de l'unité a été montrée par l'équipe de Whitehouse et al (16). Après avoir purgé l'unité dentaire jusqu'à rendre la concentration en bactéries non objectivable, une stagnation de l'eau dans le système a été opérée durant soixante-douze heures. Des relevés ont été réalisés toutes les demi-heures qui ont suivi l'arrêt de la purge. Les relevés ont mis en évidence une recontamination de l'eau à un seuil détectable à partir de la première demi-heure pour atteindre un pic de concentration au bout de la vingt-quatrième heure.

### c) Les caractéristiques du milieu

La concentration en ions, la température et le pH du milieu sont autant de facteurs influençant le développement du biofilm.

La concentration en ion calcium conditionne la capacité d'adhésion des bactéries sur les parois des conduites. En effet, le calcium chargé positivement permet de faire un pont chimique entre la paroi du conduit et la bactérie, tous deux portant une charge négative (17).

Au sein d'un milieu à basse température, les micro-organismes voient leur métabolisme se ralentir. Par conséquent, le phénomène d'attache aux parois est freiné. L'utilisation d'une eau plutôt froide est donc à privilégier pour obtenir un meilleur contrôle des biofilms et des bactéries libres dans l'unité.

Un pH basique du milieu a pour conséquence une diminution du phénomène d'adhésion.

### d) La concentration en substrats

Si les bactéries se trouvent en présence d'un milieu dans lequel peu de nutriments sont disponibles, alors les micro-organismes fixés au support seront plus à même de résister et croître que les micro-organismes libres qui nécessitent eux plus de nutriments pour vivre (18).

## 1.3 Les points de sortie

Les points de sortie de l'eau alimentant l'unité dentaire sont :

- Les porte-instruments dynamiques (PID) (turbine, contre-angle, pièce à main...)
- La seringue air/eau
- Le distributeur d'eau du gobelet (qui tend à disparaître du fait de la suppression du crachoir dans la conception moderne des unités dentaires).

La qualité microbiologique de l'eau aux différents points de sortie constitue un enjeu majeur pour limiter le risque de transmission d'agents infectieux, y compris croisée.

Le risque de transmission le plus élevé semble être imputable à l'usage des porte-instruments rotatifs (PIR), qui sont des instruments complexes, pour lesquels le risque de contamination est double.

En effet, s'il existe une contamination orthograde liée à la présence du biofilm dans les conduits d'alimentation aux différents points de sortie, la contamination de l'eau peut aussi être rétrograde pour les PIR.

Le refroidissement par eau des PIR a contraint les fabricants à installer des valves de réaspiration sur les têtes instrumentales afin de stopper l'écoulement liquidien à l'arrêt de l'utilisation de l'instrument. Ces valves ont pour inconvénient de provoquer une aspiration du spray chargé en agents microbiens responsable de la contamination rétrograde. Ce type de valves a plus tard été remplacé par les fabricants par des valves anti-rétraction (ou valves de butée), plus efficaces, que l'on retrouve à l'heure actuelle sur tous les PIR disponibles sur le marché. Cependant, des études expérimentales ont montré que le refoulement des liquides biologiques vers les canaux et la chambre interne des PIR existait toujours, malgré la mise en place de ces valves nouvelle génération.

Shpuntoff et Shpuntoff ont mis en évidence in vitro à l'aide d'une flamme l'existence d'une zone de dépression durant la mise en fonction de l'instrument située en avant et en dessous de la fraise responsable de ce fait d'une aspiration des fluides y compris pour les PIR équipés de valves anti-rétraction (19).

Lewis et Boe, ont quant à eux, réalisé une expérience mettant en évidence le refoulement au sein des PIR d'un colorant alimentaire initialement placé dans une solution simulant la salive du patient. Les résultats de l'étude montrent une lente élimination du colorant. Ils expliquent également que le fait de rincer la tête du PIR n'avait aucun effet sur l'élimination progressive du colorant. Même après 10 minutes sans utilisation, ils ont constaté que les PIR étaient encore contaminés au niveau de leur chambre à air. Ils émettent l'hypothèse que cela est imputable au fait que le PIR tourne encore au moment où le spray s'arrête et que cela engendrerait un mouvement de succion dans la tête de l'instrument (20).

In vivo, Bagga et al ont montré que la charge bactérienne de prélèvements réalisés sur des porte-instruments munis de valves de butée (14 UFC/ml) était très inférieure à celle des prélèvements réalisés sur des porte-instruments non munis de ce type de valve (54000 UFC/ml) (21).

Crawford et al (22) rapportent que la simple présence de bactéries ou de débris de fraisage peuvent induire une inefficacité de ces valves. Un entretien régulier des valves est donc recommandé afin de préserver leur efficacité.

Bien que limitant la contamination rétrograde des PIR, ces valves ne dispensent pas du traitement complet de ceux-ci, puisque lors de la réutilisation du porte-instrument, un relargage progressif de produits biologiques potentiellement infectants s'opère dans l'environnement ou directement dans la cavité buccale du patient.

Artini et al rapportent un haut risque d'infection virale croisée lié à la contamination des PIR et de leurs raccords par ce phénomène de réaspiration liquidien (23).

Par ailleurs, il convient de noter que l'huile de lubrification des PID recouvrant les parties internes afin de protéger les éléments mobiles des échauffements et de la corrosion, crée un obstacle à leur désinfection en constituant une barrière aux produits de traitement chimique, mais pose également un problème pour la stérilisation en provoquant un blocage de la vapeur d'eau. Pour éviter cela, il convient d'employer un lubrifiant résistant aux fortes températures comportant un agent tensio-actif n'empêchant pas l'action de la vapeur d'eau sur les parois internes des PID.

## II – LE RISQUE INFECTIEUX LIÉ À L'EAU DES UNITS DENTAIRE

### 2.1 Etude de la littérature

Blake en 1963 a été le premier à rapporter l'existence d'une contamination de l'eau des unités dentaires (24). Depuis, le risque infectieux lié à l'eau des unités dentaires a fait l'objet de nombreuses publications (21,24–29).

Bien que la contamination de l'eau des unités dentaires soit bien documentée, il est difficile de mettre en évidence un lien de causalité entre l'exposition à une eau contaminée et une infection avérée chez le patient. Laheij et al précisent que la faible incidence des infections croisées lors de soins dentaires est principalement due à un nombre de cas rapporté bien inférieur à la réalité, et cela parce que les patients atteints ne font que très rarement le lien avec un soin dentaire récent (30).

En 2012, Ricci et al ont rapporté le cas d'une Romaine, âgée de 82 ans, hospitalisée pour fièvre et difficultés respiratoires, et décédée deux jours plus tard d'une pneumopathie à *Legionella pneumophila* sérotype 1. Durant les jours qui avaient précédé l'apparition des symptômes, la patiente n'avait quitté que deux fois son domicile, chaque fois pour se rendre chez son dentiste. Des échantillons d'eau prélevés au cabinet ont révélé la présence de légionelles dans les canalisations d'eau (31).

La charge en micro-organismes de l'eau des unités dentaires et de l'air ambiant peut d'ailleurs être élevée.

En Turquie, Kadaifciler et Cotuk (32) ont montré que parmi 40 échantillons prélevés auprès de 20 unités dentaires, 70% d'entre eux étaient contaminés à un haut niveau par des bactéries mésophiles hétérotrophes aérobies<sup>2</sup> (>200 UFC/ml), et 90% des prélèvements d'air ambiant des salles de soins étaient contaminés à un niveau moyen de bactéries (<500 UFC/m<sup>3</sup>). En revanche, la contamination fongique était faible (<100 UFC/m<sup>3</sup>).

---

<sup>2</sup> Une bactérie hétérotrophe est une bactérie incapable de synthétiser sa propre matière organique et qui de fait, doit consommer des molécules organiques pour s'approvisionner en carbone. Cette bactérie ne réalise donc pas la photosynthèse

Le patient et l'équipe soignante sont ainsi exposés aux microorganismes présents dans l'eau des unités dentaires. Il existe trois voies d'exposition possibles dont la première concerne uniquement le patient alors que les deux suivantes concernent le patient et l'équipe soignante :

- L'ingestion directe de l'eau contaminée
- Le contact cutané-muqueux avec de l'eau contaminée
- L'inhalation d'aérosols contaminés : les aérosols sont de petites particules capables d'aller se loger dans les voies basses respiratoires et au fond des alvéoles pulmonaires, pouvant être la cause de pathologies respiratoires telles que l'asthme, les allergies respiratoires, ou encore des rhinites. La présence de micro-organismes en suspension dans l'air résulte de la sortie d'eau pressurisée sous forme de brume expulsée à haute vitesse par les porte-instruments rotatifs (Figure 6).

Dutil et al (33) ont constaté une nette variation du taux aérien de bactéries avant, pendant, et après des soins dentaires chez 266 dentistes d'Irlande du Nord et de Londres. Le pic de concentration en bactéries des aérosols atteignait  $1,86 \cdot 10^5$  UFC/m<sup>3</sup> au niveau du site de prélèvement qui se situait à proximité de la tête du patient.



**Figure 6** : Phénomène de brumisation à l'origine de la mise en suspension des micro-organismes. (Document personnel)

Documenter le risque infectieux pour le patient s'avère très difficile en pratique. En revanche, plusieurs travaux se sont intéressés à l'exposition de l'équipe soignante. Pankhurst et al ont montré une augmentation de la prévalence de l'asthme chez les dentistes qu'ils imputent à l'exposition professionnelle à l'eau contaminée des unités dentaires (34).

Hebert et al (35) ont rapporté une prévalence des anticorps anti-EBV<sup>3</sup> significativement plus élevée chez les étudiants en chirurgie dentaire en stage clinique ( $p=0,002$ ) et les praticiens en activité ( $p=0,0003$ ) que chez les étudiants en formation préclinique.

Szymanska a montré quant à lui une plus forte prévalence des anticorps anti-*Legionella pneumophila* chez les dentistes, les assistantes dentaires et les techniciens intervenants sur les unités dentaires en comparaison avec une population témoin (respectivement 50%, 38%, 20% contre 5%) (36).

## 2.2 Flore microbienne de l'eau des unités dentaires

L'eau des unités dentaires véhicule de multiples micro-organismes (Tableau 3) et endotoxines qui peuvent à certaines concentrations devenir pathogènes pour le patient ou l'équipe soignante.

---

<sup>3</sup> Epstein Barr Virus

**Tableau 3** : Micro-organismes isolés dans l'eau des unités dentaires selon Barbot (38) et en accord avec Szymanska (39) et Kumar et al (40).

<b>Bactéries</b>	
<b>Gram-négatif</b>	<b>Gram-positif</b>
<i>Achromobacter xyloxidans</i>	<i>Actinomyces spp.</i>
<i>Acinetobacter spp.</i>	<i>Bacillus spp.</i>
<i>Alicalmes dentrificans</i>	<i>Brevibacterium epidermitis</i>
<i>Bacteroides spp.</i>	<i>Lactobacillus spp.</i>
<i>Brevundimonas vesicularis</i>	<i>Micrococcus luteus</i>
<i>Burkholderia cepacia</i>	<i>Micrococcus spp.</i>
<i>Caulobacter spp.</i>	<i>Mycobacterium avium</i>
<i>Flavobacterium spp.</i>	<i>Mycobacterium spp.</i>
<i>Fusobacterium spp.</i>	<i>Nocardia spp.</i>
<i>Klebsiella pneumoniae</i>	<i>Staphylococcus aureus</i>
<i>Legionella spp.</i>	<i>Staphylococcus spp.</i>
<i>Moraxella spp.</i>	<i>Streptococcus spp.</i>
<i>Pasteurella spp.</i>	<i>Streptomyces albus</i>
<i>Pseudomonas spp.</i>	
<i>Proteus vulgaris</i>	
<i>Sphingomonas paucimobilis</i>	
<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	
<i>Xanthomonas spp.</i>	
<b>Champignons</b>	
<b>Levures</b>	<b>Filamenteux</b>
<i>Candida albicans</i>	<i>Alternaria spp</i>
<i>Candida curvata</i>	<i>Aspergillus fumigatus</i>
<i>Candida spp.</i>	<i>Aspergillus spp.</i>
<i>Geotrichum candidum</i>	<i>Citromyces spp.</i>
	<i>Cladosporium spp</i>
	<i>Penicillium pusillum</i>
	<i>Penicillium spp.</i>
	<i>Phoma spp.</i>
	<i>Sclerotium sclerotium</i>
	<i>Scopulariopsis spp.</i>
<b>Protozoaires</b>	
<i>Acanthamoeba spp.</i>	<i>Giardia spp.</i>
<i>Cryptosporidium spp.</i>	<i>Microsporidium spp.</i>
<i>Hartmanella spp.</i>	

## 2.2.1 Bactéries et toxines bactériennes

### 2.2.1.1 *Legionella pneumophila*

La famille des Légionelles est composée de 45 espèces différentes. Cependant, dans plus de 90% des cas, il s'agit de l'espèce *pneumophila* qui est responsable de la légionellose. Les isolats du séro groupe 1 en sont à eux seuls responsables dans plus de 84% des cas.

La contamination de l'eau des unités dentaires par cette espèce bactérienne peut être orthograde et rétrograde. Le risque de légionellose ou d'une fièvre de Pontiac (syndrome pseudo-grippal sans atteinte pulmonaire) est élevé chez le patient porteur de facteurs de risque comme une pathologie pulmonaire chronique, un âge avancé ou une immunodépression (36).

Atlas et al (27) aux Etats-Unis, ont comparé les concentrations bactériennes à la sortie des unités dentaires avec celles du réseau de distribution d'eau potable. Parmi les 28 unités inclus, 68% d'entre eux étaient contaminés par *Legionella spp*, et 8% par *Legionella pneumophila*.

Parmi les unités dentaires contaminés par *Legionella spp*, 36% d'entre eux ont été détectés avec un seuil équivalent à 1000 O/ml<sup>4</sup> et 19% étaient en revanche au seuil de 10 000 O/ml.

Parmi les unités dentaires contaminés par *Legionella pneumophila*, aucun n'excédait les 1000 O/ml.

L'étude montre que la contamination était dans tous les cas plus présente dans les canalisations de l'unité que dans le réseau d'eau de distribution.

Concernant les prélèvements issus du réseau de distribution, 61% étaient contaminés par *Legionella spp*, En revanche, seul 4% des échantillons ont affiché une valeur supérieure à 1000 O/ml, et aucun supérieur à 10 000 O/ml.

*Legionella pneumophila* a quant à elle été détectée à des concentrations très basses dans 2% des prélèvements issus du réseau de distribution.

---

<sup>4</sup> Organisme par millilitre

Cette étude tend à indiquer que *Legionella spp.* est fréquemment présente dans l'eau des unités dentaires contrairement à *Legionella pneumophila*.

### 2.2.1.2 *Pseudomonas aeruginosa*

Le *Pseudomonas aeruginosa*, également connu sous le nom de bacille pyocyanique, est une bactérie trouvée partout dans la nature, en particulier dans les milieux humides et chauds et chez l'Homme dans le tractus intestinal. Elle atteint plus facilement les patients immunodéprimés ou atteints de pathologies urinaires, pulmonaires et peut être redoutable en infections post-opératoires. En France en 2012 l'Institut de Veille Sanitaire (InVS) la relevait à la troisième place des micro-organismes les plus fréquemment isolés dans les infections nosocomiales (37).

Cette bactérie peut être présente dans l'eau du réseau de distribution, est ainsi être à l'origine de la contamination orthograde de l'eau des unités dentaires, mais elle peut également provenir de la réaspiration de liquides biologiques lors d'un soin sur un patient porteur de ce germe.

Une fois pénétrée dans les conduits, *Pseudomonas aeruginosa* est en mesure de se développer au sein du biofilm de surface de ceux-ci.

Une étude brésilienne conduite sur 160 unités dentaires (prélèvements d'eau au niveau des seringues air/eau, des porte-instruments dynamiques à haute et basse vitesse et des réservoirs) a rapporté que 61,25% des échantillons tous sites de prélèvements confondus, dépassaient la limite de 200 UFC/ml (28).

Walker et al, ont rapporté un résultat semblable dans leurs travaux menés dans sept pays de l'Union Européenne avec 50% des échantillons présentant un taux de *Pseudomonas aeruginosa* supérieur à 200 UFC/ml (38).

### 2.2.1.3 Les endotoxines

Les endotoxines correspondent à des toxines libres issues de la membrane externe de certaines bactéries à Gram négatif au moment de leur lyse.

Le taux d'endotoxines relevé dans l'eau des unités dentaires varie selon les études. Dutil et al rapportent leur présence, avec un taux plus élevé aux points de sortie des unités dentaires que dans l'eau du réseau de distribution (33).

Cependant, Szymanska n'a pas pu corréliser la concentration en endotoxines dans l'eau et dans l'air avec la concentration en bactéries à Gram négatif dans ces mêmes milieux. Il ne recommande donc pas la mesure des endotoxines bactériennes pour juger de la contamination des unités dentaires en bactéries à Gram négatif (39).

Ces endotoxines sont cependant importantes à contrôler, car elles sont capables de plusieurs actions si elles entrent en contact avec les monocytes et les macrophages d'un hôte (40) (41) :

- Elles initient la production par l'hôte des cytokines IL-1, IL-6, IL-8, du TNF $\alpha$  ainsi que le facteur d'activation plaquettaire ;
- Elles sont responsables de la mise en route de la cascade du complément et par conséquent de la réponse inflammatoire de l'hôte ;
- Enfin, elles déclenchent le mécanisme de cascade de la coagulation intravasculaire via le facteur XII.

La présence de ces endotoxines peut donc être la cause du déclenchement disproportionné d'une réaction inflammatoire.

A l'échelle du soin dentaire, une réponse démesurée est susceptible d'être néfaste pour la cicatrisation. En revanche à l'échelle du corps humain, cela peut être létal pour le patient. En cas d'emballement du système immunitaire, le déclenchement d'un syndrome de défaillance multiviscérale est possible. C'est pour cette raison que l'eau stérile fait l'objet d'une surveillance relative au taux d'endotoxines qui doit se situer entre 0 et 25 EU/ml<sup>5</sup>.

---

<sup>5</sup> Endotoxin Units per milliliter

#### 2.2.1.4 Les mycobactéries non tuberculeuses

Il s'agit de germes capables d'infections cutanées, pulmonaires ou lymphatiques chez le sujet sain, mais qui peuvent provoquer des infections disséminées chez le patient immunodéprimé.

Les patients peuvent être contaminés soit de manière directe via une ingestion, soit de manière indirecte via les aérosols contaminés. Ces micro-organismes se nourrissent d'éléments organiques présents dans l'eau et sont capables de résister à la chloration de l'eau. Des épidémies nosocomiales par contamination du réseau hospitalier d'eau ont été décrites dans la littérature, en revanche aucun cas n'a été décrit concernant une contamination interhumaine (42).

Les résultats issus des 43 échantillons de l'étude de Schulze-Röbbecke et al, prélevés au niveau de 21 sprays air/eau d'unités dentaires mettent en évidence un coefficient multiplicateur de 400 fois du taux d'UFC de mycobactéries non tuberculeuses par rapport à l'eau du réseau de distribution (43). Pour cette équipe de chercheurs, la prolifération des mycobactéries non tuberculeuses aurait pour origine le biofilm se formant dans l'unité dentaire.

#### 2.2.2 Les champignons

Les deux champignons les plus rencontrés sont ceux du genre *Aspergillus* et *Candida*. Le premier a une atteinte pulmonaire et le second cutanée.

Les affections causées par ces micro-organismes sont le plus souvent chroniques, on suppose leur présence dans l'eau des unités dentaires principalement en raison de la réaspiration des fluides biologiques des porte-instruments rotatifs si les valves anti-rétraction sont inefficaces ou absentes (44) (45).

#### 2.2.3 Les protozoaires

Parmi les protozoaires, on distingue les amibes libres, en mesure de se développer et de se répandre en autonomie dans leur environnement. Ce sont des micro-

organismes assez résistants. Lorsque les conditions de vie deviennent non clémentes pour ces amibes (par manque de nutriments, une température ou un pH défavorable), ces micro-organismes vont s'enkyster. Le désenkystement de ce micro-organisme est possible si l'environnement redevient plus favorable.

Le principal mode de contamination par les amibes est le contact avec de l'eau colonisée par ces micro-organismes (46).

Barbeau et al ont rapporté une concentration en protozoaires de plus de 300 fois celle trouvée dans les échantillons d'eau des robinets dans les prélèvements réalisés à partir des seringues air/eau des unités dentaires de 35 cabinets (47).

Par ailleurs, Singh et al ont isolé parmi 99 unités dentaires inclus dans leur étude, deux unités dentaires porteuses d'amibes parasitées par des légionelles initialement détectées dans le circuit d'eau de la ville. Ce phénomène d'endosymbiose entraînant l'inclusion intracellulaire des légionelles dans l'amibe peut expliquer la survie de certaines bactéries dans l'environnement (48).

#### 2.2.4 Les virus

Artini et al ont mis en évidence le passage possible d'ARN du virus de l'Hépatite C par voie rétrograde dans les PID, au moyen de prélèvements par purge après des soins auprès de patients infectés par le VHC .

En l'absence de système de désinfection, les PIR ne comportant pas de valves anti-rétraction étaient notés positifs à l'ARN de VHC dans 6 cas sur 10, contre dans 3 cas sur 10 pour les PID équipés de valves anti-rétraction. En revanche, en présence d'un système de désinfection, aucun des PID comportant une valve anti-rétraction n'a été noté positif (23).

### 2.3 La réglementation française vis-à-vis de la qualité microbiologique de l'eau des unités dentaires.

Si le risque infectieux lié à l'eau des unités dentaires est largement discuté dans la littérature, le niveau de qualité auquel doit répondre cette eau n'est néanmoins pas normée en France.

Comme il a été vu précédemment, la qualité microbiologique de l'eau aux points d'entrée des unités dentaires n'est pas directement sous la responsabilité du chirurgien-dentiste. En revanche, celle aux points de sortie lui revient. Pour citer Pankhurst et al, « Même en l'absence d'infection documentée, les obligations éthiques et légales en vertu de la législation sur la santé et la sécurité exigent des professionnels de santé d'évaluer et gérer le risque des unités contaminées et d'éviter les circonstances qui favorisent l'amplification de la charge bactérienne. » (29).

Il n'existe pas à ce jour en France de réglementation particulière au sujet des critères de la qualité de l'eau acceptable aux points de sortie des unités dentaires, pour les cabinets de ville et les établissements de santé. Le guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie, rédigé par le Ministère de la santé et des solidarités en 2006 (49), indique que la qualité de l'eau à la sortie des instruments, doit être au minimum équivalente à la qualité de l'eau potable (cf tableau 1 page 16).

En établissement de santé, la qualité de l'eau est réglementée par la circulaire DHOS/E4/DGS/SD7A n° 2005-417 du 9 septembre 2005 relative au guide technique de l'eau dans les établissements de santé (5). Seuls des prélèvements au minimum trimestriel sur des points d'eau dits représentatifs de la consommation sont recommandés. En l'absence de mention spécifique concernant les unités dentaires, la gestion de la qualité microbiologique de l'eau des unités dentaires est établissement-dépendante et définie avec les Unités de lutte contre les infections nosocomiales (ULIN). Il convient usuellement d'assimiler l'eau de sortie des unités dentaires à de l'eau pour soins standards dont les critères de qualité microbiologique sont ceux de l'eau destinée à l'usage alimentaire présentés dans le Tableau 2 (page 17).

Cependant, le guide technique de l'eau dans les établissements de santé stipule que dans le cas de soins sur des patients vulnérables ainsi que pour des soins au contact

des muqueuses ou exposant à un risque infectieux particulier, l'usage d'eau bactériologiquement maîtrisée est recommandée.

En l'absence de normes européennes, des recommandations ont été émises lors du congrès international de la Dental Research Association qui s'est tenu à Dublin en 2006 pour s'aligner aux normes éditées par l'American Dental Association (ADA). Ces dernières stipulaient qu'une eau qualitativement acceptable ne devait pas excéder 200 UFC/ml au point de sortie pour les bactéries aérobies hétérotrophes et 100 UFC/ml pour les bactéries à Gram négatif pour une eau à 22°C (5,11).

## 2.4 Moyens de mesure de la qualité microbiologique de l'eau des unités dentaires

Il existe différentes techniques de laboratoire pour qualifier ou quantifier les bactéries telles que les *P. aeruginosa*, *E. coli*, bactéries coliformes et la flore totale présentes dans les échantillons prélevés aux points de sortie des unités dentaires.

### 2.4.1 La culture sur gélose

C'est une technique permettant d'isoler les espèces et d'en faire leur culture. Les inconvénients de cette technique sont liés au :

- Temps : la culture bactérienne peut nécessiter parfois jusqu'à deux mois ;
- Manque d'exhaustivité : toutes les espèces contenues dans l'échantillon ne sont pas toujours dénombrées car toutes ne sont pas forcément cultivables alors qu'elles sont viables dans l'environnement (50).

### 2.4.2 La cytométrie en flux

Elle quantifie les particules organiques (vivantes ou mortes) trouvées en suspension dans le liquide grâce à leur passage à haute vitesse à travers un faisceau laser. En

revanche, cette technique ne permet pas de déterminer les espèces en présence à moins de réaliser un marquage spécifique de certaines cellules de l'échantillon (51).

#### 2.4.3 La microscopie à fluorescence

Cette méthode est utile pour un comptage rapide et direct (il n'est pas nécessaire de cultiver les micro-organismes), ainsi que pour la détection de la viabilité des cellules de l'échantillon à l'aide de différents marqueurs (52).

#### 2.4.4 La Polymerase Chain Reaction (PCR)

L'avantage de cette technique est que même avec de faibles quantités d'ADN, l'analyse est très sensible et l'identification simultanée de plusieurs espèces possible ce qui représente un gain de temps (53).

En France, l'institut Clinident propose ses services pour l'analyse des échantillons prélevés simplement au cabinet dentaire avec la technique de la PCR.

Ce prélèvement peut être réalisé facilement par un des membres de l'équipe soignante du cabinet ne nécessitant pas la venue d'un technicien de laboratoire.

Sur demande auprès de l'institut, l'envoi d'un tube de prélèvement est fait auprès du chirurgien-dentiste qui aura la tâche de suivre le protocole suivant :

- Décontaminer l'extérieur du PID à l'aide d'une solution désinfectante ou d'une lingette imprégnée d'une solution désinfectante
- Faire fonctionner le PID à vide au minimum deux minutes afin de purger le circuit d'eau
- Remplir d'eau le tube fourni dans le kit de prélèvement
- Refermer le tube et l'identifier en collant dessus une étiquette portant le numéro d'analyse fournie dans le kit de prélèvement
- Introduire le tube dans le container de protection destiné à sécuriser le transport de l'échantillon

- Retourner le prélèvement d'eau au laboratoire d'analyses dans l'enveloppe prévue à cet effet, en y joignant le formulaire de renseignements complété et daté.

Un exemple de présentation du relevé biologique proposé par cette société est disponible en annexe 1.

### III. MAITRISE DU RISQUE INFECTIEUX LIE A L'EAU DES UNITS DENTAIRES : MOYENS ACTUELS

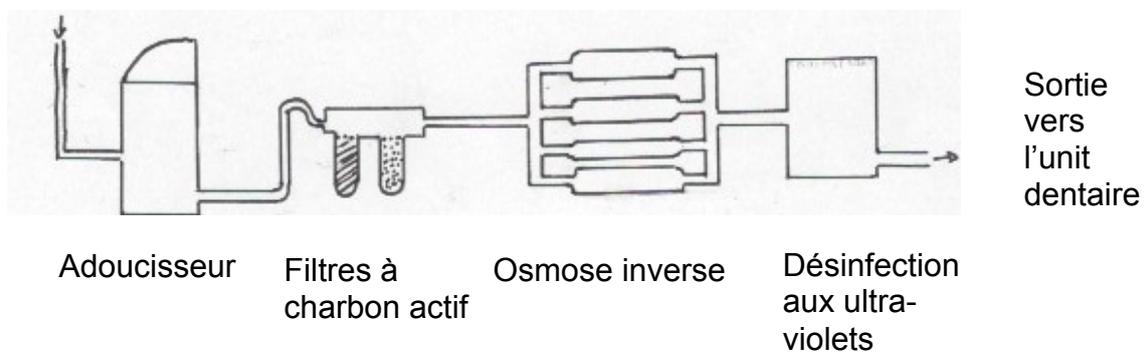
Plusieurs moyens permettent de diminuer la charge microbienne de l'eau aux points de sortie de l'unit dentaire et ainsi de limiter le risque infectieux.

Ces moyens peuvent être classés selon qu'ils s'appliquent aux points d'entrée ou aux points de sortie. Les traitements en amont sont les traitements de fond tandis que les traitements ou les manipulations exécutées au niveau des PID ne peuvent être considérés que comme des mesures d'appoint.

#### 3.1 Traitement de l'eau aux points d'entrée

Aux points d'entrée de l'unit dentaire, différentes solutions sont applicables pour traiter l'eau. Elles peuvent concerner l'eau du réseau ou l'eau du réservoir indépendant. Le procédé de traitement mis en place peut relever d'une installation complète (Figure 7) ou plus simplement de l'ajout d'un composé chimique à l'eau utilisée pour le soin.

Arrivée de l'eau du  
circuit de distribution



**Figure 7:** Schéma d'une chaîne complète de traitement d'eau (document personnel)

### 3.1.1 Traitement physique

Il existe plusieurs techniques physiques d'obtention d'une eau bactériologiquement maîtrisée qui peuvent concerner l'ensemble du réseau d'eau du cabinet dentaire ou uniquement celui réservé à l'alimentation de l'unit dentaire.

Elles ont l'avantage de minimiser le risque microbiologique de l'eau sans l'adjonction de produit chimique. Plus les étapes de traitement de l'eau se succèdent, plus l'eau devient « pure ».

Pour une efficacité maximale, toutes les installations décrites ci-après demandent un entretien rigoureux. Sans ces opérations de maintenance, les dispositifs arrivent à saturation au niveau de leur capacité de filtration, devenant eux-mêmes des réservoirs bactériens porteurs de biofilms. L'effet obtenu sera alors l'inverse de celui recherché.

#### 3.1.1.1 L'adoucisseur

L'utilisation d'un adoucisseur permet de contrôler la dureté de l'eau. Cette installation permet de prétraiter l'eau pour en contrôler le titre hydrotimétrique (TH) plus connu sous le nom de dureté totale de l'eau. L'adoucisseur est utile pour réduire l'entartrage des tubulures et ainsi réduire la formation d'un biofilm. La concentration en ions calcium et magnésium de l'eau du réseau de distribution est en général assez élevée. Le passage dans l'adoucisseur permet le remplacement des ions calcium et magnésium par des ions sodium. Un entretien régulier de l'adoucisseur est néanmoins indispensable pour éviter une prolifération bactérienne en son sein (54).

#### 3.1.1.2 La filtration au charbon actif

La filtration met en œuvre la dissociation de particules dans un milieu liquide selon leur taille. Différents types de filtration existent selon la taille des particules à sélectionner. On parle de microfiltration pour une taille de particules comprise entre 0,5 µm et 0,1 µm, d'ultrafiltration entre 0,1 µm et 0,001 µm, et de nanofiltration entre 10 nm et 1 nm. Un processus de filtration met très souvent en chaîne plusieurs types

de filtres.

La filtration au charbon actif peut retenir des particules de taille comprise entre 50  $\mu\text{m}$  à 0,5  $\mu\text{m}$ . Dans ces filtres, deux mécanismes entrent en jeu pour l'élimination des molécules contaminantes :

- L'adsorption : C'est le phénomène qui met en jeu la substance solide du filtre ayant pour but de capter la matière organique de la solution afin de la purifier
- La réduction catalytique : Il s'agit du processus qui entraîne l'attraction des ions négatifs dissous dans la solution à l'aide des particules positivement chargées de la cartouche de charbon actif.

Le phénomène chimique de réduction catalytique des filtres de charbon actif permet d'éliminer les endotoxines ainsi que les particules en suspension dans la solution.

### 3.1.1.3 L'osmose inverse

Dans le principe d'osmose inverse, l'eau requiert une première filtration en amont, puis, elle est soumise à l'action d'une force supérieure à la pression osmotique ayant pour but l'extraction de la solution des composés organiques, inorganiques et des ions. Ce qui en fait donc une eau délestée de tout micro-organisme et non corrosive.

Ce dispositif fait passer l'eau à traiter à travers :

- un premier filtre qui retient les composés d'une taille supérieure à 20-25 $\mu\text{m}$
- un second filtre qui retient les composés d'une taille supérieure à 5  $\mu\text{m}$
- un troisième filtre qui est un filtre de charbon actif composé lui-même d'un filtre dit en bloc et d'un filtre dit en grains, ayant pour but l'élimination des molécules de chlore non tolérées par la membrane
- une membrane semi-perméable (en acétate de cellulose ou en polymères aromatiques) : c'est au niveau de cette membrane qu'est appliquée une pression afin de produire le phénomène d'osmose inverse.

L'eau issue du procédé est ensuite stockée dans une cuve stérile.

#### 3.1.1.4 Les ultra-violets

Les ultra-violets permettent l'élimination des micro-organismes en suspension dans l'eau en les rendant non viables. La longueur d'onde des ultra-violets (entre 250 et 260 nm) permet d'altérer l'ADN des micro-organismes. Cependant, certains sont résistants à cette longueur d'onde et sont en mesure de récupérer leur propriété. Pour cela, il est nécessaire de produire des rayonnements de longueur d'onde de plus de 320 nm pour les atteindre. La dose de radiations est aussi à prendre en compte, il faudra une intensité de 70 à 400 Joules par mètre carré pour éliminer l'ensemble des micro-organismes (55).

Cependant, le traitement par ultra-violets est généralement inefficace pour contrôler les légionnelles du fait qu'elles peuvent croître en dehors de tout biofilm (56).

#### 3.1.1.5 Filtres dits « tous germes »

Il existe cependant des filtres dits « tous germes » (Figure 8) à placer sur les robinets d'arrivée d'eau dans le cabinet permettant l'obtention d'une eau filtrée à moindre coût. Ils sont efficaces sur un grand nombre de germes et notamment ceux de la légionnelle. Ces dispositifs sont à renouveler périodiquement pour conserver une qualité de filtration optimale.



**Figure 8** : Filtre « tous germes » installé sur un robinet. ([www.aqua-free.com](http://www.aqua-free.com))

### 3.1.2 Traitements chimiques

Les organismes responsables du réseau de distribution publique de l'eau ont systématiquement recours à un désinfectant chimique bien connu : le chlore. La quantité utilisée par ces organismes est suffisante pour maintenir une qualité acceptable pour l'eau de boisson. Cependant, il est à noter que certains organismes comme les amibes libres font preuve de résistance vis-à-vis du chlore. Cette chimiorésistance les rend de fait difficile à éradiquer avec les traitements communément utilisés sur le réseau de distribution d'eau (57).

Pour prévenir la formation d'un biofilm lors de la stagnation de l'eau observée dans les unités dentaires en période de non utilisation, le traitement au chlore réalisé par ces organismes n'est pas suffisant. Des traitements chimiques additionnels peuvent donc être mis en place au cabinet dentaire.

Les produits utilisés pour le traitement de l'eau des unités dentaires sont considérés comme des dispositifs médicaux (DM) et sont ainsi soumis au marquage CE.

En fonction des traitements, les fabricants indiquent une utilisation continue ou intermittente, dont la périodicité peut varier de quelques jours à plusieurs semaines.

Chacun de ces traitements comporte des avantages et des inconvénients inhérents à leurs utilisations (Tableau 4).

**Tableau 4** : Avantages et des inconvénients des traitements chimiques continus et intermittents

	<b>Avantages</b>	<b>Inconvénients</b>
<b>Traitement continu</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Utilisation de concentrations plus faibles en produit désinfectant</li> <li>• Diminution du risque de recolonisation des tubulures par le biofilm</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Un traitement de chocage en vue d'éliminer le biofilm avant la mise en place d'un traitement continu est nécessaire</li> <li>• Aérosolisation de l'agent désinfectant à chaque utilisation des porte-instruments dynamiques</li> <li>• Risque (faible) d'endommagement de l'équipement par le désinfectant</li> <li>• Effets sur les travailleurs d'une exposition aux produits sur le long terme méconnus</li> <li>• Effets des désinfectants sur la qualité des soins mal identifiés : Roberts et al mettent en garde les chirurgiens-dentistes vis à vis de l'utilisation des agents antimicrobiens avec celle des produits adhésifs de dentisterie bien qu'une implication clinique des désinfectants soit encore incertaine à ce jour (58)</li> </ul>
<b>Traitement intermittent</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Traitement réalisé en un temps imparti et à une certaine fréquence, dans un réservoir indépendant donc isolé du réseau.</li> <li>• Purge de la solution désinfectante avant tout contact avec le patient</li> <li>• Traitement réalisé à distance des soins permettant de limiter l'impact sur la qualité des soins notamment sur les collages</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Capacité de certains biofilms à survivre et à se reformer entre chaque traitement</li> <li>• Exposition du personnel à chaque traitement à des produits très concentrés</li> <li>• Mise en contact de produits concentrés avec certains composants métalliques, caoutchoucs et synthétiques pouvant engendrer un vieillissement prématuré de l'unit dentaire</li> </ul>

Néanmoins, il convient de noter que la mise en place d'un traitement chimique ne suffit pas toujours. A Montpellier, Abdouchakour et al ont montré que ces traitements chimiques ne sont efficaces que si l'unit dentaire est propre et indemne de toute contamination préalable par un biofilm. En effet, Abdouchakour et al ont publié en 2015 les résultats d'une étude conduite sur 61 units dentaires du service d'odontologie du CHRU de Montpellier. Malgré un traitement de l'eau déjà existant, une forte contamination de l'eau à la sortie des units dentaires a été relevée. En septembre 2013, une concentration avoisinant les 5 000 UFC/ml de *Pseudomonas aeruginosa* et 7 000 UFC/ml d'*Achromobacter spp.* avait été détectée, entraînant une fermeture du service en vue d'une désinfection de l'ensemble des units dentaires (59).

#### 3.1.2.1 L'eau oxygénée

L'eau oxygénée est la forme aqueuse du peroxyde d'hydrogène. C'est sa propriété de produit oxydant vis à vis des composés organiques qui est utilisée dans les DM de traitements des units dentaires.

Lin et al ont constaté que l'eau oxygénée était efficace vis-à-vis des micro-organismes en suspension. En effet, il a été démontré sur des units dentaires colonisés par un biofilm en place depuis 10 ans qu'un traitement de chocage (4 nettoyages de 5 minutes) entretenu ensuite par un traitement continu de l'eau du réseau permettait de réduire la concentration de bactéries hétérotrophes jusqu'à un niveau conforme aux directives émises en 2003 les Centers for Disease Control and Prevention (CDC) (<500 UFC/ml) dès la troisième semaine de l'étude. Cependant, lors d'un examen au microscope électronique à balayage, les auteurs ont constaté que le biofilm était toujours présent malgré les traitements appliqués.

Lin et al recommandent un traitement continu avec une solution d'eau oxygénée à 0,05% de l'eau du réseau associé à un traitement de chocage périodique au moyen d'une solution à 2%. C'est cette combinaison qu'ils jugent efficace pour contrôler le biofilm et la contamination de l'eau des units dentaires (60).

Les produits de la série Green&Clean commercialisés par Metasys® répondent au protocole de l'étude de Lin et al. Néanmoins, les concentrations utilisées diffèrent. Le

Green&Clean BR indiqué pour l'élimination du biofilm est une solution concentrée à 4% et le Green&Clean WK indiquée pour la prévention de la formation du biofilm est une solution concentrée à 2%.

Dans cette même famille chimique, il existe d'autres produits dont l'efficacité a été évaluée par Schel et al : les produits Dentosept®<sup>6</sup> (testé sur 11 units), Oxygenal6® (testé sur 15 units) et Sanosil® (testé sur 30 units). Pour ces deux premiers produits, l'étude menée dans sept pays Européens a conclu que 91% des units traités en continu par ces produits répondaient à la norme recommandée par l'ADA en matière de concentration totale de bactéries viables (soit inférieure ou égale à 200 UFC/ml) (61). Concernant le DM Sanosil®, testé par Schel et al, sur 30 units dentaires en traitement intermittent, les résultats ont montré une décroissance significative du taux de micro-organismes par rapport aux units dentaires témoins ( $p < 0,01$ ) ; 83% des échantillons des units traités par ce DM répondaient aux normes de l'ADA.

Walker et Bradshaw ont montré une réduction du volume du biofilm tubulaire de 99,2% au 14<sup>ème</sup> jour suite à un unique passage de la solution d'Oxygenal6® sur une période de 14 heures (62).

Le Sterilex Ultra® est également un produit à base de peroxyde d'hydrogène. Larsen et al (63) rapporte des concentrations faibles en bactéries (moins de 10 UFC/ml) au niveau de prélèvements faits à la sortie de six units dentaires traités quotidiennement (application nocturne quotidienne). Schel et al rapportent quant à eux un problème d'incompatibilité de ce produit avec 3 des 10 units dentaires inclus dans son étude (sédimentations intra-tubulaires provoquant des dysfonctionnements des électrovannes par obstruction ayant conduit à l'arrêt de l'étude pour ce produit. Ces problèmes de sédimentations et de colmatages intra-tubulaires ont aussi été relatés par Tuttlebee et al (64) après quatre semaines de traitement suite à une remontée du pH de la solution d'irrigation de 7 à 8,4.

---

<sup>6</sup> le coût d'un traitement avec Dentosept® sur une année est estimé à environ 400€ (France, 2016)

A titre d'exemple, le service d'odontologie du CHRU de Montpellier à la suite de sa fermeture a opté pour :

- un traitement de chocage de chaque unit dentaire avec une solution oxydante d'eau oxygénée à 6 ppm ;
- parallèlement, chaque unit dentaire a été équipé d'un réservoir indépendant. La solution utilisée depuis dans chaque réservoir est de l'eau stérile, à laquelle est ajoutée une solution désinfectante à 0,03% d'eau oxygénée.

Depuis le mois de novembre 2013, aucune bactérie n'a été détectée dans les units dentaires (59).

### 3.1.2.2 La chlorhexidine

Le digluconate de chlorhexidine à 0,12% est un antiseptique à large spectre d'action bien connu car il est très souvent présent dans les bains de bouche utilisés en chirurgie dentaire. Son effet est plus prépondérant sur les bactéries à Gram positif que celles à Gram négatif. Dans l'étude menée par Porteous et Cooley (65), cette molécule utilisée en produit de désinfection des tubulures a permis de réduire de manière significative le nombre de bactéries à des niveaux constamment inférieurs à l'objectif de 200 UFC/ml (fixé par l'American Dental Association) sur une durée de 8 semaines.

Schel et al rapportent l'efficacité du traitement intermittent avec le dispositif BioBlue® pour 74% des 26 units inclus. L'étude in vitro de Walker et al (62) montre un retour sous le seuil des 200 UFC/ml, et une élimination de 31% du biofilm tubulaire après une nuit de 16 heures en contact avec les tubulures des units dentaires de l'étude. Les résultats sont cependant contradictoires entre les études ; Kettering et al concluant à une inefficacité à réduire les micro-organismes libres en dessous de la norme fixée par l'ADA (66).

### 3.1.2.3 Ammonium quaternaire

Les sels d'ammonium quaternaires sont connus pour leurs propriétés désinfectantes et tensioactives. Le Calbenium® est un produit à base de plusieurs composés : Ammonium quaternaire, acide éthylène diamine tétraacétique (EDTA), sodium tosyl-chloramide et allantoiné principalement. Le système de désinfection IGN (développé par Airel-Quetin™) qui distribue en continu l'agent chimique Calbenium® (figure 8) dans l'eau du réseau alimentant l'unit dentaire a fait l'objet en 2016 par Costa et al d'une étude in vitro comparative avec d'autres désinfectants. Les résultats rapportent une bonne efficacité vis à vis d'un modèle de biofilm poly-microbien, même à des concentrations moindres par rapport à celles recommandées par le fabricant.

Les auteurs ont conclu vis à vis de ce désinfectant à une utilisation préférentiellement préventive que curative, et conseillent pour plus d'efficacité du produit d'augmenter les concentrations afin d'agir de manière plus importante sur les bactéries sessiles<sup>7</sup> (67).

Ce système est intéressant puisqu'il est adaptable à différentes marques d'unit dentaire, et peut être ajouté même sur une installation en place depuis plusieurs années (Figure 8).

---

<sup>7</sup> Bactéries fixées directement sur le substrat



**Figure 9** : Système IGN avec le réservoir de solution de Calbenium® (Courtoisie du Dr T Marquillier)

#### 3.1.2.4 Dérivés de chlore et hypochlorite de sodium

Dans les unités dentaires, la chloration est le procédé le plus couramment utilisé pour combattre les contaminations. Le pouvoir oxydant du chlore permet de conduire dans un premier temps à la désolidarisation du biofilm de surface, puis à une destruction de celui-ci et enfin à une désinfection des tubulures.

Le guide technique de l'eau dans les établissements de santé annexé à la circulaire de 2005 (49) mentionne entre autre la possibilité d'utiliser une solution d'hypochlorite de sodium concentrée à 0,5 à 1 ppm de chlore libre passée dans les tubulures durant dix minutes chaque jour.

Le traitement au chlore des tubulures peut s'envisager via soit le principe du choc chloré, consistant à passer de façon périodique une solution à forte concentration en

chlore suivie d'un rinçage abondant, soit l'utilisation de manière continue d'une solution faiblement concentrée.

Il est à noter que des problèmes peuvent survenir à l'utilisation des dérivés chlorés. Une surchloration est capable de causer des problèmes de corrosion, non seulement sur les tubulures mais également sur les instruments placés sur les porte-instruments rotatifs (68).

Les équipes de Schel (61) et Smith (69) ont étudié Alpron®<sup>8</sup> (hypochlorite de sodium, EDTA et chloramide) sur 37 unités. Ils ont conclu à la capacité de ce composé chimique à réduire efficacement le taux de micro-organismes viables lorsqu'il était appliqué de manière continue (87% des échantillons présentaient une charge bactérienne inférieure à 200 UFC/ml à l'issue de l'expérience). Walker et Bradshaw ont constaté l'élimination totale du biofilm tubulaire (62).

La firme produisant ce DM recommande l'usage de Bilpron®<sup>9</sup> en complément de Alpron® lorsqu'une stagnation de l'eau dans les tubulures est susceptible de durer plus de douze heures et jusque trois mois. Ce produit n'est pas un additif à l'eau de traitement, mais une solution désinfectante prête à l'emploi qui doit être répartie dans toutes les tubulures de l'unité dentaire (70).

En France, Lizon et al, ont très récemment publié les résultats de leur étude conduite à Nancy montrant une différence entre les unités dentaires traitées par un protocole intermittent (au début de l'expérience uniquement, puis plus de traitement jusqu'à la fin), par rapport à ceux traités par un protocole associant traitements continu et intermittent (Alpron® et Bilpron®). Pour les unités traitées de façon intermittente, les prélèvements à la sortie des PID ont montré au bout de 30 jours des taux de bactéries aérobies mésophiles supérieur à 300 UFC/ml, la persistance de *Legionella pneumophila* séro-groupe 1 ainsi que la présence de *P. aeruginosa* dans plus de 89% des unités traitées. En revanche, concernant les unités traitées par le protocole mixte, les résultats ont été concluants du premier jour de traitement au 60<sup>ème</sup> jour, avec des

---

<sup>8</sup> Le coût d'un investissement pour un traitement avec Alpron® est estimé à environ 500€ par an et par unité dentaire (France, 2016).

<sup>9</sup> Son usage, recommandé deux fois par semaine, engendre un coût estimé sur une année et par unité d'environ 200€ (France, 2016).

taux à 2(±4) UFC/ml de bactéries aérobies mésophiles et aucune *Legionella pneumophila* ou *P. aeruginosa* mise en évidence (70).

#### 3.1.2.5 Percarbonate de sodium et nitrate d'argent

Le percarbonate de sodium réagit avec l'eau en se décomposant en carbonate de sodium qui est un agent de surface tensio-actif et en peroxyde d'hydrogène.

ICX®<sup>10</sup> en est l'exemple le plus connu. Il est présenté sous forme de tablette effervescente, à placer dans le réservoir à chaque remplissage.

Ce produit a été étudié par Meiller et al pour déterminer son efficacité sur l'eau du réseau. Après 21 jours de traitement sur 28 jours de simulation de soins, le produit a permis de maintenir une qualité bactériologique de l'eau sous les recommandations de l'ADA (<200 UFC/ml) (71).

Mc Dowell a conclu également à une bonne efficacité dans la protection contre le biofilm s'il est utilisé de façon continue (72).

#### 3.1.2.6 Perborate de sodium

Le perborate est utilisé comme source de peroxyde d'hydrogène. Le produit Ster4spray® a été testé sur 5 unités dentaires dans l'étude de Schel.

Sur ce faible nombre d'unités dentaires, les résultats obtenus ont été variables ; les auteurs ont donc conclu à un manque de puissance de l'étude sur ce dispositif. Un autre travail réalisé sur 6 unités dentaires et sur 10 jours par Montebugnoli a obtenu des résultats plus homogènes et positifs, puisque 90% des unités dentaires inclus dans l'étude ont été relevés avec des taux inférieurs à 200 UFC/ml à la sortie des PID (73). Quoiqu'il en soit, le faible nombre d'unités dentaires et la durée d'étude très restreinte ne permettent pas de statuer objectivement sur l'efficacité de ce produit désinfectant (73).

---

<sup>10</sup> Sur une année, et par unité, le coût d'un traitement avec ICX® est estimé à environ 600€ (France, 2016)

### 3.1.2.7 Eau activée électrochimiquement

Les eaux activées électrochimiquement sont également appelées eaux super-oxydées. Leurs productions se font à partir de solutions salines concentrées en hypochlorite de sodium (par exemple l'Optident Sterilox Electrolyte Solution®). La solution est passée entre des électrodes en titane pour créer deux flux de solution activée. L'une, la catholyte, est chargée négativement et est antioxydante, l'autre, l'anolyte, est chargée positivement et est oxydante. C'est cette dernière qui servira à l'action désinfectante. (74)

Ces solutions sont très concentrées lorsqu'elles sortent de l'automate (Sterilox Generator®<sup>11</sup>, et nécessitent d'être correctement diluées (1-2 ppm de chlore actif suffisent) pour avoir une action optimale sans effet corrosif sur le matériel.

Elles ont été utilisées comme traitement de l'eau dans les études de Martin et Gallagher (75) et de Zhang et al (76).

Après un traitement de 4 heures par une solution concentrée en eau super-oxydée répartie dans toutes les tubulures pour éliminer totalement le biofilm, les réservoirs ont été remplis avec une solution à 5% d'eau super-oxydée chaque jour de la semaine de travail. Les week-ends, une même solution était disposée dans les tubulures. L'étude de Martin et Gallagher montre qu'à sept jours, aucun unit dentaire traité de cette façon ne contenait de micro-organismes pathogènes dans les relevés biologiques. Zhang et al ont constaté immédiatement après le choc au Sterilox une augmentation du taux d'endotoxines dans les prélèvements réalisés, qu'ils interprètent comme le résultat de la lyse des bactéries à Gram négatif, suivie d'une diminution rapide. Les auteurs ont donc conclu à une efficacité du Sterilox pour contrôler la contamination bactérienne et réduire la quantité de biofilm et d'endotoxines dans les units dentaires.

Plusieurs fabricants proposent des installations pour produire ce désinfectant. Le produit des réactions est assez instable mais est conservable 48 heures maximum dans un environnement réfrigéré. Cependant, il ne semble pas altérer le matériel et possède un faible taux de toxicité (77).

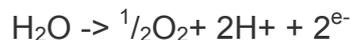
---

<sup>11</sup> L'achat du Sterilox Generator® nécessite un investissement de près de 3800€ (France, 2016).

Le système appelé BacTerminator® est proche du Sterilox Generator®. Ce dispositif ne nécessite en revanche aucun apport d'électrolyte pour fonctionner. Suite au passage à travers une série de filtres, et de résines échangeuses d'ions, une oxydation au niveau des anodes du chlore contenu dans l'eau du réseau est réalisée. Cet enchainement de procédés physico-chimiques participe à l'épuration progressive de l'irrigant. L'écart important de pH existant entre l'anode et la cathode induit une destruction de la paroi des cellules bactériennes.

Le chlore contenu dans l'eau du réseau de distribution est oxydé par le BacTerminator® via les électrodes :

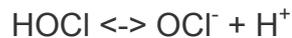
- Au niveau de l'anode (+) l'oxydation est produite à un pH compris entre 2 et 5 :



Dans l'eau, le gaz de chlore réagit avec l'eau pour donner de l'acide hypochloreux :



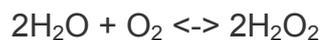
L'acide hypochloreux est en équilibre avec les ions hypochlorite en fonction du pH :



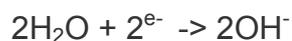
de l'ozone est formé avec l'oxygène



et le peroxyde d'hydrogène est en équilibre



- Au niveau de la cathode (-) la réduction se fait à un pH compris entre 9 et 12 :



Très stressés à la sortie de la chambre, les micro-organismes survivants à ces différentes étapes sont rapidement détruits par la faible quantité de chlore libre présente dans l'eau (78).

Fujita et al en 2015 (79) ont réalisé une étude comparative avant et après l'installation du système Poséidon-S®, dont le principe d'action est équivalent aux deux précédents, afin d'évaluer la quantité totale de micro-organismes viables. Les effets microbicides de l'eau électrolysée sur les micro-organismes oraux ont été examinés. Les échantillons d'eau des unités dentaires présentaient initialement des concentrations microbiennes moyennes de l'ordre de  $10^3$  à  $10^6$  UFC/ml. Après

l'installation du système Poséidon-S®, le nombre de micro-organismes dans l'eau des échantillons était inférieur à  $10^2$  CFU/ ml. L'eau électrolysée a également présenté des effets microbicides sur les micro-organismes présents dans les unités dentaires y compris les micro-organismes fréquemment isolés dans la flore buccale. Fujita et al concluent sur une bonne efficacité de l'utilisation en routine du système Poseidon-S® pour maintenir une qualité d'eau acceptable lors des soins dentaires.

Leur inconvénient est lié à leur coût d'acquisition plutôt élevé.

### 3.1.2.8 L'ozone

L'ozone est une molécule naturelle et est utilisée comme désinfectant vis à vis des micro-organismes grâce à la formation du radical superoxyde ( $O_2^-$ ) lors du contact avec l'eau.

Ozident® est un traitement contenu sous forme de cartouche remplie de gaz pouvant être vissée en lieu et place du réservoir de l'unité. L'action d'un bouton presseur sur ce support permet de délivrer une dose d'ozone directement dans le réservoir rempli d'eau. Le traitement est immédiat et est appliqué juste avant la mise en place du réservoir sur l'unité dentaire. Schel et al n'ont constaté qu'une élimination de 65% des bactéries capables de vivre et de se reproduire. Ce traitement n'a pas permis la destruction du biofilm des unités dentaires inclus dans l'étude (61).

### 3.1.3 Efficacité comparative des traitements chimiques

Dallolio et al se sont attachés à comparer l'efficacité de plusieurs traitements chimiques continus et intermittents sur 5 unités dentaires par rapport à un unité témoin dans un service de soins dans le nord de l'Italie.

Chaque unité de l'étude a reçu un chocage initial par une solution de peroxyde d'hydrogène à 3% avant la mise en place des différents traitements testés :

- Traitement intermittent avec un désinfectant à base d'acide peracétique et de peroxyde d'hydrogène sur 2 unités ; l'un de ces unités dentaires n'était pas alimenté par l'eau du réseau, mais par de l'eau déminéralisée.

- Traitement continu :

- au moyen de la solution Oxygenal6® (peroxyde d'hydrogène à 0,02% et ions argent) avec de l'eau déminéralisée sur un unit dentaire ;
- au moyen d'une solution de dioxyde de chlore stabilisée (Osmosteril Attila®) avec de l'eau osmosée sur un unit dentaire.

L'unit dentaire témoin raccordé au réseau d'eau de la ville est resté sans traitement.

Cette étude montre qu'un traitement continu permet d'obtenir de biens meilleurs résultats en comparaison à ceux obtenus avec un traitement intermittent, et, eux mêmes meilleurs qu'en l'absence de traitement chimique mis en place. Concernant la concentration en *P. aeruginosa*, la différence de concentration trouvée entre les deux traitements intermittents était non significative, ce qui ne permet pas de conclure sur l'effet de l'eau déminéralisée. En revanche, les units traités de façon continue ont montré une différence significative entre eux puisque l'unit traité par Oxygenal6® contenait moins de *P. aeruginosa* que celui traité par le dioxyde de chlore stabilisé ( $p < 0,05$ ) (80).

#### 3.1.4 Entretien des réservoirs indépendants

Selon la nature des réservoirs, un protocole de désinfection doit être mis en place pour en assurer leur entretien s'ils ne sont pas stérilisés.

A-dec®, DCI International®, DentalIEZ® et Proma® recommandent l'utilisation de solution d'hypochlorite de sodium à 2,6% diluée à dix volumes d'eau, soit une préparation chlorée à 0,1% (81).

Le protocole de désinfection à froid du réservoir doit être conduit une fois par semaine lorsqu'il n'est pas en place sur le fauteuil :

- remplir le réservoir de la solution et fermer le réservoir
- agiter le réservoir pendant cinq secondes puis laisser reposer dix minutes

- agiter de nouveau le réservoir cinq secondes avant de le vider
- rincer le réservoir deux fois avec de l'eau bactériologiquement maîtrisée.

Le réservoir est alors de nouveau apte à être rempli pour réaliser les soins.

## 3.2 Traitement de l'eau aux points de sortie

### 3.2.1 Purges des circuits d'eau de la seringue air/eau et des porte-instruments dynamiques

Les périodes d'interruption de l'activité entre chaque patient et le week-end favorisent l'incubation des bactéries dans les unités dentaires (82), (27) (11) (83). Pour cela, la purge est une manœuvre simple à effectuer en routine avant de commencer les soins, entre chaque patient, et en fin de journée.

Elle consiste à exécuter un jet d'air et d'eau permettant de désinfecter la canalisation de l'instrument. Plusieurs études ont montré que l'utilisation de la purge permettait de faire chuter temporairement la charge bactérienne sous des seuils détectables (83) (84) (85) (86,87).

Santiago et al ont montré qu'au-delà de trente minutes de stagnation dans les tubulures, la concentration en micro-organismes revenait à un niveau équivalent voir supérieur comparativement à celui précédant la purge. Ce résultat temporaire peut s'expliquer par une action très limitée de la purge sur le biofilm intra-tubulaire en ne permettant qu'un très faible décollement de celui-ci. Par conséquent, à la première phase de stagnation suivant la purge, le biofilm restant permet la régénération des micro-organismes. Walker et al ont noté que seulement 9,1% du biofilm était impacté par l'effet de purge (82).

Le temps de purge permettant de réduire la charge bactérienne à la sortie des PID ne fait pas l'objet d'un consensus dans la littérature. Deux auteurs et les Centers for Disease Control and Prevention (CDC) proposent un temps de purge de vingt à trente secondes de manière continue entre deux patients et cela de manière systématique ainsi qu'une purge ponctuelle plus longue le matin et le soir pour faire redescendre la charge bactérienne à un niveau bas (82,88) (89). D'autres équipes

ont montré quant à elles qu'une purge continue de quatre minutes était nécessaire, alors que Williams et al (90) et Whitehouse et al (16) rapportent respectivement un temps de dix minutes et vingt minutes afin de rendre indétectable le nombre d'UFC dans l'eau ayant stagné plusieurs heures dans les tubulures.

Le type de bactéries contenues dans le biofilm influence également l'effet de la purge. De manière générale, les bactéries fortement liées au biofilm ont tendance à être expulsées secondairement aux bactéries libres (91).

Pour ce qui est des mycobactéries atypiques et des légionnelles, Dutil et al ont montré qu'à l'issue d'une purge de deux minutes, la concentration de ces dernières à la sortie de l'unit était équivalente à celle à la sortie du réseau de distribution (92).

Pour Putnins et al, l'efficacité de la purge sur l'élimination des endotoxines pyrogènes comme les lipopolysaccharides serait relative. Ils rapportent après une purge d'une minute, un taux de lipopolysaccharides 12 fois supérieur à celui de l'eau du réseau de distribution et une valeur toujours non nulle après une purge de 10 minutes (26).

En fonction du système d'alimentation en eau de l'unit dentaire (réseau d'eau ou réservoir indépendant), le protocole de purge varie.

En France, l'Association Dentaire Française (ADF) a émis les recommandations suivantes (93) :

a) Protocole de purge des units dentaires raccordés au réseau de la ville

- En début de chaque journée : réaliser une purge de cinq minutes à partir des PID
- Entre chaque patient : réaliser une purge de vingt à trente secondes PID souillés encore en place ou avant de raccorder des porte-instruments propres
- En fin de journée : réaliser une purge de vingt secondes à partir de l'instrumentation

dynamique souillée encore en place, avant de la retirer pour leur traitement

b) Protocole de purge des unités dentaires alimentés par des réservoirs indépendants

- Chaque début de semaine, avant le premier patient :

- réaliser une purge du système pendant quinze à vingt secondes avec la solution utilisée pour la désinfection des bouteilles (préparation chlorée à 0,1%)
- attendre une dizaine de minutes avec la solution dans les canalisations pour avoir l'effet escompté de décollement du biofilm avant de réaliser une purge à l'air avec la bouteille vide en place
- mettre en place une bouteille désinfectée avec l'eau traitée utilisée pour la réalisation des soins, et réaliser une purge pendant vingt à trente secondes.

L'unité est alors prête à l'utilisation.

- Entre chaque patient : réaliser une purge de vingt à trente secondes des PID souillés encore en place ou avant de raccorder des porte-instruments propres.

- A la fin de chaque journée de la semaine, l'opérateur doit vider la bouteille, la replacer vide sur l'unité pour opérer une purge. Cette procédure permet d'éviter la stagnation de l'eau d'irrigation dans les tubulures.

### 3.2.2 Traitement des porte-instruments dynamiques

Après utilisation, les PID sont souillés à la fois sur leurs surfaces externes mais aussi internes difficiles à désinfecter et à stériliser.

Les porte-instruments doivent donc faire l'objet d'un traitement spécifique :

- Retirer la fraise du porte-instrument ;
- Purger les tubulures pendant vingt à trente secondes ;
- Pré-désinfecter le porte-instrument à l'aide d'une lingette désinfectante ;

- Nettoyer la face externe du PID soit avec une brosse et un détergent soit en auto-laveur ;
- Lubrifier les pièces conformément aux instructions du fabricant ;
- Pour les instruments fonctionnant avec l'air, ôter le surplus de lubrifiant avec une injection d'air sous pression ;
- Enlever les traces d'huiles et nettoyer les fibres optiques à l'aide d'alcool ;
- Emballer les porte-instruments ;
- Stériliser à l'autoclave ;
- Avant de réutiliser l'instrument en bouche, le faire fonctionner durant quelques secondes à vide avec son spray.

Des automates complémentaires pour la désinfection et la lubrification des PIR peuvent être utilisés. Il existe sur le marché des appareils automatiques qui nettoient les PIR et leurs pièces internes (Assistina®), et d'autres capables à la fois du nettoyage mais également de la désinfection et de la lubrification (Turbocid®, Lifetime®).

Ces dispositifs injectent de l'air sous pression après l'injection du désinfectant et du lubrifiant pour améliorer le nettoyage interne et vidanger l'instrument à la fin de l'étape de nettoyage.

Il a également été développé par certaines firmes (Sirona® et W&H®), un système automatisé, tout-en-un permettant de réaliser les étapes de nettoyage, de désinfection, de lubrification puis de stérilisation des PIR une fois emballés : le DAC UNIVERSAL®.

Une enquête réalisée en Ecosse rapporte des disparités dans les protocoles d'entretien et de traitement des PIR entre les praticiens, malgré une offre de systèmes visant à simplifier les manipulations. Conduite auprès de 179 praticiens, l'étude rapporte que 99% d'entre eux procédaient à un nettoyage externe de leur pièce à main chirurgicale avant la désinfection ou le passage à l'autoclave, que 91% lubrifiaient leurs porte-instruments avec un produit hydrofuge et que seulement 20% réservaient une pièce à main exclusivement pour leur intervention chirurgicale. L'auteur révèle que seul 21% des pièces à main chirurgicales étaient emballées dans un blister pour être stérilisées (94).

### 3.2.3 Filtration sur les PID

Il s'agit ici de l'ultime barrière que l'on peut mettre en place avant la cavité orale du patient. Ce dispositif s'insère dans le PID pour filtrer l'eau au plus près de la sortie de l'instrument (Figures 8 et 9). La dimension recommandée par le guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie concernant ce type de filtre est de 0,22 µm (49). Le phénomène de filtration n'a aucun effet sur le biofilm car sa seule force est de faire barrage aux impuretés de l'eau du réseau (5).

Il existe des filtres réutilisables (Aquasafe® chez Dental Water Filtration System), dont la durée d'utilisation est d'une journée car une contamination de ce type de filtre a été décrite (Clearline One Day®). Pankhurst et al décrivent une recontamination des filtres dans les 24 heures suivant leur pose (95).

Une solution alternative peut également être l'usage de filtres dits haute performance, à usage unique, permettant d'écarter les endotoxines mais nécessitant d'être remplacés après chaque patient.



**Figure 10:** Filtre réutilisable à placer dans le raccord du PID. Image W&H



**Figure 11 :** Mise en place du filtre réutilisable dans le raccord du PID. Image W&H

### 3.3 Moyen complémentaire

Un moyen complémentaire très simple consiste à faire rincer au patient sa bouche avec une solution antiseptique. La réalisation d'un bain de bouche préopératoire à visée antiseptique permet de diminuer la charge microbienne de la cavité buccale du patient et donc la quantité de micro-organismes qui seront aérosolisés au cours des soins. Agahi et al ont étudié l'effet d'un bain de bouche préopératoire à la chlorhexidine à 0,2% sur la contamination et le relargage bactérien et fongique des PIR (turbines, contre-angle). Sur les 30 échantillons étudiés, les traces de contamination étaient quasi inexistantes (59).

## Conclusion

Le risque infectieux lié à l'eau des unités dentaires doit être pris en considération par tout praticien. Malgré une absence de réglementation ferme et objectivée en France contrairement à certains pays Européens comme l'Allemagne qui obligerait les chirurgiens-dentistes à contrôler le taux de légionelles à la sortie des unités dentaires, le chirurgien-dentiste doit tout mettre en œuvre pour prévenir un risque comme celui-ci. En cas de litige, un chirurgien-dentiste pourrait être dans l'obligation d'apporter la preuve des mesures de réduction du risque mises en place au cabinet dentaire.

Le caractère bidirectionnel du risque de contamination de l'unité (orthograde et rétrograde) impose à l'équipe soignante la mise en place de mesures visant à contrôler l'eau d'alimentation de l'unité, que de mesures concernant les PIR avant et après leur usage.

La maîtrise de la qualité microbiologique de l'eau par l'instauration de procédures simples et réalisées méthodiquement, permet de limiter le risque de contamination. A contrario, si un problème est détecté, le traitement à mettre en place sera plus chronophage, plus onéreux et plus contraignant qu'un entretien classique et fréquent.

En tant qu'acteur de santé publique, chaque praticien est invité à trouver le traitement qui lui convient.

A l'heure où l'écologie prend une place importante dans la société, il est également important de penser aux répercussions de nos actes sur l'environnement. En effet, lors de l'évacuation des eaux usées, seuls les métaux lourds et les grosses particules sont filtrés. En revanche, les produits chimiques, y compris les produits désinfectants, sont relargués dans les eaux usées ménagères. Ceci est important à considérer, puisqu'il est estimé qu'une unité dentaire en cabinet de ville consomme pour une utilisation sur quatre jours et demi par semaine entre 10 et 15 litres de produit chimique désinfectant par an dans le cadre d'un traitement continu.

D'autre part, Karpay et al ont émis l'hypothèse d'une interaction entre des polymères organiques issus du biofilm et les dérivés chlorés de certains désinfectants, aboutissant à la production de molécules carcinogènes. Des molécules de trihalométhanes ont été isolées lors de l'utilisation de solutions aqueuses

d'hypochlorite à 3 ppm dans des réservoirs indépendants. Cependant, les taux relevés n'excédaient pas les limites fixées par l'US Environmental Protection Agency (EPA) (97). Ces molécules carcinogènes sont également relarguées dans les eaux usées sans traitement préalable.

Une autre considération importante à prendre en compte lors de l'instauration d'un dispositif de traitement, sont les effets indésirables des produits, sur la qualité des soins, ainsi que sur le confort du patient. Parmi les produits commercialisés, certains donnent à l'eau un goût prononcé susceptible de gêner le patient. D'autres ont tendance à mousser lors de la mise en route des instruments rotatifs ou des inserts à ultra-sons, engendrant une mauvaise visibilité pour le praticien en cours de traitement.

Outre le mauvais goût ou la gêne, le risque de brûlure des muqueuses en cas de mauvais dosage des produits chimiques est un risque à ne pas oublier. Les substances telles que l'hypochlorite, les peroxydes et les ammoniums quaternaires provoquent des brûlures retardées par dénaturation des protéines.

Les dispositifs physiques de traitement de l'eau du réseau plus onéreux en investissement et demandeur d'une maintenance régulière pour conserver leur efficacité sont quant à eux intéressants puisqu'ils n'ont pas les effets indésirables des additifs chimiques et ne rejettent aucun produit particulier. Ils sont donc plus « écologiques » sur le long terme puisqu'ils ne permettent pas pour autant de se passer d'un traitement de chocage avec un produit chimique lorsqu'il en est nécessaire.

## REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Conseil des Communautés Européennes. Directive 98/83/CE du Conseil du 3 novembre 1998 relative à la qualité des eaux destinées à la consommation humaine [Internet]. L 330/32 May 12, 1998 p. 10–21. [cited 2015 Jul 22]; Available from: <https://www.legifrance.gouv.fr/affichTexte.do?cidTexte=JORFTEXT000000521549>
2. Arrêté du 11 janvier 2007 relatif au programme de prélèvements et d'analyses du contrôle sanitaire pour les eaux fournies par un réseau de distribution, pris en application des articles R. 1321-10, R. 1321-15 et R. 1321-16 du code de la santé publique.
3. Qualité de l'eau potable - Eaux - Ministère des Affaires sociales et de la Santé [Internet]. [cited 2016 Sep 16]. Available from: <http://social-sante.gouv.fr/sante-et-environnement/eaux/article/qualite-de-l-eau-potable#Resultats-du-contrôle-sanitaire-de-la-qualite-de-l-eau-potable-en-ligne-nbsp>
4. Circulaire DHOS/E4/DGS/SD7A n° 2005-417 du 9 septembre 2005 relative au guide technique sur l'eau dans les établissements de santé. [Internet]. [cited 2015 Jul 12] Available from: <http://nosobase.chu-lyon.fr/Reglementation/2005/Circulaire/090905.pdf>
5. Clément C, Lizon J, Camelot F. L'eau des unités dentaires qualité requise, traitements, gestion du risque infectieux. 2015 Sep [cited 2016 Jul 24]; Available from: [http://odonto.univ-lorraine.fr/sites/odonto.univ-lorraine.fr/files/users/documents/odt\\_article\\_2015\\_inf\\_dent\\_eau\\_unit\\_clement\\_et\\_al.pdf](http://odonto.univ-lorraine.fr/sites/odonto.univ-lorraine.fr/files/users/documents/odt_article_2015_inf_dent_eau_unit_clement_et_al.pdf)
6. HAS. Conditions de réalisation des actes d'implantologie orale : environnement technique [Internet]. Haute Autorité de Santé; 2008. [cited 2015 Jul 12]; Available from: [http://www.has-sante.fr/portail/upload/docs/application/pdf/2008-07/rapport\\_implantologie\\_orale\\_vd.pdf](http://www.has-sante.fr/portail/upload/docs/application/pdf/2008-07/rapport_implantologie_orale_vd.pdf)
7. Ministère chargé de la Santé. Surveillance microbiologique de l'environnement dans les établissements de santé Air, eaux et surfaces [Internet]. 2002 [cited 2015 Feb 23]. Available from: [http://nosobase.chu-lyon.fr/recommandations/Ministere\\_Sante/2002\\_environnement\\_ministere.pdf](http://nosobase.chu-lyon.fr/recommandations/Ministere_Sante/2002_environnement_ministere.pdf)
8. Characklis WG, Marshall KC. Biofilms: A Basis for an Interdisciplinary

Approach. ResearchGate [Internet]. 1990 Jan 1 [cited 2016 May 14]; Available from: [https://www.researchgate.net/publication/245587361\\_Biofilms\\_A\\_Basis\\_for\\_an\\_Interdisciplinary\\_Approach](https://www.researchgate.net/publication/245587361_Biofilms_A_Basis_for_an_Interdisciplinary_Approach)

9. Mattila-Sandholm T, Wirtanen G. Biofilm formation in the industry: A review. *Food Rev Int*. 1992 Jan 1;8(4):573–603.
10. Chicurel M. Bacterial biofilms and infections. *Slimebusters*. *Nature*. 2000 Nov 16;408(6810):284–6.
11. Coleman DC, O'Donnell MJ, Shore AC, Russell RJ. Biofilm problems in dental unit water systems and its practical control. *J Appl Microbiol*. 2009 May;106(5):1424–37.
12. Boulané-Petermann L. Processes of bioadhesion on stainless steel surfaces and cleanability: A review with special reference to the food industry. *Biofouling*. 1996;10(4):275–300.
13. Yabune T, Imazato S, Ebisu S. Inhibitory effect of PVDF tubes on biofilm formation in dental unit waterlines. *Dent Mater Off Publ Acad Dent Mater*. 2005 Aug;21(8):780–6.
14. Sacchetti R, De Luca G, Zanetti F. Influence of material and tube size on DUWLs contamination in a pilot plant. *New Microbiol*. 2007 Jan;30(1):29–34.
15. Lappin-Scott H., Brading M., Jass J. How do bacteria reach surfaces? In: *Bacterial Biofilms and their Control in Medicine and Industry*. Bioline; 1994. p. 19–23.
16. Whitehouse RLS, Peters E, Lizotte J, Lilge C. Influence of biofilms on microbial contamination in dental unit water. *J Dent*. 1991 Oct 1;19(5):290–5.
17. Mouton C, Robert JC. *Bactériologie bucco-dentaire*. Masson. Paris; 1994.
18. Loosdrecht MC van, Lyklema J, Norde W, Zehnder AJ. Influence of interfaces on microbial activity. *Microbiol Rev*. 1990 Mar 1;54(1):75–87.
19. Shpuntoff H, Shpuntoff RL. High-speed dental handpieces and spread of airborne infections. *N Y State Dent J*. 1993 Jan;59(1):21–3.
20. Lewis DL, Boe RK. Cross-infection risks associated with current procedures for using high-speed dental handpieces. *J Clin Microbiol*. 1992 Feb;30(2):401–6.
21. Bagga BS, Murphy RA, Anderson AW, Punwani I. Contamination of dental unit cooling water with oral microorganisms and its prevention. *J Am Dent Assoc* 1939. 1984 Nov;109(5):712–6.
22. Crawford JJ, Broderius C. Evaluation of a dental unit designed to prevent retraction of oral fluids. *Quintessence Int Berl Ger* 1985. 1990 Jan;21(1):47–51.

23. Artini M, Scoarughi GL, Papa R, Dolci G, Luca MD, Orsini G, et al. Specific Anti Cross-Infection Measures may Help to Prevent Viral Contamination of Dental Unit Waterlines: a Pilot Study. *Infection*. 2008 Sep 12;36(5):467–71.
24. Blake G. The incidence and control of infection in dental spray reservoirs. 1963;(115).
25. Ma'ayeh SY, Al-Hiyasat AS, Hindiyeh MY, Khader YS. Legionella pneumophila contamination of a dental unit water line system in a dental teaching centre. *Int J Dent Hyg*. 2008 Feb;6(1):48–55.
26. Putnins EE, Di Giovanni D, Bhullar AS. Dental unit waterline contamination and its possible implications during periodontal surgery. *J Periodontol*. 2001 Mar;72(3):393–400.
27. Atlas RM, Williams JF, Huntington MK. Legionella contamination of dental-unit waters. *Appl Environ Microbiol*. 1995 Apr;61(4):1208–13.
28. de Oliveira AC, Maluta RP, Stella AE, Rigobelo EC, Marin JM, de Ávila FA. Isolation of Pseudomonas aeruginosa strains from dental office environments and units in Barretos, state of São Paulo, Brazil, and analysis of their susceptibility to antimicrobial drugs. *Braz J Microbiol*. 2008;39(3):579–84.
29. Pankhurst CL, Coulter WA. Do contaminated dental unit waterlines pose a risk of infection? *J Dent*. 2007 Sep;35(9):712–20.
30. Laheij AMGA, Kistler JO, Belibasakis GN, Välimaa H, de Soet JJ, European Oral Microbiology Workshop (EOMW) 2011. Healthcare-associated viral and bacterial infections in dentistry. *J Oral Microbiol*. 2012;4.
31. Ricci ML, Fontana S, Pinci F, Fiumana E, Pedna MF, Farolfi P, et al. Pneumonia associated with a dental unit waterline. *Lancet*. 2012 Feb 18;379(9816):684.
32. Kadaifciler DG, Cotuk A. Microbial contamination of dental unit waterlines and effect on quality of indoor air. *Environ Monit Assess*. 2014 Jun;186(6):3431–44.
33. Dutil S, Meriaux A, De Latremoille, Marie Chantale, Lazure, Louis, Barbeau, Jean, Duchaine, Caroline. Measurement of airborne bacteria and endotoxin generated during dental cleaning. *J Occup Environemental Hyg*. 2009;6(2):121–30.
34. Pankhurst CL, Coulter W, Philpott-Howard JN, Surman-Lee S, Warburton F, Challacombe S. Evaluation of the Potential Risk of Occupational Asthma in Dentists Exposed to Contaminated Dental Unit Waterlines. *Prim Dent Care*. 2005 Apr 1;12(2):53–63.

35. Herbert A-M, Bagg J, Walker DM, Davies KJ, Westmoreland D. Seroepidemiology of herpes virus infections among dental personnel. *J Dent*. 1995 Dec;23(6):339–42.
36. Szymanska J. Risk of exposure to Legionella in dental practice. *Ann Agric Environ Med AAEM*. 2004;11(1):9–12.
37. Institut de veille sanitaire. Enquête nationale de prévalence des infections nosocomiales et des traitements anti-infectieux en établissements d'hospitalisation à domicile (HAD), France, mai-juin 2012 / 2015 / Maladies infectieuses / Rapports et synthèses / Publications et outils / Accueil [Internet]. 2012 mai-juin [cited 2016 Sep 8]. Report No.: ISSN : 1956-6956. [cited 2016 Sep 30] Available from: <http://invs.santepubliquefrance.fr//Publications-et-outils/Rapports-et-syntheses/Maladies-infectieuses/2015/Enquete-nationale-de-prevalence-des-infections-nosocomiales-et-des-traitements-anti-infectieux-en-etablissements-d-hospitalisation-a-domicile-HAD-France-mai-juin-2012>
38. Walker JT, Bradshaw DJ, Finney M, Fulford MR, Frandsen E, ØStergaard E, et al. Microbiological evaluation of dental unit water systems in general dental practice in Europe. *Eur J Oral Sci*. 2004 Oct;112(5):412–8.
39. Szymańska J. Endotoxin level as a potential marker of concentration of Gram-negative bacteria in water effluent from dental units and in dental aerosols. *Ann Agric Environ Med AAEM*. 2005;12(2):229–32.
40. Géhin D, Le Bâcle C. Endotoxines en milieu de travail. 2011 2eme trimestre;(126):225–40.
41. Reed CE, Milton DK. Endotoxin-stimulated innate immunity: A contributing factor for asthma. *J Allergy Clin Immunol*. 2001 Aug;108(2):157–66.
42. Wallace RJ, Brown BA, Griffith DE. Nosocomial outbreaks/pseudo-outbreaks caused by nontuberculous mycobacteria. *Annu Rev Microbiol*. 1998;52:453–90.
43. Schulze-Röbbbecke R, Feldmann C, Fisheder R, Janning B, Exner M, Wahl G. Dental units: an environmental study of sources of potentially pathogenic mycobacteria. *Tuber Lung Dis Off J Int Union Tuberc Lung Dis*. 1995 Aug;76(4):318–23.
44. Barbeau J, ten Bokum L, Gauthier C, Prévost AP. Cross-contamination potential of saliva ejectors used in dentistry. *J Hosp Infect*. 1998 Dec;40(4):303–11.
45. Barbot V. Implication des levures du genre Candida et des amibes libres dans le risque infectieux lié à l'eau - contexte des soins dentaires [Internet]. Poitiers; 2006.

[cited 2016 Sep 15] Available from: <http://nuxeo.edel.univ->

[poitiers.fr/nuxeo/site/esupversions/40412035-2bec-4d14-b01d-09bc922737ca](http://nuxeo.edel.univ-poitiers.fr/nuxeo/site/esupversions/40412035-2bec-4d14-b01d-09bc922737ca)

46. Visvesvara GS, Moura H, Schuster FL. Pathogenic and opportunistic free-living amoebae: *Acanthamoeba* spp., *Balamuthia mandrillaris*, *Naegleria fowleri*, and *Sappinia diploidea*. *FEMS Immunol Med Microbiol*. 2007 Jun;50(1):1–26.
47. Barbeau J, Buhler T. Biofilms augment the number of free-living amoebae in dental unit waterlines. *Res Microbiol*. 2001 Oct;152(8):753–60.
48. Singh T, Coogan MM. Isolation of pathogenic *Legionella* species and legionella-laden amoebae in dental unit waterlines. *J Hosp Infect*. 2005 Nov;61(3):257–62.
49. Ministère de la santé et des solidarités. Guide de prévention des infections liées aux soins en chirurgie dentaire et en stomatologie [Internet]. 2006 juillet. [cited 2015 Nov 7] Available from: <http://www.sante.gouv.fr/guide-de-prevention-des-infections-liees-aux-soins-en-chirurgie-dentaire-et-en-stomatologie.html>
50. Oliver JD. The viable but nonculturable state in bacteria. *J Microbiol Seoul Korea*. 2005 Feb;43 Spec No:93–100.
51. BFA - Unité de Biologie Fonctionnelle et Adaptative - CNRS UMR 8251 - Principe de la cytométrie en flux et du tri cellulaire [Internet]. [cited 2016 Oct 15]. Available from: <http://www.bfa.univ-paris-diderot.fr/spip.php?rubrique99>
52. Alberts B, Johnson A, Lewis J, Raff M, Roberts K, Walter P. *Biologie moléculaire de la cellule*. Quatrième édition. Flammarion; 2004. 1616 p.
53. Watanabe A, Tamaki N, Matsuyama M, Koikeguchi S. Molecular analysis for bacterial contamination in dental unit water lines. *New Microbiol*. 2016 Apr;39(2):143–5.
54. Circulaire du 27 mai 1987 relative à l'emploi des résines échangeuses de cations pour le traitement des eaux destinées à la consommation humaine [Internet]. 1987 [cited 2016 Jun 2]. Available from: [http://mtriay.free.fr/Textes\\_officiels/c\\_27\\_5\\_1987.html](http://mtriay.free.fr/Textes_officiels/c_27_5_1987.html)
55. L'eau dans les établissements de santé: guide technique [Internet]. [cited 2016 Jun 2]. Available from: [http://social-sante.gouv.fr/IMG/pdf/Guide\\_technique\\_de\\_l\\_eau\\_dans\\_les\\_etablissements\\_de\\_sante\\_-\\_edition\\_2005.pdf](http://social-sante.gouv.fr/IMG/pdf/Guide_technique_de_l_eau_dans_les_etablissements_de_sante_-_edition_2005.pdf)
56. Kusnetsov JM, Keskitalo PJ, Ahonen HE, Tulkki AI, Miettinen IT, Martikainen PJ. Growth of *Legionella* and other heterotrophic bacteria in a circulating cooling water system exposed to ultraviolet irradiation. *J Appl Bacteriol*. 1994 Oct;77(4):461–6.

57. Loret J-F, Greub G. Free-living amoebae: Biological by-passes in water treatment. *Int J Hyg Environ Health*. 2010 Jun;213(3):167–75.
58. Roberts HW, Karpay RI, Mills SE. Dental unit waterline antimicrobial agents' effect on dentin bond strength. *J Am Dent Assoc* 1939. 2000 Feb;131(2):179–83.
59. Abdouchakour F, Dupont C, Grau D, Aujoulat F, Mournetas P, Marchandin H, et al. *Pseudomonas aeruginosa* and *Achromobacter* sp. clonal selection leads to successive waves of contamination of water in dental care units. *Appl Environ Microbiol*. 2015 Nov;81(21):7509–24.
60. Lin S-M, Svoboda KKH, Giletto A, Seibert J, Puttaiah R. Effects of Hydrogen Peroxide on Dental Unit Biofilms and Treatment Water Contamination. *Eur J Dent*. 2011 Jan;5(1):47–59.
61. Schel AJ, Marsh PD, Bradshaw DJ, Finney M, Fulford MR, Frandsen E, et al. Comparison of the efficacies of disinfectants to control microbial contamination in dental unit water systems in general dental practices across the European Union. *Appl Environ Microbiol*. 2006 Feb;72(2):1380–7.
62. Walker JT, Bradshaw DJ, Fulford MR, Marsh PD. Microbiological Evaluation of a Range of Disinfectant Products To Control Mixed-Species Biofilm Contamination in a Laboratory Model of a Dental Unit Water System. *Appl Environ Microbiol*. 2003 Jun 1;69(6):3327–32.
63. Larsen T, Fiehn NE. The effect of Sterilex Ultra for disinfection of dental unit waterlines. *Int Dent J*. 2003 Aug;53(4):249–54.
64. Tuttlebee CM, O'Donnell MJ, Keane CT, Russell RJ, Sullivan DJ, Falkiner F, et al. Effective control of dental chair unit waterline biofilm and marked reduction of bacterial contamination of output water using two peroxide-based disinfectants. *J Hosp Infect*. 2002 Nov;52(3):192–205.
65. Porteous NB, Cooley RL. Reduction of bacterial levels in dental unit waterlines. *Quintessence Int Berl Ger* 1985. 2004 Sep;35(8):630–4.
66. Kettering JD, Stephens JA, Muñoz-Viveros CA, Naylor WP. Reducing bacterial counts in dental unit waterlines: tap water versus distilled water. *J Contemp Dent Pract*. 2002 Aug 15;3(3):1–9.
67. Costa D, Girardot M, Bertaux J, Verdon J, Imbert C. Efficacy of dental unit waterlines disinfectants on a polymicrobial biofilm. *Water Res*. 2016 Mar;91:38–44.
68. Marais JT, Brözel VS. Cross infection: Electro-chemically activated water in dental unit water line. *Br Dent J*. 1999 Aug 14;187(3):154–8.

69. Smith AJ, McHugh S, Aitken I, Hood J. Evaluation of the efficacy of Alpron disinfectant for dental unit water lines. *Br Dent J.* 2002 Nov 23;193(10):593–596; discussion 584.
70. Lizon J, Florentin A, Martrette J-M, Rivier A, Clement C, Rabaud C. Microbial control of dental unit water: Feedback on different disinfection methods experience. *Am J Infect Control.* 2016 Feb;44(2):247–9.
71. Meiller TF, Kelley JI, Zhang M, DePaola LG. Efficacy of A-dec's ICX dental unit waterline treatment solution in the prevention and treatment of microbial contamination in dental units. *J Clin Dent.* 2004;15(1):17–21.
72. McDowell JW, Paulson DS, Mitchell JA. A simulated-use evaluation of a strategy for preventing biofilm formation in dental unit waterlines. *J Am Dent Assoc* 1939. 2004 Jun;135(6):799–805.
73. Montebugnoli L, Dolci G. A new chemical formulation for control of dental unit water line contamination: An “in vitro” and clinical “study.” *BMC Oral Health.* 2002;2(1):1.
74. Coleman DC, O'Donnell MJ, Shore AC, Swan J, Russell RJ. The role of manufacturers in reducing biofilms in dental chair waterlines. *J Dent.* 2007 Sep;35(9):701–11.
75. Martin MV, Gallagher MA. An investigation of the efficacy of super-oxidised (Optident/Sterilox) water for the disinfection of dental unit water lines. *Br Dent J.* 2005 Mar 26;198(6):353–4.
76. Zhang W, Onyango O, Lin Z, Lee SS, Li Y. Evaluation of Sterilox for controlling microbial biofilm contamination of dental water. *Compend Contin Educ Dent* Jamesburg NJ 1995. 2007 Nov;28(11):586–8, 590–2.
77. Rhodes JS. *Advanced Endodontics: Clinical Retreatment and Surgery.* CRC Press; 2005. 218 p.
78. Electrochemical processes in water disinfection and purification [Internet]. [cited 2016 Oct 2]. Available from: <http://www.adeptwatertech.com/our-green-technology/process.aspx>
79. Fujita M, Mashima I, Nakazawa F. Monitoring the decontamination efficacy of the novel Poseidon-S disinfectant system in dental unit water lines. *J Microbiol Immunol Infect Wei Mian Yu Gan Ran Za Zhi.* 2015 May 14;
80. Dallolio L, Scuderi A, Rini MS, Valente S, Farruggia P, Sabbatini MAB, et al. Effect of Different Disinfection Protocols on Microbial and Biofilm Contamination of

Dental Unit Waterlines in Community Dental Practices. *Int J Environ Res Public Health*. 2014 Feb 18;11(2):2064–76.

81. Mills SE. The dental unit waterline controversy: Defusing the myths, defining the solutions. *J Am Dent Assoc*. 2000 Oct;131(10):1427–41.

82. Santiago JI, Huntington MK, Johnston AM, Quinn RS, Williams JF. Microbial contamination of dental unit waterlines: Short- and long-term effects of flushing. *Gen Dent*. 1994;42(6):528–35.

83. Watanabe E, Agostinho A, Matsumoto W, Ito I. Dental unit water: bacterial decontamination of old and new dental units by flushing water. *Int J Dent Hyg*. 2008 février;6(1):56–62.

84. Furuhashi M, Miyamae T. Prevention of bacterial contamination of water in dental units. *J Hosp Infect*. 1985 Mar 1;6(1):81–8.

85. Montebugnoli L, Chersoni S, Prati C, Dolci G. A between-patient disinfection method to control water line contamination and biofilm inside dental units. *J Hosp Infect*. 2004 Apr;56(4):297–304.

86. Scheid RC, Kim CK, Bright JS, Whitely MS, Rosen S. Reduction of microbes in handpieces by flushing before use. *J Am Dent Assoc* 1939. 1982 Oct;105(4):658–60.

87. Coleman DC, O'Donnell MJ, Miller AS, Boyle MA. Minimising microbial contamination in dental unit water systems and microbial control in dental hospitals. In: Walker JT, editor. *Decontamination in Hospitals and Healthcare*. Cambridge: Woodhead Publ Ltd; 2014. p. 166–207.

88. Prevost AP, Robert M, Charland R, Barbeau J. Doctor, would you drink water from your dental unit? *N Y State Dent J*. 1995 Dec;61(10):22–8.

89. Centers for Disease Control and Prevention. Recommended Infection-Control Practices for Dentistry [Internet]. 1993 mai [cited 2016 Sep 15]. (Morbidity and mortality weekly report). Available from: <https://www.cdc.gov/mmwr/PDF/rr/rr4208.pdf>

90. Williams HN, Baer ML, Kelley JI. Contribution of biofilm bacteria to the contamination of the dental unit water supply. *J Am Dent Assoc* 1939. 1995 Sep;126(9):1255–60.

91. Cobb CM, Martel CR, McKnight SA, Pasley-Mowry C, Ferguson BL, Williams K. How does time-dependent dental unit waterline flushing affect planktonic bacteria levels? *J Dent Educ*. 2002 Apr;66(4):549–55.

92. Dutil S, Veillette M, Mériaux A, Lazure L, Barbeau J, Duchaine C. Aerosolization of mycobacteria and legionellae during dental treatment: low exposure despite dental

unit contamination. *Environ Microbiol.* 2007 Nov 1;9(11):2836–43.

93. Rocher P, Barsotti O, Bonne P, Brisset L, Chamodot M-F, Deschaud S, et al. Grille Technique d'Evaluation pour la prévention des infections associées aux soins. Association Dentaire Française ADF. 2015. 145 p. (Dossiers).

94. Smith GWG, Smith AJ, Creanor S, Hurrell D, Bagg J, Lappin DF. Survey of the decontamination and maintenance of dental handpieces in general dental practice. *Br Dent J.* 2009 Aug 22;207(4):E7–E7.

95. Pankhurst CL, Philpott-Howard JN, Hewitt JH, Casewell MW. 2nd International Conference of the Hospital Infection Society The efficacy of chlorination and filtration in the control and eradication of *Legionella* from dental chair water systems. *J Hosp Infect.* 1990 Jul 1;16(1):9–18.

96. Agahi RH, Hashemipour MA, Kalantari M, Ayatollah-Mosavi A, Aghassi H, Nassab AHG. Effect of 0.2% chlorhexidine on microbial and fungal contamination of dental unit waterlines. *Dent Res J.* 2014 May;11(3):351–6.

97. Karpay RI, Plamondon TJ, Mills SE, Dove SB. Combining periodic and continuous sodium hypochlorite treatment to control biofilms in dental unit water systems. *J Am Dent Assoc* 1939. 1999 Jul;130(7):957–65.

## Table des illustrations

Figure 1 : Exemple d'un unit dentaire alimenté par le circuit d'eau courante (www.athenadental).....	17
Figure 2 : Exemple d'un unit dentaire alimenté par un réservoir Indépendant (www.a-dec.com) .....	17
Figure 3 : Schéma d'une irrigation de rotatif par tubulures externes extrait du site dentalprive.fr.....	20
Figure 4 : Réservoir d'eau en matière plastique avec pas de vis. On note l'étréitesse du goulot comparativement au volume du réservoir (Document personnel).....	22
Figure 5 : Visualisation de la complexité des tubulures de l'unit dentaire et des jonctions tubulures-électrovannes (Document personnel).....	23
Figure 6 : Phénomène de brumisation à l'origine de la mise en suspension des micro-organismes. (Document personnel).....	30
Figure 7 : Schéma d'une chaîne complète de traitement d'eau (document personnel).....	42
Figure 8 : Filtre « tous germes » installé sur un robinet (www.aqua-free.com).....	46
Figure 9 : Système IGN avec le réservoir de solution de Calbenium® (Courtoisie du Dr T Marquiller).....	53
Figure 10 : Filtre réutilisable à placer dans le raccord du PID. Image W&H.....	64
Figure 11 : Mise en place du filtre réutilisable dans le raccord du PID. Image W&H.....	64







**Th. D. : Chir. Dent. : Lille 2 : Année 2016 – N°:**

Gestion du risque infectieux lié à l'eau des units dentaires

**LEMONNIER Pierre.**- p.79 ; ill. 11 ; réf. 97.

**Domaines** : prévention, santé publique

**Mots clés Rameau:** Cabinets dentaires--Hygiène ; Infections--Prévention

**Mots clés FMeSH:**

La qualité microbiologique de l'eau des units dentaires ne fait l'objet d'aucune norme en France. Le risque sanitaire lié à son utilisation est pourtant une préoccupation émergente depuis quelques années. Blake en 1963 a été le premier à rapporter l'existence d'une contamination de l'eau des units dentaires. Le risque est principalement lié aux conduites d'eau des units qui constituent un site préférentiel pour le développement d'un biofilm à l'intérieur de l'unit.

L'objectif de ce travail était d'explicitier le risque infectieux lié à l'eau des units dentaires et d'étudier les différentes mesures existant actuellement pour maîtriser ce risque.

Après une présentation des éléments composant l'unit dentaire, les risques et les conséquences de la transmission d'agents pathogènes via l'eau des units dentaires sont rapportés. Enfin, les techniques tant physiques que chimiques permettant la gestion de la qualité microbiologique de l'eau des units dentaires sont présentées pour guider le praticien dans le choix d'un protocole de traitement de l'eau de son unit dentaire.

**JURY :**

**Président : Monsieur le Professeur Thomas COLLARD**

**Assesseurs : Monsieur le Docteur Laurent NAWROCKI**

**Monsieur le Docteur Philippe ROCHER**

**Madame le Docteur Céline CATTEAU**