



HAL
open science

Étude comparative de différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation canalaire

Ludivine Berbé

► **To cite this version:**

Ludivine Berbé. Étude comparative de différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation canalaire. Sciences du Vivant [q-bio]. 2019. hal-03298049

HAL Id: hal-03298049

<https://hal.univ-lorraine.fr/hal-03298049v1>

Submitted on 23 Jul 2021

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

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



AVERTISSEMENT

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

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

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

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

LIENS

Code de la Propriété Intellectuelle. articles L 122. 4

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

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

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

**ACADÉMIE DE NANCY – METZ
UNIVERSITÉ DE LORRAINE
FACULTÉ D'ODONTOLOGIE**

ANNÉE 2019

N°11001

THÈSE
pour le
DIPLÔME D'ÉTAT DE DOCTEUR EN CHIRURGIE DENTAIRE
par
Ludivine BERBÉ

Née le 22 février 1988 à Nancy (Meurthe-et-Moselle)

**ÉTUDE COMPARATIVE DE DIFFÉRENTS SYSTÈMES
D'OPTIMISATION DES SOLUTIONS D'IRRIGATION CANALAIRE**

présentée et soutenue publiquement le 19 décembre 2019

Examineurs de la thèse :

Pr. C. STRAZIELLE	Professeur des Universités	Présidente
<u>Dr. R. BALTHAZARD</u>	<u>Maître de Conférences des Universités</u>	<u>Directeur de thèse</u>
<u>Pr. É. MORTIER</u>	<u>Professeur des Universités</u>	<u>Codirecteur de thèse</u>
Dr. M. VINCENT	Maître de Conférences des Universités	Juge

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

Président : Professeur Pierre **MUTZENHARDT**

Doyen : Professeur Jean-Marc **MARTRETTE**

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

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

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

Professeur émérite : Pr M-P FILLEUL

Département odontologie pédiatrique Sous-section 56-01	Mme DROZ Dominique	Maître de conférences *
	Mme JAGER Stéphanie	Maître de conférences *
	M. PREVOST Jacques	Maître de conférences
	Mme HERNANDEZ Magali	Maître de conférences *
	M. LEFAURE Quentin	Assistant
	Mme HOMBOURGER Morgane	Assistante
Département orthopédie dento-faciale Sous-section 56-01	Mme FANGET Alexia	Assistante
	M. VANDE VANNET Bart	Maître de conférences associé *
Département prévention, épidémiologie, économie de la santé, odontologie légale Sous-section 56-02	Mme SENG Marilyne	Assistante *
	Mme CLÉMENT Céline	Maître de conférences *
	M. BAUDET Alexandre	Assistant *
Département parodontologie Sous-section 57-01	Mme NASREDDINE Greyce	Assistante
	M. AMBROSINI Pascal	Professeur des universités *
	Mme BISSON Catherine	Maître de conférences *
	M. JOSEPH David	Maître de conférences *
	M. LACH Patrick	Assistant
	Mme MAYER-COUPIN Florence	Assistante
Département chirurgie orale Sous-section 57-01	Mme PAOLI Nathalie	Enseignante univ. – praticien attachée
	Mme GUILLET-THIBAUT Julie	Maître de conférences *
	M. BRAVETTI Pierre	Maître de conférences
	Mme PHULPIN Bérengère	Maître de conférences *
	M. CLERC Sébastien	Assistant*
	M. VEYNACHTER Thomas	Assistant
Département biologie orale Sous-section 57-01	Mme KICHENBRAND Charlene	Enseignante univ. – praticien attachée*
	M. YASUKAWA Kazutoyo	Maître de conférences *
	M. MARTRETTE Jean-Marc	Professeur des universités *
	Mme EGLOFF-JURAS Claire	Maître de conférences *
Département dentisterie restauratrice, endodontie Sous-section 58-01	M. MORTIER Éric	Professeur des universités *
	M. AMORY Christophe	Maître de conférences
	M. BALTHAZARD Rémy	Maître de conférences *
	M. ENGELS-DEUTSCH Marc	Professeur des universités *
	M. VINCENT Marin	Maître de conférences*
	Mme GEBHARD Cécile	Assistante
	M. GRABER Clément	Assistant
	M. GIESS Renaud	Assistant *
Département prothèses Sous-section 58-01	M. DE MARCH Pascal	Maître de conférences
	M. SCHOUVER Jacques	Maître de conférences
	Mme VAILLANT Anne-Sophie	Maître de conférences *
	Mme CORNE Pascale	Maître de conférences *
	M. CIESLAK Steve	Assistant
	M. HIRTZ Pierre	Enseignant univ. – praticien attaché
	Mme MOEHREL Bethsabée	Assistante
	M. SYDA Paul-Marie	Assistant
	Mme WILK Sabine	Assistante
Département fonction-dysfonction, imagerie, biomatériaux Sous-section 58-01	Mme STRAZIELLE Catherine	Professeur des universités *
	Mme MOBY (STUTZMANN) Vanessa	Maître de conférences *
	M. SALOMON Jean-Pierre	Maître de conférences
	Mme JANTZEN-OSSOLA Caroline	Assistante associée

Souligné : responsable de département

* temps plein

Mis à jour le 18/11/2019

**À notre Présidente,
Madame le Professeur Catherine STRAZIELLE,**

Docteur en Chirurgie Dentaire

Docteur de l'Université Henri Poincaré en sciences neurologiques

Habilitée à Diriger des Recherches

Professeur des Universités – Praticien Hospitalier

Responsable du département Fonction-dysfonction, imagerie, biomatériaux

Vous nous avez fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse.

Veillez trouver à travers ces lignes toute notre gratitude pour votre soutien et votre compréhension durant notre internat, ainsi que notre profonde admiration pour vos qualités professionnelles et humaines. Votre bienveillance et votre humilité sont pour nous édifiantes.

**À notre Directeur,
Monsieur le Docteur Rémy BALTHAZARD,**

Docteur en Chirurgie Dentaire
Docteur de l'Université de Lorraine en sciences des matériaux
Lauréat de l'Académie Nationale de Chirurgie Dentaire
Maître de Conférences – Praticien Hospitalier
Vice-Doyen de la faculté d'odontologie de Lorraine

Vous nous avez fait l'honneur de nous proposer ce sujet de thèse et de nous guider tout au long de sa rédaction.

Veillez recevoir nos sincères remerciements pour votre disponibilité et vos encouragements. Que ce travail soit le témoignage de notre reconnaissance pour votre encadrement de qualité et votre bonne humeur tout au long de nos études en odontologie.

**À notre Codirecteur,
Monsieur le Professeur Éric MORTIER,**

Docteur en Chirurgie Dentaire

Docteur de l'université Henri Poincaré en physique-chimie de la matière et des matériaux

Habilité à diriger des recherches

Professeur des Universités – Praticien Hospitalier

Responsable du département de dentisterie restauratrice, endodontie

Chef du service d'odontologie du CHRU de Nancy

Vous nous avez fait l'honneur de codiriger cette thèse.

Nous vous remercions pour votre écoute, vos conseils avisés et votre humour tout au long de notre apprentissage. Votre rigueur et votre pédagogie exemplaires nous inspirent un profond respect.

**À notre Juge,
Monsieur le Docteur Marin VINCENT,**

Docteur en Chirurgie Dentaire
Maître de Conférence – Praticien Hospitalier

Vous nous faites l'honneur de juger ce travail.

Veillez trouver ici toute notre reconnaissance pour votre dévouement au cours de notre formation. Nous vous remercions pour le partage de vos connaissances et votre habileté. Que ce travail soit l'expression de notre estime.

**À mon entourage,
Famille, compagnon et amis,**

Je vous remercie de m'accompagner, de loin ou de près, dans mes projets et de me soutenir dans mes moments de doutes.

À vous qui me faites grandir, me guidez ou me supportez, merci du fond du cœur pour tout ce que vous m'apportez.

SOMMAIRE

LISTE DES FIGURES

LISTE DES TABLEAUX

LISTE DES ABRÉVIATIONS

INTRODUCTION

1. LES SOLUTIONS D'IRRIGATION
2. LES DISPOSITIFS D'OPTIMISATION DES SOLUTIONS D'IRRIGATION
3. SÉQUENCE D'IRRIGATION RECOMMANDÉE
4. PROBLÉMATIQUE DE LA STANDARDISATION DES ÉTUDES
5. PROPOSITION D'UNE ÉTUDE COMPARATIVE DE DIFFÉRENTS SYSTÈMES D'OPTIMISATION DES SOLUTIONS D'IRRIGATION CANALAIRE

CONCLUSION

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES

RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES ÉLECTRONIQUES

LISTE DES FIGURES

Figure 1 : diagramme de distribution des différentes formes de chlore en solution. Les molécules de chlore libre, Cl ₂ , sont significatives lorsque le pH est inférieur à 2. À pH 7,5, les concentrations en HClO et en ClO ⁻ sont équivalentes (source : Weiner 2012) .	19
Figure 2 : réaction de chloramination (source : Estrela, 2002).....	20
Figure 3 : inhibition de la réaction inflammatoire par NaOCl, par déacylation du facteur de virulence d'E. faecalis (source : document personnel).....	21
Figure 4 : extrusion de NaOCl dans le périapex lors d'un traitement endodontique avec pour conséquences une forte douleur et la destruction d'une large plage de tissus environnants (source : Basrani et Haapasalo 2012)	23
Figure 5 : structure moléculaire du digluconate de chlorhexidine (source : Basrani et Haapasalo 2012)	25
Figure 6 : précipité brun-orangé résultant du mélange de NaOCl et CHX (source : Basrani et Haapasalo 2012)	27
Figure 7 : schéma d'un canal radiculaire avant (a) et après (b) traitement d'une zone calcifiée à l'aide d'une solution d'EDTA, (c) et (d) représentent respectivement les structures d'EDTA seul et du complexe EDTA + métal (source : Ji et coll. 2014)	31
Figure 8 : précipité blanc nuageux résultant du mélange d'EDTA et de CHX (source : Basrani et Haapasalo 2012)	32
Figure 9 : structure moléculaire de l'acide citrique (source : ANSM 2017).....	33
Figure 10 : structure moléculaire de HEBP (source : Asahina et Okazaki 2004)	33
Figure 11 : présentation commerciale de la solution Biopure MTAD [®] (source : https://www.dentsplysirona.com)	35
Figure 12 : présentation commerciale de la solution QMix [®] (source : https://www.dentsplysirona.com)	36
Figure 13 : vitesse et flux de la solution avec une aiguille à ouverture apicale (a), biseautée (b), à ouverture latéro-apicale (c), à fenêtre d'éjection latérale (d), à double fenêtres d'éjection latérale et avec ouvertures latérales multiples (f) (source : d'après Boutsiouki et coll., 2010).....	41
Figure 14 : différentes aiguilles et flux de la solution avec A) biseautée, B) à ouverture apicale, C) à ouverture latéro-apicale et D) à fenêtre d'éjection latérale (source : document personnel)	41
Figure 15 : mise en évidence de l'effet « vapor lock » associé à l'utilisation d'une aiguille	

seule (source : de Gregorio et coll., 2009).....	43
Figure 16 : schéma non exhaustif de différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation (source : document personnel).....	44
Figure 17 : embout maître (1), macro-canule (2) et micro-canule (3) (source : KaVo, Kerr).....	45
Figure 18 : schématisations de l'IPC (A) ainsi que de l'irrigation avec l'embout maître (B), la macro-canule (C) et la micro-canule (D) du système EndoVac™ (source : document personnel).....	46
Figure 19 : système RinsEndo® (source : McGill et coll. 2008).....	47
Figure 20 : schématisation de l'activation manuelle dynamique de la solution d'irrigation à l'aide d'un cône de gutta-percha (source : document personnel).....	48
Figure 21 : instrument XP-Endo Finisher (source : Alves et coll. 2016).....	49
Figure 22 : vue occlusale du nettoyage (en bleu) d'une racine « en C », avec des limes conventionnelles (A) et avec ces limes + XP-Endo Finisher (B) (source : document personnel).....	50
Figure 23 : illustration de la compression de SAF. (A) Lime K 20 insérée dans un canal, (B) SAF inséré dans ce même canal, (C) forme initiale SAF, non compressé (source : http://www.redentnova.com , d'après Metzger et coll. 2010b).....	51
Figure 24 : système Self-Adjusting File (source : http://www.redentnova.com).....	52
Figure 25 : système EndoActivator® (source : https://www.dentsplysirona.com).....	54
Figure 26 : mise en évidence des zones d'oscillation (source : Balthazard).....	56
Figure 27 : schématisation du déplacement transversal de l'insert ultrasonique et des courants acoustiques qu'il génère, sous la forme de vortex latéraux et de jets dirigés à distance de l'insert (source : Martin et Bronnec 2017).....	57
Figure 28 : mise en évidence des phénomènes hydrodynamiques le long de l'insert Irrisafe® (source : http://www.support-acteon-equipment.com).....	58
Figure 29 : lime Irrisafe® de longueur 25 mm et de diamètre 25/100 mm (source : http://www.support-acteon-equipment.com).....	62
Figure 30 : ESI® de EMS (source : https://www.ems-dentcoll.com).....	62
Figure 31 : situation des lasers les plus couramment utilisés en endodontie sur l'échelle des ondes électromagnétiques (source : document personnel).....	64
Figure 32 : courbe d'absorption dans les différents tissus cibles (source : Rey, 2014).....	65
Figure 33 : laser Er : YAG (source : https://www.light-inst.com/litetouch_features/).....	67
Figure 34 : mise en évidence de l'extrémité conique d'un embout spécifique PIPS,	

dépourvue de revêtement de protection sur 4 mm (A) et visualisation du positionnement correct de l'embout, uniquement au niveau de la cavité d'accès, avec l'aiguille assurant une irrigation continue (B) (source : Olivi et coll. 2014)	70
Figure 35 : schématisation du modèle artificiel réalisé en impression 3D à partir d'une incisive central maxillaire gauche en vue axiale (source : Balthazard)	86

LISTE DES TABLEAUX

Tableau 1 : avantages et inconvénients de l'hypochlorite de sodium comme solution d'irrigation canalaire (Source : d'après Basrani et Haapasalo 2012 ; Shantiaee et coll. 2014 ; Mohammadi et coll. 2015).....	23
Tableau 2 : études comparant l'effet antibactérien de NaOCl à d'autres solutions d'irrigation	24
Tableau 3 : avantages et inconvénients du digluconate de chlorhexidine comme solution d'irrigation canalaire (source : d'après Mohammadi et Abbott, 2009)	27
Tableau 4 : avantages et inconvénients de l'EDTA	32
Tableau 5 : propriétés des différentes solutions d'irrigation précédemment mentionnées	38
Tableau 6 : avantages et inconvénients des différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation précédemment décrits.....	72

LISTE DES ABREVIATIONS

AMD	Activation manuelle dynamique
ANP	<i>Apical negative pressure</i> ou pression apicale négative
<i>C. albicans</i>	<i>Candida albicans</i>
Ca(OH) ₂	Hydroxyde de calcium
CHX	Digluconate de chlorhexidine
ClO ⁻	Anion hypochlorite
CONSORT	Consolidated Standards of Reporting Trials
Cpm	Coups par minute
<i>E. faecalis</i>	<i>Enterococcus faecalis</i>
EDTA	Acide éthylène diamine tetra-acétique
EfLTA	<i>Enterococcus faecalis virulence factor LipoTeichoic Acid</i>
ESI®	Endo Soft Instrument®
G	Gauge
H ₂ O ₂	Peroxyde d'hydrogène
HAS	Haute Autorité de Santé
HEBP	Hydroxy-éthylène bisphosphonate
HCIO	Acide hypochloreux
IPC	Irrigation passive conventionnelle
ISO	<i>International Organization for Standardization</i> ou organisation internationale de normalisation
IUP	Irrigation ultrasonique passive

KHz	Kilohertz
LAM	Lime apicale maîtresse
LT	Longueur de travail
M.I.E	<i>Minimally Invasive Endodontics</i>
MCBL	Microscope confocal à balayage laser
MEB	Microscope électronique à balayage
Min	Minute
mJ	Millijoule
ml	Millilitre
ms	Milliseconde
MTAD	<i>Mixture tetracycline isomer citric acid detergent</i>
NaOCl	Hypochlorite de sodium
Ni-Ti	Nickel-Titane
O ₃	Ozone
PIPS	<i>Photon-induced photoacoustic streaming</i>
PDT	<i>Photodynamic therapy</i>
S	Seconde
SAF	<i>Self-Adjusting File</i>
TLR2	Toll-like receptor 2
VIH	Virus de l'immunodéficience humaine
λ	Longueur d'onde
μm	Micromètre
μs	Microseconde

INTRODUCTION

Les micro-organismes jouent un rôle majeur dans l'apparition des pathologies pulpaire et péri-apicales : le traitement endodontique a donc pour objectif essentiel de réduire la charge bactérienne intra-canalair (Kakehashi et coll. 1966 ; Aw 2016). La « triade endodontique » énoncée par Schilder en 1974 mettait déjà en lumière l'intérêt du débridement chimique associé à la préparation canalair puis à l'obturation tridimensionnelle à des fins de lutte contre les micro-organismes (Schilder 1974).

La mise en forme canalair permet d'éliminer le tissu pulpaire, de créer un passage pour l'irrigant et de former un cône d'arrêt garant de l'intégrité de l'apex ; l'augmentation de la conicité apicale, elle, permet un positionnement plus aisé de la pointe de l'aiguille entre les tiers médian et apical, permettant de déposer la solution d'irrigation au plus proche de la portion apicale. La conicité de la préparation au niveau coronaire a pour objet, entre autres, de créer un espace suffisant facilitant la remontée du flux d'irrigant et des débris (Bronnec et coll., 2010). Selon l'étude de Peters, au moins 35 % des parois canalaires ne sont pas débridées physiquement par l'instrumentation manuelle ou mécanique (Peters 2001) : dès lors que « *l'instrumentation ne peut gérer la totalité du réseau canalair, sa fonction principale est [donc] de fournir un accès aux solutions d'irrigation pour leur permettre d'atteindre les zones inaccessibles à l'instrumentation* » (K.Gulabivala, 2005). Par ailleurs, le parage canalair, manuel ou mécanisé, génère une accumulation de boue dentinaire (Mader et coll. 1984 ; Violich et Chandler 2010) : les composants organiques de cet enduit pariétal constituant un substrat pour les bactéries, sont susceptibles d'entraver l'adhésion du ciment de scellement aux parois canalaires au détriment de l'étanchéité de l'obturation (Sen et coll. 1995). Le recours à une irrigation présentant à la fois un large spectre antimicrobien et à la fois un pouvoir solvant des débris organiques et minéraux s'avère donc indispensable (Zehnder, 2006). Toutefois, la complexité du système canalair rend difficile l'accès de la solution à la totalité du réseau canalair (Vertucci, 1984) et une pénétration profonde de l'aiguille dans le cadre d'une irrigation passive ne semble pas pouvoir générer les effets escomptés : une activation de la solution propulsant l'irrigant dans les zones étroites, les isthmes, les canaux latéraux et secondaires ainsi que dans la portion apicale du canal semble, elle, pouvoir répondre aux exigences de la décontamination (Bronnec et coll. 2010).

Parallèlement, le concept MIE (*Minimally Invasive Endodontics*), plus récent, redéfinit peu à peu la triade endodontique afin de limiter la fragilisation iatrogène de la dent par destruction superflue des tissus durs. Elle prône ainsi une préparation canalaire *a minima*, de conicité inférieure, compensée par une irrigation rigoureuse et optimisée, puis une obturation tridimensionnelle (Clifford J. Ruddle 2015).

La difficulté d'accès à l'ensemble du système canalaire implique donc, pour optimiser le traitement, de combiner les moyens physiques et chimiques de la thérapeutique et d'activer les solutions d'irrigation pour améliorer leur pénétration et potentialiser leur action.

Quelle solution et quel système d'activation faut-il privilégier ?

Quel est actuellement le protocole d'irrigation recommandé ?

Pour répondre à ces questions, une recherche dans la littérature a été effectuée avec les mots-clés « *endodontic* », « *root canal irrigant* », « *root canal medicament* », « *synergism* », « *augmentation* », « *potentiation* » et « *activation* ». Les bases de données Cismef, Cochrane Library, EM Premium (Encyclopédie Médico-Chirurgicale), PubMed, ScienceDirect, Sudoc, Ulysse, Web of Science et Wiley Online Library ont été utilisées. Lorsque les résultats ont excédé le nombre 100, la recherche a été restreinte aux publications des dix dernières années.

Enfin, la problématique de la disparité des protocoles sera évoquée et le protocole d'une étude comparative de différents dispositifs sera présentée.

1. LES SOLUTIONS D'IRRIGATION

Les solutions d'irrigation possèdent différentes actions physiques, chimiques et biologiques (Basrani et Haapasalo 2012) et doivent répondre à un cahier des charges relativement exigeant (Basrani et Haapasalo 2012; Pérard et coll. 2013 ; Haapasalo et coll. 2014) :

- mise en suspension et élimination des débris,
- lubrification des instruments,
- dissolution des débris organiques et minéraux,
- action antiseptique,
- action rémanente,
- action non inhibée en présence de sang ou de protéines,
- stabilité en solution,
- faible tension superficielle (pour une meilleure diffusion),
- absence de cytotoxicité,
- absence de coloration des tissus dentaires,
- compatibilité avec les matériaux d'obturation,
- utilisation aisée,
- coût moindre.

À ce jour, aucune solution ne répond à l'ensemble de ces critères. Il est possible de diviser les solutions d'irrigation en trois groupes principaux : les solutions antimicrobiennes, les solutions chélatrices ou déminéralisantes et les solutions cumulant ces deux fonctions. Pour un traitement optimal, les deux actions sont essentielles.

1.1. Les agents antimicrobiens

La flore endo-canaulaire comprend des cocci, des bacilles et des levures (Ndiaye et coll. 2016a). Cette flore est complexe et est composée de nombreuses bactéries anaérobies. La bactérie gram positif *Enterococcus faecalis* (*E. faecalis*) est une des espèces les plus résistantes et est à l'origine de nombreux échecs de traitements endodontiques (Sundqvist et coll. 1998). Une solution à large spectre est donc indiquée pour la décontamination du système canalaire (Pérard et coll. 2013). Si l'hypochlorite de

sodium (NaOCl) est actuellement la solution de référence en endodontie, d'autres solutions telles que le digluconate de chlorhexidine (CHX), l'eau oxygénée (H₂O₂) ou encore l'ozone (O₃) sont également retrouvées dans la littérature.

1.1.1. Hypochlorite de sodium (NaOCl)

L'hypochlorite de sodium est actuellement l'irrigant de choix (Tableau 1). Son utilisation conduit à une diminution significative des micro-organismes dans le système canalaire (Neuhaus et coll. 2016). Il est efficace contre les bactéries, les virus, les levures et les spores (Pérard et coll. 2013 ; Ndiaye et coll. 2016b).

NaOCl se dissocie en solution aqueuse. Deux formes, très oxydantes, sont possibles selon le pH (Figure 1) :

- acide hypochloreux (HClO), qui prédomine à pH faible,
- anion hypochlorite (ClO⁻), majoritaire à pH supérieur à 7,6.

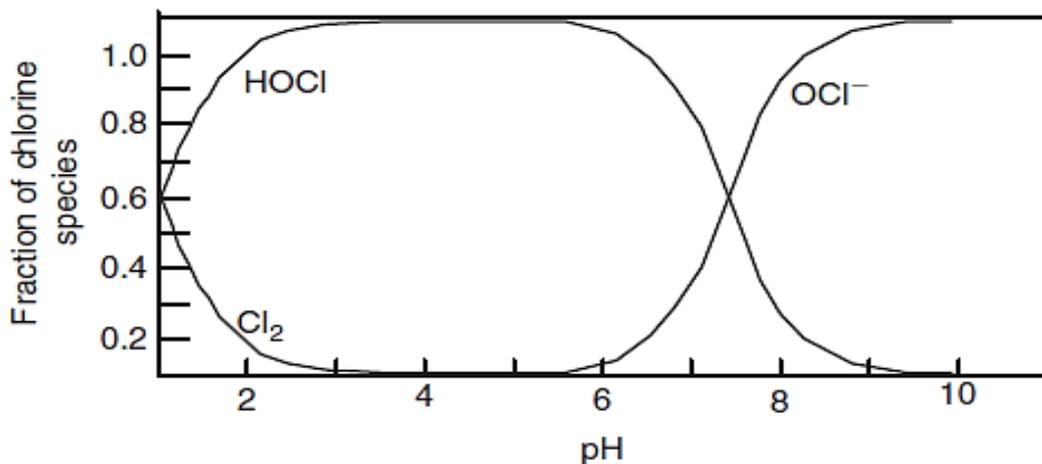


Figure 1 : diagramme de distribution des différentes formes de chlore en solution. Les molécules de chlore libre, Cl₂, sont significatives lorsque le pH est inférieur à 2. À pH 7,5, les concentrations en HClO et en ClO⁻ sont équivalentes (source : Weiner 2012)

Lorsque HClO entre en contact avec de la matière organique, il provoque la rupture des liaisons peptidiques, puis l'hydrogène du groupe aminé est remplacé par du chlore pour former la chloramine, qui est un perturbateur du métabolisme cellulaire (Figure 2).

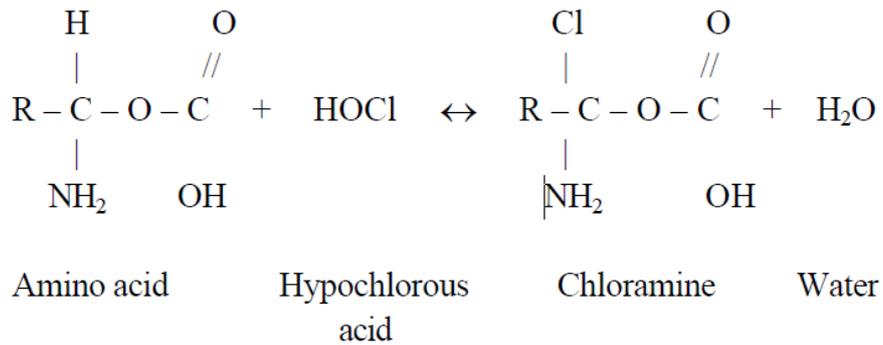


Figure 2 : réaction de chloramination (source : Estrela, 2002)

Le chlore inhibe également les enzymes bactériennes responsables du métabolisme cellulaire par oxydation irréversible de leurs groupements sulfhydryl (SH). À pH élevé, des ions hydroxyles se forment, inhibent l'activité enzymatique, dégradent les phospholipides et entraînent la destruction des membranes cytoplasmiques bactériennes (Estrela et coll. 2002).

Avec une action antimicrobienne 80 à 100 fois supérieure à celle de ClO^- , l' HClO est la forme la plus bactéricide (Rossi - Fedele et coll. 2011). L'action antiseptique de NaOCl est donc meilleure à pH faible (Fukuzaki 2006 ; Rossi - Fedele et coll. 2011). En revanche, c'est la forme ClO^- qui est davantage responsable de la dissolution des structures organiques (Fukuzaki 2006), notamment du tissu pulpaire et de la trame collagénique (Pérard et coll. 2013). Dès que la concentration de NaOCl excède 1 %, sa capacité de dissolution des tissus organiques est conséquente (Fukuzaki 2006) et améliore ainsi l'accès de la solution aux zones infectées (Basrani et Haapasalo 2012).

NaOCl participe également à la diminution de la réponse inflammatoire en éliminant le groupement acyl de la glycoprotéine E α LTA (*Enterococcus Faecalis virulence factor LipoTeichoic Acid*). C'est ce groupement qui est reconnu par la molécule TLR2 (*Toll-Like Receptor 2*) de la cellule hôte et active la réaction inflammatoire (Hong et coll. 2016) (Figure 3).

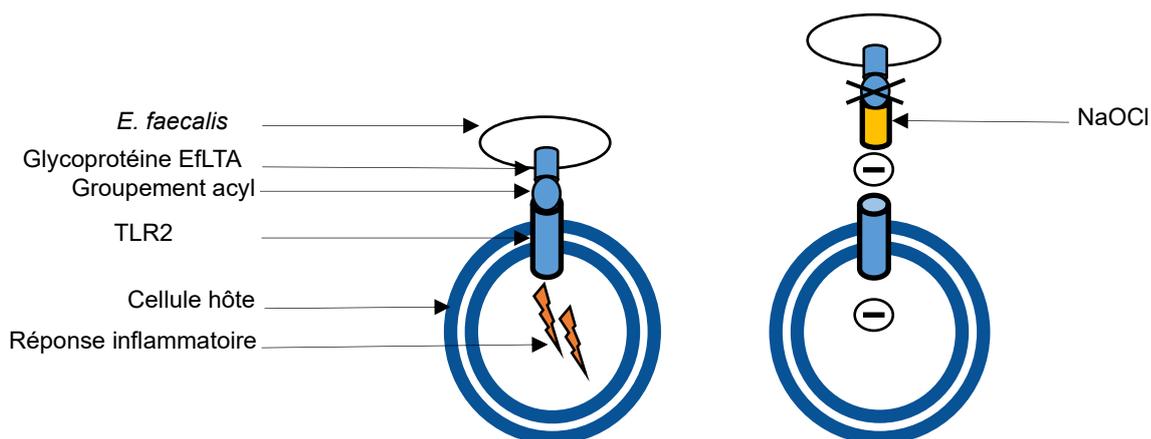


Figure 3 : inhibition de la réaction inflammatoire par NaOCl, par déacylation du facteur de virulence d'*E. faecalis* (source : document personnel)

Il est possible d'améliorer l'efficacité antibactérienne de la solution en augmentant sa température, par exemple à l'aide d'un dispositif ultrasonique. Il faut toutefois veiller à ne pas dépasser de plus de quelques degrés la température corporelle pour ne pas altérer les cellules du desmodonte (Basrani et Haapasalo 2012).

Toutefois, Zou et coll. ont montré que la température influence peu la profondeur de pénétration de NaOCl dans les canalicules dentinaires. En revanche, la concentration et le temps d'application sont des facteurs majeurs. Dans leur étude, le groupe NaOCl 1 % a montré une profondeur de pénétration équivalente à 50-80 % de celle du groupe NaOCl 6 %. La pénétration de la solution double entre la 2^e et la 20^e minute (min). Elle est maximale pour une concentration de 6 %, à 45°C pendant 20 min et atteint 300 µm de profondeur (Zou et coll. 2010). L'action de cette solution est relativement rapide, avec un temps de contact recommandé de 20 (Zou et coll. 2010) à 30 minutes (Del Carpio-Perochena et coll. 2011). Cependant, le temps d'application requis est supérieur *in vivo* puisque la présence d'exsudat, de tissus rémanents et de biomasse neutralise rapidement la solution. De plus, l'instabilité du NaOCl nécessite son renouvellement fréquent pour être efficace (Muster 2008). La Haute Autorité de Santé (HAS) recommande au minimum 1 millilitre (ml) de solution entre chaque passage d'instrument (Haute Autorité de Santé, 2008).

Sa propriété bactéricide (Retamozo et coll. 2010 ; Frough-Reyhani et coll. 2016) et sa capacité de dissolution des tissus organiques (Stojicic et coll. 2010 ; landolo et coll. 2019) augmentent avec sa concentration.

Cependant, le choix d'une concentration élevée en endodontie est controversé :

- Byström et Sunqvist n'ont montré aucune différence significative de l'effet antibactérien entre des solutions de NaOCl à 0,5 et à 5 % (Byström et Sunqvist 1985),
- Pour Zehnder, rien ne justifie l'utilisation de NaOCl à une concentration supérieure à 1 % (Zehnder 2006),
- Verma et coll. n'ont mis en évidence aucune différence statistiquement significative entre NaOCl 1 % et NaOCl 5% pour le traitement d'une parodontite apicale chronique (Verma et coll. 2019).

L'éradication partielle des bactéries au sein du système canalaire serait davantage liée à un manque d'accès de la solution à certaines zones ou à un renouvellement insuffisant plutôt qu'à sa concentration (Moorer et Wesselink 1982).

D'autre part, la concentration de NaOCl utilisée en endodontie reste limitée du fait de ses effets potentiellement délétères. De par son action protéolytique sur la matrice collagénique le NaOCl va engendrer une diminution de la résistance à la flexion ainsi que du module d'élasticité de la dentine (composée d'environ 20% de matière organique) et affaiblir sa structure (Sim et coll. 2001). Ces effets néfastes secondaires sont proportionnels à la concentration du NaOCl utilisée. En effet, NaOCl 5 % provoque plus de destruction dentinaire, en étendue et en profondeur, que NaOCl 2 % (Ghisi et coll. 2015). Pérard et coll. soulignent que l'altération des propriétés mécaniques de la dentine se fait lorsque la concentration en NaOCl est supérieure ou égale à 5,5 % et que l'utilisation et le renouvellement fréquent d'une solution moins concentrée offre la même antiseptie, avec cependant moins d'effets indésirables (Pérard et coll. 2013).

Sa toxicité en cas de projection au-delà de l'apex augmente également avec sa concentration (Pérard et coll. 2013). Elle peut entraîner une hémolyse, une ulcération épithéliale (Pashley et coll. 1985) ou une nécrose des tissus sous-jacents (Gatot et coll. 1991), accompagnée par une douleur sévère instantanée, un œdème, une ecchymose et un saignement intra-canalair (Basrani et Haapasalo 2012) (Figure 4).



Figure 4 : extrusion de NaOCl dans le périapex lors d'un traitement endodontique avec pour conséquences une forte douleur et la destruction d'une large plage de tissus environnants (source : Basrani et Haapasalo 2012)

Un compromis est donc nécessaire, entre un pouvoir antibactérien suffisant et un effet délétère limité. La HAS recommande l'usage d'une solution de NaOCl à 2,5 % (Haute Autorité de Santé, 2008). L'intérêt d'utiliser une telle concentration est également validé par Frough-Reyhani et coll. qui ont montré que NaOCl 1 % est moins efficace que NaOCl 2,5 % dans l'éradication d'un biofilm bactérien mature et qu'il n'existe pas de différence significative entre NaOCl 2,5 % et NaOCl 5 % (Frough-Reyhani et coll. 2016). Il existe de rares cas d'hypersensibilité et de dermatites de contact mais pas d'allergie vraie car le sodium et le chlore sont des éléments physiologiques (Basrani et Haapasalo 2012).

Tableau 1 : avantages et inconvénients de l'hypochlorite de sodium comme solution d'irrigation canalaire (Source : d'après Basrani et Haapasalo 2012 ; Shantiaee et coll. 2014 ; Mohammadi et coll. 2015)

AVANTAGES	INCONVÉNIENTS
<ul style="list-style-type: none"> • action antiseptique • solvant des tissus organiques • rapidement actif • action lubrifiante • disponibilité • coût modeste 	<ul style="list-style-type: none"> • toxicité • absence de dissolution des tissus inorganiques • tension de surface élevée • odeur • affecte indirectement la polymérisation des résines composites et altère l'intégrité du joint dent-matériau

Bien que l'usage du NaOCl soit actuellement le *gold standard*, d'autres solutions alternatives ou complémentaires ont été proposées et comparées dans différentes études (Tableau 2).

Tableau 2 : études comparant l'effet antibactérien de NaOCl à d'autres solutions d'irrigation

ÉTUDES	RÉSULTATS
Rôças et coll. 2016	NaOCl 2,5 % = CHX 2 %
Morgental et coll. 2013	NaOCl 6 % > NaOCl 1 % > QMIX® et CHX 2 %
Wang et coll. 2012	NaOCl 6 % = QMIX® pour biofilm d'un jour NaOCl 6 % > QMIX® pour biofilm de trois semaines
Ma et coll. 2011	NaOCl 6 % = QMIX® > NaOCl 1,2 % et CHX 2 %
Malkhassian et coll. 2009	NaOCl 1,3 % > MTAD® et CHX 2 %
Dunavant et coll. 2006	NaOCl 6 % > NaOCl 1 %, Smear Clear™ (EDTA 17 %), CHX 2 % et Biopure™ MTAD®
MTAD® = <i>Mixture Tetracycline Isomer, Citric Acid et Detergent</i>	

Gonçalves et coll. ont souligné dans leur revue de la littérature le manque de preuves quant à la supériorité de NaOCl ou de CHX dans les essais cliniques sélectionnés (dont 4 randomisés). Les méthodes d'évaluation et les concentrations des solutions sont disparates et les résultats non concordants. NaOCl est testé à des concentrations de 2,5 et 5,25 %, CHX à des concentrations de 0,12, 0,2 et 2 % et les biofilms ne sont pas standardisés. Davantage d'essais cliniques randomisés suivant les lignes directives CONSORT (Consolidated Standards of Reporting Trials) sont dès lors nécessaires afin de conclure à une vraie supériorité d'une solution sur les autres (Gonçalves et coll. 2016).

Enfin, NaOCl, lorsqu'il est utilisé après l'acide éthylène diamine tétra-acétique (EDTA), provoque des érosions dentinaires marquées (Qian et coll. 2011). Certains auteurs suggèrent alors l'application de CHX en rinçage final (Zehnder 2006 ; Pérard et coll. 2013).

1.1.2. Digluconate de chlorhexidine (CHX)

Le digluconate de chlorhexidine, commercialisé en France depuis 1972 (Muster 2008), correspond à la forme la plus stable et la plus soluble de la famille des biguanides. Il a une activité antimicrobienne à large spectre, avec une efficacité démontrée sur les bactéries, les spores, les levures et les virus (Pérard et coll. 2013). Son action est puissante sur les bactéries gram positif, notamment les streptocoques. Elle est démontrée *in vitro* sur la majorité des germes de la cavité orale. Cependant, elle a une activité plus faible sur les bactéries gram négatif et les lactobacilles résistantes. Son action antifongique contre *C. Albicans* a été démontrée (Mejía 2014; Ndiaye et coll. 2016b) mais son efficacité reste faible sur les spores, les mycobactéries et les virus, sauf le VIH (Virus de l'Immunodéficience Humaine) et certains herpès (Muster 2008).

La CHX peut être bactéricide ou bactériostatique selon sa concentration. Les concentrations de 0,12 à 0,2 % sont les plus étudiées dans la littérature. La molécule de CHX se fixe à la membrane des cellules puis y pénètre, provoquant une fuite de potassium et de phosphore. À 2 % elle est bactéricide, entraînant une coagulation du cytoplasme. L'éradication de *C. Albicans* est effective dès une concentration de 0,5 % (Pérard et coll. 2013).

Sa forme cationique (Figure 5) lui permet de créer des liaisons avec les protéines des parois canalaires et de s'adsorber à l'hydroxyapatite. Ceci lui confère une action antiseptique rémanente, qui peut perdurer dans le système canalaire de plusieurs minutes (Muster 2008) à 12 semaines, selon sa concentration (Basrani et Haapasalo 2012).

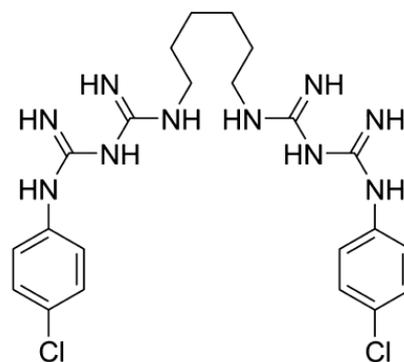


Figure 5 : structure moléculaire du digluconate de chlorhexidine (source : Basrani et Haapasalo 2012)

La CHX possède une tension de surface intermédiaire, inférieure à celle de NaOCl mais supérieure à celle de BioPure MTAD®, par exemple (Lopes et coll. 2015).

Sa cytotoxicité est faible et peu d'hypersensibilités, photosensibilisations ou réactions allergiques ont été observées (Muster 2008; Pérard et coll. 2013). Les réactions allergiques telles que la crise anaphylactique, la dermatite de contact et l'urticaire ont été rapportées suite à un contact du produit avec les muqueuses ou les plaies, mais jamais après une irrigation intra-canalair (Basrani et Haapasalo 2012).

CHX existe en solution ou en gel, ce dernier étant plus adapté en tant que médication temporaire (Pérard et coll. 2013). Ferraz et coll. ont montré que le gel de CHX 2 % permettait une élimination d' *E. faecalis* similaire à celle d'une solution de CHX 2 % ou NaOCl 5,25 %, mais un nettoyage des parois canalaire supérieur (Ferraz et coll. 2001).

Toutefois, cette molécule présente également des limites (Muster 2008) :

- peu ou pas de dissolution des matières organiques et inorganiques,
- incompatible avec les agents anioniques et les autres antiseptiques, excepté l'ammonium quaternaire,
- induction potentielle de colorations brunes et des dysgueusies lorsqu'elle est utilisée en bain de bouche,
- création possible de résistances bactériennes si utilisée à long terme,
- activité antibactérienne affectée par la boue dentinaire, le biofilm bactérien et l'exsudat inflammatoire (Basrani et Haapasalo 2012),
- interaction avec NaOCl.

Il est à noter que l'association de NaOCl et CHX produit un précipité brun-orangé composé de para-chloroaniline (Basrani et coll. 2007) potentiellement cancérigène (Chhabra et coll. 1991) (Figure 6). Ce dernier peut induire une coloration de la dent, diminuer l'efficacité de la solution (Zehnder 2006) et altérer l'obturation (Basrani et Haapasalo 2012). L'élimination préalable de NaOCl avec des pointes de papier ou un rinçage au sérum physiologique est donc requise avant l'utilisation de CHX (Haapasalo et coll. 2014).



Figure 6 : précipité brun-orangé résultant du mélange de NaOCl et CHX (source : Basrani et Haapasalo 2012)

NaOCl reste actuellement la solution de référence. Toutefois, Pérard souligne l'intérêt de la CHX en rinçage final, du fait de sa rémanence (Pérard et coll. 2013). Kurt et Çalışkan ont suggéré un rinçage final de 5 ml de CHX 2 % pour un traitement en une fois, comme alternative à un traitement réalisé en deux temps avec une phase d'hydroxyde de calcium $[Ca(OH)_2]$ de 2 semaines. Il n'y a pas eu de différences significatives concernant les douleurs post-opératoires et la guérison sur 24 mois (Kurt et Çalışkan 2018). CHX est donc davantage utilisée en rinçage final, après nettoyage du canal au sérum physiologique, pour une action synergique avec NaOCl.

Tableau 3 : avantages et inconvénients du digluconate de chlorhexidine comme solution d'irrigation canalaire (source : d'après Mohammadi et Abbott, 2009)

AVANTAGES	INCONVÉNIENTS
<ul style="list-style-type: none"> • antiseptique à large spectre, contre les bactéries à Gram + et -, • antifongique, particulièrement efficace contre <i>C. Albicans</i>, • rémanence jusqu'à 12 semaines, • association à $Ca(OH)_2$ améliorerait son action antimicrobienne, • biocompatibilité satisfaisante. 	<ul style="list-style-type: none"> • activité antimicrobienne sur les biofilms inférieure à celle de NaOCl, • activité antibactérienne inhibée par la dentine et ses composants, les bactéries non vivantes et les exsudats inflammatoires, • peu voire pas d'action de dissolution des tissus organiques, • association à NaOCl produit un précipité qui peut entraver la décontamination et l'obturation canalaire, • peut provoquer des réactions allergiques dans de rares cas.

1.1.3. Peroxyde d'hydrogène (H₂O₂)

Le peroxyde d'hydrogène est un oxydant non halogéné qui a longtemps été utilisé en endodontie comme solution d'irrigation canalaire, à une concentration de 3 à 5 %. Il a une action antimicrobienne contre les bactéries, les virus et les levures (Basrani et Haapasalo 2012). Il est bactériostatique, en limitant l'adhérence bactérienne, et hémostatique. Il est davantage utilisé en association avec NaOCl pour terminer le protocole d'irrigation finale (Muster 2008). Lorsqu'il est combiné à NaOCl, des bulles se forment traduisant la libération de molécules d'oxygène (Basrani et Haapasalo 2012). Le temps d'application est de 2 à 5 minutes, suivi d'un rinçage (Muster 2008).

H₂O₂ présente les limites suivantes :

- capacité de dissolution des tissus organiques inférieure à celle de l'hypochlorite de sodium (Basrani et Haapasalo 2012),
- peu bactéricide,
- risque d'hypertrophie des papilles linguales lors d'une utilisation au long cours,
- nombreuses réactions type picotements, inconfort, irritation, décoloration de la langue, ainsi que des lésions muqueuses en cas d'utilisation de doses trop élevées,
- déconseillé chez la femme enceinte (Muster 2008).

Il n'est désormais plus recommandé en tant que solution d'irrigation canalaire (Basrani et Haapasalo 2012) mais peut s'avérer intéressant dans le cadre d'une décontamination laser assistée (Rey 2014).

1.1.4. Ozone (O₃)

L'ozone est une molécule composée de trois atomes d'oxygène. Il est naturellement présent sous forme de gaz dans la stratosphère. Les études quant à son utilité en endodontie sont controversées.

Nagayoshi et coll. ont trouvé une efficacité antimicrobienne de l'ozone sous forme aqueuse contre *E. faecalis* et *S. mutans* presque équivalente à celle de NaOCl 2,5 % avec une cytotoxicité plus faible (Nagayoshi et coll. 2004). Hems et coll. ont étudié

l'activité antibactérienne de l'ozone à l'état liquide et gazeux sur *E. faecalis* et l'ont comparée à celle de NaOCl. Ils ont mis en évidence une efficacité satisfaisante seulement pour les bactéries sous forme planctonique. Aucune diminution significative de la charge bactérienne sous forme de biofilm n'a été constatée. Son efficacité n'est donc pas comparable à celle de NaOCl (Hems et coll. 2005). Toutefois, Lynch souligne l'importance du protocole expérimental, qui peut être à l'origine de biais. Il explique qu'O₃ doit être appliqué sous pression, contre une surface, afin qu'il pénètre dans le biofilm et soit efficace. Certaines études n'appliquent cependant pas l'ozone selon le protocole recommandé, alors que son efficacité en dépend (Lynch 2009).

Par ailleurs, l'ozone aqueux a la meilleure biocompatibilité sur les cellules épithéliales de la cavité buccale et les fibroblastes gingivaux, comparé à l'ozone sous forme gazeuse, la chlorhexidine 0,2 et 2 %, l'hypochlorite de sodium 2,25 et 5,25 %, le peroxyde d'hydrogène 3 %, ou encore le métronidazole (Huth et coll. 2006). De plus, l'ozone aqueux n'a pas d'effet négatif sur les cellules du périodonte et les fibroblastes des surfaces radiculaires de dents extraites, irriguées pendant 2 minutes (Ebensberger et coll. 2002).

1.2. Les solutions chélatrices et déminéralisantes

La solution d'hypochlorite de sodium reste la solution de référence pour la décontamination endo-canalair et la dissolution des composants organiques. Toutefois, du fait d'une quasi-absence d'action sur les éléments inorganiques, l'usage en fin de traitement d'une solution active sur le substrat minéral s'avère indispensable. Parmi ces solutions, on retrouve l'acide éthylène diamine tétra-acétique, l'acide citrique et l'hydroxy-éthylène bisphosphonate (HEBP).

Le dictionnaire Larousse définit la chélation comme « *la complexation d'un ion ou d'un atome métallique par un ligand, conduisant à un chélate* ». En endodontie, l'agent chélateur capte les ions calcium de l'hydroxyapatite entraînant l'élimination de la boue dentinaire et la déminéralisation de la dentine péri-tubulaire. Il en résulte une augmentation du diamètre des entrées des canalicules dentinaires (Takeda et coll. 1999), facilitant dès lors leur décontamination (Morago et coll. 2016). Son utilisation facilite également le cathétérisme des canaux calcifiés (Pérard et coll. 2013).

Cependant, tous les solvants minéraux ci-dessous, excepté HEBP, provoquent la perte immédiate et quasiment totale du chlore disponible en solution lorsqu'ils sont combinés à une solution d'hypochlorite de sodium, d'où la nécessité d'effectuer un rinçage au sérum physiologique entre les deux solutions (Zehnder et coll. 2005b).

1.2.1. Acide éthylène diamine tétra-acétique (EDTA)

L'EDTA est un agent chélateur disponible sous forme liquide à des concentrations de 8 à 17 %, et sous forme de gel à des concentrations de 15 à 17 %, pouvant également contenir du peroxyde de carbamide (Zehnder et coll. 2005b). Le gel est indiqué par les fabricants pendant les phases de cathétérisme ou encore de mise en forme canalaire pour faciliter la progression et l'alésage canalaire. La forme liquide est davantage utilisée en rinçage final pour éliminer la boue dentinaire (Figure 7).

Le gel présente les avantages suivants (Kim et coll. 2013) :

- moins d'extrusions qu'avec la forme liquide,
- s'il contient également du peroxyde de carbamide (environ 10 %), une réaction d'effervescence apparaît lorsqu'il est en contact avec de l'hypochlorite de sodium, ce qui favorise la mise en suspension et la remontée des débris.

Cependant, l'utilisation du gel pour faciliter la pénétration initiale des instruments a été remise en cause par Zehnder et coll. car l'EDTA inhibe l'action antimicrobienne du NaOCl (Zehnder et coll. 2005b). De plus, Ghisi et coll. ont montré sur de la dentine bovine que l'association d'EDTA et NaOCl augmente la désorganisation ainsi que la destruction de la trame collagénique autour de la lumière canalaire, en surface mais aussi en profondeur, et provoque des déminéralisations importantes. Il en résulte de larges surfaces d'érosion. L'EDTA seul n'a pas d'effet sur les éléments organiques (Ghisi et coll. 2015).

La HAS recommande un rinçage avec une solution d'EDTA, uniquement en fin de mise en forme canalaire (Haute Autorité de Santé, 2008), pour éliminer la fraction inorganique de la boue dentinaire (Pérard et coll. 2013). La forme liquide élimine davantage de débris inorganiques que les pâtes ou les gels car sa répartition au sein de l'endodonte est meilleure. Elle permet plus de contacts avec les parois et une

pénétration plus profonde au sein des parties étroites du réseau canalaire, notamment dans le tiers apical (Chen et Chang 2011). Toutefois, la pénétration d'EDTA à 17 % au niveau des parois dentinaires reste limitée du fait de sa tension de surface élevée (Giardino et coll. 2006).

Son temps d'application est de 1 à 3 minutes maximum par canal, pour éviter une déminéralisation excessive de la dentine périrubulaire (Pérard et coll. 2013). La molécule d'EDTA séquestre les ions calcium (Walsh et George 2017) (Figure 7), élimine les éléments inorganiques de la boue dentinaire en moins d'une minute et déminéralise la dentine sur 20 à 50 microns. L'EDTA facilite ainsi l'accès de la solution antiseptique et optimise la décontamination canalaire (Basrani et Haapasalo 2012). Ce chélateur possède une faible activité antimicrobienne en plus de son action chélatrice sur les débris minéraux (Basrani et Haapasalo 2012 ; Pérard et coll. 2013). Toutefois, son pouvoir antimicrobien est insuffisant à la décontamination canalaire et il doit alors être associé à un puissant antiseptique comme le NaOCl.

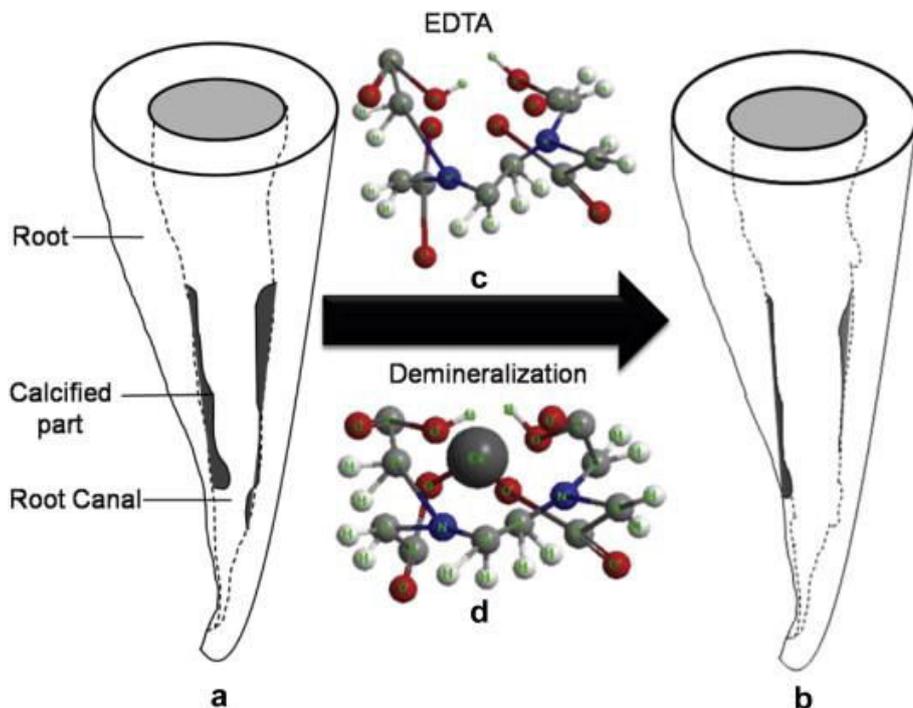


Figure 7 : schéma d'un canal radiculaire avant (a) et après (b) traitement d'une zone calcifiée à l'aide d'une solution d'EDTA, (c) et (d) représentent respectivement les structures d'EDTA seul et du complexe EDTA + métal (source : Ji et coll. 2014)

NaOCl n'interfère pas avec la formation de complexes entre les chélateurs et le calcium des tissus minéralisés (Zehnder et coll. 2005b) mais l'EDTA inhibe l'action antiseptique de NaOCl (Haapasalo et coll. 2014). Ils doivent donc être utilisés séparément, en effectuant entre ces deux applications un rinçage au sérum physiologique et un séchage soigneux. Un rinçage abondant à l'hypochlorite de sodium afin d'éliminer les molécules d'EDTA résiduelles s'avère également nécessaire (Basrani et Haapasalo 2012). Sa combinaison avec la chlorhexidine forme un précipité blanc nuageux correspondant à un sel (Basrani et Haapasalo 2012) (Figure 8).



Figure 8 : précipité blanc nuageux résultant du mélange d'EDTA et de CHX (source : Basrani et Haapasalo 2012)

Sa toxicité est faible puisqu'il n'est pas assimilé par les cellules humaines et reste dans les liquides extracellulaires (Walsh et George 2017). En solution, il a un pH d'au moins 8 (Walsh et George 2017).

Tableau 4 : avantages et inconvénients de l'EDTA

Avantages	Inconvénients
<ul style="list-style-type: none"> • solvant des débris inorganiques • biocompatibilité 	<ul style="list-style-type: none"> • action antiseptique faible • importantes érosions dentinaires possibles • inhibe l'action antiseptique de NaOCl • forme un précipité avec CHX • tension de surface élevée • coût

1.2.2. Acide citrique

La structure moléculaire de l'acide citrique lui permet également de capter les ions métalliques pour former des chélates (ANSM, 2017) (Figure 9). À concentrations équivalentes, l'acide citrique est légèrement plus puissant que EDTA (Basrani et Haapasalo 2012). Il est disponible à des concentrations allant de 10 à 50 % (Zehnder 2006). Olivieri et coll. n'ont pas trouvé de différence significative sur l'élimination des débris et de la boue dentinaire entre des solutions d'acide citrique à 5 % et à 10 % (Olivieri et coll. 2016). Ce chélateur, tout comme l'EDTA, inhibe l'action de NaOCl sur les bactéries et les tissus organiques (Zehnder et coll. 2005b) et est indiqué en rinçage final (Zehnder 2006).

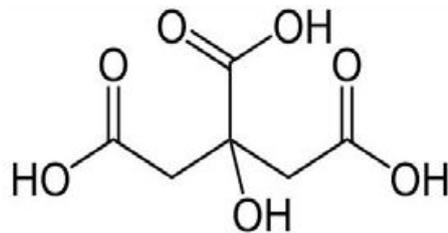


Figure 9 : structure moléculaire de l'acide citrique (source : ANSM 2017)

Sa tension superficielle, bien que légèrement inférieure à celle de l'EDTA, reste élevée. L'ajout d'un agent mouillant pour la diminuer n'améliore cependant pas la chélation des ions calcium (Zehnder et coll. 2005a).

Aucune toxicité n'a été démontrée sur les tissus parodontaux (Crigger et coll. 1983).

1.2.3. Hydroxy Ethylène Bisphosphonate (HEBP) ou acide étidronique

HEBP est un autre agent chélateur utilisé en endodontie (Figure 10).

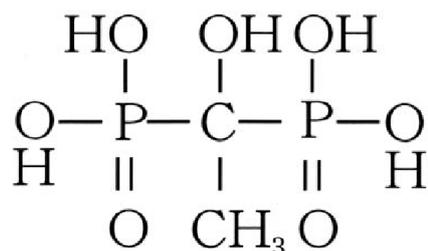


Figure 10 : structure moléculaire de HEBP (source : Asahina et Okazaki 2004)

Il présente les avantages suivants :

- optimise l'action antiseptique de NaOCl en présence de boue dentinaire (Morago et coll. 2016),
- absence d'altération des propriétés protéolytiques et antibactériennes de NaOCl (Zehnder et coll. 2005b ; Morago et coll. 2016).

Toutefois, il a un pouvoir décalcifiant faible et n'est donc pas recommandé en rinçage final.

Sa tension superficielle est équivalente à celle de l'acide citrique. L'ajout d'un agent mouillant pour la diminuer n'améliore cependant pas l'élimination des éléments inorganiques (Zehnder et coll. 2005a).

1.3. Les agents antimicrobiens et chélateurs

Ces solutions récentes combinent un agent antiseptique et un agent chélateur. Ces préparations avaient pour but de remplacer NaOCl et EDTA en combinant leurs propriétés.

1.3.1. BioPure MTAD® et Tetraclean

BioPure MTAD® (Figure 11) et Tetraclean sont deux mélanges récents d'un antibiotique, d'acide citrique et d'un détergent.

La solution extemporanée BioPure MTAD® contient :

- un antibiotique (150 mg / 5 ml de doxycycline),
- de l'acide citrique,
- un détergent (le polysorbate 80 ou Tween 80).



Figure 11 : présentation commerciale de la solution Biopure MTAD® (source : <https://www.dentsplysirona.com>)

Du fait de la présence de doxycycline, le fabricant déconseille son utilisation chez les femmes enceintes, allaitantes et les enfants de moins de 8 ans.

Tetraclean contient :

- 50 mg / 5 ml de doxycycline,
- de l'acide citrique,
- du polypropylène glycol comme détergent.

MTAD® est la première solution capable à la fois d'éliminer la boue dentinaire et de décontaminer le canal. Sa tension de surface est faible, inférieure à celle de NaOCl 5,25 % ou de EDTA 17 % (Basrani et Haapasalo 2012), ce qui favorise le contact de la solution avec les parois dentinaires. Cela entraînerait une meilleure pénétration de l'irrigant au sein des canalicules dentinaires (Giardino et coll. 2006).

Selon les études, son efficacité en termes d'élimination de l'enduit pariétal est similaire ou supérieure à celle de l'EDTA 17 % (Basrani et Haapasalo 2012). Cependant, Torabinejad et coll. ont montré que des composants organiques demeurent sur les parois canaux lorsque MTAD® est utilisé seul. La combinaison de NaOCl, comme solution d'irrigation, et MTAD®, comme solution de rinçage final, améliore l'élimination de la boue dentinaire et des débris intra-canaux (Torabinejad et coll. 2003).

Par ailleurs, son action antiseptique est insuffisante. Certaines espèces de la flore endodontique sont résistantes à la doxycycline et l'utilisation de NaOCl demeure indispensable (Dahlén et coll. 2000). L'indication est donc limitée au rinçage final, avec un temps de contact de 5 minutes. Shabahang et Torabinejad ont trouvé une supériorité

pour NaOCl 1,3 % + Biopure MTAD® par rapport à NaClO à différentes concentrations + EDTA, sur un biofilm de 4 semaines d'*E. faecalis* (Shabahang et Torabinejad 2003). Ces résultats ont été contestés par Johal et coll., qui ont montré, sur un biofilm similaire, une efficacité antibactérienne supérieure pour le protocole d'irrigation NaOCl 5,25 % + EDTA 15 % par rapport à NaOCl 1,3 % + Biopure MTAD® (Johal et coll. 2007).

MTAD® a une cytotoxicité intermédiaire, supérieure à NaOCl 0,66 %, 1,31 % et 2,63 % mais inférieure à H₂O₂ 3 %, NaOCl 5,25 % et EDTA (Zhang et coll. 2003).

1.3.2. QMix®

La solution QMix® (Figure 12), introduite en 2011, contient de l'EDTA, de la chlorhexidine et un détergent. Un procédé est mis en œuvre pour éviter toute réaction de précipitation. L'ajout du détergent permet d'obtenir une faible tension de surface, ce qui améliore la pénétration de la solution dans les canalicules dentinaires et les zones difficiles d'accès du système canalaire. QMix® est recommandé comme solution de rinçage finale, comme alternative à un rinçage final avec EDTA puis CHX (Dentsply Sirona, 2019).



Figure 12 : présentation commerciale de la solution QMix® (source : <https://www.dentsplysirona.com>)

L'efficacité de QMix® dans l'élimination de la boue dentinaire serait comparable à celle de l'EDTA 17 % (Dai et coll. 2011 ; Stojicic S. et coll. 2011). Stojicic et coll. ont démontré *in vitro* la supériorité de NaOCl (1 % ou 2 %) et QMix® sur MTAD® et CHX 2 % dans l'élimination d'*E. faecalis* et des bactéries de la plaque dentaire, à l'état planctonique et au sein d'un biofilm (Stojicic S. et coll. 2011). Toutefois, l'action antimicrobienne de QMix® serait inférieure à celle de NaOCl 6 % (Wang et coll. 2012).

L'utilisation de la solution QMix® comme solution de rinçage final améliorerait significativement la pénétration du ciment de scellement dans les tiers médians et apicaux par rapport à un rinçage avec une solution d'hypochlorite de sodium 2,5 %. Cependant, il n'existerait pas de différence significative entre cette solution et l'utilisation d'EDTA 17 % combiné à CHX 2 % (Kara Tuncer 2015).

Sa cytotoxicité dépend du temps de contact. À 2h et 4h, la toxicité de NaOCl est significativement supérieure à celle de QMix®. Toutefois à 24h, leurs toxicités sont similaires. Les deux solutions sont donc cytotoxiques mais QMix® est moins agressive et entraîne une mort cellulaire plus lente. Cette solution serait alors plus biocompatible que NaOCl 5,25 % (AlKahtani et coll. 2014).

1.4. Tableau récapitulatif

Tableau 5 : propriétés des différentes solutions d'irrigation précédemment mentionnées

		Activité anti-microbienne	Solvant	Tension de surface	Utilisation	Coût	Cyto-toxicité
Antimicrobiennes	NaOCl	Large spectre : bactéries, virus, levures et spores	Organique	Élevée	20-30 min de contact, 1 ml entre chaque instrument + selon les auteurs, rinçage après agent chélateur	Faible	Élevée
	CHX	Large spectre : bactéries, virus, levures et spores, mais < à NaOCl	-	Inter-médiaire	Rinçage final, rémanence jusqu'à 12 semaines	Inter-médiaire	Faible
	H₂O₂	N'est plus recommandée comme principale solution d'irrigation canalaire					
	Ozone	Utilité controversée en endodontie					
Chélatrices	EDTA	Faible	Inorganique	Élevée	Rinçage après mise en forme canalaire (1ml / 1-3 minutes)	Élevé	Faible
	Acide citrique	Faible	Inorganique	Élevée	3 minutes	Inter-médiaire	Faible

Chélatrices (suite)	HEBP	Pas d'action antiseptique mais potentialise l'action antiseptique de NaOCl en présence de débris dentinaires	Faible pouvoir décalcifiant mais pas d'interaction avec NaOCl	Élevée	Combinée à NaOCl au cours du traitement endodontique	Intermédiaire	Faible
Antimicrobiennes et chélatrices	BioPure MTAD® et Tetra-clean	Faible sur flore intracanaulaire	Inorganique	Faible	Rinçage final 5 min	Élevé	Intermédiaire
	QMix®	Inférieure à NaOCl	Inorganique	Faible	Rinçage final 60 à 90 sec	Élevé	Augmente avec le temps, < à NaOCl quand ≤ à 4h d'application

- Avantages
- Inconvénients
- Situation intermédiaire

2. LES DISPOSITIFS D'OPTIMISATION DES SOLUTIONS D'IRRIGATION

La réussite du traitement endodontique est liée pour une grande part à la qualité de l'irrigation. Or, le système canalaire comporte des zones étroites, difficilement accessibles à la solution d'irrigation. La présence d'isthmes n'est pas rare, même à 1 mm de l'apex (Villas-Bôas et coll. 2011). Ricucci et Siqueira ont constaté la présence de canaux latéraux ou de ramifications apicales dans 75 % des dents observées, tous types confondus (Ricucci et Siqueira 2010). Les bactéries sont présentes dans toutes ces zones et jusqu'à 300 µm à l'intérieur des canalicules dentinaires (Siqueira et coll. 2002). L'activation des solutions d'irrigation permet d'améliorer leur répartition dans le système canalaire, et donc d'optimiser leur efficacité.

2.1. Prérequis

Tout au long du traitement, la solution d'irrigation canalaire est injectée à l'aide d'un « système » seringue-aiguille : c'est l'irrigation passive conventionnelle (IPC) à pression positive.

L'IPC permet de délivrer et de renouveler la solution jusqu'à 1 à 2 mm au-delà de la pointe de l'aiguille (Sedgley et coll. 2005 ; Boutsoukis et coll. 2009 ; Munoz et Camacho-Cuadra 2012). Ainsi, lorsqu'une aiguille de 30 gauges (G) est utilisée, une préparation d'un diamètre ISO (de l'anglais *International Organization for Standardization*) 35 à 40 s'avère nécessaire pour assurer une irrigation optimale jusqu'à la portion apicale du canal (Zehnder 2006). Afin d'optimiser la distribution de la solution dans la zone apicale, Sedgley et coll. recommandent de placer la pointe de l'aiguille à 1 mm en deçà de la longueur de travail (LT- 1 mm). En effet, l'élimination des bactéries intra-canalaires est significativement supérieure lorsque la solution est injectée à LT-1, comparativement à LT-5 mm par exemple (Sedgley et coll. 2005).

Les aiguilles à ouverture apicale permettent un renouvellement supérieur de presque 1 mm à celles à extrémités fermées, mais il y a alors plus de risque d'extrusion de la solution dans le péri-apex (Park et coll. 2013) (Figure 13).

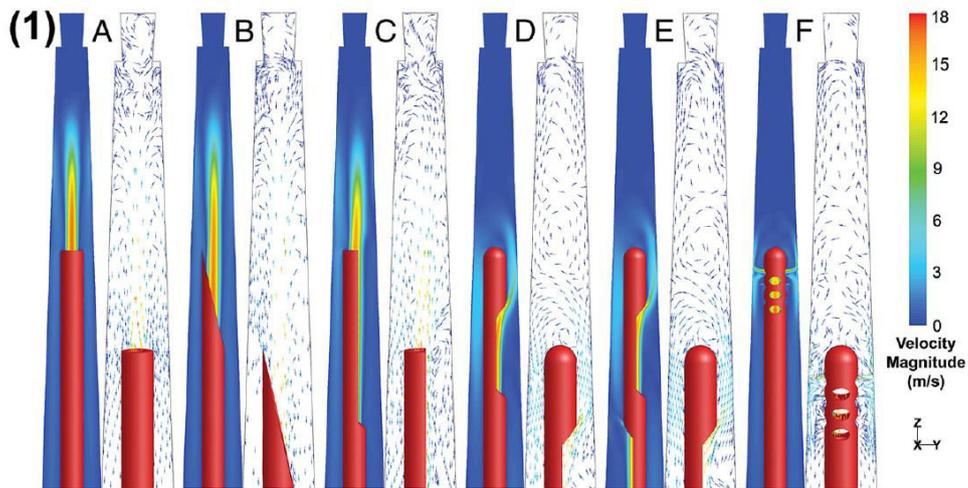


Figure 13 : vélocité et flux de la solution avec une aiguille à ouverture apicale (a), biseautée (b), à ouverture latéro-apicale (c), à fenêtre d'éjection latérale (d), à double fenêtres d'éjection latérale et avec ouvertures latérales multiples (f) (source : d'après Boutsiouki et coll., 2010)

Pour une irrigation à pression positive, il est recommandé de privilégier la sécurité du patient et d'utiliser une aiguille de faible dimension, à savoir 27 ou 30 G, avec une fenêtre d'éjection latérale (Figure 14). Pour toutes les aiguilles, la pression apicale augmente avec le débit. Le débit optimal est de 4 ml/min pour un renouvellement maximal de la solution tout en limitant la pression apicale pour la sécurité du patient. Au-delà, le renouvellement n'est plus amélioré et le risque d'extrusion de la solution est augmenté (Park et coll. 2013).

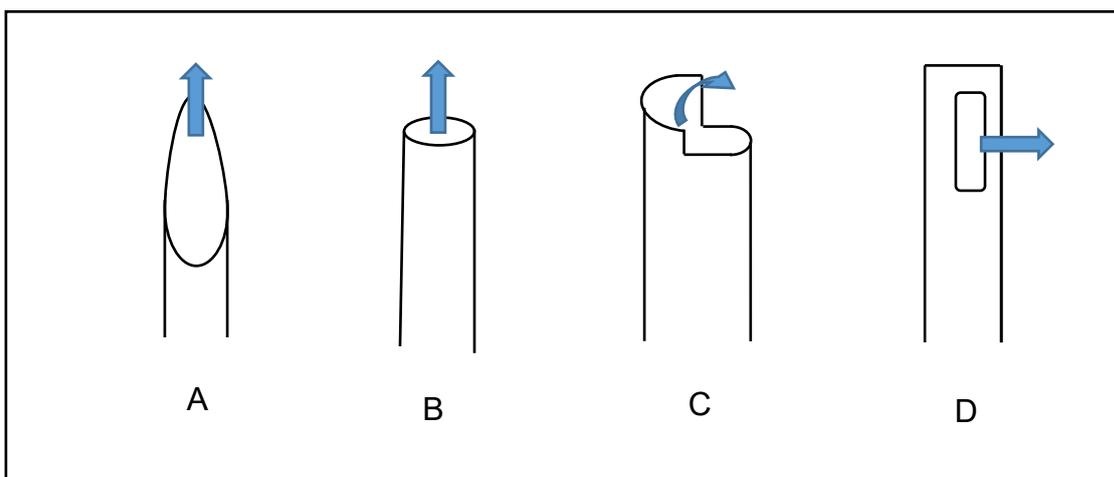


Figure 14 : différentes aiguilles et flux de la solution avec A) biseautée, B) à ouverture apicale, C) à ouverture latéro-apicale et D) à fenêtre d'éjection latérale (source : document personnel)

D'autres paramètres influencent favorablement la qualité de l'irrigation canalaire (d'après Bronnec et coll. 2010) :

- augmentation de la conicité apicale (amélioration de la profondeur de pénétration de l'aiguille),
- profondeur d'insertion de l'aiguille lors de l'irrigation passive. Plus la pointe de l'aiguille est proche de l'apex, meilleure est l'irrigation de la zone apicale,
- activation de la solution,
- augmentation du volume de solution,
- renouvellement de la solution (Martin et Bronnec 2017),
- temps d'application (Martin et Bronnec 2017).

Selon Bronnec et coll., dans le cas de l'IPC, le principal facteur influençant la pénétration de la solution dans le système canalaire est la profondeur d'insertion de l'aiguille (Bronnec et coll. 2010). La commercialisation récente d'aiguilles en matériaux souple (polypropylène) comme l'IrriFlex® (PDSA, Suisse) offre dès lors une solution efficace à cette problématique.

Les facteurs suivants n'améliorent pas significativement la répartition de la solution au sein de l'endodonte (Bronnec et coll. 2010) :

- le choix de la solution,
- la séquence instrumentale de mise en forme (type et nombre de limes),
- le renouvellement de la solution (controversé).

Verhaagen et coll. ont montré qu'un temps supérieur à 10 min est nécessaire pour que 86 % de la concentration initiale de la solution diffuse jusqu'à l'extrémité d'un canalicule artificiel linéaire. Ce temps est augmenté si la concentration de la solution n'est pas constante. Le renouvellement et le temps d'application de la solution d'irrigation semblent donc avoir un rôle majeur dans sa pénétration au niveau des zones étroites du système canalaire. Du fait de cette étroitesse, c'est la diffusion qui constitue le principal mécanisme de transport de la solution, entraînant le déplacement de celle-ci du milieu le plus concentré vers le milieu le moins concentré (Encyclopaedia Britannica, 2019), alors que la convection, correspondant au « *mouvement d'un fluide, avec*

transport de chaleur, sous l'influence de différences de température » (Le Petit Larousse illustré, 2007), joue un rôle mineur (Verhaagen et coll. 2014).

Malgré tout, la prise en compte de tous les facteurs précédemment cités ne permet pas d'obtenir une pénétration de la solution jusqu'à l'apex. Les techniques conventionnelles d'irrigation avec NaOCl et EDTA ne sont réellement efficaces que dans les deux tiers coronaires alors que la boue dentinaire et les débris organiques sont principalement retrouvés dans le tiers apical (Walsh et George 2017). De plus, lors de l'IPC, il est difficile d'avoir un flux de solution au-delà de 1 mm de la pointe de l'aiguille (Gao et coll. 2009 ; Pérard et coll. 2013) et l'introduction de la solution dans le canal emprisonne l'air initialement présent. Cette accumulation d'air sous forme de bulles au niveau de la portion apicale du canal, appelée « *vapor lock* » empêche alors la solution d'atteindre cette zone (Agarwal et coll. 2017) (Figure 15).



Figure 15 : mise en évidence de l'effet « *vapor lock* » associé à l'utilisation d'une aiguille seule (source : de Gregorio et coll., 2009)

Pour toutes ces raisons, il est actuellement recommandé d'activer les solutions d'irrigation.

Leur mise en mouvement permet (Walsh et George 2017) :

- d'augmenter le renouvellement de la solution,
- de favoriser les contacts directs entre les parois canalaires et la solution,
- d'élever la température de la solution, optimisant ainsi son action chimique de dissolution des tissus,
- d'améliorer l'action physique du débridement,
- d'engendrer des forces de cisaillement au niveau des parois capables de fractionner et d'éliminer les biofilms et plages de boue dentinaire (Martin et Bronnec 2017),

- de répartir la solution sur toutes les surfaces des parois canalaires (Andrabi et coll. 2014),
- de contrer le phénomène « vapor lock » (Agarwal et coll. 2017).

Pour ce faire, il existe différents systèmes d'optimisation des solutions (Figure 16).

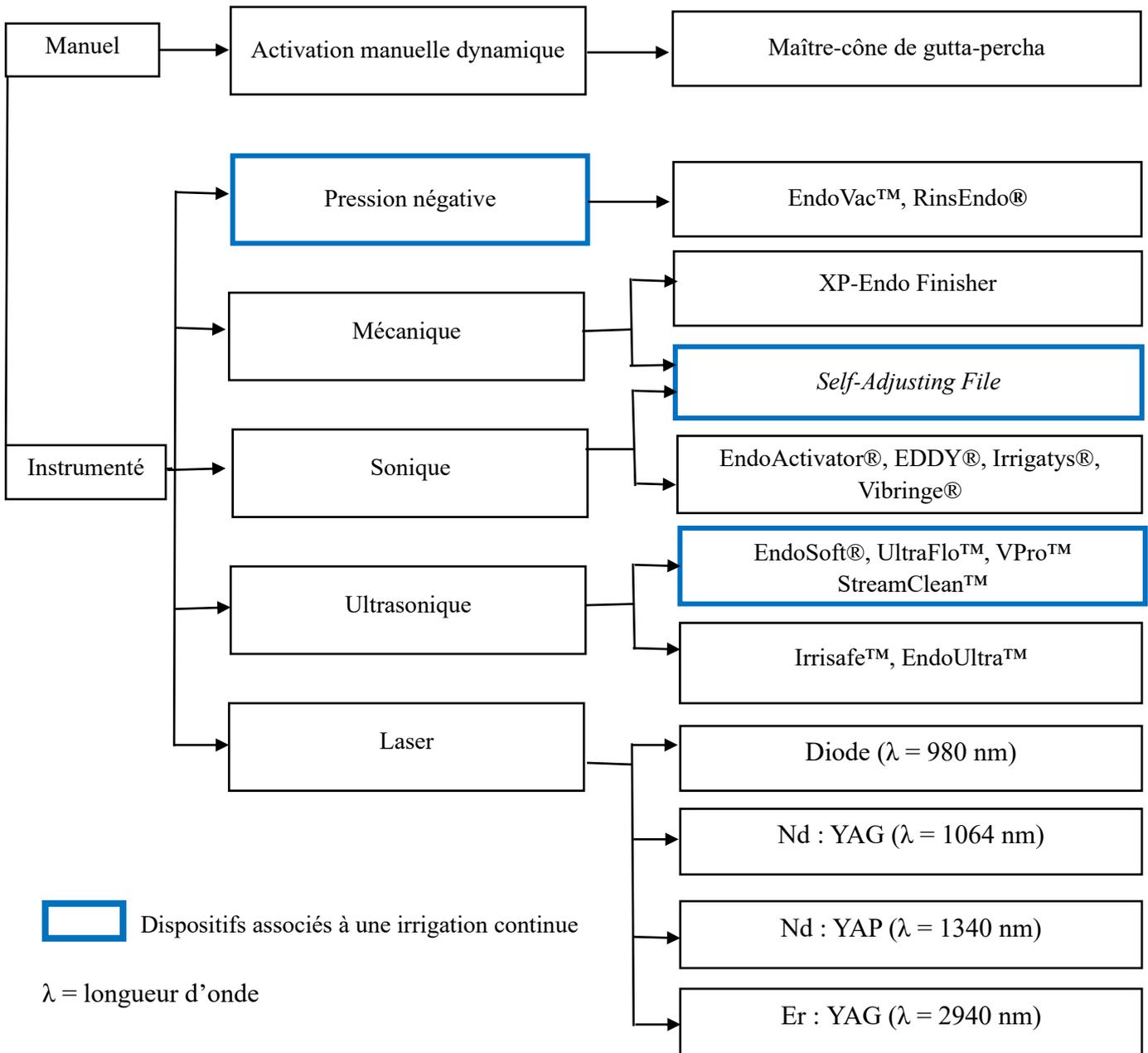


Figure 16 : schéma non exhaustif de différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation (source : document personnel)

2.2. Systèmes à pression apicale négative

2.2.1. EndoVac™ (Kerr Dental)

Le système EndoVac™ fonctionne par aspiration de la solution d'irrigation, et non pas par éjection, ce qui permet d'amener cette dernière dans la zone apicale tout en limitant le risque d'extrusion. Il comprend un embout maître, une macro-canule et une micro-canule (Figure 17).



Figure 17 : embout maître (1), macro-canule (2) et micro-canule (3) (source : KaVo, Kerr)

Pendant la mise en forme, la solution est renouvelée dans la chambre camérale grâce à l'embout maître. Une pression négative est exercée grâce aux canules reliées au système d'aspiration de l'unité, permettant à la solution d'atteindre l'apex et aux débris d'être collectés (Figure 18). À la fin de la préparation, la macro-canule conique de diamètre 0,55 mm est introduite à LT-2 mm, puis la micro-canule de diamètre 0,32 mm est introduite à la LT (Pérard et coll. 2013).

Ce circuit hydraulique, par aspiration de la chambre camérale à l'apex, éviterait la présence de bulles dans le canal (Pérard et coll. 2013) et limiterait davantage l'extrusion de la solution dans le péri-apex, comparé à l'aiguille standard 27 ou 30 gauges (Mitchell et coll. 2010), à EndoActivator®, à *XP-Endo Finisher* et à la technique *Photon-induced Photoacoustic Streaming* (PIPS™) (Azim et coll. 2018). Il en résulte potentiellement moins de douleurs post-opératoires (Gondim et coll. 2010). Dans un système ouvert, EndoVac™ n'est pas plus efficace qu'une irrigation conventionnelle avec activation manuelle dynamique à l'aide d'un cône de gutta-percha (AMD) mais garantit moins de risque d'extrusion de la solution au-delà de l'apex (Parente et coll. 2010), d'où l'intérêt du système dans des cas de résorptions apicales ou de dents à apex ouverts.

L'augmentation du débit (3,6 puis 12 ml/min pendant 30 s) permet une augmentation du volume de solution appliqué dans la partie apicale du canal (Moreno et coll. 2018).

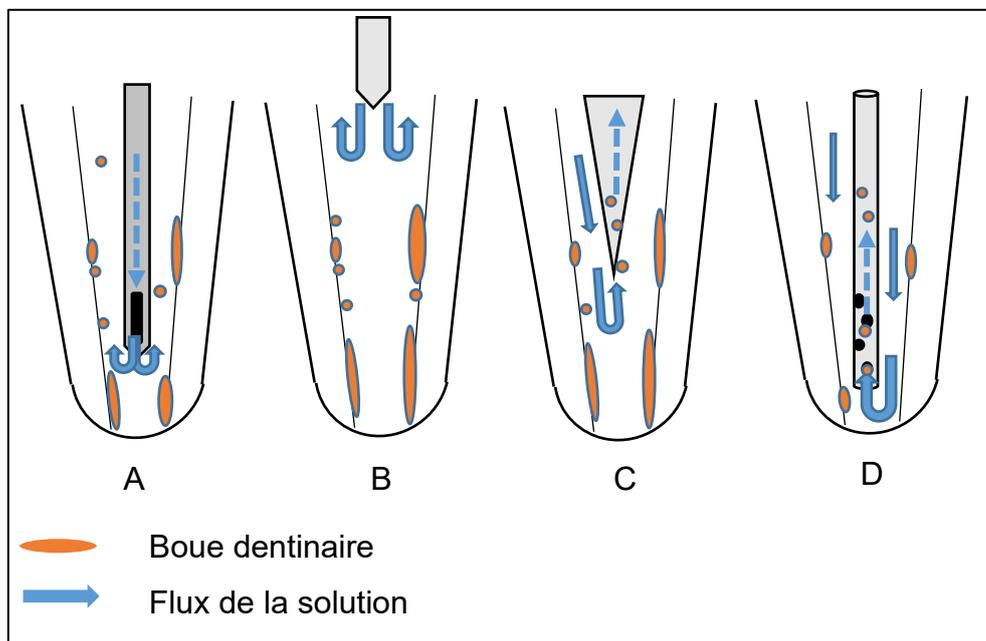


Figure 18 : schématisations de l'IPC (A) ainsi que de l'irrigation avec l'embout maître (B), la macro-canule (C) et la micro-canule (D) du système EndoVac™ (source : document personnel)

Ce système présente les limites suivantes :

- nécessite une préparation canalaire minimale de 0,35 mm de diamètre et 4 % de conicité (Pérard et coll. 2013),
- les canules se bouchent fréquemment (Pérard et coll. 2013),
- moins efficace que l'activation ultrasonique pour faire pénétrer les solutions dans les canaux secondaires (de Gregorio et coll. 2010),
- pas de différence statistiquement significative dans l'élimination d'*E. faecalis* avec IPC et ANP (Miller et Baumgartner 2010).

Plusieurs études ont montré la supériorité du système EndoVac™ concernant l'application de la solution jusqu'à la LT et l'élimination de la boue dentinaire, notamment dans le tiers apical (Nielsen et Craig Baumgartner 2007 ; de Gregorio et coll. 2010 ; Parente et coll. 2010 ; Saber et Hashem 2011 ; Gregorio et coll. 2012 ; Munoz et Camacho-Cuadra 2012 ; Palazzi et coll. 2012 ; Mancini et coll. 2013 ; Karade et coll. 2017) (cf. annexe 1), (Figure 18). Toutefois, Konstantinidi et coll., qui ont

comparé dans leur revue systématique l'IPC à l'irrigation ANP, ont conclu que le niveau de preuves était trop faible pour avancer la supériorité d'une technique par rapport à l'autre (Konstantinidi et coll. 2016). Aucun des systèmes ANP ou IPC ne permet un débridement chimique complet des canaux secondaires (Gregorio et coll. 2012), d'où la nécessité d'activer les solutions d'irrigation.

2.2.2. RinsEndo® (Dürr Dental)

Le système RinsEndo® combine l'application de l'irrigant par pression négative et son activation. Il effectue des cycles rapides d'éjection-aspiration grâce à un générateur de fréquence pneumatique actionné par pédale. La pièce à main se raccorde au cordon de la turbine de l'unit. L'aiguille est propre au système et possède les caractéristiques suivantes :

- diamètre 0,45 mm,
- longueur 28 mm,
- biseau axial 7 mm.

Elle est raccordée à une seringue manuelle conventionnelle de contenance 5 à 10 ml, possédant un système d'attache *Luer Lock* excentré (Figure 19). Le dispositif est utilisé à un débit constant de 6,2 ml/min (McGill et coll., 2008).



Figure 19 : système RinsEndo® (source : McGill et coll. 2008)

Son usage avec les solutions de rinçage EDTA 17 % et NaOCl 3 % permet une meilleure élimination de la boue dentinaire dans le tiers médian par rapport à l'absence d'activation mais reste moins efficace qu'une activation à l'aide d'un système sonore ou d'un cône de gutta-percha dans le tiers apical. De plus, la supériorité du système

RinsEndo® dans le tiers apical de canaux courbes n'a pas été démontrée (Caron et coll. 2010). Enfin, il favorise la pénétration de la solution au sein des canalicules dentinaires mais induit 80 % d'extrusion, contre 13 % pour l'IPC (Hauser et coll. 2007). D'après Caron et coll., les moyens d'optimisation des solutions d'irrigation dont la conicité est adaptée à celle du canal sont plus efficaces. Ainsi, le cône de gutta-percha et le système EndoActivator® présenteraient de meilleurs résultats que le dispositif RinsEndo® (Caron et coll. 2010).

2.3. Activation manuelle avec un maître cône de gutta-percha

Cette activation consiste à effectuer, après mise en forme canalaire, des mouvements verticaux d'amplitude de 2-3 mm (Baydoun et coll. 2016) et de fréquence comprise entre 1 et 2 Hz, avec un cône de gutta percha calibré inséré à LT-1 mm (Parente et coll. 2010 ; Andrabi et coll. 2013) (Figure 20). Cela permet de produire des pressions hydrodynamiques à l'origine du déplacement de la solution (Baydoun et coll. 2016).

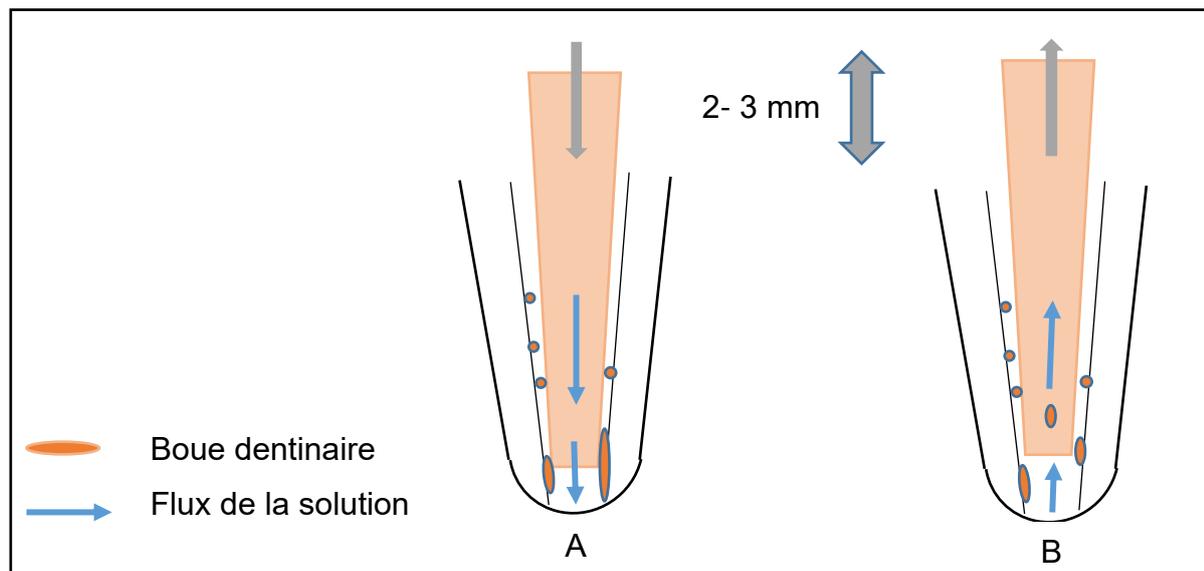


Figure 20 : schématisation de l'activation manuelle dynamique de la solution d'irrigation à l'aide d'un cône de gutta-percha (source : document personnel)

La conicité de la préparation permettrait un flux de solution le long du cône, avec une propulsion de celle-ci lors de l'insertion du cône et une aspiration lors du retrait. Ainsi, la mise en forme canalaire aurait un rôle majeur dans l'optimisation de l'irrigation canalaire (Gulabivala et coll. 2005).

Cette technique améliore la pénétration de la solution au sein du système canalaire, jusqu'à l'apex (Bronnec et coll. 2010). Dhaimy et coll. ont mesuré une amélioration de 20 % par rapport à l'IPC (Dhaimy et coll. 2016). L'AMD des solutions de rinçage final améliore aussi significativement l'élimination de la boue dentinaire, notamment dans le tiers inférieur du canal (Caron et coll. 2010 ; Saber et Hashem 2011 ; Andrabi et coll. 2013, 2014 ; Gonzalo Olivieri et coll. 2016). C'est une technique d'optimisation des solutions d'irrigation efficace et peu coûteuse, mais fastidieuse (Andrabi et al. 2014).

2.4. Activation mécanique

2.4.1. *XP-Endo Finisher* (FKG swiss endo)

XP-Endo Finisher est un instrument à usage unique constitué d'un alliage de nickel-titane (Ni-Ti) à mémoire de forme, de conicité nulle et de diamètre ISO 25. À 35°C, sa phase austénitique lui donne une forme curviligne, adaptée au canal. Lorsque la température diminue, sa phase martensitique prédomine (Figure 21). La température de la paroi canalaire lors d'un traitement endodontique fluctue entre 34 et 35,5°C (Caiado et coll. 2019), l'instrument est donc courbé.

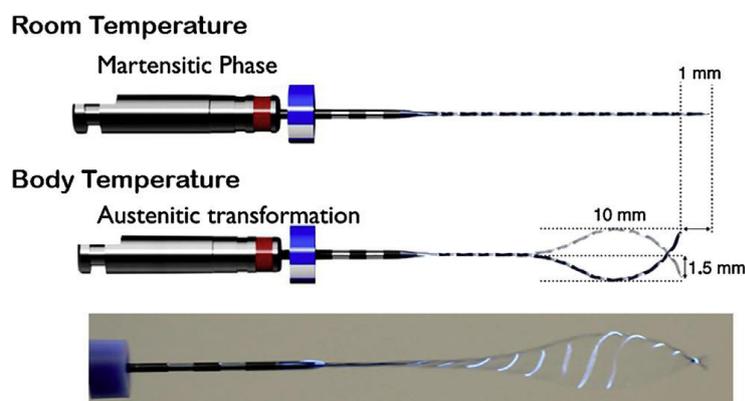


Figure 21 : instrument *XP-Endo Finisher* (source : Alves et coll. 2016)

Sa forme courbée favorise le contact avec toutes les parois dentinaires. Le nettoyage est ainsi optimisé et ce, sans affaiblissement des structures radiculaires résiduelles (Figure 22). En effet, *XP-Endo Finisher* n'a pas d'action sécante, c'est un instrument de nettoyage et non de mise en forme. D'après les recommandations du fabricant, son utilisation requiert une préparation canalaire préalable à un diamètre de 0,25 mm minimum. L'instrument est monté sur un contre-angle, inséré dans le canal à la LT et

mis en rotation à une vitesse de 800 tr/min. L'opérateur effectue alors des mouvements de va-et-vient corono-apicaux de 7- 8 mm d'amplitude, durant 1 min par canal.

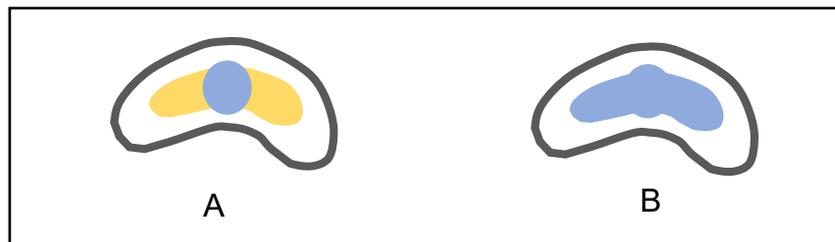


Figure 22 : vue occlusale du nettoyage (en bleu) d'une racine « en C », avec des limes conventionnelles (A) et avec ces limes + *XP-Endo Finisher* (B) (source : document personnel)

Ce dispositif améliore l'élimination de l'enduit pariétal et la décontamination intracanal. D'après Sanabria-Liviak et coll., l'activation des solutions de rinçage final 1 min à la LT à l'aide de *XP-Endo Finisher* élimine davantage de boue dentinaire au niveau des tiers médians et apicaux qu'une activation avec un système ultrasonique (Sanabria-Liviak et coll. 2017). D'après Azim et coll., il est plus efficace que l'IPC, l'EndoActivator® et le laser Er : YAG (grenat d'yttrium et aluminium dopé à l'erbium) dans la décontamination du canal principal et ce, sur toute la longueur du canal et jusqu'à 50 µm de profondeur au niveau dentinaire (Azim et coll. 2016) (cf. annexe 1).

2.4.2. Le Self-Adjusting File (ReDent-Nova)

Le système *Self-Adjusting File* (SAF) est un instrument en Ni-Ti, dont le corps forme un treillis creux facilitant l'irrigation et la remontée des débris. Il est flexible, compressible et plus souple que les limes conventionnelles. Il s'adapte à la forme du canal dans les trois dimensions. D'après le fabricant, il a été conçu pour effectuer simultanément la mise en forme et le nettoyage canalair en 4 minutes seulement. SAF, au départ compressé, s'élargit au fur et à mesure de la préparation (Figure 23).

De plus, ses caractéristiques entraînent une diminution du risque de faux canaux et de microfissures (Metzger et coll. 2010b). Enfin, il possède une surface peu abrasive (Hof et coll. 2010), participant à l'économie tissulaire. SAF retire uniformément une fine couche de dentine, à savoir 60 à 75 microns, sur l'ensemble des parois du canal contrairement aux instruments mécanisés, à l'origine d'une élimination potentiellement excessive de dentine saine (Metzger 2014).

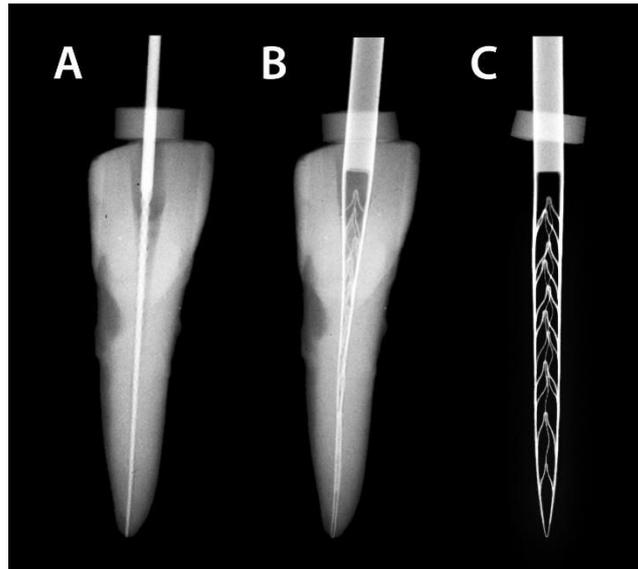


Figure 23 : illustration de la compression de SAF. (A) Lime K 20 insérée dans un canal, (B) SAF inséré dans ce même canal, (C) forme initiale SAF, non compressé (source : <http://www.redentnova.com>, d'après Metzger et coll. 2010b)

Cependant, les éléments suivants ne lui permettent pas d'être utilisé comme instrument unique de mise en forme :

- il requiert un diamètre apical minimal de 0,20 mm (recommandation fabricant),
- son temps de préparation et de nettoyage de 4 min est insuffisant pour une décontamination canalaire efficace puisque cela implique un temps de contact de la solution de 20 min minimum (Zou et coll. 2010),
- une étude récente a montré que ce système est moins efficace que WaveOne, ProTaper et Reciproc dans le débridement de canaux ovalaires (Topcu et coll. 2014).

Ainsi, il est utilisé non plus comme instrument unique de mise en forme canalaire mais comme dispositif d'optimisation des solutions d'irrigation. D'après le fabricant, l'irrigation est délivrée simultanément, sans pression, à un débit de 4 ml/min et est activée par vibrations soniques (5000 vibrations verticales par minute, de 0,4 mm d'amplitude) grâce au contre-angle RDT3 (Figure 24).



Figure 24 : système *Self-Adjusting File* (source : <http://www.redentnova.com>)

Ce système permet de nettoyer 83,2 % des parois canalaire, même dans des canaux ovales ou plats (Metzger et coll. 2010b). Une seconde étude au microscope électronique à balayage (MEB) précise que l'utilisation alternative de NaOCl 3 % et EDTA 17 % pendant un total de 4 min a permis une élimination de 100 % des débris sur toute la longueur canalaire et que la boue dentinaire a été retirée sur 100 %, 80 % et 65 % respectivement au niveau des parois dentinaires des tiers coronaires, médians et apicaux (Metzger et coll. 2010a). L'irrigation sans pression évite l'extrusion de la solution dans le péri-apex (Hof et coll. 2010). L'extrusion de débris au-delà du foramen apical est significativement inférieure avec le SAF (utilisé sans le mode vibration), par rapport aux systèmes d'activation sonique, ultrasonique, ANP et IPC (Karatas et coll. 2014).

Toutefois, tout comme les systèmes ANP et IPC, il ne permettrait pas une irrigation complète des canaux secondaires (Gregorio et coll. 2012). Parmi les systèmes IPC, SAF, ultrasonique et laser, aucun n'élimine complètement les débris et la boue dentinaire. Le SAF aurait une efficacité supérieure à celle de l'IPC mais inférieure à celle du laser Er : YAG (Keles et coll. 2016) (cf annexe 1).

2.5. Activation sonore

L'activation sonore produit un phénomène hydrodynamique par oscillation d'un embout mousse en polymère souple, à des fréquences allant de 1 à 10 kilohertz (kHz) sans phénomène de cavitation (Macedo et coll. 2014). La zone d'oscillation minimale de l'embout, du côté de la pièce à main, est appelée « nœud » et celle d'oscillation maximale, au niveau de la pointe de l'embout, est appelée « anti-nœud ». La vibration sonore n'entraîne qu'un seul nœud, alors que la vibration ultrasonique consiste en une série de nœuds et anti-nœuds le long de l'insert. L'activation sonore ne présente aucun risque d'abrasion des parois dentinaires.

Une mise en forme conique et un réservoir de solution dans la cavité d'accès sont requis avant de positionner l'embout à l'arrêt dans le canal puis de procéder à sa mise en fonction. Il est possible d'insérer l'instrument dans la zone apicale des canaux courbes puisque le risque de fracture est faible. Si toutefois celle-ci se produit, le fragment est souvent facile à retirer avec une lime du type Hedström.

L'activation sonore peut également être utilisée lors de retraitement endodontique pour agiter les solvants et faciliter la désobturation canalaire (Martin et Bronnec 2017).

Parmi les systèmes d'activation sonore, on peut citer :

- EDDY® de VDW avec un embout conique polyamide à adapter sur une pièce à main ultrasonique compatible (W&H ZA-55, NSK TI-Max 970 ou KaVo SONICflex 2003),
- Irrigatys® de ITENA avec une irrigation continue,
- Vibringe® de CAVEX,
- EndoActivator®, le principal en France (Baydoun et coll. 2016), largement rencontré dans la littérature.

Le système EndoActivator® (Dentsply Sirona) est composé d'une pièce à main sans fil et d'embouts en polymère à usage unique de forme conique, de section ronde et de surface lisse (Martin et Bronnec 2017). Il existe 3 types d'embouts facilement reconnaissables grâce à un code couleur, de longueur commune 22 mm mais de diamètre et de conicité variables :

- jaune, diamètre 15/100 mm, conicité 2 %,
- rouge, diamètre 25/100, conicité 4 %,
- bleu, diamètre 35/100, conicité 4 % (Figure 25).



Figure 25 : système EndoActivator® (source : <https://www.dentsplysirona.com>)

L'embout doit pouvoir être inséré dans le canal sans frottement jusqu'à LT-2 mm. L'embout n'est pas radio-opaque et n'est donc pas radiographiquement visible en cas de fracture. Il existe 3 puissances de vibrations soniques : 2000, 6000 et 10 000 coups par minute (cpm).

Le dispositif n'étant pas autoclavable, des manchons de protection sont disponibles.

Lors de l'activation de la solution d'irrigation, l'opérateur effectue des mouvements de va-et-vient corono-apicaux d'amplitude de 2 à 3 mm pendant 30 à 60 secondes pour générer un mouvement hydrodynamique de l'irrigant (Pérard et coll. 2013). L'embout effectue des mouvements elliptiques au niveau de son extrémité et active les fluides intra-canalaires (Martin et Bronnec 2017), favorisant le nettoyage des parois dentinaires et la destruction du biofilm (Clifford J. Ruddle 2015). En l'absence de contrainte d'espace, l'oscillation de l'insert a une amplitude de vibration de 1,2 mm, soit 30 à 120 fois supérieure à celle du système d'activation ultrasonique Irrisafe™. Dans un canal, les contacts avec les parois plusieurs centaines de fois par seconde, ne lui permettent pas une telle amplitude (Martin et Bronnec 2017). Il n'y a alors pas de phénomène de

cavitation (Jiang et coll. 2010). Toutefois, il existe un brassage efficace de la solution et les frottements de cette dernière aux parois canalaire participent au nettoyage intracanalair.

L'efficacité de l'activation sonore est au moins équivalente à celle d'un maître cône de gutta-percha. Il n'y a cependant pas de déplacement apical de la solution au-delà de l'extrémité de l'insert sonore (Martin et Bronnec 2017).

L'amélioration de la réduction de la charge bactérienne grâce au système EndoActivator® est controversée (cf. annexe 1). Des études ont trouvé une efficacité équivalente à celle de l'EndoVac™ (Brito et coll. 2009) et de l'IPC (Brito et coll. 2009 ; Ordinola - Zapata et coll. 2014). Shen et coll. ont montré une efficacité supérieure du système par rapport à l'IPC et une efficacité supérieure ou équivalente à celle de l'IUP, selon l'irrigant (Shen et coll. 2010). Bago et coll. ont conclu à une efficacité supérieure à l'IPC et au laser diode 2 W (Bago et coll. 2013).

EndoActivator® permettrait également une élimination de la boue dentinaire dans le tiers apical significativement supérieure à celle d'une IPC (Caron et coll. 2010 ; Arslan et coll. 2016) ou à celle d'une irrigation réalisée avec le système RinsEndo® (Caron et coll. 2010). Il améliorerait l'élimination des débris dentinaires et favoriserait ainsi l'obturation canalair dans les tiers médians et apicaux. Son efficacité serait supérieure à celle de l'activation ultrasonique (Kanter et coll. 2011) et de l'IPC (Kanter et coll. 2011 ; Chaudhry et coll. 2017).

De Gregorio et coll. ont mis en évidence une amélioration significative de l'irrigation des canaux secondaires à 4,5 mm et à 2 mm de la longueur de travail grâce aux systèmes sonore et ultrasonique (de Gregorio et coll. 2009).

Enfin, l'activation de la solution d'irrigation finale avec EndoActivator® permettrait de diminuer les douleurs post-opératoires, par rapport à une IPC (Ramamoorthi et coll. 2015).

2.6. Activation ultrasonique

L'agitation ultrasonique produit des phénomènes hydrodynamiques par oscillation de l'instrument à une fréquence située entre 25 et 40 kHz. La vibration ultrasonique entraîne une série de nœuds et anti-nœuds et des zones de dépression le long de l'insert (Figure 26).



Figure 26 : mise en évidence des zones d'oscillation (source : Balthazard)

Les oscillations rapides de l'insert vont engendrer une baisse de pression brutale et la création de bulles d'air. L'augmentation de la pression qui s'en suit va alors engendrer l'implosion des bulles, libérant l'énergie sous forme d'onde de choc radiante : c'est le phénomène de cavitation. Il est influencé par la fréquence d'oscillation de l'instrument, la puissance ultrasonique et l'effilage de la lime. Il apparaît entre la lime et la paroi endo-canaulaire et se propage le long de l'instrument jusqu'à l'intérieur des isthmes et des canaux latéraux. Ce phénomène apparaît aussi bien dans les canaux courbes que droits (Macedo et coll. 2014). Mais pour ce faire, il est nécessaire d'avoir un espace canalaire apical d'au moins 0,40 mm, ce qui correspond à une situation peu fréquente. Si l'espace est insuffisant, le phénomène de cavitation ne se produira pas, mais il y aura néanmoins des microcourants acoustiques, également appelés vortex (Figure 27). Ahmad et coll. ont démontré que le nettoyage canalaire dépendait principalement des flux acoustiques et que le phénomène de cavitation n'avait pas d'impact (Ahmad et coll. 1987b). Ces flux sont traduits par des mouvements rapides de fluides autour de l'instrument, maximaux au niveau de l'extrémité apicale.

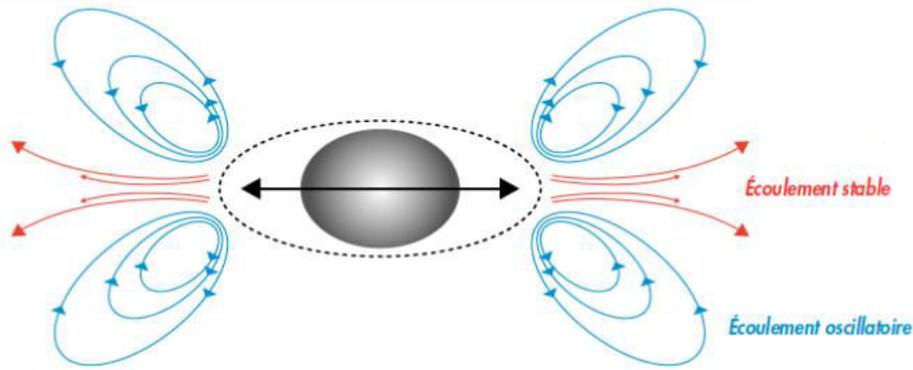


Figure 27 : schématisation du déplacement transversal de l'insert ultrasonique et des courants acoustiques qu'il génère, sous la forme de vortex latéraux et de jets dirigés à distance de l'insert (source : Martin et Bronnec 2017)

Ces flux entraînent des contraintes de cisaillement contre les enduits pariétaux, favorisant le débridement des parois canales, la remontée des débris (Pérard et coll. 2013) et le renouvellement de la solution (Layton et coll. 2015). Les vibrations ultrasoniques permettraient également de chasser l'air de la région apicale (« *vapor lock* », Figure 15) et seraient ainsi à l'origine de l'accès de la solution à cette zone dès 4 millisecondes (ms) d'activation (Peeters et coll. 2014).

Il existe deux méthodes d'irrigation ultrasonique passive (IUP) : avec une irrigation continue et avec une irrigation intermittente. Dans le premier cas, le générateur, de type piézoélectrique, possède un réservoir et la solution est délivrée directement à partir de l'insert. Dans le second cas, le générateur ne possède pas de réservoir et l'irrigant est appliqué de façon discontinue, à l'aide d'un dispositif seringue-aiguille manuel, avant chaque cycle d'activation (Pérard et coll. 2013). L'irrigation ultrasonique continue présente une forte vélocité. Les contraintes de cisaillement qu'elle exerce sont 5 fois plus importantes que celles de l'IPC et 2 fois plus importantes que celles de l'irrigation ultrasonique intermittente (Layton et coll. 2015).

Afin de limiter le risque de fracture il est impératif d'introduire l'insert dans un canal rempli de solution. Toutefois en cas de fracture, qui se situe le plus fréquemment à 5 mm de l'extrémité, au niveau du 2^e anti-nœud, le fragment est souvent simple à retirer par rinçage à la seringue, du fait de la mise en forme canalaire conique pré-requise et de l'absence de vissage de l'instrument (Martin et Bronnec 2017).

L'instrument doit être placé au centre du canal et doit pouvoir vibrer librement en évitant les contacts avec les parois canalaires. L'insert le plus fin produit le flux acoustique le plus élevé (Ahmad et coll. 1987a). Il est positionné à l'arrêt dans le canal, à sa profondeur de pénétration maximale moins 1 à 2 mm (Martin et Bronnec 2017). En effet, Malki et coll. ont testé l'efficacité de nettoyage canalaire avec l'insert placé à 1, 2, 3, 4, 5 et 6 mm de la LT. Les groupes avec l'insert placé à LT-1 et -2 mm sont les plus efficaces. Le nettoyage est efficace jusqu'à 3 mm en-deçà de la pointe de l'instrument, sans différence significative entre 0,5 et 2 mm. Ces mesures correspondent à la profondeur du flux liquidien sous la pointe de l'insert (Figure 28). La courbure du canal a peu d'influence (Malki et coll. 2012). L'activation de la solution, sonore ou ultrasonique, permet une pénétration et un renouvellement efficaces de l'irrigant si l'insert est positionné proche de la longueur de travail (Martin et Bronnec 2017).



Figure 28 : mise en évidence des phénomènes hydrodynamiques le long de l'insert Irrisafe® (source : <http://www.support-acteon-equipment.com>)

L'IUP améliore significativement la propagation de la solution d'irrigation dans les canaux fins ou peu préparés et les canaux latéraux ou secondaires, par rapport à une IPC ou au système Endovac™ (Teplitzky et coll. 1987 ; de Gregorio et coll. 2010 ; Castelo-Baz et coll. 2012). Cependant, le système Endovac™ est plus efficace pour amener l'irrigant à la longueur de travail. Ainsi, une irrigation apicale à pression négative

combinée à une activation ultrasonique de la solution permettrait la distribution de la solution d'irrigation jusqu'à l'apex et au niveau des canaux secondaires (Spoorthy et coll. 2013).

L'activation ultrasonique permet également de potentialiser l'efficacité de l'hypochlorite de sodium par élévation de sa température, mais l'intérêt pour une solution d'EDTA n'est pas démontré (Martin et Bronnec 2017).

Comme l'ont souligné Mohammadi et coll. dans leur revue de la littérature, la supériorité de l'IUP par rapport aux autres méthodes d'irrigation dans l'élimination de la boue dentinaire et la réduction de la charge bactérienne est controversée (Mohammadi et coll. 2015). Certains auteurs ont trouvé que l'IUP permettait une élimination de la boue dentinaire, des débris et des tissus pulpaire supérieure à celle de l'IPC (Kuah et coll. 2009 ; Malki et coll. 2012 ; Mozo et coll. 2012 ; Andrabi et coll. 2014 ; Justo et coll. 2014 ; Kocak et coll. 2017), notamment au niveau des isthmes (Malentacca et coll. 2018), et indépendamment de la température de la solution, de l'emplacement ou de l'angulation des canaux accessoires (Al - Jadaa et coll. 2009). D'autres auteurs ont montré que l'IUP ne permettait pas d'augmenter de façon significative l'élimination de l'enduit pariétal par rapport à l'IPC (Mayer et coll. 2002 ; Schmidt et coll. 2015). Saber et Hashem ont trouvé que l'AMD et le système Endovac™ éliminaient davantage de boue dentinaire que l'IUP ou l'IPC (Saber et Hashem 2011). Andrabi et coll. n'ont pas mis en évidence de différence significative entre une AMD et une IUP. Toutefois, ils ont souligné le risque de créer davantage de boue dentinaire si l'insert ultrasonique entrait en contact avec les parois dentinaires (Andrabi et coll. 2014).

Concernant la réduction de la charge bactérienne, plusieurs études ont démontré que l'IUP intermittente diminuait davantage la charge bactérienne que l'IPC (Spoletti et coll. 2003 ; Harrison et coll. 2010 ; Ordinola - Zapata et coll. 2014 ; Nakamura et coll. 2017 ; Vasconcelos et coll. 2017). Selon Herrera et coll., l'IUP favoriserait également l'élimination des lipopolysaccharides des bactéries orales, encore appelés endotoxines (Herrera et coll. 2017) alors que pour Nakamura et coll., la différence avec l'IPC n'est pas significative (Nakamura et coll. 2017). Ordinola-Zapata et coll. ont trouvé une efficacité de l'IUP supérieure à l'IPC et au système EndoVac™, mais inférieure au laser (Ordinola - Zapata et coll. 2014). Enfin, d'après Layton et coll., parmi les groupes IPC,

IUP intermittente et IUP continue, le groupe IUP continue est le seul à présenter un effet antibactérien significatif (Layton et coll. 2015).

Dans leur revue systématique, Nagendrababu et coll. ont démontré la réduction significative d'*E. faecalis* grâce à l'IUP, comparée aux autres dispositifs d'activation, à savoir sonique, laser diode, laser Er :YAG, RinsEndo®, IPC et à la thérapie photodynamique (PDT, de l'anglais *Photodynamic Therapy*) (Nagendrababu et coll. 2018).

À l'inverse, Caputa et coll. ont obtenu de leur revue systématique sur l'IUP, les conclusions suivantes :

- absence de preuve de la supériorité de l'IUP par rapport à l'IPC dans la diminution de la charge bactérienne,
- supériorité dans l'élimination des débris de tissus pulpaire, démontrée par des études cliniques et *in vitro*,
- amélioration de l'élimination des débris minéraux *in vitro*.

Toutefois, le niveau de preuve reste faible et des recommandations cliniques fortes ne peuvent pas être établies (Căpută et coll. 2019).

Les controverses existent également concernant le risque d'extrusion de la solution. Selon Helvacioğlu Kivanç et coll., il y a plus d'extrusion de la solution d'irrigation dans le péri-apex avec une IUP qu'avec une IPC (Helvacioğlu Kivanç et coll. 2015), tandis que Malentacca et coll. n'ont relevé d'extrusion de la solution dans aucun des groupes étudiés (IUP, EndoVac™ et IPC) lors de leur expérience (Malentacca et coll. 2018).

Il existe une large disparité des échantillons, des protocoles expérimentaux et des évaluations pouvant être à l'origine de ces résultats controversés (cf. annexe 1).

L'IUP présente les limites suivantes (Martin et Bronnec 2017) :

- risque d'inclusion de microbulles,
- risque d'abrasion des parois dentinaires si les contacts sont multiples,
- risque de butée si l'insertion est forcée,

- positionnement de l'insert compliqué dans le tiers apical des canaux courbes ; augmentation du risque de fracture spontanée de l'extrémité de l'insert ou de la lime,
- agitation des solvants pour matériaux d'obturation risquée du fait de la vaporisation de composés volatils toxiques.

Plusieurs systèmes d'activation ultrasonique existent :

- UltraFlo™ de Vista Dental, qui possède un réservoir d'irrigant de 20 ml permettant une irrigation continue au niveau coronaire,
- EndoUltra™ de Micro-Mega, qui possède une LED améliorant la visibilité,
- VPro™ StreamClean™ de Vista Dental, qui délivre simultanément la solution en profondeur via son aiguille en Ni-Ti et sa tubulure externe à fixer sur une pièce à main ultrasonique,
- Endo Soft Instrument® (ou ESI®) de EMS, qui délivre simultanément la solution en coronaire,
- Irrisafe™ de Acteon Satelec, le plus largement décrit dans la littérature.

2.6.1. Irrisafe™ (Acteon Satelec)

Les systèmes Irrisafe™ sont des limes spécifiques, en acier inoxydable, avec des spires non coupantes, pré-courbables et stérilisables. Elles présentent une section carrée à angles arrondis. Ces limes sont disponibles en diamètre 0,20 ou 0,25 mm et en longueur 21 ou 25 mm (Figure 29). Elles se fixent sur une pièce à main ultrasonique, elle-même raccordée à un générateur piézoélectrique. La fréquence de vibration est de 30 kHz et la puissance règle l'amplitude de déplacement de l'instrument. Les limes ont une conicité nulle avec une amplitude de vibration quasiment constante, comprise entre 10 et 40 µm, selon leur diamètre et leur longueur. Lors de l'activation, une onde sinusoïdale se propage avec 3 nœuds et 4 anti-nœuds au niveau de la partie immergée dans le canal (Martin et Bronnec 2017). Selon le fabricant, la lime doit être introduite dans le canal à LT-2 mm et doit pouvoir vibrer librement. L'activation se fait 3 fois 1 min par canal et l'opérateur effectue des mouvements de retrait afin de faire remonter coronairement les débris.



Figure 29 : lime Irrisafe® de longueur 25 mm et de diamètre 25/100 mm (source : <http://www.support-acteon-equipment.com>)

2.6.2. Endo Soft Instrument® (ou ESI®) de EMS

ESI® est un instrument à pointe mousse, non travaillant, en Ni-Ti, flexible, de dimension ISO 15 (Figure 30). Il délivre simultanément en continu la solution en coronaire et peut alors être utilisé tout au long du traitement, contrairement à Irrisafe®, plutôt indiqué pour le rinçage final. Selon le fabricant, la solution est déplacée jusqu'à la zone apicale grâce aux oscillations le long de l'instrument et non par pression positive, comme pour l'IPC. Cela réduit ainsi le risque d'extrusion de la solution au-delà du foramen apical.

L'utilisation d'ESI® nécessite un débridement canalaire préalable jusqu'à la lime 15/100 mm. Selon le fabricant, ESI® peut être utilisé 15 fois dans des canaux droits et une seule fois dans les canaux courbes. Il est utilisé en alternance avec les instruments de mise en forme à 30 % de sa puissance maximale avec un débit d'irrigation moyen à élevé, puis lors du rinçage final, 3 fois 20 s, avec des mouvements de pompage doux (recommandations du fabricant).



Figure 30 : ESI® de EMS (source : <https://www.ems-dentcoll.com>)

2.7. Les lasers

L'acronyme laser provient de l'anglais *Light Amplification by Stimulated Emission of Radiation*, soit amplification de lumière par émission stimulée de radiation. Son application en endodontie a été initiée en 1971 par Weichman, dans le but de sceller l'orifice canalaire. Le résultat n'a pas été celui escompté puisqu'il n'existe pas de fusion et donc de scellement entre les tissus irradiés et le reste de la racine (Weichman et Johnson 1971). Aujourd'hui, le laser est utilisé en endodontie pour optimiser les solutions d'irrigation. Son énergie est absorbée par la solution et induit une augmentation de température. Dans le cas du laser Er : YAG, l'augmentation de température des tissus environnants est faible : l'énergie est fortement absorbée par la solution, la surchauffe est alors très localisée et laisse échapper des bulles de vapeur. La pression intra-canalaire varie et entraîne l'implosion de ces bulles qui émettent alors des ondes de choc et mettent en mouvement les fluides (Lukac et coll. 2016). Chaque pulsation entraîne la création de gouttelettes de solution qui sont projetées sur la paroi du canal et au niveau de la zone de « *vapor lock* ». Ces gouttelettes s'unissent et forment un liquide qui progresse vers l'apex. Ainsi la solution se déplace apicalement et l'air remonte peu à peu sous forme de bulles. Après 50 pulsations, l'effet « *vapor lock* » (Figure 15) est contré et le canal se trouve rempli jusqu'à la longueur de travail (Peeters et coll. 2015). Le phénomène de cavitation du laser Er : YAG permet également de propulser la solution d'irrigation au niveau des régions anatomiques apicales complexes (Clifford J. Ruddle 2015), comme les canaux accessoires (Para 2015), favorisant ainsi leur nettoyage (Groot et coll. 2009 ; Meire et coll. 2016) et leur décontamination (Para 2015).

Le phénomène de cavitation est influencé par les paramètres suivants :

- profondeur, diamètre et forme du canal,
- diamètre et forme de la fibre,
- distance entre l'embout de la fibre et l'interface air-eau,
- longueur d'onde,
- temps de pulsation,
- énergie délivrée.

Les lasers Nd : YAG (grenat d'yttrium et aluminium dopé au néodyme) et Nd : YAP (noyau d'yttrium-aluminium-pérovskite dopé au néodyme) ont également un effet mécanique efficace permettant la propulsion de la solution d'irrigation dans le réseau canalaire alors que le laser diode n'a pas cette capacité. Les lasers Nd : YAG, Nd : YAP et diode sont dits « pénétrants » et ont un effet photochimique décontaminant efficace via les molécules d'oxygène des tissus cibles. En revanche, l'absorption de l'énergie du laser Er : YAG est immédiate, son action bactéricide provient de sa capacité à propulser et répartir efficacement la solution antiseptique dans le système canalaire. La plupart des lasers étudiés sont infrarouges (Figure 31) puisque cela correspond au seuil où l'absorption par l'eau est la plus importante. Le port de lunettes filtrantes est donc indispensable (Rey 2014).

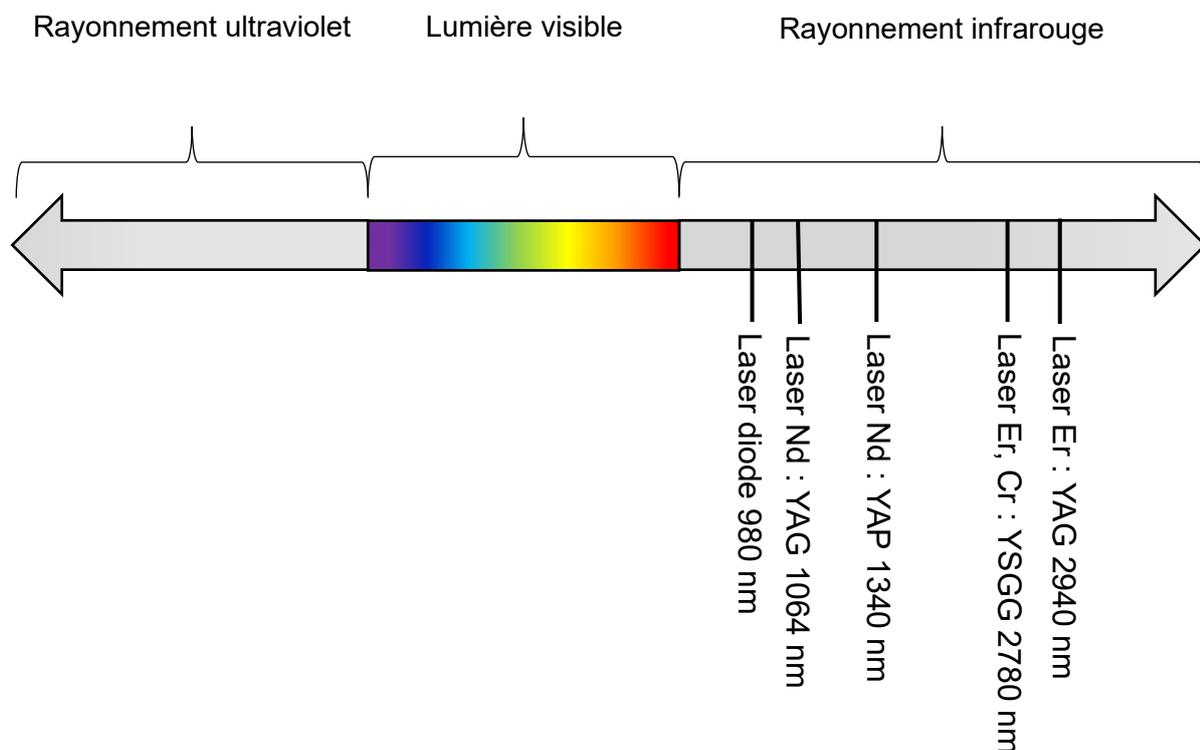


Figure 31 : situation des lasers les plus couramment utilisés en endodontie sur l'échelle des ondes électromagnétiques (source : document personnel)

2.7.1. Laser diode

Le laser diode est généralement utilisé en endodontie à une longueur d'onde comprise entre 810 et 980 nm (Figure 31). La fibre a un faible encombrement avec un diamètre de 200 μm . Pour un effet photodynamique décontaminant, la solution de rinçage final

est activée 3 ou 4 fois 5 s par canal, en réalisant des mouvements apico-coronaires avec rotations lentes simultanées. Un temps de pause de 5 s entre chaque séquence d'activation permet de limiter l'élévation de température (Rey 2014).

2.7.2. Laser Nd : YAG

Le laser Nd : YAG a une longueur d'onde de 1064 nm (Figure 31). C'est un laser à cristal, avec des impulsions pouvant varier de 65 μ s à 10 ms. La fibre utilisée a un diamètre de 200 μ m et se place au niveau du tiers apical, à LT-1 mm. Pour un effet photodynamique décontaminant, la solution est activée 3 à 5 fois 1 s avec des temps de pause de 3 s. Un mouvement de retrait est effectué lors de la mise en fonction. L'absorption de son rayonnement est faible dans l'eau. Elle est supérieure dans l'hémoglobine, la mélanine et l'hydroxyapatite (Rey 2014), (Figure 32).

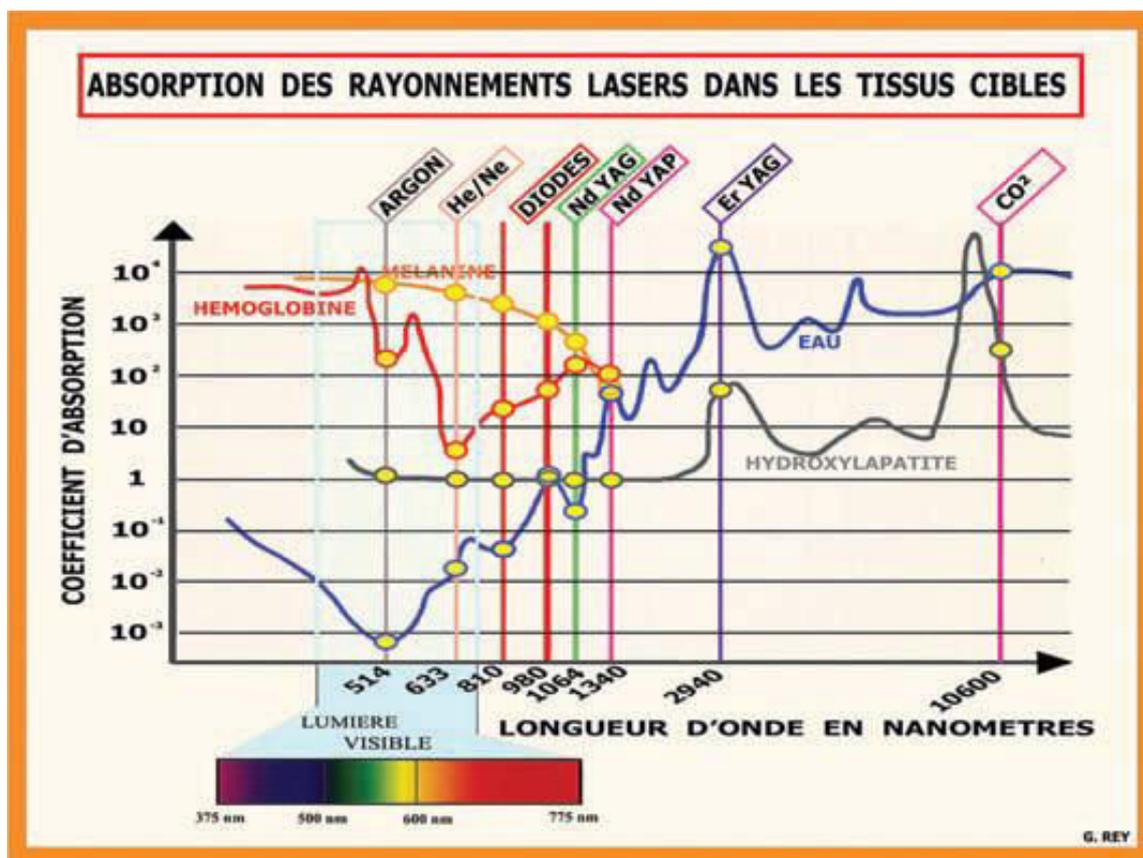


Figure 32 : courbe d'absorption dans les différents tissus cibles (source : Rey, 2014)

2.7.3. Laser Nd : YAP

Le laser Nd : YAP, a une longueur d'onde de 1340 nm (Figure 31). Ses propriétés sont très voisines du système Nd : YAG mais son absorption dans l'eau est supérieure. Sa fibre, de diamètre 200 µm, a un système d'allongement ou de raccourcissement pour adapter sa longueur à celle des canaux. Elle doit être insérée jusqu'à la butée puis retirée d'au moins 1 mm avant l'activation afin d'éviter la perforation de l'apex ou la projection de la solution dans le péri-apex. Pour un effet photodynamique décontaminant, le temps d'activation est d'1 s et le temps de pause de 3 s. Il génère un effet thermique important qui peut cependant être contrôlé par l'intermédiaire de réglages adaptés et d'un protocole rigoureux. Ce laser est polyvalent. Son rayonnement est fortement absorbé par l'eau, l'hémoglobine et la mélanine (Figure 32). Il permet ainsi la coagulation, l'augmentation de température des solutions et la décontamination canalaire. Il est peu absorbé par l'hydroxyapatite, ce qui limite le risque de création de butée au niveau des canaux courbes (Rey 2014).

2.7.4. Laser Er : YAG

Le laser Er : YAG (Figure 33) a une longueur d'onde de 2940 nm (Kuah et coll. 2009 ; Rey 2014) (Figure 31). Sa fibre a une longueur de 28 mm et un diamètre de 285 µm. Pour un effet photodynamique décontaminant, la fibre est insérée à LT-1 mm et est activée 3 ou 4 fois 2 à 3 s, avec des mouvements de retrait et spiralés. Le temps de pause est de 3 s. L'absorption du rayonnement est totale et rapide au niveau des tissus cibles, mous ou durs, limitant sa pénétration à quelques microns. Cela évite l'échauffement des tissus environnants. En endodontie, il est recommandé pour son effet mécanique puissant, qui propulse la solution dans le réseau canalaire et favorise son nettoyage. Il provoque des micro-explosions correspondant au passage de l'état liquide à l'état gazeux des molécules d'eau. Ce phénomène, propre aux lasers Er : YAG et Er, Cr : YSGG (grenat d'yttrium-scandium-gallium dopé à l'erbium et chrome), est appelé « vaporisation explosive ». Ce système est plus généralement utilisé pour son effet ablatif, avec des énergies et des fréquences faibles. Il provoque des cratères au niveau de la dentine pouvant dépasser 400 µm de large et 500 µm de profondeur. Ainsi, des réglages non appropriés ou un protocole non respecté entraînent un risque de perforation si la paroi radiculaire est fine ou un risque de faux canal si la racine est

courbée (Rey 2014). L'utilisation du laser Er : YAG avec une fibre à embout conique, une durée de pulsation courte et une énergie inférieure à 10 millijoules (mJ) permet d'optimiser l'irrigation canalaire de façon efficace et peu invasive (Lukac et coll. 2016). D'après Keles et coll., le laser Er : YAG est plus efficace dans l'élimination de la boue dentinaire que le laser Nd : YAG (Keles et coll. 2016).



Figure 33 : laser Er : YAG (source : https://www.light-inst.com/litetouch_features/)

La combinaison des lasers Er : YAG et diode présente un intérêt lors de la mise en forme canalaire. Le premier est davantage indiqué pour propulser la solution d'irrigation dans le système canalaire et favoriser son nettoyage ; son effet photodynamique décontaminant est très superficiel. Le second présente une action bactéricide complémentaire (Rey 2014).

2.7.5. Intérêts et limites de l'activation laser

Cheng et coll. ont démontré l'effet bactéricide des lasers Nd : YAG, Er : YAG, Er, Cr : YSGG et du laser diode en présence de NaOCl sur des biofilms d'*E. faecalis* de 4 semaines, avec une réduction de 100 % des bactéries jusqu'à 200 µm de profondeur au sein des canalicules dentinaires (Cheng et coll. 2012).

Azim et coll. ont montré que *XP-Endo Finisher* est le système le plus efficace pour réduire la charge bactérienne sur toute la longueur canalaire et ce jusqu'à 50 µm de profondeur, mais qu'une activation laser permettait une décontamination plus en profondeur au niveau des canalicules dentinaires, à savoir jusqu'à 150 µm (Azim et coll. 2016). D'autres auteurs ont démontré la supériorité de l'activation laser d'une solution d'irrigation dans l'élimination de la charge bactérienne par rapport à :

- l'IPC (Peters et coll. 2011 ; Seet et coll. 2012 ; Olivi et coll. 2014 ; Ordinola - Zapata et coll. 2014 ; Neelakantan et coll. 2015),
- l'activation sonore (Seet et coll. 2012 ; Ordinola - Zapata et coll. 2014),
- l'activation ultrasonique (Peters et coll. 2011 ; Ordinola - Zapata et coll. 2014 ; Neelakantan et coll. 2015).

Ces résultats sont controversés par Pedulla et coll., qui ont trouvé que l'activation laser ne diminuait pas significativement la charge bactérienne par rapport à une IPC (Pedulla et coll. 2012) (Cf. annexe 1).

Par ailleurs, d'autres auteurs ont montré que l'activation laser de la solution d'irrigation, avec un système Er : YAG permettrait une élimination de la boue dentinaire et des débris significativement supérieure à une IPC (Takeda et coll. 1999 ; Groot et coll. 2009 ; Arslan et coll. 2014, 2016 ; Keles et coll. 2016). De plus, l'activation de la solution d'irrigation, avec un laser Er : YAG permettrait une élimination de la boue dentinaire et des débris significativement supérieure à une activation manuelle (Groot et coll. 2009), ultrasonique (Groot et coll. 2009 ; Arslan et coll. 2014) ou sonore (Arslan et coll. 2014) (Cf. annexe 1). Cependant, il ne permet pas l'élimination totale des débris et de l'enduit pariétal (Keles et coll. 2016).

Les lasers ont un effet antalgique, anti-inflammatoire et cicatrisant. Par conséquent, ils limitent les douleurs post-opératoires (Rey 2014).

Toutefois, aucune méta-analyse n'est possible à cause de l'hétérogénéité des études. De plus, les études sont de faible niveau de preuve. Ainsi, l'utilisation du laser en complément d'une action chimio-mécanique lors des traitements canaux ne peut pas être systématiquement recommandée ; davantage d'études de haute qualité sont nécessaires (Fransson et coll. 2013).

L'utilisation des lasers présente les limites suivantes :

- élévation de la température potentiellement néfaste si protocole non rigoureux (risque limité pour le laser Er : YAG),
- extrusion de la solution,
- coût.

Son effet antibactérien dépend de la quantité de chaleur délivrée. Néanmoins, si cette dernière est trop importante, elle peut entraîner des effets indésirables tels que la destruction de la dentine, la fonte du ciment, une ankylose, des résorptions radiculaires ou la nécrose des tissus péri-apicaux (Kimura et coll. 2000). À 41°C, une vasodilatation et l'augmentation du débit sanguin sont observées. À partir de 47°C, les structures environnantes subissent des modifications morphologiques et fonctionnelles. Au-delà de ce seuil, les tissus se nécrosent (Eriksson et Albrektsson 1983).

Türkmen et coll. ont mis en évidence une augmentation de température de 28°C pour le laser Nd : YAG, induisant des phénomènes de vitrification et carbonisation de la dentine après 30 s d'exposition (Türkmen et coll. 2000). L'enregistrement des changements de température induits par le laser Nd : YAG lors d'une irradiation continue de 30 s et de plusieurs séquences de 15 s montre une élévation de température jusqu'à 43,2°C dans le premier groupe et jusqu'à 42,6°C dans le second groupe (Ramsköld et coll. 1997). Ramsköld et coll. ont montré dans leur étude qu'une séquence de 4 irradiations de 15 s, avec 15 s de repos entre chaque s'avère plus bactéricide que 2 séries de 15 s et préserve tout de même la sécurité des tissus environnants en limitant l'élévation de température (Ramsköld et coll. 1997). Il existe dans les protocoles pour la décontamination canalaire des réglages spécifiques qui évitent toute élévation de température au-delà de 55°C (Rey 2014).

L'activation laser extrude davantage de solution d'irrigation dans le péri-apex qu'une IPC (Helvacioğlu Kivanç et coll. 2015 ; Azim et coll. 2018) et que les systèmes EndoVac™, EndoActivator® et *XP-Endo Finisher* (Azim et coll. 2018). Pour la décontamination de la zone apicale lors du rinçage final, NaOCl peut alors être remplacé par du peroxyde d'hydrogène 3 % (eau oxygénée à 10 volumes), qui présente une meilleure biocompatibilité (Rey 2014).

Le terme PIPS (*Photon-induced photoacoustic Streaming*) est souvent employé, à tort, pour désigner toute activation laser, quels que soient l'embout et le protocole utilisés. La technique PIPS™ est en fait particulière. Elle utilise un laser Er : YAG avec un faible niveau d'énergie (20 mJ maximum par pulsation), une fréquence de 15 Hz et une durée de pulsation courte (50 µs). L'embout a une conicité et une forme spécifiques qui lui permettent de propulser les ondes de choc latéralement. Il mesure 9 mm de long et

possède un diamètre de 400 à 600 μm . Il est positionné dans la chambre pulpaire et maintenu immobile pendant l'activation (Figure 34). C'est une technique peu invasive, qui ne requiert qu'une mise en forme canalaire *a minima* (Clifford J. Ruddle 2015 ; Olivi et coll. 2016). Le nettoyage canalaire est efficace grâce à la répartition tridimensionnelle des solutions dans le canal. Les réglages du laser et la position de l'embout, loin de l'apex, limitent l'augmentation de la température, l'extrusion de la solution dans le péri-apex et, par conséquent, les dommages tissulaires associés (Olivi et coll. 2016). DiVito et coll. ont trouvé une augmentation de la température de 1,2°C et 1,5°C pour 20 s et 40 s d'activation respectivement (DiVito et coll. 2012).

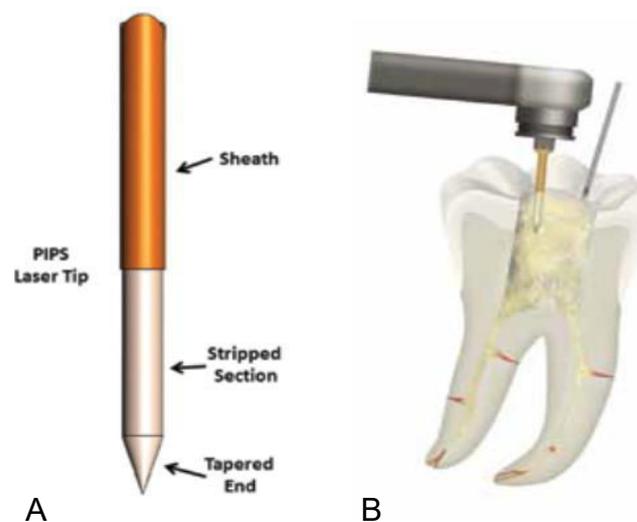


Figure 34 : mise en évidence de l'extrémité conique d'un embout spécifique PIPS, dépourvue de revêtement de protection sur 4 mm (A) et visualisation du positionnement correct de l'embout, uniquement au niveau de la cavité d'accès, avec l'aiguille assurant une irrigation continue (B) (source : Olivi et coll. 2014)

Actuellement, le système utilisé pour cette technique est le laser Er : YAG car son coefficient d'absorption dans l'eau est le plus élevé et requiert donc moins d'énergie que les autres lasers pour un effet similaire.

Le protocole est le suivant :

- activation de NaOCl 30 s entre chaque instrument,
- activation EDTA 17 % 30 s,
- activation eau stérile 30 s,
- activation NaOCl 5 % 3 fois 30 s avec 30 s de repos entre chaque,
- activation eau distillée 30 s.

Lors des mises en fonction du laser, une irrigation continue à l'aide d'une seringue conventionnelle est nécessaire car son utilisation dans un canal sec entraînerait des dommages dentinaires irréversibles.

Dans le cadre d'une désobturation endodontique, la technique PIPS™ ne peut pas être mise en œuvre avec les solvants pour matériaux d'obturation car ces produits sont inflammables. Toutefois, Olivi et coll. ont précisé qu'il était possible d'utiliser de l'alcool ou du peroxyde d'hydrogène (Olivi et coll. 2016).

2.8. Tableau récapitulatif

Tableau 6 : avantages et inconvénients des différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation précédemment décrits

Technique d'activation de l'irrigant		Avantages	Inconvénients
ANP	EndoVac™	<ul style="list-style-type: none"> • Irrigation portion apicale • Absence d'extrusion de la solution 	<ul style="list-style-type: none"> • Faible irrigation des canalicules dentinaires, canaux secondaires et ramifications • Canule se bouche facilement
	RinsEndo®	<ul style="list-style-type: none"> • Irrigation des canalicules dentinaires 	<ul style="list-style-type: none"> • Élimination de la boue dentinaire moyenne • Extrusion de la solution
AMD	Maître cône de gutta-percha	<ul style="list-style-type: none"> • Simple d'utilisation • Irrigation du système canalaire jusqu'à l'apex • Pas de risque de fracture • Faible coût 	<ul style="list-style-type: none"> • Fastidieux
Mécanique	<i>XP-Endo Finisher</i>	<ul style="list-style-type: none"> • Canaux courbes et irréguliers • Pas d'action sécante 	—
	SAF	<ul style="list-style-type: none"> • Irrigation simultanée • Adaptation tridimensionnelle au canal • Canaux ovales ou plats • Economie tissulaire • Peu de risque de faux canaux ou microfissures 	<ul style="list-style-type: none"> • Efficacité de débridement des canaux ovalaires inférieure aux autres systèmes • Faible irrigation des canaux secondaires

<p>Sonique</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Irrigation canaux secondaires • Canaux courbes • Pas d'abrasion des parois dentinaires • Pas de formation de boue dentinaire • Activation des solvants pour matériaux d'obturation possible • Faible risque de fracture 	<ul style="list-style-type: none"> • Encombrement, mise en forme conique indispensable • Pas d'élévation de la température (qui potentialise NaOCl) • Risque d'extrusion de la solution
<p>Ultrasonique</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Peut être pré-courbée • Irrigation canaux fins, latéraux et région apicale • Élévation de température qui potentialise la solution 	<ul style="list-style-type: none"> • Canaux courbes : difficulté de positionnement dans le tiers apical • Potentielle abrasion des parois dentinaires et formation de boue dentinaire si contacts • Agitation des solvants pour matériaux d'obturation risquée • Risque de fracture
<p>Laser</p>	<ul style="list-style-type: none"> • Irrigation des canalicules dentinaires et des ramifications apicales • Phénomène de cavitation (selon le laser) • Action bactéricide (selon le laser) • Effets antalgique, anti-inflammatoire et cicatrisant 	<ul style="list-style-type: none"> • Élévation de température potentiellement néfaste pour les tissus environnants en l'absence de précautions • Activation des solvants pour matériaux d'obturation risquée • Risque d'extrusion de la solution • Coût

3. SEQUENCE D'IRRIGATION RECOMMANDEE

L'efficacité de l'irrigation canalaire est influencée par :

- le diamètre apical de la préparation (Hsieh et coll. 2007 ; J Fornari et coll. 2010 ; de Gregorio et coll. 2013),
- la conicité de la préparation (de Gregorio et coll. 2013 ; Akhlaghi et coll. 2014),
- la distance entre la pointe de l'aiguille délivrant la solution et l'apex (Hsieh et coll. 2007 ; Perez et coll. 2017),
- la dimension et la forme des aiguilles d'irrigation (Hsieh et coll. 2007 ; Boutsoukis et coll. 2010),
- le renouvellement de la solution d'irrigation (van der Sluis et coll. 2006 ; de Gregorio et coll. 2013) et son temps de contact (Zou et coll. 2010 ; Del Carpio-Perochena et coll. 2011).

3.1. Choix du système seringue-aiguille

La seringue doit avoir une contenance de 3 à 5 ml. Au-delà, la pression exercée pour délivrer la solution est trop importante et le risque d'extrusion est augmenté. L'aiguille doit être suffisamment fine et souple pour être insérée jusqu'à la limite supérieure du tiers apical et suffisamment rigide pour ne pas se tordre ou se fracturer. Cela correspond à une aiguille de 27 à 30 gauges environ. Les aiguilles à fenêtre d'éjection latérale sont à privilégier car elles génèrent des turbulences, permettent une meilleure dispersion de la solution et évitent l'extrusion de la solution dans le péri-apex. L'aiguille est insérée jusqu'au contact pariétal puis retirée d'1 à 2 mm, une faible pression est appliquée sur le piston et la solution est éjectée à un débit de 0,1 ml/s. Cela permet d'obtenir une zone de reflux apicale, tout en limitant le risque d'extrusion de la solution au-delà du foramen (Pérard et coll. 2013). L'irrigation s'effectue avec un mouvement corono-apical de quelques millimètres d'amplitude afin de favoriser le reflux de la solution en direction coronaire.

3.2. Choix de la solution d'irrigation

La boue dentinaire et les débris intra-canalaire ont une composition organique et inorganique. Aucune solution actuelle ne permet l'élimination efficace des deux composantes simultanément, d'où l'utilisation de NaOCl pour l'élimination des débris organiques puis du chélateur EDTA pour les débris minéraux. L'utilisation de NaOCl en alternance ou après l'utilisation d'un chélateur permet de majorer l'élimination d'*E. faecalis* (Neelakantan et coll. 2015).

3.3. Protocole d'irrigation

La HAS recommande la séquence d'irrigation suivante (Haute Autorité de Santé 2008) :

- remplissage de la cavité d'accès avec NaOCl 2,5 %,
- cathétérisme initial manuel des canaux avec une instrumentation stérile,
- mise en forme canalaire conique, régulière et irrigation abondante, soit 1 ml de solution entre chaque lime,
- application d'EDTA liquide après le dernier instrument,
- rinçage final avec NaOCl,
- séchage.

Le volume d'EDTA utilisé est de 1 à 5 ml (cf annexe 1) et son temps d'application est d'1 min (Pérard et coll. 2013).

Les données de la littérature recommandent en général 30 secondes à 3 minutes d'irrigation finale avec une solution d'hypochlorite de sodium. Toutefois, aucun consensus n'existe actuellement (Mohammadi et coll. 2015).

La préparation chimio-mécanique permet de réduire la charge bactérienne et la quantité d'endotoxines mais ne permet pas une élimination totale du biofilm (Herrera et coll. 2017).

Afin d'optimiser le traitement endodontique, il est essentiel d'activer les solutions de rinçage final EDTA et NaOCl (cf annexe 1). En effet, une méta-analyse de 12 études a conclu à une meilleure élimination des débris et de la boue dentinaire lorsque la

solution d'irrigation est activée (en comparaison avec une IPC). Toutefois, elle n'a pu conclure à la supériorité de l'un des systèmes par rapport aux autres à cause de l'hétérogénéité des données. Il faudrait standardiser les protocoles expérimentaux et développer un modèle de recherche représentatif pour étudier l'impact des systèmes d'activation *in vivo* (Virdee et coll. 2018).

4. PROBLEMATIQUE DE LA STANDARDISATION DES ETUDES

De nombreuses controverses existent quant au système le plus efficace dans le nettoyage canalaire ou la diminution de la charge bactérienne. Ces divergences peuvent être liées à l'hétérogénéité des études (type de dents, taille des canaux, diamètre des instruments, nature et volume de l'irrigant, profondeur d'insertion de l'embout, méthodes d'évaluation...)

Gu et coll. ont souligné dans leur revue de la littérature qu'il n'existait pas d'études bien contrôlées jusqu'alors. Ils ont évoqué la nécessité de nouvelles recherches avec des débris dentinaires et des biofilms standardisés afin d'évaluer et comparer efficacement les différents systèmes d'activation des solutions d'irrigation. Ils ont également souligné le manque d'études *evidence-based* qui permettraient de corréliser les résultats avec l'efficacité clinique (Gu et coll. 2009).

Actuellement, la disparité des résultats s'explique pour une grande part par l'absence de standardisation des études (Shen et coll. 2012). Les paramètres suivants varient d'une étude à l'autre et s'éloignent parfois de la situation *in vivo* :

- modèles d'étude,
- milieu de culture,
- stades de croissance bactérienne et espèces,
- méthodes d'évaluation.

4.1. Les modèles

Les études *in vivo* correspondent à la situation réelle, toutes les conditions sont réunies : température, anatomie, substrats, nutriments, biofilm et défenses immunitaires. Cependant, les divergences d'une dent à l'autre rendent les résultats disparates. Pour contrer cela, ces études requièrent un nombre conséquent d'échantillons, et ainsi un coût élevé. Les incisives centrales maxillaires sont préférentiellement choisies pour pallier les divergences anatomiques d'une dent à l'autre. Ce type d'étude comporte également une limite éthique. En effet, il n'est, par exemple, pas envisageable d'inoculer un biofilm standardisé à un patient. L'étude chez les animaux pose aussi des problèmes éthiques, de coût et de différences

anatomiques. Par exemple, le chien présente des deltas apicaux extensifs avec de nombreuses ramifications (Shen et coll. 2012). Même s'il n'existe pas de différence significative entre le diamètre des canalicules dentinaires d'origine bovine et celui d'origine humaine, les dents bovines possèdent un nombre de canalicules dentinaires significativement supérieur (Camargo et coll. 2007).

La dent dans son alvéole constitue un système clos à l'origine du phénomène « *vapor lock* ». Des matériaux tels que le polyvinylosiloxane, la colle glue, le silicone ou la cire de *wax up* sont utilisés pour obturer la portion apicale des modèles de dents *in vitro* ou *ex vivo* afin de mimer la situation *in vivo*. Les études n'ayant pas reproduit ce système clos doivent être interprétées avec précaution. En effet, le phénomène de « *vapor lock* » entrave l'accès de la solution à l'apex (Figure 15). Dans des conditions d'irrigation similaires, les systèmes fermés présentent une quantité de débris résiduels significativement supérieure à ceux des systèmes ouverts (Tay et coll. 2010).

Les bactéries *in vivo* sont retrouvées dans l'ensemble du système canalaire et en profondeur dans les canalicules dentinaires. Afin d'obtenir une situation se rapprochant de la réalité clinique, le modèle doit permettre l'inoculation en profondeur des micro-organismes. Il est possible d'introduire des cultures d'*E. faecalis* dans les échantillons de dentine et de les centrifuger afin de forcer la pénétration des bactéries dans les canalicules avant incubation. Les observations au MEB et l'analyse au microscope confocal à balayage laser (MCBL) permettent ensuite de révéler la pénétration des bactéries en profondeur (au moins 500 µm) (Ma et coll. 2011).

4.2. Le milieu de culture

Les milieux de culture sont également hétérogènes selon les études. Ils peuvent contenir des substances organiques qui inhibent l'activité antimicrobienne de la solution testée, à l'instar de la dentine. Le degré d'inhibition est dépendant de la concentration, du renouvellement et du temps d'application des solutions. La poudre de dentine constitue un modèle pertinent pour étudier les interactions entre la dentine, la solution d'irrigation et les micro-organismes. La dentine est composée de 20 % de composants organiques dont principalement du collagène, de 70 % de composants inorganiques dont l'apatite (phosphate de calcium), et de 10 % d'eau (Haapasalo et coll. 2000, 2007).

Un biofilm formé sur du verre ou du polycarbonate comme substrat peut être non représentatif des interactions entre bactéries et substrats *in vivo* (Shen et coll. 2009, 2012).

Le développement du biofilm dépend du substrat (Stepanović et coll. 2004). Shen et coll. ont comparé la croissance de bactéries provenant de la plaque dentaire sous gingivale sur des disques stériles d'hydroxyapatite, recouverts ou non de collagène de type I bovin. Le biofilm développé sur le milieu contenant du collagène I était plus épais (155 contre 100 μm respectivement). Des adhésines, présentes à la surface des cellules bactériennes, en contact avec le collagène pourraient être à l'origine de l'épaisseur et de la résistance plus importantes des biofilms. Ces derniers étaient composés de plusieurs espèces, dont des spirochètes en grand nombre, et leur structure était similaire à celle retrouvée *in vivo*. Plus de bactéries ont survécu à l'exposition aux antiseptiques dans le groupe avec le collagène I que celui sans. L'excellent développement du biofilm sur ce modèle permet de l'utiliser comme biofilm endodontique standard pour les études *in vitro*. Toutefois, ces modèles ne reflètent pas la micro-anatomie de la dentine *in vivo* (Outhwaite et coll. 1976 ; Shen et coll. 2009). Même si le biofilm obtenu est cohérent, il diffère toutefois de la situation *in vivo* puisque les facteurs locaux de la dentine, non représentés ici, peuvent également inhiber l'action des solutions d'irrigation (Shen et coll. 2012).

In vivo, en présence d'une lésion inflammatoire péri-radriculaire d'origine endodontique, un exsudat contenant des protéines, des glycoprotéines et d'autres nutriments peut diffuser dans le canal (Shen et coll. 2012). Ainsi, il peut interférer avec les solutions d'irrigation.

Enfin, le pH du milieu peut différer selon les espèces de bactéries et leur stade de croissance. Or, l'action antibactérienne de certaines substances telles que l'hydroxyde de calcium ou l'hypochlorite de sodium sont dépendantes du pH (Shen et coll. 2012).

4.3. Croissance bactérienne et espèces

Les études sur l'efficacité antibactérienne des solutions d'irrigation sont réalisées sans modèle commun. Les stades de croissance bactérienne, les espèces, la procédure d'analyse sont hétérogènes et peuvent être à l'origine de la disparité des résultats

(Shen et coll. 2012). L'état, planctonique ou biofilm, et l'apport de nutriments influencent la résistance des bactéries aux produits antiseptiques. Les études portant sur les bactéries à l'état planctonique ne sont pas représentatives de la situation clinique et donnent souvent de meilleurs résultats (Pappen et coll. 2010). Les bactéries au stade de croissance exponentielle sont les plus sensibles, celles à l'état stable sont les plus résistantes (Portenier et coll. 2005). La résistance des bactéries augmente avec leur privation en nutriments et la maturité du biofilm (Shen et coll. 2011). Le biofilm bactérien est sensible aux antiseptiques jusqu'à un stade de maturation de 2 à 3 semaines, à partir duquel il devient résistant, indépendamment des souches bactériennes et des solutions (Stojicic et coll. 2013). Wang et coll. ont comparé l'efficacité de solutions antiseptiques sur des biofilms d'*E. faecalis* de 1 jour et de 3 semaines. L'élimination bactérienne était significativement inférieure dans le groupe du biofilm de 3 semaines (Wang et coll. 2012). L'incubation dans les modèles est de 1 jour à plusieurs semaines selon les études (Shen et coll. 2012).

Le plus souvent, les tests sont effectués sur *E. faecalis*. Cette espèce est résistante aux différents agents anti-infectieux, notamment aux antibiotiques et est souvent impliquée dans les infections endodontiques (Sundqvist et coll. 1998 ; Sun et coll. 2009). Il semble alors opportun de l'étudier. Toutefois, une seule espèce ne peut être représentative de l'ensemble du biofilm bactérien intra-canalair. Certaines études inoculent alors dans les modèles des flores polymicrobiennes provenant d'une infection endodontique ou de la cavité buccale (Shen et coll. 2012). Ces micro-organismes doivent être retrouvés en profondeur dans les canalicules dentinaires. L'absence de vérification de la propagation de bactéries au sein des canalicules dentinaires, par exemple à l'aide d'un MEB, peut être à l'origine de résultats erronés (Shen et coll. 2012).

Lorsque les bactéries sont collectées à l'aide d'une pointe de papier ou d'une lime, ce sont principalement les bactéries planctoniques qui sont retrouvées ; les bactéries situées au sein d'un biofilm ou dans une zone inaccessible par l'instrument resteront non prises en compte (Shen et coll. 2012).

4.4. Évaluation

Les mesures tridimensionnelles de la viabilité du biofilm avec un MCBL, en fournissant le nombre de bactéries tuées, représentent un outil d'analyse efficace pour évaluer et comparer la puissance des antiseptiques (Shen et coll. 2009).

Le développement du *micro-computed tomography*, ou tomographie assistée par ordinateur, permet une analyse quantitative et tridimensionnelle de dents à anatomie simple ou même complexe. Les limites de cette technique sont que les dents doivent être extraites et que la machine ne met en évidence que les débris inorganiques (Shen et coll. 2012). Elle est donc utilisée pour les études visant à évaluer l'élimination de la boue dentinaire.

De-Deus et coll. ont souligné que l'analyse de l'élimination de la boue dentinaire était uniquement réalisée en laboratoire et qu'il n'existait pas d'études cliniques contrôlées randomisées. Ils ont évoqué la nécessité d'études longitudinales afin de prendre en compte la situation initiale et la situation après contact avec un chélateur. En effet, certaines zones non instrumentées étaient déjà exemptes de boue dentinaire avant même l'application du chélateur (De-Deus et coll. 2011).

Par ailleurs, l'étude des résultats par MEB présente un biais humain considérable. La partie du canal étudiée est souvent insignifiante par rapport à l'ensemble du canal. De plus, elle n'est pas randomisée et est donc « *subjective, qualitative [...] et opérateur-dépendante* » (De-Deus et coll. 2011). George et coll. ont comparé les méthodes d'analyse digitale (étude d'images numériques) et conventionnelle (MEB par 3 examinateurs) pour évaluer les surfaces dentinaires. Les deux méthodes se sont avérées cohérentes. Toutefois, l'analyse digitale donne davantage de données quantitatives concernant la surface étudiée (densité, diamètres moyens des canalicules dentinaires...) et évite les biais humains, par exemple dus à la fatigue, lors des observations conventionnelles en MEB. Elle permet également un gain de temps pour traiter les données (George et coll. 2008).

Il semble impossible de reproduire la situation *in vivo* en laboratoire mais la standardisation des études, en se rapprochant le plus possible de la situation clinique, permettrait d'homogénéiser les résultats et par conséquent, peut-être, de démontrer la supériorité d'un moyen d'optimisation des solutions d'irrigation par rapport aux autres.

5. PROPOSITION D'UNE ETUDE COMPARATIVE DE DIFFERENTS SYSTEMES D'OPTIMISATION DES SOLUTIONS D'IRRIGATION CANALAIRE

Introduction

Les micro-organismes jouent un rôle majeur dans l'apparition des pathologies pulpaire et péri-apicales : le traitement endodontique a donc pour objectif essentiel de réduire la charge bactérienne intra-canalair (Kakehashi et coll., 1966 ; Aw, 2016). Des canaux latéraux ou ramifications apicales dans 75% des dents (Ricucci et Siqueira, 2010) et des canalicules dentinaires susceptibles d'être colonisés jusqu'à 300 µm de profondeur (Siqueira et coll., 2002) imposent l'association d'un débridement chimique au débridement physique instrumental, principe déjà énoncé par Schilder en 1974 dans sa triade endodontique (Schilder, 1974).

Selon l'étude de Peters, au moins 35 % des parois canalaire ne sont pas débridées physiquement par l'instrumentation manuelle ou mécanique (Peters, 2001) : dès lors son rôle, au-delà d'une action physique, est également de faciliter l'apport des irrigants dans les zones inaccessibles à l'instrumentation (K.Gulabivala, 2005). Toutefois, il est à noter que la boue dentinaire générée par l'action sécante des instruments constitue un enduit obstruant les canalicules dentinaires jusqu'à 40 µm de profondeur, obstacle à la décontamination chimique (Mader et coll., 1984 ; Violich et Chandler, 2010) : en conséquence, le recours à une irrigation dotée d'un pouvoir antimicrobien à large spectre à des fins de décontamination des zones non instrumentées éliminant également les débris minéraux s'avère donc nécessaire (Zehnder, 2006).

Aujourd'hui, l'hypochlorite de sodium avec son action antiseptique et sa capacité de dissolution des tissus organiques et l'éthylène diamine tétra-acétique et son pouvoir de chélation semblent répondre à ce cahier des charges. Si ces différents éléments apparaissent comme indispensables, ils n'en sont pas moins encore insuffisants : la complexité du système canalair rend difficile l'accès de la solution à la totalité du réseau et une pénétration profonde de l'aiguille dans le cadre d'une irrigation conventionnelle à l'aide d'une seringue ne semble pas pouvoir générer les effets escomptés (Chaudhry et coll., 2017). Dès lors, une activation de la solution propulsant l'irrigant dans les zones étroites, les isthmes, les canaux latéraux ainsi que dans la

portion apicale du canal semble, elle, requise pour pouvoir répondre aux exigences de la décontamination (Bronnec et coll., 2010).

L'activation manuelle dynamique à l'aide d'un cône de gutta-percha, l'activation sonore passive, l'activation ultrasonique passive ou encore l'activation laser-assistée représentent les techniques communément décrites.

L'AMD consiste à effectuer, après mise en forme canalaire, des mouvements verticaux d'amplitude de 2-3 mm (Baydoun et coll. 2016) et de fréquence comprise entre 1 et 2 Hz, avec un cône de gutta-percha calibré, inséré à LT-1 mm (Parente et coll. 2010 ; Andrabi et coll. 2013) générant des pressions hydrodynamiques à l'origine du déplacement de la solution (Baydoun et coll. 2016).

L'activation sonore, elle, produit un phénomène hydrodynamique par oscillation d'un embout mousse en polymère souple.

L'IUP est également à l'origine de flux et de turbulences grâce aux phénomènes hydrodynamiques par oscillation d'un insert mais pouvant se doubler par ailleurs d'un phénomène de cavitation.

L'objectif de l'étude est de comparer la capacité de quatre techniques d'irrigation (IPC, AMD, Activation sonore, IUP) à propager une solution d'irrigation dans des canaux latéraux de simulateurs endodontiques réalisés en impression 3D, l'hypothèse nulle étant que la profondeur de pénétration de la solution dans les canaux latéraux est identique avec les différentes techniques testées.

Matériel et méthodes

Réalisation des dents

Les simulateurs endodontiques ont été réalisés à l'aide d'une imprimante 3D (Justool Endodontics, inside Red Pill, via Milano 50, Gussago Brescia) : 80 incisives artificielles mesurant 20,5 mm, constituées d'une cavité d'accès et d'un canal principal d'un diamètre apical de 25/100 de mm et d'une conicité de 6% ont été imprimées. Chaque dent présente 6 canaux latéraux de 20/100 de mm de diamètre, diamétralement opposés deux à deux, à 2, 6 et 10 mm de l'apex (Figure 35).

L'apex de chacune des dents sera scellé à l'aide de cire afin de simuler un système clos.

La solution d'irrigation utilisée sera de l'hypochlorite de sodium à 3 % (CanalPro™) colorée à l'aide de bleu de méthylène à 2 % dans un rapport de 500 : 1.

Tous les simulateurs seront irrigués à l'aide d'une aiguille 30 G de 25 mm de long à fenêtre d'éjection latérale (CanalPro™) et d'une seringue d'une contenance de 5 ml (CanalPro™).

Groupes expérimentaux

Les dents seront réparties en 4 groupes (n=20) par tirage au sort. Elles seront positionnées et immobilisées sur un dispositif permettant la prise de photographies reproductibles, avec un éclairage en transmission.

- Groupe I : irrigation conventionnelle à l'aide d'une seringue

Les échantillons seront irrigués par pression positive : l'aiguille sera insérée à une longueur de 18,5 mm (à 2 mm de l'apex) et un volume total de 3 ml de la solution sera délivré pendant une période de 60 s.

- Groupe II : activation manuelle dynamique à l'aide d'un cône de gutta-percha

Les échantillons seront irrigués par pression positive : l'aiguille sera insérée à une longueur de 18,5 mm (à 2 mm de l'apex) et un volume total de 1,5 ml de la solution sera délivré pendant une période de 30 s. Ensuite un maître-cône de gutta-percha (25.06) sera inséré dans le canal principal puis animé d'un mouvement de pompage d'amplitude de 2 mm avec une fréquence de 1 Hz durant 30 s (deux repères seront marqués sur le cône à 18,5 mm et 16,5 mm afin de contrôler l'amplitude du déplacement). Cette procédure sera répétée une seconde fois à l'identique, le temps total d'irrigation passive représentera ainsi 60 s, celui d'activation représentera 60 s également.

- Groupe III : activation sonique passive

Les échantillons seront irrigués par pression positive : l'aiguille sera insérée à une longueur de 18,5 mm (à 2 mm de l'apex) et un volume total de 1,5 ml de la solution sera délivré pendant une période de 30 s. L'activation sonique sera ensuite réalisée à l'aide de l'EndoActivator® (Densply Sirona) muni d'un embout n°2 (25.04) réglé à la fréquence de 10 000 Hz inséré à 2 mm en-deçà de la longueur de travail puis animé d'un

mouvement de pompage de 2 mm d'amplitude durant 30 s (deux repères seront marqués sur l'embout à 18,5 mm et 16,5 mm afin de contrôler l'amplitude du déplacement). Cette procédure sera répétée une seconde fois à l'identique, le temps total d'irrigation passive représentera ainsi 60 s, celui d'activation représentera 60 s également.

- Groupe IV : activation ultrasonique passive

Les échantillons seront irrigués par pression positive : l'aiguille sera insérée à une longueur de 18,5 mm (à 2 mm de l'apex) et un volume total de 1,5 ml de la solution sera délivré pendant une période de 30 s. L'activation ultrasonique sera ensuite réalisée à l'aide de l'EndoUltra™ (Coltène Micro-Méga) et de son insert en titane (20.02), à la fréquence de 40 000 Hz, inséré à 2 mm de la longueur de travail puis animé d'un mouvement de pompage de 2 à 3 mm d'amplitude durant 30 s (deux repères seront marqués sur l'insert à 18,5 mm et 16,5 mm afin de contrôler l'amplitude du déplacement). Cette procédure sera répétée une seconde fois à l'identique, le temps total d'irrigation passive représentera ainsi 60 s, celui d'activation représentera 60 s également.

Toutes les procédures seront réalisées par le même opérateur.

Un cliché photographique de chacun des simulateurs sera pris après le protocole d'irrigation.

Les images obtenues seront ensuite analysées à l'aide du logiciel ImageJ : la profondeur de pénétration de la solution d'irrigation au sein des différents canaux latéraux sera mesurée.

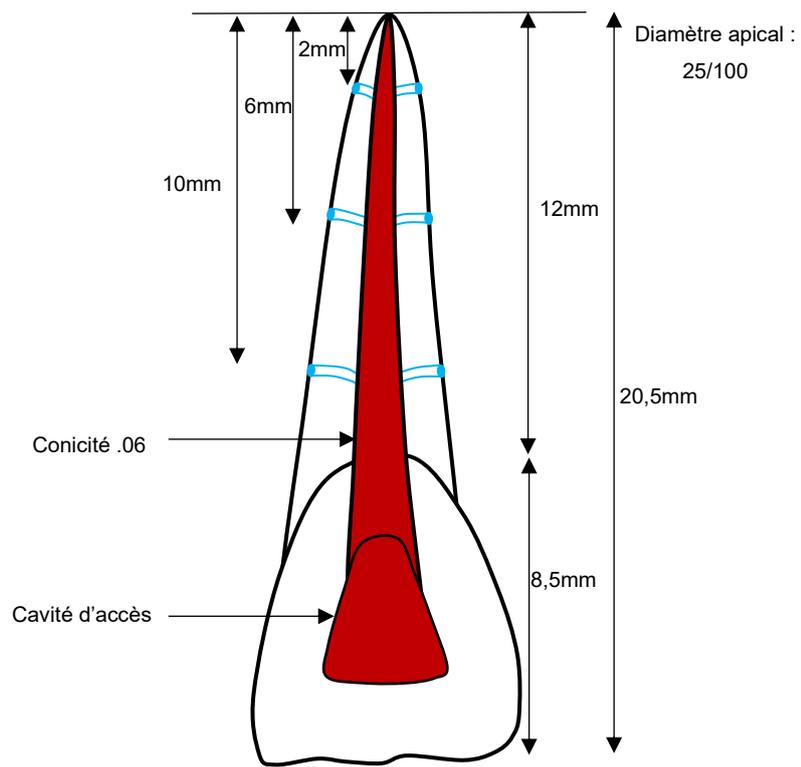


Figure 35 : schématisation du modèle artificiel réalisé en impression 3D à partir d'une incisive central maxillaire gauche en vue axiale (source : Balthazard)

CONCLUSION

La réussite d'un traitement endodontique dépend de la diminution de la charge bactérienne intra-canaire. A ces fins, les deux solutions actuellement recommandées sont l'hypochlorite de sodium et l'acide éthylène diamine tétra-acétique. La première est un puissant agent anti-microbien et solvant des tissus organiques. La seconde agit directement sur la phase minérale par chélation.

Toutefois, la préparation chimio-mécanique conventionnelle, à l'aide d'instruments manuels ou mécanisés associée à une irrigation passive conventionnelle (seringue et aiguille), ne permet pas à elle seule d'atteindre et d'assainir de façon optimale l'ensemble du système endo-canaire. C'est pourquoi il est recommandé d'activer les solutions d'irrigation.

Différents dispositifs existent et permettent d'améliorer la propagation de la solution d'irrigation dans le système canalaire optimisant ainsi le débridement chimique et la décontamination canalaire. Actuellement, si l'intérêt de ce type de dispositif a largement été démontré, la supériorité d'un système par rapport à un autre n'a pu être clairement établie.

De nombreux travaux existent mais l'hétérogénéité des protocoles expérimentaux rend difficile leur comparaison. La standardisation des modèles, des protocoles et des évaluations à des fins d'homogénéisation des résultats rendant ainsi possible les comparaisons entre les études, si elle est évidemment souhaitable, ne résoudrait toutefois pas la problématique essentielle de l'extrapolation du modèle *in vitro* à l'*in vivo*.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES

1. Agarwal A, Deore RB, Rudagi K, Nanda Z, Baig MO, Fareez MA. Evaluation of Apical Vapor Lock Formation and comparative Evaluation of its Elimination using Three different Techniques: An in vitro Study. *J Contemp Dent Pract.* 2017; 18(9): 790-4.
2. Ahmad M, Ford TRP, Crum LA. Ultrasonic debridement of root canals: Acoustic streaming and its possible role. *J Endod.* 1987a; 13(10): 490-9.
3. Ahmad M, Pitt Ford TR, Crum LA. Ultrasonic debridement of root canals: an insight into the mechanisms involved. *J Endod.* 1987b; 13(3): 93-101.
4. Akhlaghi NM, Dadresanfar B, Darmiani S, Moshari A. Effect of Master Apical File Size and Taper on Irrigation and Cleaning of the Apical Third of Curved Canals. *J Dent (Tehran).* 2014; 11(2): 188-95.
5. Al-Jadaa A, Paqué F, Attin T, Zehnder M. Necrotic pulp tissue dissolution by passive ultrasonic irrigation in simulated accessory canals: impact of canal location and angulation. *Int Endod J.* 2009; 42(1): 59-65.
6. Alves FRF, Marceliano-Alves MF, Sousa JCN, Silveira SB, Provenzano JC, Siqueira JF. Removal of Root Canal Fillings in Curved Canals Using Either Reciprocating Single- or Rotary Multi-instrument Systems and a Supplementary Step with the XP-Endo Finisher. *J Endod.* 2016; 42(7): 1114-9.
7. Andrabi SM-U, Kumar A, Zia A, Iftekhhar H, Alam S, Siddiqui S. Effect of passive ultrasonic irrigation and manual dynamic irrigation on smear layer removal from root canals in a closed apex in vitro model. *J Investig Clin Dent.* 2014; 5(3): 188-93.
8. Andrabi SM-U-N, Kumar A, Mishra SK, Tewari RK, Alam S, Siddiqui S. Effect of manual dynamic activation on smear layer removal efficacy of ethylenediaminetetraacetic acid and SmearClear: an in vitro scanning electron microscopic study. *Aust Endod J.* 2013; 39(3): 131-6.

9. Arslan D, Guneser MB, Dincer AN, Kustarci A, Er K, Siso SH. Comparison of Smear Layer Removal Ability of QMix with Different Activation Techniques. *J Endod.* 2016; 42(8): 1279-85.
10. Arslan H, Capar ID, Saygili G, Gok T, Akcay M. Effect of photon-initiated photoacoustic streaming on removal of apically placed dentinal debris. *Int Endod J.* 2014; 47(11): 1072-7.
11. Asahina M, Okazaki M. Inhibition of Crystal Growth in Coccolith Formation of *Pleurochrysis Carterae* by a potent Scale Inhibitor, (1-Hydroxyethylidene) Bisphosphonic Acid (HEBP). *Thalassas.* 2004; 20(1): 51-8.
12. Aw V. Discuss the role of microorganisms in the aetiology and pathogenesis of periapical disease. *Aust Endod J.* 2016; 42(2): 53-9.
13. Azim AA, Aksel H, Margaret Jefferson M, Huang GT-J. Comparison of sodium hypochlorite extrusion by five irrigation systems using an artificial root socket model and a quantitative chemical method. *Clin Oral Invest.* 2018; 22(2): 1055-61.
14. Azim AA, Aksel H, Zhuang T, Mashtare T, Babu JP, Huang GT-J. Efficacy of 4 Irrigation Protocols in Killing Bacteria Colonized in Dentinal Tubules Examined by a Novel Confocal Laser Scanning Microscope Analysis. *J Endod.* 2016; 42(6): 928-34.
15. Bago I, Plečko V, Pandurić DG, Schauperl Z, Baraba A, Anić I. Antimicrobial efficacy of a high-power diode laser, photo-activated disinfection, conventional and sonic activated irrigation during root canal treatment. *Int Endod J.* 2013; 46(4): 339-47.
16. Basrani B, Haapasalo M. Update on endodontic irrigating solutions. *Endod Topics.* 2012; 27(1): 74-102.
17. Basrani BR, Manek S, Sodhi RNS, Fillery E, Manzur A. Interaction between sodium hypochlorite and chlorhexidine gluconate. *J Endod.* 2007; 33(8): 966-9.
18. Baydoun M, Marchi V, Simon S. Optimiser l'irrigation en endodontie au cabinet. *Inf Dent.* 2016 ; (43/44) : 16-22.

19. Boutsoukias C, Lambrianidis T, Kastrinakis E. Irrigant flow within a prepared root canal using various flow rates: a Computational Fluid Dynamics study. *Int Endod J*. 2009; 42(2): 144-55.
20. Boutsoukias C, Verhaagen B, Versluis M, Kastrinakis E, Wesselink PR, van der Sluis LWM. Evaluation of irrigant flow in the root canal using different needle types by an unsteady computational fluid dynamics model. *J Endod*. 2010; 36(5): 875-9.
21. Brito PRR, Souza LC, Machado de Oliveira JC, Alves FRF, De-Deus G, Lopes HP, et coll. Comparison of the Effectiveness of Three Irrigation Techniques in Reducing Intracanal *Enterococcus faecalis* Populations: An In Vitro Study. *J Endod*. 2009; 35(10): 1422-7.
22. Bronnec F, Bouillaguet S, Machtou P. Ex vivo assessment of irrigant penetration and renewal during the final irrigation regimen. *Int Endod J*. 2010; 43(8): 663-72.
23. Byström A, Sunqvist G. The antibacterial action of sodium hypochlorite and EDTA in 60 cases of endodontic therapy. *Int Endod J*. 1985; 18(1): 35-40.
24. Caiado ACRL, Azevedo CGS, Giannini M, De Goes MF, Rueggeberg FA. In Vivo Measurement of Root Canal Wall Temperature at Different Stages Prior to Fiber Post Cementation. *Eur J Dent*. 2019; 13(1): 69-74.
25. Camargo CHR, Siviero M, Camargo SEA, de Oliveira SHG, Carvalho CAT, Valera MC. Topographical, diametral, and quantitative analysis of dentin tubules in the root canals of human and bovine teeth. *J Endod*. 2007; 33(4): 422-6.
26. Căpută PE, Retsas A, Kuijk L, Chávez de Paz LE, Boutsoukias C. Ultrasonic Irrigant Activation during Root Canal Treatment: A Systematic Review. *J Endod*. 2019; 45(1): 31-44.e13.
27. Caron G, Nham K, Bronnec F, Machtou P. Effectiveness of Different Final Irrigant Activation Protocols on Smear Layer Removal in Curved Canals. *J Endod*. 2010; 36(8): 1361-6.

28. Castagna F, Rizzon P, da Rosa RA, Santini MF, Barreto MS, Hungaro Duarte MA, et coll. Effect of passive ultrasonic instrumentation as a final irrigation protocol on debris and smear layer removal - a sem analysis. *Microsc Res Tech.* 2013; 76(5): 496-502.
29. Castelo-Baz P, Martín-Biedma B, Cantatore G, Ruíz-Piñón M, Bahillo J, Rivas-Mundiña B, et coll. In Vitro Comparison of Passive and Continuous Ultrasonic Irrigation in Simulated Lateral Canals of Extracted Teeth. *J Endod.* 2012; 38(5): 688-91.
30. Chaudhry S, Yadav S, Talwar S, Verma M. Effect of EndoActivator and Er,Cr:YSGG laser activation of Qmix, as final endodontic irrigant, on sealer penetration: A Confocal microscopic study. *J Clin Exp Dent.* 2017; 9(2): e218-22.
31. Chen G, Chang Y-C. Effects of liquid- and paste-type EDTA on smear-layer removal during rotary root-canal instrumentation. *J Dent Sci.* 2011; 6(1): 41-7.
32. Cheng X, Guan S, Lu H, Zhao C, Chen X, Li N, et coll. Evaluation of the bactericidal effect of Nd:YAG, Er:YAG, Er,Cr:YSGG laser radiation, and antimicrobial photodynamic therapy (aPDT) in experimentally infected root canals. *Lasers in Surgery and Medicine.* 2012; 44(10): 824-31.
33. Chhabra RS, Huff JE, Haseman JK, Elwell MR, Peters AC. Carcinogenicity of p-chloroaniline in rats and mice. *Food Chem Toxicol.* 1991; 29(2): 119-24.
34. Christo JE, Zilm PS, Sullivan T, Cathro PR. Efficacy of low concentrations of sodium hypochlorite and low-powered Er,Cr:YSGG laser activated irrigation against an *Enterococcus faecalis* biofilm. *Int Endod J.* 2016; 49(3): 279-86.
35. Clifford J. Ruddle. Endodontic Triad for Success: the Role of Minimally Invasive Technology. *Dent Today.* 2015; 34(5): 76.
36. Crigger M, Renvert S, Bogle G. The effect of topical citric acid application on surgically exposed periodontal attachment. *J Periodont Res.* 1983; 18(3): 303-5.

37. Dahlén G, Samuelsson W, Molander A, Reit C. Identification and antimicrobial susceptibility of enterococci isolated from the root canal. *Oral Microbiol Immunol.* 2000; 15(5): 309-12.
38. Dai L, Khechen K, Khan S, Gillen B, Loushine BA, Wimmer CE, et coll. The effect of QMix, an experimental antibacterial root canal irrigant, on removal of canal wall smear layer and debris. *J Endod.* 2011; 37(1): 80-4.
39. De-Deus G, Reis C, Paciornik S. Critical appraisal of published smear layer-removal studies: methodological issues. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 2011; 112(4): 531-43.
40. Del Carpio-Perochena AE, Bramante CM, Duarte MAH, Cavenago BC, Villas-Boas MH, Graeff MS, et coll. Biofilm dissolution and cleaning ability of different irrigant solutions on intraorally infected dentin. *J Endod.* 2011; 37(8): 1134-8.
41. Dhaimy S, Imdary S, Dhoum S, Benkiran I, El Ouazzani A. Radiological Evaluation of Penetration of the Irrigant according to Three Endodontic Irrigation Techniques. *Int J Dent.* 2016; 2016: 3142742.
42. DiVito E, Peters OA, Olivi G. Effectiveness of the erbium:YAG laser and new design radial and stripped tips in removing the smear layer after root canal instrumentation. *Lasers Med Sci.* 2012; 27(2): 273-80.
43. DiVito EE. The Photoacoustic Efficacy of an Er:YAG Laser with Radial and Stripped Tips on Root Canal Dentin Walls: An SEM Evaluation. *J Laser Dent.* 2011; 19(1): 6.
44. Dunavant TR, Regan JD, Glickman GN, Solomon ES, Honeyman AL. Comparative Evaluation of Endodontic Irrigants against *Enterococcus faecalis* Biofilms. *J Endod.* 2006; 32(6): 527-31.
45. Ebensberger U, Pohl Y, Filippi A. PCNA-expression of cementoblasts and fibroblasts on the root surface after extraoral rinsing for decontamination. *Dent Traumatol.* 2002; 18(5): 262-6.

46. Eriksson AR, Albrektsson T. Temperature threshold levels for heat-induced bone tissue injury: a vital-microscopic study in the rabbit. *J Prosthet Dent.* 1983; 50(1): 101-7.
47. Estrela C, Estrela CRA, Barbin EL, Spanó JCE, Marchesan MA, Pécora JD. Mechanism of action of sodium hypochlorite. *Braz Dent J.* 2002; 13(2): 113-7.
48. Ferraz CCR, de Almeida Gomes BPF, Zaia AA, Teixeira FB, de Souza-Filho FJ. In Vitro Assessment of the Antimicrobial Action and the Mechanical Ability of Chlorhexidine Gel as an Endodontic Irrigant. *J Endod.* 2001; 27(7): 452-5.
49. Fransson H, Larsson KM, Wolf E. Efficacy of lasers as an adjunct to chemo-mechanical disinfection of infected root canals: a systematic review. *Int Endod J.* 2013; 46(4): 296-307.
50. Frough-Reyhani M, Ghasemi N, Soroush-Barhaghi M, Amini M, Gholizadeh Y. Antimicrobial efficacy of different concentration of sodium hypochlorite on the biofilm of *Enterococcus faecalis* at different stages of development. *J Clin Exp Dent.* 2016; 8(5): e480-4.
51. Fukuzaki S. Mechanisms of Actions of Sodium Hypochlorite in Cleaning and Disinfection Processes. *Biocontrol Sci.* 2006; 11(4): 147-57.
52. Gao Y, Haapasalo M, Shen Y, Wu H, Li B, Ruse ND, et coll. Development and validation of a three-dimensional computational fluid dynamics model of root canal irrigation. *J Endod.* 2009; 35(9): 1282-7.
53. Gatot A, Arbelle J, Leiberman A, Yanai-Inbar I. Effects of sodium hypochlorite on soft tissues after its inadvertent injection beyond the root apex. *J Endod.* 1991; 17(11): 573-4.
54. George R, Rutley EB, Walsh LJ. Evaluation of Smear Layer: A Comparison of Automated Image Analysis versus Expert Observers. *J Endod.* 2008; 34(8): 999-1002.

55. Ghisi AC, Kopper PMP, Baldasso FER, Stürmer CP, Rossi-Fedele G, Steier L, et coll. Effect of Superoxidized Water and Sodium Hypochlorite, Associated or Not with EDTA, on Organic and Inorganic Components of Bovine Root Dentin. *J Endod.* 2015; 41(6): 925-30.
56. Giardino L, Ambu E, Becce C, Rimondini L, Morra M. Surface tension comparison of four common root canal irrigants and two new irrigants containing antibiotic. *J Endod.* 2006; 32(11): 1091-3.
57. Gonçalves LS, Rodrigues RCV, Andrade Junior CV, Soares RG, Vettore MV. The Effect of Sodium Hypochlorite and Chlorhexidine as Irrigant Solutions for Root Canal Disinfection: A Systematic Review of Clinical Trials. *J Endod.* 2016; 42(4): 527-32.
58. Gondim E, Setzer FC, dos Carmo CB, Kim S. Postoperative Pain after the Application of Two Different Irrigation Devices in a Prospective Randomized Clinical Trial. *J Endod.* 2010; 36(8): 1295-301.
59. Gonzalo Olivieri J, Garcia Font M, Stober E, de Ribot J, Mercade M, Duran-Sindreu F. Effect of manual dynamic activation with citric acid solutions in smear layer removal: A scanning electron microscopic evaluation. *J Dental Sci.* 2016; 11(4): 360-4.
60. de Gregorio C, Arias A, Navarrete N, del Rio V, Oltra E, Cohenca N. Effect of Apical Size and Taper on Volume of Irrigant Delivered at Working Length with Apical Negative Pressure at Different Root Curvatures. *J Endod.* 2013; 39(1): 119-24.
61. de Gregorio C, Estevez R, Cisneros R, Heilborn C, Cohenca N. Effect of EDTA, sonic, and ultrasonic activation on the penetration of sodium hypochlorite into simulated lateral canals: an in vitro study. *J Endod.* 2009; 35(6): 891-5.
62. de Gregorio C, Estevez R, Cisneros R, Paranjpe A, Cohenca N. Efficacy of different irrigation and activation systems on the penetration of sodium hypochlorite into simulated lateral canals and up to working length: an in vitro study. *J Endod.* 2010; 36(7): 1216-21.

63. Gregorio C de, Paranjpe A, Garcia A, Navarrete N, Estevez R, Esplugues EO, et coll. Efficacy of irrigation systems on penetration of sodium hypochlorite to working length and to simulated uninstrumented areas in oval shaped root canals. *Int Endod J.* 2012; 45(5): 475-81.
64. Groot SDD, Verhaagen B, Versluis M, Wu M-K, Wesselink PR, Sluis LWMVD. Laser-activated irrigation within root canals: cleaning efficacy and flow visualization. *Int Endod J.* 2009; 42(12): 1077-83.
65. Gu L, Kim JR, Ling J, Choi KK, Pashley DH, Tay FR. Review of Contemporary Irrigant Agitation Techniques and Devices. *J Endod.* 2009; 35(6): 791-804.
66. Gulabivala K, Patel B, Evans G, Ng Y-L. Effects of mechanical and chemical procedures on root canal surfaces. *Endodontic Topics.* 2005; 10(1): 103-22.
67. Haapasalo HK, Sirén EK, Waltimo TM, Ørstavik D, Haapasalo MP. Inactivation of local root canal medicaments by dentine: an in vitro study. *Int Endod J.* 2000; 33(2): 126-31.
68. Haapasalo M, Qian W, Portenier I, Waltimo T. Effects of dentin on the antimicrobial properties of endodontic medicaments. *J Endod.* 2007; 33(8): 917-25.
69. Haapasalo M, Shen Y, Wang Z, Gao Y. Irrigation in Endodontics. *Br Dent J.* 2014; 216(6): 299-303.
70. Harrison AJ, Chivatxaranukul P, Parashos P, Messer HH. The effect of ultrasonically activated irrigation on reduction of *Enterococcus faecalis* in experimentally infected root canals. *Int Endod J.* 2010; 43(11): 968-77.
71. Hauser V, Braun A, Frentzen M. Penetration depth of a dye marker into dentine using a novel hydrodynamic system (RinsEndo®). *Int Endod J.* 2007; 40(8): 644-52.
72. Helvacioğlu Kivanç B, Deniz Arisu H, Yanar NÖ, Silah HM, İnam R, Görgül G. Apical extrusion of sodium hypochlorite activated with two laser systems and ultrasonics: a spectrophotometric analysis. *BMC Oral Health.* 2015; 15: 71.

73. Hems RS, Gulabivala K, Ng Y-L, Ready D, Spratt DA. An in vitro evaluation of the ability of ozone to kill a strain of *Enterococcus faecalis*. *Int Endod J*. 2005; 38(1): 22-9.
74. Herrera DR, Martinho FC, de-Jesus-Soares A, Zaia AA, Ferraz CCR, Almeida JFA, et coll. Clinical efficacy of EDTA ultrasonic activation in the reduction of endotoxins and cultivable bacteria. *Int Endod J*. 2017; 50(10): 933-40.
75. Hof R, Perevalov V, Eltanani M, Zary R, Metzger Z. The self-adjusting file (SAF). Part 2: mechanical analysis. *J Endod*. 2010; 36(4): 691-6.
76. Hong SW, Baik JE, Kang S-S, Kum K-Y, Yun C-H, Han SH. Sodium Hypochlorite Inactivates Lipoteichoic Acid of *Enterococcus faecalis* by Deacylation. *J Endod*. 2016; 42(10): 1503-8.
77. Hsieh YD, Gau CH, Kung Wu SF, Shen EC, Hsu PW, Fu E. Dynamic recording of irrigating fluid distribution in root canals using thermal image analysis. *Int Endod J*. 2007; 40(1): 11-7.
78. Huth KC, Jakob FM, Saugel B, Cappello C, Paschos E, Hollweck R, et coll. Effect of ozone on oral cells compared with established antimicrobials. *Eur J Oral Sci*. 2006; 114(5): 435-40.
79. Iandolo A, Dagna A, Poggio C, Capar I, Amato A, Abdellatif D. Evaluation of the actual chlorine concentration and the required time for pulp dissolution using different sodium hypochlorite irrigating solutions. *J Conserv Dent*. 2019; 22(2): 108-13.
80. J Fornari V, Sousa YT, R Vanni J, Pécora J, Versiani M, Sousa-Neto M. Histological evaluation of the effectiveness of increased apical enlargement for cleaning the apical third of curved canals. *Int J*. 2010; 43(11): 988-94.
81. Ji Y, He M, Chang S, Zhang X, Yang H. Influence of EDTA on Demineralization Rate of Dentine: Calcification Treatment in Root Canal Therapy. *J Mater Sci Technol* 2014; 30(7): 692-8.

82. Jiang L-M, Verhaagen B, Versluis M, van der Sluis LWM. Evaluation of a sonic device designed to activate irrigant in the root canal. *J Endod.* 2010; 36(1): 143-6.
83. Johal S, Baumgartner JC, Marshall JG. Comparison of the antimicrobial efficacy of 1.3% NaOCl/BioPure MTAD to 5.25% NaOCl/15% EDTA for root canal irrigation. *J Endod.* 2007; 33(1): 48-51.
84. Justo AM, da Rosa RA, Santini MF, Cardoso Ferreira MB, Pereira JR, Hungaro Duarte MA, et coll. Effectiveness of Final Irrigant Protocols for Debris Removal from Simulated Canal Irregularities. *J Endod.* 2014; 40(12): 2009-14.
85. Kakehashi S, Stanley HR, Fitzgerald RJ. The effects of surgical exposures of dental pulps in germfree and conventional laboratory rats. *J South Calif Dent Assoc.* 1966; 34(9): 449-51.
86. Kanter V, Weldon E, Nair U, Varella C, Kanter K, Anusavice K, et coll. A quantitative and qualitative analysis of ultrasonic versus sonic endodontic systems on canal cleanliness and obturation. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 2011; 112(6): 809-13.
87. Kara Tuncer A. Effect of QMix 2in1 on Sealer Penetration into the Dentinal Tubules. *J Endod.* 2015; 41(2): 257-60.
88. Karade P, Chopade R, Patil S, Hoshing U, Rao M, Rane N, et coll. Efficiency of Different Endodontic Irrigation and Activation Systems in Removal of the Smear Layer: A Scanning Electron Microscopy Study. *Iran Endod J.* 2017; 12(4): 414-8.
89. Kato AS, Cunha RS, da Silveira Bueno CE, Pelegrine RA, Fontana CE, de Martin AS. Investigation of the Efficacy of Passive Ultrasonic Irrigation Versus Irrigation with Reciprocating Activation: An Environmental Scanning Electron Microscopic Study. *J Endod.* 2016; 42(4): 659-63.
90. Keles A, Kamalak A, Keskin C, Akçay M, Uzun İ. The efficacy of laser, ultrasound and self-adjustable file in removing smear layer debris from oval root canals following retreatment: A scanning electron microscopy study. *Aust Endod J.* 2016; 42(3): 104-11.

91. Kim H-J, Park S-J, Park S-H, Hwang Y-C, Yu M-K, Min K-S. Efficacy of flowable gel-type EDTA at removing the smear layer and inorganic debris under manual dynamic activation. *J Endod.* 2013; 39(7): 910-4.
92. Kimura Y, Wilder-Smith P, Matsumoto K. Lasers in endodontics: a review. *Int Endod J.* 2000; 33(3): 173-85.
93. Kocak S, Bagci N, Cicek E, Tuerker SA, Saglam BC, Kocak MM. Influence of passive ultrasonic irrigation on the efficiency of various irrigation solutions in removing smear layer: a scanning electron microscope study. *Microsc Res Tech.* 2017; 80(5): 537-42.
94. Konstantinidi E, Psimma Z, Chávez de Paz LE, Boutsoukis C. Apical negative pressure irrigation versus syringe irrigation: a systematic review of cleaning and disinfection of the root canal system. *Int Endod J.* 2016; 50(11): 1034-54.
95. Kuah H-G, Lui J-N, Tseng PSK, Chen N-N. The Effect of EDTA with and without Ultrasonics on Removal of the Smear Layer. *J Endod.* 2009; 35(3): 393-6.
96. Kurt SM, Çalışkan MK. Efficacy of chlorhexidine as a final irrigant in one-visit root canal treatment: a prospective comparative study. *Int Endod J.* 2018; 51(10): 1069-76.
97. Lagemann M, George R, Chai L, Walsh LJ. Activation of ethylenediaminetetraacetic acid by a 940 nm diode laser for enhanced removal of smear layer. *Aust Endod J.* 2014; 40(2): 72-5.
98. Layton G, Wu W-I, Selvaganapathy PR, Friedman S, Kishen A. Fluid Dynamics and Biofilm Removal Generated by Syringe-delivered and 2 Ultrasonic-assisted Irrigation Methods: A Novel Experimental Approach. *J Endod.* 2015; 41(6): 884-9.
99. Le Goff A, Dautel-Morazin A, Guigand M, Vulcain JM, Bonnaure-Mallet M. An evaluation of the CO₂ laser for endodontic disinfection. *J Endod.* 1999; 25(2): 105-8.

- 100.Lukac N, Zadavec J, Gregorcic P, Lukac M, Jezersek M. Wavelength dependence of photon-induced photoacoustic streaming technique for root canal irrigation. *J Biomed Opt.* 2016; 21(7): 075007.
- 101.Lynch E. Comment on “The application of Ozone in dentistry: A systematic review of the literature”. *J Dent.* 2009; 37(5): 406-10.
- 102.Ma J, Wang Z, Shen Y, Haapasalo M. A new noninvasive model to study the effectiveness of dentin disinfection by using confocal laser scanning microscopy. *J Endod.* 2011; 37(10): 1380-5.
- 103.Macedo R, Verhaagen B, Rivas DF, Versluis M, Wesselink P, van der Sluis L. Cavitation Measurement during Sonic and Ultrasonic Activated Irrigation. *J Endod.* 2014; 40(4): 580-3.
- 104.Mader CL, Baumgartner JC, Peters DD. Scanning electron microscopic investigation of the smeared layer on root canal walls. *J Endod.* 1984; 10(10): 477-83.
- 105.Malentacca A, Uccioli U, Mannocci F, Bhuvu B, Zangari D, Pulella C, et coll. The comparative effectiveness and safety of three activated irrigation techniques in the isthmus area using a transparent tooth model. *Int Endod J.* 2018; 51(S1): e35-41.
- 106.Malkhassian G, Manzur AJ, Legner M, Fillery ED, Manek S, Basrani BR, et coll. Antibacterial Efficacy of MTAD Final Rinse and Two Percent Chlorhexidine Gel Medication in Teeth with Apical Periodontitis: A Randomized Double-blinded Clinical Trial. *J Endod.* 2009; 35(11): 1483-90.
- 107.Malki M, Verhaagen B, Jiang L-M, Nehme W, Naaman A, Versluis M, et coll. Irrigant flow beyond the insertion depth of an ultrasonically oscillating file in straight and curved root canals: visualization and cleaning efficacy. *J Endod.* 2012; 38(5): 657-61.
- 108.Mancini M, Cerroni L, Iorio L, Armellin E, Conte G, Cianconi L. Smear layer removal and canal cleanliness using different irrigation systems (EndoActivator, EndoVac, and passive ultrasonic irrigation): field emission scanning electron microscopic evaluation in an in vitro study. *J Endod.* 2013; 39(11): 1456-60.

- 109.Martin D, Bronnec F. Utilisations cliniques des instruments soniques et ultrasoniques en endodontie. *Inf Dent.* 2017 ; (36) : 26-32.
- 110.Mayer BE, Peters OA, Barbakow F. Effects of rotary instruments and ultrasonic irrigation on debris and smear layer scores: a scanning electron microscopic study. *Int Endod J.* 2002; 35(7): 582-9.
- 111.McGill S, Gulabivala K, Mordan N, Ng Y-L. The efficacy of dynamic irrigation using a commercially available system (RinsEndo®) determined by removal of a collagen 'bio-molecular film' from an ex vivo model. *Int Endod J.* 2008; 41(7): 602-8.
- 112.Meire MA, Havelaerts S, De Moor RJ. Influence of lasing parameters on the cleaning efficacy of laser-activated irrigation with pulsed erbium lasers. *Lasers Med Sci.* 2016; 31(4): 653-8.
- 113.Mejía JBC. Antimicrobial effects of calcium hydroxide, chlorhexidine, and propolis on *Enterococcus faecalis* and *Candida albicans*. *J Investig Clin Dent.* 2014; 5(3): 194-200.
- 114.Metzger Z. The self-adjusting file (SAF) system: An evidence-based update. *J Conserv Dent.* 2014; 17(5): 401-19.
- 115.Metzger Z, Teperovich E, Cohen R, Zary R, Paqué F, Hülsmann M. The self-adjusting file (SAF). Part 3: removal of debris and smear layer-A scanning electron microscope study. *J Endod.* 2010a; 36(4): 697-702.
- 116.Metzger Z, Teperovich E, Zary R, Cohen R, Hof R. The Self-adjusting File (SAF). Part 1: Respecting the Root Canal Anatomy - A New Concept of Endodontic Files and Its Implementation. *J Endod.* 2010b; 36(4): 679-90.
- 117.Miller TA, Baumgartner JC. Comparison of the antimicrobial efficacy of irrigation using the EndoVac to endodontic needle delivery. *J Endod.* 2010; 36(3): 509-11.
- 118.Mitchell RP, Yang S-E, Baumgartner JC. Comparison of apical extrusion of NaOCl using the EndoVac or needle irrigation of root canals. *J Endod.* 2010; 36(2): 338-41.

- 119.Mohammadi Z, Abbott PV. The properties and applications of chlorhexidine in endodontics. *Int Endod J.* 2009; 42(4): 288-302.
- 120.Mohammadi Z, Shalavi S, Giardino L, Palazzi F, Asgary S. Impact of Ultrasonic Activation on the Effectiveness of Sodium Hypochlorite: A Review. *Iran Endod J.* 2015; 10(4): 216-20.
- 121.Moorer WR, Wesselink PR. Factors promoting the tissue dissolving capability of sodium hypochlorite. *Int Endod J.* 1982; 15(4): 187-96.
- 122.Morago A, Ordinola-Zapata R, Ferrer-Luque CM, Baca P, Ruiz-Linares M, Arias-Moliz MT. Influence of Smear Layer on the Antimicrobial Activity of a Sodium Hypochlorite/Etidronic Acid Irrigating Solution in Infected Dentin. *J Endod.* 2016; 42(11): 1647-50.
- 123.Morgental RD, Singh A, Sappal H, Kopper PMP, Vier-Pelisser FV, Peters OA. Dentin Inhibits the Antibacterial Effect of New and Conventional Endodontic Irrigants. *J Endod.* 2013; 39(3): 406-10.
- 124.Mozo S, Llana C, Forner L. Review of ultrasonic irrigation in endodontics: increasing action of irrigating solutions. *Med Oral Patol Oral Cir Bucal.* 2012; 17(3): E512-6.
- 125.Munoz HR, Camacho-Cuadra K. In Vivo Efficacy of Three Different Endodontic Irrigation Systems for Irrigant Delivery to Working Length of Mesial Canals of Mandibular Molars. *J Endod.* 2012; 38(4): 445-8.
- 126.Muster D. Antiseptiques en chirurgie dentaire et stomatologie. *EMC - Médecine buccale.* 2008 ; 3(1) : 1-10. [Article 28-510-C-10].
- 127.Nagayoshi M, Kitamura C, Fukuizumi T, Nishihara T, Terashita M. Antimicrobial effect of ozonated water on bacteria invading dentinal tubules. *J Endod.* 2004; 30(11): 778-81.
- 128.Nagendrababu V, Jayaraman J, Suresh A, Kalyanasundaram S, Neelakantan P. Effectiveness of ultrasonically activated irrigation on root canal disinfection: a systematic review of in vitro studies. *Clin Oral Investig.* 2018; 22(2): 655-70.

- 129.Nakamura VC, Pinheiro ET, Prado LC, Silveira AC, Carvalho APL, Mayer MPA, et coll. Effect of ultrasonic activation on the reduction of bacteria and endotoxins in root canals: a randomized clinical trial. *Int Endod J.* 2017; 51(S1): e12-22.
- 130.Ndiaye D, Diongue K, Bane K, Niang SO, Ndiaye D, Touré B. [Presence of yeasts in primary endodontic infections and study of their susceptibility to disinfection with sodium hypochlorite at 2.5]. *J Mycol Med.* 2016a; 26(2): 111-5.
- 131.Ndiaye D, Diongue K, Bane K, Seck A, Niang SO, Lèye Benoist F, et coll. Étude de l'efficacité de l'hypochlorite de sodium à 2,5 %, de la chlorhexidine à 0,5 %, et de l'hydroxyde de calcium sur *Candida albicans*. *J Mycol Med.* 2016b ; 26(4) : 317.
- 132.Neelakantan P, Cheng CQ, Mohanraj R, Sriraman P, Subbarao C, Sharma S. Antibiofilm activity of three irrigation protocols activated by ultrasonic, diode laser or Er:YAG laser in vitro. *Int Endod J.* 2015; 48(6): 602-10.
- 133.Neuhaus KW, Liebi M, Stauffacher S, Eick S, Lussi A. Antibacterial Efficacy of a New Sonic Irrigation Device for Root Canal Disinfection. *J Endod.* 2016; 42(12): 1799-803.
- 134.Nielsen BA, Craig Baumgartner J. Comparison of the EndoVac system to needle irrigation of root canals. *J Endod.* 2007; 33(5): 611-5.
- 135.Olivi G, De Moor R, DiVito E. Lasers in endodontics: scientific background and clinical applications. Cham: Springer; 2016. 298 p.
- 136.Olivi G, DiVito E, Peters O, Kaitsas V, Angiero F, Signore A, et coll. Disinfection efficacy of photon-induced photoacoustic streaming on root canals infected with *Enterococcus faecalis* An ex vivo study. *J Am Dent Assoc.* 2014; 145(8): 843-8.
- 137.Ordinola-Zapata R, Bramante CM, Aprecio RM, Handysides R, Jaramillo DE. Biofilm removal by 6% sodium hypochlorite activated by different irrigation techniques. *Int Endod J.* 2014; 47(7): 659-66.
- 138.Outhwaite WC, Livingston MJ, Pashley DH. Effects of changes in surface area, thickness, temperature and post-extraction time on human dentine permeability. *Arch Oral Biol.* 1976; 21(10): 599-603.

- 139.Palazzi F, Giardino L, Mohammadi Z, Rengo S, Riccitiello F. Debridement effectiveness of two different techniques using negative pressure irrigation system. *G Endodonzia*. 2012; 26(3): 117-27.
- 140.Pappen FG, Shen Y, Qian W, Leonardo MR, Giardino L, Haapasalo M. In vitro antibacterial action of Tetraclean, MTAD and five experimental irrigation solutions. *Int Endod J*. 2010; 43(6): 528-35.
- 141.Para A. Illustration des effets laser diode et Nd-YAG en endodontie et en chirurgie. *Actual Odontostomatol*. 2015; (272): 15-22.
- 142.Parente JM, Loushine RJ, Susin L, Gu L, Looney SW, Weller RN, et coll. Root canal debridement using manual dynamic agitation or the EndoVac for final irrigation in a closed system and an open system. *Int Endod J*. 2010; 43(11): 1001-12.
- 143.Park E, Shen Y, Khakpour M, Haapasalo M. Apical pressure and extent of irrigant flow beyond the needle tip during positive-pressure irrigation in an in vitro root canal model. *J Endod*. 2013; 39(4): 511-5.
- 144.Pashley EL, Birdsong NL, Bowman K, Pashley DH. Cytotoxic effects of NaOCl on vital tissue. *J Endod*. 1985; 11(12): 525-8.
- 145.Pedulla E, Genovese C, Campagna E, Tempera G, Rapisarda E. Decontamination efficacy of photon-initiated photoacoustic streaming (PIPS) of irrigants using low-energy laser settings: an ex vivo study. *Int Endod J*. 2012; 45(9): 865-70.
- 146.Peeters HH, De Moor RJG, Suharto D. Visualization of removal of trapped air from the apical region in simulated root canals by laser-activated irrigation using an Er,Cr:YSGG laser. *Lasers Med Sci*. 2015; 30(6): 1683-8.
- 147.Peeters HH, Iskandar B, Suardita K, Suharto D. Visualization of removal of trapped air from the apical region of the straight root canal models generating 2-phase intermittent counter flow during ultrasonically activated irrigation. *J Endod*. 2014; 40(6): 857-61.

148. Pérard M, Le Clerc J, Gautier T, Perez F, Vulcain JM, Dautel A, et coll. Asepsie-antisepsie en endodontie. EMC - Médecine buccale. 2013 ; 8(2) : 1-11. [Article 28-616-C-10].
149. Perez R, Neves A, Belladonna F, Silva E, Souza E, Fidel S, et coll. Impact of the needle insertion depth on the removal of hard-tissue debris. *Int Endod J.* 2017; 50(6): 560-568.
150. Peters OA, Schönenberger K, Laib A. Effects of four Ni–Ti preparation techniques on root canal geometry assessed by micro computed tomography. *Int Endod J.* 2001; 34(3): 221-30.
151. Peters OA, Bardsley S, Fong J, Pandher G, Divito E. Disinfection of root canals with photon-initiated photoacoustic streaming. *J Endod.* 2011; 37(7): 1008-12.
152. Portenier I, Waltimo T, Ørstavik D, Haapasalo M. The susceptibility of starved, stationary phase, and growing cells of *Enterococcus faecalis* to endodontic medicaments. *J Endod.* 2005; 31(5): 380-6.
153. Qian W, Shen Y, Haapasalo M. Quantitative analysis of the effect of irrigant solution sequences on dentin erosion. *J Endod.* 2011; 37(10): 1437-41.
154. Ramamoorthi S, Nivedhitha MS, Divyanand MJ. Comparative evaluation of postoperative pain after using endodontic needle and EndoActivator during root canal irrigation: A randomised controlled trial. *Aust Endod J.* 2015; 41(2): 78-87.
155. Ramsköld LO, Fong CD, Strömberg T. Thermal effects and antibacterial properties of energy levels required to sterilize stained root canals with an Nd:YAG laser. *J Endod.* 1997; 23(2): 96-100.
156. Retamozo B, Shabahang S, Johnson N, Aprecio RM, Torabinejad M. Minimum contact time and concentration of sodium hypochlorite required to eliminate *Enterococcus faecalis*. *J Endod.* 2010; 36(3): 520-3.
157. Rey G. Utilisation des lasers en endodontie : principes physiques et protocoles opératoires. Courbevoie : CdP ; 2014. 162 p.

158. Ricucci D, Siqueira JF. Fate of the tissue in lateral canals and apical ramifications in response to pathologic conditions and treatment procedures. *J Endod.* 2010; 36(1): 1-15.
159. Robinson JP, Macedo RG, Verhaagen B, Versluis M, Cooper PR, van der Sluis LWM, et coll. Cleaning lateral morphological features of the root canal: the role of streaming and cavitation. *Int Endod J.* 2018; 51(1): 55-64.
160. Rôças IN, Provenzano JC, Neves MAS, Siqueira JF. Disinfecting Effects of Rotary Instrumentation with Either 2.5% Sodium Hypochlorite or 2% Chlorhexidine as the Main Irrigant: A Randomized Clinical Study. *J Endod.* 2016; 42(6): 943-7.
161. Rossi-Fedele G, Guastalli AR, Dođramacı EJ, Steier L, Figueiredo JAPD. Influence of pH changes on chlorine-containing endodontic irrigating solutions. *Int Endod J.* 2011; 44(9): 792-9.
162. Saber SE-D, Hashem AAR. Efficacy of different final irrigation activation techniques on smear layer removal. *J Endod.* 2011; 37(9): 1272-5.
163. Sanabria-Liviác D, Ivan Moldauer B, Garcia-Godoy F, Antonio-Campos A, Casaretto M, Torres-Navarro J, et coll. Comparison of the XP-Endo Finisher File System and Passive Ultrasonic Irrigation (PUI) on Smear Layer Removal after Root Canal Instrumentation. Effectiveness of Two Irrigation Methods on Smear Layer Removal. *J Dent Oral Health.* 2017; 4: 101.
164. Schilder H. Cleaning and shaping the root canal. *Dent Clin North Am.* 1974; 18(2): 269-96.
165. Schmidt TF, Teixeira CS, Felipe MCS, Felipe WT, Pashley DH, Bortoluzzi EA. Effect of Ultrasonic Activation of Irrigants on Smear Layer Removal. *J Endod.* 2015; 41(8): 1359-63.
166. Sedgley CM, Nagel AC, Hall D, Applegate B. Influence of irrigant needle depth in removing bioluminescent bacteria inoculated into instrumented root canals using real-time imaging in vitro. *Int Endod J.* 2005; 38(2): 97-104.

- 167.Seet AN, Zilm PS, Gully NJ, Cathro PR. Qualitative comparison of sonic or laser energisation of 4% sodium hypochlorite on an *Enterococcus faecalis* biofilm grown in vitro. *Aust Endod J.* 2012; 38(3): 100-6.
- 168.Sen BH, Wesselink PR, Türkün M. The smear layer: a phenomenon in root canal therapy. *Int Endod J.* 1995; 28(3): 141-8.
- 169.Shabahang S, Torabinejad M. Effect of MTAD on *Enterococcus faecalis*-contaminated root canals of extracted human teeth. *J Endod.* 2003; 29(9): 576-9.
- 170.Shantiaee Y, Dianat O, Sharifi F, Nahvi G, Kolahi Ahari G. The Impact of Three Different Canal Lubricants on Fracture, Deformity and Metal Slivering of ProTaper Rotary Instruments. *Iran Endod J.* 2014; 9(2): 127-30.
- 171.Shen Y, Gao Y, Lin J, Ma J, Wang Z, Haapasalo M. Methods and models to study irrigation. *Endod Topics.* 2012; 27(1): 3-34.
- 172.Shen Y, Qian W, Chung C, Olsen I, Haapasalo M. Evaluation of the effect of two chlorhexidine preparations on biofilm bacteria in vitro: a three-dimensional quantitative analysis. *J Endod.* 2009; 35(7): 981-5.
- 173.Shen Y, Stojcic S, Haapasalo M. Antimicrobial efficacy of chlorhexidine against bacteria in biofilms at different stages of development. *J Endod.* 2011; 37(5): 657-61.
- 174.Shen Y, Stojcic S, Qian W, Olsen I, Haapasalo M. The Synergistic Antimicrobial Effect by Mechanical Agitation and Two Chlorhexidine Preparations on Biofilm Bacteria. *J Endod.* 2010; 36(1): 100-4.
- 175.Sim TP, Knowles JC, Ng YL, Shelton J, Gulabivala K. Effect of sodium hypochlorite on mechanical properties of dentine and tooth surface strain. *Int Endod J.* 2001; 34(2): 120-32.
- 176.Siqueira JF, Rôças IN, Lopes HP. Patterns of microbial colonization in primary root canal infections. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 2002; 93(2): 174-8.

177. van der Sluis L, Gambarini G, Wu MK, Wesselink Paul. The influence of volume, type of irrigant and flushing method on removing artificially placed dentine debris from the apical root canal during passive ultrasonic irrigation. *Int Endod J.* 2006; 39(6): 472-6.
178. Spoleti P, Siragusa M, Spoleti MJ. Bacteriological evaluation of passive ultrasonic activation. *J Endod.* 2003; 29(1): 12-4.
179. Spoorthy E, Velmurugan N, Ballal S, Nandini S. Comparison of irrigant penetration up to working length and into simulated lateral canals using various irrigating techniques. *Int Endod J.* 2013; 46(9): 815-22.
180. Stepanović S, Cirković I, Ranin L, Svabić-Vlahović M. Biofilm formation by *Salmonella* spp. and *Listeria monocytogenes* on plastic surface. *Lett Appl Microbiol.* 2004; 38(5): 428-32.
181. Stojicic S, Shen Y, Haapasalo M. Effect of the source of biofilm bacteria, level of biofilm maturation, and type of disinfecting agent on the susceptibility of biofilm bacteria to antibacterial agents. *J Endod.* 2013; 39(4): 473-7.
182. Stojicic S, Shen Y, Qian W, Johnson B, Haapasalo M. Antibacterial and smear layer removal ability of a novel irrigant, QMiX. *Int Endod J.* 2011; 45(4): 363-71.
183. Stojicic S, Zivkovic S, Qian W, Zhang H, Haapasalo M. Tissue Dissolution by Sodium Hypochlorite: Effect of Concentration, Temperature, Agitation, and Surfactant. *J Endod.* 2010; 36(9): 1558-62.
184. Sun J, Song X, Kristiansen BE, Kjæreng A, Willems RJL, Eriksen HM, et coll. Occurrence, Population Structure, and Antimicrobial Resistance of Enterococci in Marginal and Apical Periodontitis. *J Clin Microbiol.* 2009; 47(7): 2218-25.
185. Sundqvist G, Figdor D, Persson S, Sjögren U. Microbiologic analysis of teeth with failed endodontic treatment and the outcome of conservative re-treatment. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 1998; 85(1): 86-93.

186. Takeda FH, Harashima T, Kimura Y, Matsumoto K. A comparative study of the removal of smear layer by three endodontic irrigants and two types of laser. *Int Endod J.* 1999; 32(1): 32-9.
187. Tay FR, Gu L-S, Schoeffel GJ, Wimmer C, Susin L, Zhang K, et coll. Effect of vapor lock on root canal debridement by using a side-vented needle for positive-pressure irrigant delivery. *J Endod.* 2010; 36(4): 745-50.
188. Teplitsky PE, Chenail BL, Mack B, Machnee CH. Endodontic irrigation—a comparison of endosonic and syringe delivery systems. *Int Endod J.* 1987; 20(5): 233-41.
189. Topcu KM, Karatas E, Ozsu D, Ersoy I. Efficiency of the Self Adjusting File, WaveOne, Reciproc, ProTaper and hand files in root canal debridement. *Eur J Dent.* 2014; 8(3): 326-9.
190. Torabinejad M, Cho Y, Khademi AA, Bakland LK, Shabahang S. The effect of various concentrations of sodium hypochlorite on the ability of MTAD to remove the smear layer. *J Endod.* 2003; 29(4): 233-9.
191. Türkmen C, Günday M, Karaçorlu M, Başaran B. Effect of CO₂, Nd:YAG, and ArF excimer lasers on dentin morphology and pulp chamber temperature: an in vitro study. *J Endod.* 2000; 26(11): 644-8.
192. Vasconcelos LRSM de, Midence RZ, Minotti PG, Pereira TC, Duarte MAH, Andrade FB de. Effect of ultrasound streaming on the disinfection of flattened root canals prepared by rotary and reciprocating systems. *J Appl Oral Sci.* 2017; 25(5): 477-82.
193. Verhaagen B, Boutsoukis C, Sleutel CP, Kastrinakis E, van der Sluis LWM, Versluis M. Irrigant transport into dental microchannels. *Microfluid Nanofluid.* 2014; 16(6): 1165-77.
194. Verma N, Sangwan P, Tewari S, Duhan J. Effect of Different Concentrations of Sodium Hypochlorite on Outcome of Primary Root Canal Treatment: A Randomized Controlled Trial. *J Endod.* 2019; 45(4): 357-63.

195. Vertucci FJ. Root canal anatomy of the human permanent teeth. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol.* 1984; 58(5) : 589-99.
196. Villas-Bôas MH, Bernardineli N, Cavenago BC, Marciano M, del Carpio-Perochena A, de Moraes IG, et coll. Micro-Computed Tomography Study of the Internal Anatomy of Mesial Root Canals of Mandibular Molars. *J Endod.* 2011; 37(12): 1682-6.
197. Violich DR, Chandler N. The smear layer in endodontics – A review. *Int Endod J.* 2010; 43(1): 2-15.
198. Virdee SS, Seymour DW, Farnell D, Bhamra G, Bhakta S. Efficacy of irrigant activation techniques in removing intracanal smear layer and debris from mature permanent teeth: a systematic review and meta-analysis. *Int Endod J.* 2018; 51(6): 605-21.
199. Walsh LJ, George R. Activation of Alkaline Irrigation Fluids in Endodontics. *Materials.* 2017; 10(10): 1214.
200. Wang Z, Shen Y, Haapasalo M. Effectiveness of endodontic disinfecting solutions against young and old *Enterococcus faecalis* biofilms in dentin canals. *J Endod.* 2012; 38(10): 1376-9.
201. Weichman JA, Johnson FM. Laser use in endodontics: A preliminary investigation. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol.* 1971; 31(3): 416-20.
202. Weiner ER. *Applications of Environmental Aquatic Chemistry: A Practical Guide.* 3^e édition. Boca Raton: CRC Press; 2012. 618 p.
203. Zehnder M. Root Canal Irrigants. *J Endod.* 2006; 32(5): 389-98.
204. Zehnder M, Schicht O, Sener B, Schmidlin P. Reducing surface tension in endodontic chelator solutions has no effect on their ability to remove calcium from instrumented root canals. *J Endod.* 2005a; 31(8): 590-2.
205. Zehnder M, Schmidlin P, Sener B, Waltimo T. Chelation in Root Canal Therapy Reconsidered. *J Endod.* 2005b; 31(11): 817-20.

- 206.Zhang W, Torabinejad M, Li Y. Evaluation of Cytotoxicity of MTAD Using the MTT-Tetrazolium Method. J Endod. 2003; 29(10): 654-7.
- 207.Zou L, Shen Y, Li W, Haapasalo M. Penetration of sodium hypochlorite into dentin. J Endod. 2010; 36(5): 793-6.

REFERENCES BIBLIOGRAPHIQUES ELECTRONIQUES

208. AlKahtani A, Alkahtany SM, Mahmood A, Elsafadi MA, Aldahmash AM, Anil S. Cytotoxicity of QMix™ endodontic irrigating solution on human bone marrow mesenchymal stem cells. *BMC Oral Health* [Internet]. 2014 [consulté le 9 avril 2018]; 14: 27. Disponible sur : <https://bmcoralhealth.biomedcentral.com/articles/10.1186/1472-6831-14-27>
209. ANSM (Agence Nationale de Sécurité du Médicament et des produits de santé). Acide citrique [Internet]. 2017 [consulté le 3 juillet 2019]. Disponible sur : <https://www.ansm.sante.fr/content/download/110127/1395569/version/1/file/2017+09+ANSM+-+Analyse+Tox+Acide+citrique+et+mannitol.pdf>
210. Encyclopædia Britannica. Diffusion [Internet]. 2019 [consulté le 29 octobre 2019]. Disponible sur : <https://www.britannica.com/science/diffusion>
211. HAS (Haute Autorité de Santé). Traitement endodontique [Internet]. 2008 [consulté le 03 juillet 2019]. Disponible sur : https://www.has-sante.fr/portail/jcms/c_736791/fr/traitement-endodontique
212. Karatas E, Ozsu D, Arslan H, Erdogan AS. Comparison of the effect of nonactivated self-adjusting file system, Vibringe, EndoVac, ultrasonic and needle irrigation on apical extrusion of debris. *Int Endod J* [Internet]. 2014 [consulté le 4 avril 2018]; 48(4): 317-22. Disponible sur : <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/iej.12317>
213. Lopes HP, De Faria AR, Alves FRF, Elias CN. Wettability of Irrigants used in Root Canal Treatment. *Dentistry* [Internet]. 2015 [consulté le 4 avril 2018]; 5(3). Disponible sur : <https://pdfs.semanticscholar.org/0185/0b9a914e0920ddb079995eddc0df3adb7f40.pdf>
214. Moreno D, Conde AJ, Loroño G, Adorno CG, Estevez R, Cisneros R. Comparison of the Volume of Root Canal Irrigant Collected by 2 Negative Pressure Needles at Different Flow Rates of Delivery. *J Endod* [Internet]. 2018 [consulté le 9 avril 2018]; 44(5): 838-841. Disponible sur : <http://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S0099239918300190>

Annexe

Annexe 1 : tableau synthétique des protocoles et résultats

Études	Échantillons par groupe (n) et totaux (N) (Dents humaines quand non précisé)	Système clos : matériau	Préparation canalaire (diamètre ISO-conicité) Irrigation +/- Espèces inoculées et période d'incubation	Activation (irrigant, système et protocole)	Évaluation	Résultats
(Malentaca et coll. 2018)	Modèles transparents réalisés à partir de racines mésiales de premières molaires mandibulaires extraites avec un isthme et deux canaux. 4 groupes de n=30 N=120	Oui : résine époxy	Lime apicale maîtresse (LAM) 35-6 % Solution NaOCl 5,25 % Pulpe bovine colorée avec de la fuschine insérée dans les modèles	50 ml NaOCl pour chaque Groupe témoin IPC : Renouvellement irrigant avec seringue 25 G à fenêtre latérale à LT-2 mm toutes les 30s pendant 4 min 30 s Ultrasonic Wave Aspiration (TUWA) : Laisse 1 min avant activation 30 s, puissance 7, mouvements de va-et-vient jusqu'à LT-2mm. 3 fois soit 4 min 30 s EndoVac™ : activation 30 s et mouvements de va-et-vient avec microcanule à la LT. Ensuite, renouvellement de l'irrigant laissé 1 min dans le canal avant activation 30 s. Séquence répétée 3 fois soit 4 min 30 s au	Photographies et analyse numérique de l'élimination de la pulpe au niveau de l'isthme	TUWA > IUP > EndoVac™ > IPC Pas d'extrusion de la solution pour tous les groupes

				total IUP : activation 30 s avec mouvements de va-et-vient jusqu'à LT-2 mm. Insert ESI® file. Renouvellement de l'irrigant laissé 1 min. 3 fois soit 4 min 30 s. Puissance 7		
(Robinson et coll. 2018)	Modèles transparents de racine comprenant des canaux secondaires de diamètre 200 µm à 3 ou 6 mm de l'apex. 6 groupes expérimentaux n=10 pour canaux à LT- 6 mm et 4 groupes de n=5 pour canaux à LT- 3 mm	Non spécifique	Hydrogel simule le biofilm Appliqué dans canaux latéraux avec aiguille 30G	1) Etude canaux latéraux à LT-6 mm 3 groupes irrigants (eau saturée, eau dégazée ou NaOCl 4,5 %), divisés en 2 selon activation IUP : Irrisafe™ L25 et diamètre 25 ou K-File L21 et ø15, activés 20 s avec un P5 Suprasson (Satelec) à une puissance de 8,5. 2) Etude canaux latéraux à LT- 3 mm Irrigant eau saturée ou dégazée, même protocole d'irrigation. Groupe témoin : NaOCl sans activation	Evaluation de l'élimination de l'hydrogel au microscope à champ clair	Irrisafe™ > K File NaOCl > eau
(Chaudhry et coll. 2017)	Prémolaires mandibulaires monoradiculées Randomisation 4 groupes expérimentaux et 1	Non spécifique	LAM 40-conicité non spécifiée NaOCl 2,5 % avec aiguille 27G	Groupe 1 : 5 ml EDTA 17 % 3 min puis NaOCl 2,5 % Groupe 2 : 5 ml QMIX® 1 min Groupe 3 : 5 ml QMIX® activés par laser Er, Cr : YSGG λ=2796 µm , fibre flexible de	Observation de la pénétration du matériau d'obturation à 3 et 5 mm de l'apex avec un microscope	Laser > EndoActivator® > IPC. La profondeur de pénétration est supérieure à 5

	<p>témoin</p> <p>n=15</p> <p>N=75</p>			<p>diamètre 300 µm insérée à LT-1 mm, 1,25 W, 20 Hz, mouvements spiralés, 5 fois 5 s avec intervalle 20 s</p> <p>Groupe 4 : 5 ml QMIX® activés avec EndoActivator® 60s, 10000 cpm, embout polymère 25-4</p> <p>Groupe 5 (témoin) : NaOCl 2,5%</p> <p>Obturation des racines</p>	<p>confocal laser</p>	<p>mm qu'à 3 mm de l'apex.</p> <p>Le groupe témoin a présenté des résultats significativement inférieurs aux autres groupes</p>
<p>(Herrera et coll. 2017)</p>	<p>24 patients avec pulpe nécrosée et lésion péri-apicale radiographiquement visible</p> <p>Dents maxillaires monoradiculées, monocanaliaires</p> <p>Pas d'antibiothérapie durant les 3 derniers mois</p>	<p>Oui : parodontite (étude <i>in vivo</i>)</p>	<p>Sous digue</p> <p>Prélèvements flore endocanalaire avec pointes papier</p> <p>LAM 40-4 %</p> <p>1 ml gel de CHX 2 % aiguille 30G avant chaque instrument, immédiatement rincé avec 5 ml de sérum physiologique</p>	<p>Groupe IUP : 1 ml EDTA 17 % activé 30s avec insert ultrasonique E5 à LT-2 mm, puissance 30 %, 3 fois</p> <p>Groupe IPC : 1 ml EDTA 30s, 3 fois.</p> <p>Rinçage final 5 ml sérum physiologique.</p> <p>Prélèvement flore microbienne et endotoxines</p>	<p>Evaluation de l'élimination de la charge bactérienne par culture et unité formant colonie (UFC)</p> <p>Et des endotoxines par la technique lysat d'amoebocyte de limule (LAL)</p>	<p>Réduction charge bactérienne : pas de différence significative</p> <p>Réduction endotoxines : IUP > IPC</p>

(Karade et coll. 2017)	<p>Prémolaires monoradiculées</p> <p>Longueur standardisée L=16 mm</p> <p>4 groupes de n=10</p> <p>N=40</p>	Oui : colle chaude	<p>Lime K 40-2 %</p> <p>5 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument</p>	<p>5 ml NaOCl 5,25 %, 5 ml EDTA 17 %, 5 ml NaOCl 5,25 % pour chaque groupe</p> <p>Groupe IPC (témoin) : aiguille 26 G Monoject.</p> <p>Groupe activation sonore : MicroMega MM1500, embout #15-2 à LT-1 mm, activation chaque solution 1 min (soit 3 min au total)</p> <p>Groupe IUP : embout Irrisafe™ #20 à LT-1 mm, sans contact avec les parois canalaires, puissance 4, activation de chaque solution 1 min</p> <p>Groupe ANP : 4 cycles d'irrigation EndoVac™, 1 cycle macrocanule à LT-1 mm et 3 cycles avec microcanule à LT-9 mm, 30 s d'irrigation puis 30 s de repos. 2 premiers cycles avec NaOCl puis EDTA puis NaOCl.</p>	Evaluation de l'élimination de la boue dentinaire au MEB par 3 examinateurs indépendants, à l'aveugle	<p>Pas de différence significative dans les tiers coronaire et médian</p> <p>EndoVac™ > autres groupes dans tiers apical</p>
(Kocak et coll. 2017)	<p>Prémolaires mandibulaires monoradiculées</p> <p>6 groupes de n=13</p> <p>N=78</p>	Non précisé	<p>LAM 40-6 %</p> <p>1, 5 ml de NaOCl 2,5 % entre chaque lime avec aiguille 27 G insérée à LT-1 mm (6 ml au total)</p>	<p>Groupe IPC : NaOCl 2,5 %</p> <p>Groupe IUP : NaOCl 2,5 % + activation</p> <p>Groupe IPC : EDTA 17 %.</p> <p>Groupe IUP : EDTA 17 % + activation</p> <p>Groupe IPC : QMIX®</p> <p>Groupe IUP : QMIX® + activation</p> <p>IPC avec aiguille 27G IUP : activation 20 s avec embout 25 Irrisafe™, placé à LT – 1 mm, centré dans le canal, mouvements de va-et-vient de 2 à 3 mm, 3 fois</p>	Analyse de l'élimination de la boue dentinaire au MEB par un évaluateur calibré, en aveugle au niveau des trois tiers radiculaires	<p>IUP > IPC dans les tiers médian et coronaire</p> <p>Pas de différence significative avec IPC pour le tiers apical</p> <p>Pas de différence significative entre EDTA et QMIX</p>

				6 ml de solution pour irrigation finale pour tous les groupes puis 2 ml de sérum physiologique		
(Nakamura et coll. 2017)	<p>Patients avec racine(s) monocanalaire(s), entre 15 et 25 mm, courbure < 20°, pulpe nécrosée et lésion péri-apicale visible radiographiquement, asymptomatique</p> <p>Pas d'antibiotiques dans les trois derniers mois</p> <p>Randomisation en 2 groupes de n=25</p>	Oui : <i>in vivo</i>	<p>Sous digue</p> <p>LAM 40-6 % ou 50-5 % selon diamètre initial</p> <p>10 ml NaOCl 2,5 % avec aiguille 30G à fenêtre latérale, renouvelés 3 fois pendant la préparation canalaire (total de 40 ml)</p>	<p>IUP : insert non travaillant, 0,2 mm de diamètre et .01 de conicité, puissance 10 %, LT-2 mm. 2 ml NaOCl 2,5 % activés 30 s, renouvelé 1 fois, 2ml EDTA 17 % activés 30 s, renouvelé 1 fois, de nouveau 2 fois 2ml NaOCl 2,5 % activés 30 s</p> <p>IPC : même protocole sans activation</p> <p>Débit 2 ml/min</p>	<p>Quantification par un chercheur, en aveugle des endotoxines et de la charge bactérienne initiale, après préparation chimio-mécanique, après protocole d'irrigation et après phase d'hydroxyde de calcium</p> <p>Techniques de réaction en chaîne par polymérase (PCR) pour charge bactérienne et LAL pour endotoxines</p>	<p>Élimination de la charge bactérienne : IUP > IPC</p> <p>Pas de différence significative dans l'élimination des endotoxines</p>
(Sanabria-Liviak et coll. 2017)	<p>Prémolaires mandibulaires monoradiculées</p> <p>4 groupes randomisés</p> <p>N=36</p>	Oui : colle chaude	<p>LAM 40-8 %</p> <p>Irrigation avant et après chaque instrument 2,5 ml NaOCl 2,5 % 37°C avec aiguille 30G à LT-1 mm puis rinçage avec 2,5 ml d'eau distillée</p>	<p>XP-Endo Finisher : activations 1 min à la LT de 2 ml NaOCl 2,5 % puis 2 ml d'EDTA 17 % et de nouveau 2 ml NaOCl 2,5 % (rinçage 2 ml eau distillée entre chaque)</p> <p>XP-Endo Finisher : activation 1 min à la LT de 2 ml NaOCl 2,5 %</p> <p>IUP : mêmes protocoles qu'avec XP-Endo Finisher (NaOCl 2,5 % et EDTA 17 % / NaOCl 2,5 % seul)</p>	<p>Élimination de la boue dentinaire avec microscope électronique à balayage à émission de champ</p>	<p>XP-Endo Finisher (NaOCl + EDTA) > IUP (NaOCl + EDTA), IUP (NaOCl) et XP-Endo Finisher (NaOCl) au niveau des tiers médians et apicaux</p>

(Vasconcelos et coll. 2017)	<p>Incisives mandibulaires monocanalaire L entre 18 et 22 mm</p> <p>6 groupes de n=10 + témoin négatif n=2 et témoin positif n=2 par groupe</p> <p>N=84</p>	Non	<p>Groupes 1 et 2 : Protaper® F2 25-8 %</p> <p>Groupes 3 et 4 : BioRaCe™ BR3 25-6 %</p> <p>Groupes 5 et 6 : Reciproc® 25-8 %</p> <p>Irrigation 10 ml sérum physiologique entre chaque instrument avec aiguille 30G à LT-3 mm</p> <p><i>Enterococcus faecalis</i>, contamination pendant 5 j à 37°C</p>	<p>Groupes 1, 3 et 5 : IPC entre chaque lime</p> <p>Groupes 2, 4 et 6 IUP : activation entre chaque lime, 30 000 Hz, 1 min, mouvements verticaux.</p> <p>Témoin négatif : pas d'inoculation bactérienne</p> <p>Témoin positif : pas de préparation canalaire ni irrigation</p>	Évaluation de l'efficacité antibactérienne de la préparation chimio-mécanique, de différents systèmes de mise en forme canalaire et de l'IUP par comptage des UFC après incubation 48h des prélèvements	<p>IUP > IPC</p> <p>La préparation canalaire permet de diminuer la charge bactérienne</p> <p>ProTaper® > aux autres systèmes</p>
(Arslan et coll. 2016)	<p>Prémolaires mandibulaires monoradiculées</p> <p>3 groupes expérimentaux, 1 groupe témoin positif et 4 groupes témoins négatifs, randomisés, n=8</p> <p>N=64</p>	Oui : cire	<p>LAM 40-6 %</p> <p>2 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument avec aiguille 27G à LT-1 mm puis 5 ml NaOCl 5,25% 1 min et 5 ml eau distillée 1 min</p>	<p>IPC : 2,5 ml QMIX, aiguille 27G à LT-1 mm, 90 s par canal</p> <p>EndoActivator® : 10 000 cpm, embout rouge (25-4) à LT-1 mm Activation 20 s, temps de repos 10 s, 3 fois puis irrigation 3 ml eau distillée</p> <p>PIPS : Er : YAG laser λ 2940 nm, embout quartz 400 µm, 0,3 W, 15 Hz, 20 mJ par pulsation, air-eau éteints, embout placé au niveau chambre pulpaire Même protocole d'activation</p> <p>Laser Er : YAG : λ 2940 nm, fibre 300µm, air-eau éteints, 1W, 20 Hz, 50 mJ Même protocole d'activation</p> <p>Groupes témoins négatifs : mêmes protocoles mais avec 2,5 ml eau distillée</p>	Élimination de la boue dentinaire évaluée au MEB	<p>Tiers coronaires et médians : EndoActivator® et PIPS > IPC, Er : YAG et témoins négatifs</p> <p>Tiers apical : EndoActivator® et laser Er : YAG > aux autres groupes</p>

				comme irrigant		
				Temps d'irrigation total (avec ou sans activation) = 90 s pour chaque groupe		
(Azim et coll. 2016)	Prémolaires et molaires (racine distale avec canal unique) mandibulaires 4 groupes de n=15 N=30	Oui : résine composite	LAM 25-4 % Inoculation biofilm de 24 h d' <i>E. faecalis</i> 1x10 ⁸ cellules/ml Incubation 21 jours à 37°C 100% humidité	IPC : 2 ml EDTA 17 % 1 min avec aiguille 30G à fenêtre latérale, puis 3 ml NaOCl 6 % (débit 2 ml/min) à LT-2 mm avec mouvements verticaux EndoActivator® : embout jaune à LT-1 mm XP-Endo Finisher : LT-1 mm, vitesse lente (900 RPM), mouvements verticaux PIPS : laser Er : YAG (20 mJ, 15 Hz, air-eau désactivés), embout dans chambre pulpaire, immergé, immobile	Élimination du biofilm bactérien par observations au microscope confocal à balayage laser	Trois tiers radiculaires et jusqu'à 50 µm de profondeur dans tubuli : XP-Endo Finisher > autres systèmes En profondeur dans les tubuli : PIPS > autres systèmes
(Christo et coll. 2016)	Dents monoradiculées L=14 mm Randomisation 6 groupes de n=16 N=96	Oui : colle cyanoacrylate	LAM 40-6 % 2 ml NaOCl 4 % entre chaque instrument, 5 ml EDTAC 17 % 2 min, 5 ml NaOCl 4 % Inoculation biofilm <i>E. faecalis</i> de 1 nuit, incubation 4 semaines	1) Témoin : aiguille 27 G à LT-1 mm, 5 ml sérum physiologique 2 min 2) IPC : même protocole que 1) mais avec NaOCl 1 % 3) même protocole que 1) mais avec NaOCl 4 % 4) Laser Er, Cr : YSGG : 15 s 1,25 ml NaOCl 0,5 %, 4 cycles de 15 s, 0,5W, 2780 nm, énergie de pulsation 25 mJ, durée de pulsation 140 µs, 20 Hz, embout ø 415 µm et L 17 mm placé 5 mm apicalement de l'entrée canalaire. Renouvellement irrigant entre chaque. Temps total 2 min 5) même protocole que 4) mais irrigant NaOCl 1 %. 6) même protocole que 4) mais irrigant NaOCl 4 %.	Réduction bactérienne évaluée par culture 24h à 37°C et UFC	Laser + NaOCl 4 % > IPC + NaOCl 1 % Groupe témoin significativement inférieur aux autres groupes L'activation laser à faible puissance ne permet pas une réduction significative de la charge bactérienne par rapport à NaOCl de faible concentration non activée

(Dhaimy et coll. 2016)	<p>Incisives centrales maxillaires</p> <p>n=60 (ensemble des échantillons utilisé pour chaque groupe après rinçage et contrôle radiographique)</p> <p>N= 60</p>	Non spécifique	<p>LAM 25-4 %</p> <p>Irrigation NaOCl 2,5 % avec aiguille 21 G</p>	<p>IPC aiguille 21 G embout ouvert, éjection apicale : insérée jusqu'au blocage – 1 mm. 2,5 cc de solution de contraste puis irrigation à l'eau-séchage</p> <p>IPC : solution de contraste avec aiguille CANAL CLEAN 30G à fenêtre d'éjection latérale, à LT-1 mm</p> <p>AMD : 2,5 cc solution contraste, mouvements de pompage avec un maître cône de gutta percha (GP) à LT-1 mm, 3 va-et-vient en 3 s d'amplitude 5 mm</p>	<p>Profondeur de pénétration du produit de contraste dans le système canalaire</p> <p>Radiographies et logiciel Kodak Dental Imaging 6.12.10.0</p>	<p>AMD > IPC (amélioration de 20 %)</p> <p>IPC avec une aiguille endodontique plus efficace</p>
(Gonzalo Olivieri et coll. 2016)	<p>Dents extraites monoradiculées avec canal droit et apex mature</p> <p>6 groupes expérimentaux n=10 et 2 groupes témoins n=3, randomisés</p> <p>N= 66</p>	Oui : cire	<p>LAM 40-4 %</p> <p>Irrigation 1ml NaOCl 4,2 % après chaque instrument</p>	<p>Groupe témoin : 1 ml NaOCl 4,2 % 1 min puis 3 ml NaOCl 4,2 % 37°C 5 min</p> <p>1 ml EDTA 17 % 1 min puis 3 ml NaOCl 4,2% 37°C 5 min</p> <p>1 ml acide citrique 5 % 1 min puis 3 ml NaOCl 4,2 % 37°C 5 min</p> <p>1 ml acide citrique 10 % 1 minute puis 3 ml NaOCl 4,2 % 37°C 5 min</p> <p>Sans activation et même protocole avec activation 75 mouvements de va-et-vient avec cône de GP calibré, à la LT dans la période de 20 à 45 s du temps d'irrigation avec l'agent chélatant (1 min) Aiguille 30G à LT-1 Rinçage final 3 ml sérum physiologique</p>	<p>Élimination des débris et de la boue dentinaire au MEB par 2 observateurs à l'aveugle, préalablement calibrés</p> <p>En cas de résultats disparates, évaluation par un 3^e observateur</p>	<p>AMD > IPC</p> <p>Groupes acide citrique 5 et 10 % avec activation > autres groupes</p> <p>Pas de différence significative entre ces deux concentrations</p>

(Kato et coll. 2016)	<p>Racines mésiales molaires mandibulaires avec courbure canalaire de 15 à 20°</p> <p>Totalité des échantillons utilisée pour chaque groupe</p> <p>N=10</p>	Oui : silicone lourd	<p>LAM 30-5 %</p> <p>3ml eau distillée avec une aiguille 30 G insérée à LT</p> <p>Application de débris dentinaires</p>	<p>2 Groupes témoins</p> <p>IUP : embout placé à LT-1 mm, 5 ml solution NaOCl 2,5 %, activée puissance 3, puis 5ml EDTA 17 % puis de nouveau 5 ml NaOCl 2,5 %. 3 cycles de 20 s pour chaque solution, avec renouvellement de cette dernière entre chaque cycle. Enfin, irrigation avec seringue et aiguille 30 G de 20 ml d'eau distillée</p> <p>Activation réciproque EndoClean : même protocole</p>	Élimination des débris dentinaires au MEB	<p>Entre LT-3 et LT-6 mm : efficacité équivalente des deux systèmes</p> <p>3 derniers mm apicaux : mouvements réciproques > IUP</p>
(Keles et coll. 2016)	<p>Canines mandibulaires monocanalaire sans courbure</p> <p>Randomisation en 6 groupes</p> <p>N=90</p>	Oui : cire	<p>Derniers instruments 40-6 % puis lime manuelle 45-2 %</p> <p>Irrigation NaOCl 5 % avec aiguille 30 G, introduite à LT-1 mm</p> <p>Obturation puis RTR 25-4 % + lime manuelle 45-2 % avec 2,5 ml de NaOCl 5 %</p>	<p>IPC : 5 ml NaOCl 5 % 1 min, 5 ml EDTA 17 % 1 minute, 15 ml eau distillée</p> <p>Self-Adjusting File : SAF 2 mm de diamètre à la LT, 2 min avec amplitude 0.4 mm. 5 ml EDTA 17 % 1 min, 5 ml NaOCl 5 % 1 min, rinçage</p> <p>IUP : embout mousse LT-1 mm, irrigation simultanée, 30 Hz, 2 min au totcoll. Flux continu 5 ml EDTA 17 % 1 min, 5 ml NaOCl 5 % 1 min, rinçage</p> <p>Laser Er : YAG : 2940 nm, embout plat, 1W, 20 Hz, 50 mJ, durée de pulsation 50 µs. Fibre optique 14 mm x 300 µm de diamètre à LT-3mm. Mouvements hélicoïdaux apico-coronaux</p> <p>PIPS : fibre conique 14 mm de long, 300 µm de diamètre, 20 Hz, 45 mJ, durée de pulsation 50 µs, 0,9 W de puissance, insertion au niveau des entrées canalaires uniquement.</p> <p>Laser Nd : YAG : 1064 nm, 1 W, 20 Hz,</p>	Analyse au MEB de l'élimination des débris et de la boue dentinaire	<p>Laser Er ; YAG > PIPS et SAF > IPC</p> <p>L'activation de la solution favorise l'élimination des débris et de l'enduit pariétal. Toutefois, aucun système n'a permis leur élimination totale.</p>

				<p>50 mJ, durée pulsation 50 µs, fibre 320 µm à LT-3 mm. Mouvements hélicoïdaux.</p> <p>3 groupes lasers : canal irrigué passivement avec 5 ml NaOCl 5 %, intervalles 10 secondes d'activation / repos, cycle renouvelé 6 fois. Même protocole avec EDTA 17 %, rinçage final 15 ml eau distillée, séchage</p>		
(Neuhaus et coll. 2016)	<p>Dents antérieures maxillaires, racines prémolaires maxillaires et racines palatines molaires maxillaires divisées en 2 sous-groupes selon leur courbure (<15° ou >25°)</p> <p>4 groupes de n=10 (5 droites, 5 courbées) et 4 groupes de n=6 sans distinction de courbure pour la 2^e expérimentation</p>	Oui : résine composite	<p>LAM 25-8 %</p> <p>NaOCl 3 % et EDTA 17 %</p> <p>Biofilm polymicrobien (8 espèces différentes dont <i>E. Faecalis</i> et <i>C. Albicans</i>) de 18h, incubé 3 j à 37°C sous conditions aérobiques ou anaérobiques, selon les groupes</p> <p>2^e expérience avec biofilm de 21 j</p>	<p>Activation sonique : 6000 Hz, 3 fois 20s, à la LT</p> <p>IUP (Irrisafe™) : 3 fois 20s puissance 20 %, à LT-1 mm</p> <p>IPC : aiguille 30 G à la LT</p> <p>Témoin négatif (pas de traitement).</p> <p>1 ml NaOCl entre chaque activation et en fin de traitement</p>	Réduction de la charge bactérienne évaluée par culture puis UFC	<p>Activation sonique > IUP > IPC</p> <p>Toutes les méthodes > au groupe témoin sans traitement</p> <p>Pas de différence significative entre les deux systèmes dans la 2^e expérience</p>
(Layton et coll. 2015)	<p>Incisive centrale maxillaire sectionnée pour obtenir une L de 12,5 mm</p> <p>Fabrication de 49 modèles à partir de cette dent</p> <p>3 groupes expérimentaux et 1 groupe témoin n=10 (9 modèles utilisés)</p>	Oui : résine époxy	<p>LAM 30-9 %</p> <p>NaOCl 2,6 % avec aiguille 30 G à LT-1 mm</p> <p>Application biofilm de 24h d'<i>E. faecalis</i>, 10⁸ cellules par ml et incubation 21 j à 37°C en conditions aérobiques</p>	<p>IPC : Irrigation avec seringue de 10 ml, aiguille 30 G, insérée LT-1 mm. Débit 3 ml/min pendant 2 min. Volume irrigant 6 ml</p> <p>IUP intermittente : activation avec un insert Irrisafe™ 200µm non travaillant, inséré à LT-1 mm, puissance 10 (P5 Newtron Unit, Satelec). 6 ml de solution, 30 s d'application avec seringue, 20 s d'activation, 20 s d'application, 20 s d'activation, 30 s d'application. Volume irrigant 4 ml</p> <p>IUP continue : Piezoflow (Dentsply),</p>	Évaluation de la réduction de la charge bactérienne par coloration au cristal violet	<p>IUP continue > IUP intermittente et IPC</p> <p>IUP continue permet formations de vortex et tourbillons conséquents au niveau des 3 derniers mm apicaux</p>

	pour étude des fluides.)			<p>aiguille d'irrigation ultrasonique 500 µm, insérée LT-3,5 mm, débit 15 ml/min, puissance 5. Irrigation et activation pendant 30 s. Volume irrigant 7,5 ml.</p> <p>Flux dans les 3 derniers mm (0-1, 1-2, 2-3). Eau stérile comme solution d'irrigation.</p> <p>Groupe témoin : pas d'irrigation</p>		
(Neelakan tan et coll. 2015)	<p>Dents prémolaires mandibulaires monoradiculées.</p> <p>Standardisation L=19 mm</p> <p>Randomisation 3 groupes expérimentaux (n=80) et un groupe témoin (n=40) selon irrigants utilisés puis divisés en 4 sous-groupes (n=20) selon le système d'activation utilisé</p> <p>N=280</p>	Oui : cire	<p>LAM 25-6 %</p> <p>Irrigation avec NaOCl 3 %</p> <p><i>E. Faecalis</i> 1.10⁸ UFC par ml, incubés 4 semaines à 37°C en condition anaérobique</p>	<p>Groupe 1 : NaOCl 6 % et acide étidronique 18 %</p> <p>Groupe 2 : NaOCl 3 % et EDTA 17 %</p> <p>Groupe 3 : NaOCl 3 %, EDTA 17 %, NaOCl 3 %</p> <p>Groupe 4 (témoin) : sérum physiologique</p> <p>Temps de contact des irrigants = 6 min (4 min pour NaOCl et 2 min EDTA)</p> <p>Divisés en sous-groupes :</p> <p>A : IPC. Irrigation 5 ml avec aiguille 30 G insérée au plus proche de la LT sans contrainte</p> <p>B : activation ultrasonique. Activation Irrisafe™ 30 s puis renouvellement de la solution et répété jusqu'à un temps de contact de la solution de 6 min</p> <p>C : activation laser diode. 50-60 Hz, λ = 940 nm, puissance maximale 7 W, fibre pleine de 200 µm, mode continu, placé au niveau du réservoir coronaire. Activation 30 s. Renouvellement jusqu'à un temps de contact de l'irrigant de 6 min</p>	<p>Décontamination des tubuli dentinaires</p> <p>Evaluation de la réduction bactérienne au microscope confocal laser (fluorescence pour déterminer vivantes/mortes)</p> <p>Culture 24h et comptage des UFC</p>	<p>Laser Er : YAG et Diode > IUP et IPC</p> <p>NaOCl- acide étidronique et NaOCl- EDTA- NaOCl > NaOCl - EDTA > sérum physiologique</p>

				D : activation laser Er : YAG (PIPS) . Recommandations fabricant, 2940 nm, 10 Hz, durée de pulsation 50 ms, énergie de pulsation 50 mJ, fibre à embout conique 400 µ et 21 mm de long, placé au niveau du réservoir coronaire. Activation 30 s. Renouvellement jusqu'à un temps de contact de l'irrigant de 6 min		
(Schmidt et coll. 2015)	Prémolaires avec un seul canal droit ou courbure légère Randomisation en 4 groupes de n=8 N=32	Oui : silicone	LAM 40-6 % 2 ml NaOCl 1 % avec aiguille 30 G à LT-2 mm entre chaque instrument Rinçage 3 ml eau distillée Dents sectionnées pour évaluer quantité initiale de boue dentinaire au MEB puis réassemblées	IPC : EDTA + NaOCl IUP + EDTA IUP + NaOCl IUP + EDTA + NaOCl 3 ml EDTA 3 min, 3 ml NaOCl 3 min avec insert non travaillant #20 à LT-1 mm, puissance 20%. Rinçage 3 ml eau distillée.	Évaluation de l'élimination de la boue dentinaire au MEB	IUP + NaOCl 1% avec embout à 1 mm de l'apex ne permet pas d'augmenter de façon statistiquement significative l'élimination de la boue dentinaire par rapport à l' IPC
(Andrabi et coll. 2014)	Prémolaires mandibulaires monoradiculées extraites Randomisation 2 groupes expérimentaux et un témoin n=15 N= 45	Oui : colle chaude et cire	LAM 40-6 % Irrigation 3 ml NaOCl 3 % entre chaque instrument avec aiguille 30 G insérée le plus apicalement possible sans blocage	IPC : NaOCl 3 %, EDTA 17 % IUP : activation 1,5 ml EDTA 17 %, avec insert #20-2 % à la LT, 28 kHz 2 fois 30 s puis 3 ml NaOCl 3 % 1 fois 30 s AMD : 1,5 ml EDTA 17 % avec cône GP calibré F4 à la LT agité pendant 30 s env. 100 fois par min, 2 fois puis 3 ml NaOCl 3 % 1 fois 30 s.	Élimination de la boue dentinaire au MEB	Tiers apical : groupes avec activation > IPC Pas de différence significative entre les deux systèmes d'activation
(Arslan et coll. 2014)	Dents antérieures maxillaires, monocanales. Standardisation	Oui : cire	LAM 40-6 % 2 ml NaOCl 1 % entre chaque instrument	IPC : 6ml NaOCl 1 % 1 min, aiguille 27 G, à LT-1 mm Sonique : activation 0,5 ml NaOCl 1 % 1 min à 10 000 cycles par min, embout rouge	Élimination des débris dentinaires évaluée au stéréo-	Tiers apical : PIPS > aux 3 autres techniques Pas de différence

	<p>L=13 mm</p> <p>Randomisation 4 groupes de n=12</p> <p>N=48</p>		<p>Rainure créée au niveau de la paroi canalaire de chaque dent entre 2 et 5 mm de l'apex pour simuler un canal non instrumenté, remplissage avec débris dentinaires</p> <p>5 ml EDTA 17 % 1 min et 5 ml NaOCl 2,5 % 1 min</p>	<p>(25-4 %) à LT-2 mm. Pendant activation, adjonction de 5,5 ml de NaOCl</p> <p>IUP : 0,5 ml NaOCl 1 %, 1 min, à LT-1 mm, embout mousse (taille 15-2 %), puissance 25%, 5,5 ml de NaOCl ajoutés pendant activation.</p> <p>PIPS : laser Er : YAG $\lambda=2940$ nm, fibre optique à embout conique, 300 μm, 14 mm de long, inséré à LT-1 mm. 0,3 W, 15 Hz, 20 mJ par pulsation. 0,5 ml NaOCl 1 %. Activation 1 min. Ajout de 5,5 ml de solution pendant l'activation.</p>	<p>microscope et appareil photographique numérique</p>	<p>significative entre les systèmes sonique, ultrasonique et IPC</p>
<p>(Justo et coll. 2014)</p>	<p>Incisives latérales bovines avec diamètre initial 50.</p> <p>Standardisation L=16 mm</p> <p>Randomisation en 6 groupes expérimentaux n=14 et témoins n=6 (témoin positif avec débris dans rainure, sans irrigation n=1 par irrigant et témoin négatif avec rainure vide et pas d'irrigation n=1 par irrigant)</p> <p>N=90</p>	<p>Oui : cire</p>	<p>Lime K 80-2 %</p> <p>Irrigation entre chaque instrument et à la fin de la préparation avec aiguille 30 G à LT-2 mm</p> <p>Groupes 1 et 4 : sérum physiologique. Groupes 2 et 5 : NaOCl 2,5 % Groupe 3 et 6 : CHX 2 %</p> <p>Echantillons fendus et simulation d'irrégularités canalaires (rainure de LT-2 à LT-4 mm), application des débris standardisés dans la rainure</p>	<p>Groupe 1 IPC : 6 ml sérum physiologique, 5 ml EDTA 17 %, 2 ml sérum physiologique</p> <p>Groupe 2 IPC : 6 ml NaOCl 2,5 %, 5 ml EDTA 17 %, 2 ml NaOCl 2,5 %</p> <p>Groupe 3 IPC : 6 ml CHX 2 %, 5ml EDTA 17 %, 2 ml CHX</p> <p>Groupe 4 IUP : 6 ml sérum physiologique activé 3 fois 20 s, 5 ml EDTA 17 %, 2 ml sérum physiologique</p> <p>Groupe 5 IUP : activation 6 ml NaOCl 2,5 % 3 fois 20 s, 5 ml EDTA 7 %, 2 ml NaOCl 2,5 %.</p> <p>Groupe 6 IUP : activation 6 ml CHX 2 % 3 fois 20 s, 5 ml EDTA 17 %, 2 ml CHX</p> <p>Activation ultrasonique avec insert non travaillant de diamètre 20, placé à LT-1 mm, fréquence 30 kHz</p>	<p>Élimination des débris évalués au MEB par deux examinateurs à l'aveugle</p>	<p>Tiers apical : IUP > IPC, indépendamment de l'antiseptique utilisé (sérum physiologique, hypochlorite de sodium 2,5% ou chlorhexidine)</p>

(Lagemann et coll. 2014)	Dents avec un canal large L=12 mm 4 groupes n=10 N=40	Non spécifique	LAM 30-9 % Irrigation abondante NaOCl 1 %, LT-1 mm Création volontaire de boue dentinaire en fin de protocole pour groupes B, C et D	Groupe A IPC témoin positif : pas de boue dentinaire, EDTAC 15 % 2 min, NaOCl 1 % 3 min Groupe B IPC témoin négatif : boue dentinaire, eau distillée Groupe C laser : 1 ml Peroxyde d'hydrogène 3 % avec aiguille 23 G Groupe D laser : 1 ml EDTAC 15 % avec aiguille 23 G Groupe C et D : activation laser diode $\lambda=940$ nm, fibre type E2 \varnothing 200 μ m, L 14 mm, mode pulsations 50 ms, 10 Hz, puissance max 8 W, insérée à LT-1 mm, immobile 2 s puis retrait 1 mm/s. 10 fois 10 s, 5 s entre chaque cycle. Rinçage final à l'eau stérile.	Élimination de la boue dentinaire au MEB au niveau des trois tiers de chaque dent	Laser + EDTA > Laser + peroxyde d'hydrogène et IPC
(Olivi et coll. 2014)	Incisives maxillaires, canines maxillaires et mandibulaires randomisées en 2 groupes expérimentaux n=10 et 2 témoins n=3 (positif avec inoculation bactérienne mais sans traitement et négatif sans inoculation) N=26	Oui : résine composite fluide	LAM 25-6 % Irrigation abondante NaOCl 5 % Stérilisation des échantillons Inoculation 10 μ l de suspension d' <i>E. Faecalis</i> , 5x10 ⁸ UFC Incubation 4 semaines à 37°C	PIPS : laser Er : YAG, 2940 nm, 20 mJ, 15 Hz, durée de pulsation 50 μ s, embout quartz PIPS 9 mm x 600 μ m, placé immobile au niveau de la cavité d'accès. Activation 3 ml NaOCl 5 % 2 fois 30 s avec temps de repos de 30 s, rinçage eau stérile 30 s puis activation EDTA 17 % 30 s IPC : avec aiguille 25 G placée au milieu du premier tiers, 3 ml NaOCl 5 % 2 fois 30 s, temps de repos 30 s, rinçage eau distillée 30 s et 3 ml EDTA 17 %, 30 s, 1 fois Prélèvements immédiats et à 48 h.	Réduction bactérienne évaluée par culture 48 h à 37°C, 5 % CO2 puis comptage des UFC et observations de la présence bactérienne au MEB	PIPS > IPC

<p>(Ordinola - Zapata et coll. 2014)</p>	<p>Morceaux de dentine bovine 2x2 mm, insérés dans une perforation à 3 mm de l'apex de racines d'incisives bovines</p> <p>Randomisation en 4 groupes expérimentaux et 1 groupe témoin</p> <p>N=50</p>	<p>Oui : silicone</p>	<p>Diamètre apical 1,30 mm avec forets Gates Glidden</p> <p>Irrigation 2 ml NaOCl 6 % avec aiguille à double fenêtres latérales, insérée à LT-2 mm, débit 1 ml par 10 s, repos 2 min, 2 fois</p> <p>Blocs de dentine exposés 72 h dans cavité orale de volontaires pour permettre accumulation de plaque et biofilm puis incubation 48 h à 37°C en conditions aérobiques</p>	<p>IPC : 1 ml NaOCl, débit 1 ml par 10 s avec aiguille à double fenêtres latérales à LT- 2 mm puis solution laissée 20 s au repos, 3 fois</p> <p>EndoActivator® : 1 ml NaOCl activé avec embout jaune (15-2 %) à 2 mm de l'apex, pendant 20 s, 3 fois</p> <p>IUP : activation 20 s avec insert Irrisafe™ 20-0 %, LT-2mm, puissance 4, 3 fois</p> <p>Laser : activation 1 ml NaOCl 20 s avec laser Er : YAG $\lambda=2940$ nm, embout quartz L 12 mm, \varnothing 400 μm, 20 mJ par pulsation, 0,30 W, 15 Hz, durée de pulsation 50 μs, fibre placée dans la partie coronaire de la cavité d'accès, 3 fois</p> <p>Groupe témoin : eau distillée</p>	<p>Évaluation des cellules bactériennes et biofilm restants sur les échantillons dentinaires MEB par deux évaluateurs à l'aveugle, 2 fois, à 4 semaines d'intervalle</p> <p>En cas de divergence entre les évaluateurs, score le plus élevé conservé</p>	<p>Activation laser > IUP > EndoActivator® et IPC > groupe témoin</p> <p>Pas de différence significative entre EndoActivator® et IPC</p>
<p>(Andrabi et coll. 2013)</p>	<p>Dents monoradiculées maxillaires ou mandibulaires (incisives, canines ou prémolaires) extraites dont apex mature, randomisées en 4 groupes expérimentaux (n=10) et 1 groupe témoin (n=10)</p> <p>N=50</p>	<p>Non spécifique</p>	<p>LAM 30-9 %</p> <p>NaOCl 3 % entre chaque instrument</p>	<p>AMD : 1 ml EDTA 17 % avec cône de GP calibré pendant 2 min (100 mouvements par minute soit 1.6 Hz) puis rinçage avec 4 ml d'EDTA 17 % pendant 1 min</p> <p>IPC : rinçage continu de 5 ml de solution EDTA pendant 3 min</p> <p>AMD 1 ml SmearClear™ avec cône de GP calibré pendant 2 min (1,6 Hz) puis rinçage avec 4 ml de SmearClear™ pendant 1 min</p> <p>IPC : rinçage continu de 5 ml de SmearClear™ pendant 3 min</p>	<p>Évaluation de l'élimination de la boue dentinaire au MEB par 2 observateurs indépendants</p>	<p>AMD (EDTA ou SmearClear™) > IPC, notamment dans le tiers apical</p>

(Bago et coll. 2013)	<p>Incisives mandibulaires et secondes prémolaires maxillaires, randomisées en 5 groupes expérimentaux n=20 et 1 groupe témoin positif n=10</p> <p>4 dents utilisées pour l'étude de la colonisation bactérienne par MEB</p> <p>N=120</p>	Oui : résine compo site	<p>LAM 30-9 %</p> <p>Irrigation 1 ml NaOCl 2,5 % avec aiguille 30 G, 1 ml EDTA 15 % 2 min, 1 ml NaOCl 2,5 %, 1 ml sérum physiologique</p> <p>10 µl biofilm de 24h d'<i>E. Faecalis</i> appliqués dans 114 échantillons puis incubés 7 j à 37°C, 100% humidité</p>	<p>IPC : 5ml NaOCl 2,5 %, 60 s avec aiguille 30 G à LT-2 mm</p> <p>EndoActivator® : 5 ml NaOCl 2,5 % pendant 30 s puis activation 30 s de cette solution avec embout rouge (25-4 %) à 10 000 cpm, placé à LT-2 mm, petits mouvements verticaux</p> <p>Laser diode HF : 3 fois 20 s avec 10 s d'intervalle, λ= 975 nm, puissance 2W, <i>time on</i> (faisceau laser opérant) 5 ms, <i>time off</i> (faisceau laser inopérant) 25 ms, diamètre fibre optique 320 µm, introduite à LT-1 mm et remontée coronairement</p> <p>Photoactivated disinfection (PAD) : bleu de toluidine 155 µg/µl agité avec une lime 15K puis laissé au repos 1 min, activation diode laser HF 660 nm, 100 mW, fibre 320 µm insérée à la LT et remontée avec mouvements spiralés apico-coronaires pendant 60 s</p> <p>PAD : chlorure de phénothiazine 10 mg/ml agité avec lime 15 puis laissée 2 min avant irradiation avec diode laser Helbo 660 nm, 100 mW, sonde 3D EndoProbe placée à la LT pendant 60 s</p>	<i>E. Faecalis</i> mis en évidence par PCR et action bactéricide évaluée en comptant les UFC	EndoActivator® et PAD > laser diode haute puissance et IPC
(Castagna et coll. 2013)	<p>Incisives latérales mandibulaires bovines</p> <p>Standardisation L=16 mm</p> <p>Randomisation en 2 groupes expérimentaux n=10</p>	Non spécifique	<p>Lime K 60</p> <p>2 ml NaOCl 2,5 % après chaque lime, aiguille 30 G insérée à LT-1 mm</p>	<p>IPC : 12 ml EDTA 17 % 3 min puis 5 ml NaOCl 2,5 %</p> <p>IUP : 4 ml EDTA 17 % activés avec insert ultrasonique D0 = 0,35 mm et D16 = 0,75, 40 kHz, 3 fois 30 s. Puis 5 ml NaOCl 2,5 %</p> <p>Groupe témoin : pas d'EDTA ni activation, 17 ml NaOCl</p>	Analyse de l'élimination des débris et de la boue dentinaire au MEB 3 mm en dessous de la limite cervicale et 3 mm au-dessus de la limite	<p>Débris : IUP > IPC pour portion cervicale mais pas de différence significative pour tiers médian et apical</p> <p>Boue dentinaire : pas de différence</p>

	et 1 groupe témoin n=5. N=25				apicale, par un examineur en aveugle	significative entre EDTA IPC et EDTA + PUI
(Mancini et coll. 2013)	Prémolaires mandibulaires monoradiculées randomisées en 2 groupes témoins n=10 et 3 groupes expérimentaux n= 15 N=65	Oui : colle	LAM 40-6 % Irrigation pendant instrumentation avec NaOCl 5,25 % puis 1 min avec EDTA 17 % et rinçage final NaOCl 5,25 %	Rinçage final avec 5 ml NaOCl 5,25% à 37°C, pas d'activation dans groupes témoin IUP : 1 min à LT-1, puissance 5 avec lime #15 K EndoActivator® : 1 min à LT-2 mm avec embout 15-2 % EndoVac™ : avec macro-canule (stop caoutchouc à 9 mm de l'extrémité de la canule) application NaOCl 5.25 % 30 s, 30 s pause, puis 3 cycles avec micro-canule 30 s d'application NaOCl 5.25 %, 30 s pause, 1 min application EDTA, 1 min pause, 1 min application NaOCl, pause 1 min	Évaluation de l'élimination de la boue dentinaire au MEB à 1, 3, 5 et 8 mm de l'apex	EndoVac™ et EndoActivator® ont de meilleurs résultats Seul le système EndoVac™ a permis une réduction significative de la boue dentinaire dans le dernier mm apical
(Spoorthy et coll. 2013)	Incisives centrales monoradiculées avec canal droit Randomisation en 4 groupes expérimentaux n=16 N=64	Oui : cire	LAM 40-6 % 3 ml NaOCl 5,25 %, 3 ml EDTA 17 %, 3 ml NaOCl 5,25 % avec aiguille 27 G Création de 2 canaux secondaires à 2, 4 et 6 mm de l'apex (soit 6 canaux par dent) Préparation solution de contraste à base d'encre indienne et NaOCl	Groupe 1 IPC : 1,5 ml solution de contraste avec aiguille 27 G à LT-2 mm, 30s Groupe 2 IUP : 1,5 ml de solution de contraste activée 30 s avec insert non travaillant Irrisafe™ 25 placé à LT-1 mm, puissance 5 Groupe 3 Irrigation à pression apicale négative (ANP) Endovac™ : 1,5 ml de solution de contraste délivrée avec embout- maître et micro-canule introduite passivement à la LT 30s avec mouvements verticaux Groupe 4 association ANP et IUP : protocole groupe 3 puis activation ultrasonique 30s d'1,5 ml de solution	Échantillons photographiés Évaluation de la pénétration de la solution de contraste dans les canaux latéraux et à la LT par deux évaluateurs à l'aveugle	À la LT : ANP et ANP + IUP > IPC et IUP À 6 mm : IUP et ANP + IUP > IPC et ANP À 2 et 4 mm : ANP + IUP > IUP > ANP L'irrigation conventionnelle n'a pas permis la pénétration de la solution dans les canaux secondaires

(Castelo-Baz et coll. 2012)	<p>Incisives centrales ou latérales maxillaires monocanaliaires</p> <p>Standardisation L=16 mm</p> <p>3 groupes n=20</p> <p>N=60</p>	Oui : cire	<p>LAM 30-9 %</p> <p>Irrigation 3 ml NaOCl 5 % à 50°C après chaque instrument, rinçage 3 ml EDTA 10 % 3 min puis 3 min NaOCl 5 %</p> <p>Création de 2 canaux secondaires à 2, 4 et 6 mm de l'apex (soit 360 canaux créés)</p> <p>Préparation solution de contraste NaOCl et encre de chine</p>	<p>Groupe témoin IPC : 6 ml solution de contraste avec aiguille 30 G à LT-2 mm, 1 min</p> <p>IUP intermittente : activation 2 ml solution avec insert ISO 15 à LT-1 mm, puissance 6, 1 min, 3 fois</p> <p>IUP continue : 6 ml de solution, irrigation continue 6 ml/min, insert à maximum 75% de la LT, puissance 6, 1 min</p>	<p>Pénétration de l'irrigant dans le tiers apical du canal principal et dans les canaux secondaires</p> <p>Microscope opératoire dentaire</p> <p>1 examinateur à l'aveugle</p>	<p>Tiers apical : IUP intermittente et IUP continue (pas de différence significative) > IPC</p> <p>Canaux latéraux : IUP continue > IUP intermittente > IC</p>
(Cheng et coll. 2012)	<p>Dents avec canal droit extraites</p> <p>L=12 mm</p> <p>Randomisation en 5 groupes expérimentaux et 2 groupes témoins n=30 dont 20 dents traitées et 10 observées au MEB</p> <p>N=220</p>	Non spécifique	<p>Fraise boule ISO 0.23</p> <p>Irrigation NaOCl 0,5 % puis après instrumentation, NaOCl 5,25 % et EDTA 17 % 4 min</p> <p>Incubation d'<i>E. faecalis</i> 2 fois 24h à 37°C, 10⁸ cellules/ml</p> <p>Inoculation dans les échantillons, incubation 4 semaines à 37°C en condition anaérobique</p>	<p>Laser Nd : YAG 1064 nm, 15 Hz, 1,5W, diamètre fibre optique 200 µm, insérée à LT-1 mm, activation 4 fois 4 s avec un intervalle de 15 s</p> <p>Laser Er : YAG + NaOCl 5,25 % + sérum physiologique + eau distillée</p> <p>Laser Er : YAG + sérum physiologique + eau distillée. Irrigation avec NaOCl 5,25 % puis sérum physiologique 0,9% puis eau distillée, chacune irradiée 20 s, avec un intervalle de 15 s avec laser Er : YAG λ=2780 nm, fréquence de 15 Hz, puissance 0,3 W, fibre optique de diamètre 300 µm, insérée au niveau des entrées canalaires</p> <p>Laser Er, Cr : YSGG 2780 nm, 20 Hz, 1W, diamètre 415 µm, à LT -1 mm, retiré à une vitesse de 1 mm/seconde, intervalles 15 s, 4 fois</p>	<p>Effet bactéricide</p> <p>Culture 24h à 37°C en condition anaérobique et comptage des UFC</p> <p>Observations MEB</p>	<p>Laser Er : YAG + NaOCl (réduction de 100 % des bactéries jusqu'à 200 µm de profondeur, à l'intérieur des tubuli dentinaires) > IPC avec NaOCl et autres groupes Lasers > groupe témoin négatif</p>

				<p><i>Photodynamic therapy (PDT)</i> : diode laser avec photosensibiliseur (PS) bleu de méthylène 0,01 mg/ml laissé 60 s puis irradié avec LED 60 s à 0,2 W, diamètre 2 mm insérée à LT-3 mm</p> <p>Témoign positif IPC : 5 ml de NaOCl 5,25 % 60 s, appliqués avec aiguille 27 G à fenêtre d'éjection latérale</p> <p>Témoign négatif IPC avec sérum physiologique</p>		
(Gregorio et coll. 2012)	<p>Canines mandibulaires randomisées en 4 groupes expérimentaux n=15 et 2 groupes témoins (positif et négatif) n=5</p> <p>N=70</p>	Oui : cire	<p>Instrumentation 5 min avec système SAF puis 35 K-Flexofile</p> <p>Irrigation NaOCl 5,25 % débit 5 ml/min 3 min (15 ml) puis EDTA 17 % pendant 1 min (5 ml) puis NaOCl 5,25 % 1 min (5ml)</p> <p>Canaux simulés à 2, 4,5 et 6 mm de la LT</p>	<p>IPC : aiguille 30 G à fenêtre latérale à LT-2mm pendant 30 s</p> <p>SAF sans mouvements verticaux, introduit à la LT, activation 5000 cpm pendant 30 s</p> <p>SAF avec mouvements verticaux de 3 à 5 mm d'amplitude pendant 30 s</p> <p>ANP EndoVac™ : avec micro-canule insérée à la LT, 30 s</p>	<p>Pénétration de l'irrigant dans le canal principal et les canaux secondaires simulés</p> <p>Observation au microscope opératoire dentaire (OPMI Pico Mora Dental Microscope)</p>	<p>Seule l'irrigation ANP permet une irrigation sur toute la LT</p> <p>SAF avec mouvements > SAF sans mouvements</p> <p>Aucun groupe n'a permis une irrigation totale des canaux secondaires</p>
(Malki et coll. 2012)	<p>Racines non courbées de canines maxillaires</p> <p>15 échantillons par groupe + un groupe témoin sans activation</p> <p>N=15</p>	Oui : incrustées dans de la résine	<p>LT 15 mm, 35-4 %</p> <p>Rinçage entre chaque instrument avec 1 ml de NaOCl 2 % avec aiguille 30 G</p> <p>Application de débris dentinaires via des perforations à 0.5, 2, 4 et 6 mm de la LT</p>	<p>Irrigation avec 2 ml de NaOCl 2% délivrée avec aiguille 30G placée à 1 mm de la longueur de travail</p> <p>IUP : embout mousse de longueur 21 mm, diamètre 20, conicité 00, puissance bleue 5, fréquence 30 kHz pendant 10 s. L'étude a été réalisée avec l'insert introduit à différentes longueurs : LT – 1, 2, 3, 4, 5, 6. Irrigation finale 2 ml puis séchage pointes de papier.</p>	<p>Élimination des débris avec microscope stéréoscopique et photographies digitales par 2 dentistes indépendants, calibrés, en aveugle.</p> <p>Séquence des</p>	<p>IUP > groupe témoin, sans activation</p> <p>Groupes avec insert à LT-1 et 2 mm sont les plus efficaces.</p> <p>Le nettoyage est efficace jusqu'à 3 mm au-delà de</p>

				Groupes témoins : sans activation	images randomisée	l'insert
(Munoz et Camacho -Cuadra 2012)	Racines mésiales de premières ou deuxièmes molaires mandibulaires vitales avec une courbure d'au moins 25° randomisées en 3 groupes n=10	Oui : étude <i>In vivo</i>	35-4 % Irrigation 2 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument, aiguille 27 G	IPC : aiguille Monoject™ 27 G à fenêtre d'éjection latérale, placée à LT-2mm, 2 ml NaOCl 5,25 % puis 1 ml solution radio-opaque IUP Irrisafe™ : même protocole mais avec activation de l'irrigant 30 s avec insert #20/25 placé à la LT et avec mouvements de pompage ANP EndoVac™ : 2 ml NaOCl 5,25 % avec embout maître et macro-canule placée au niveau des tiers médians et cervicaux puis 1 ml de solution radio-opaque 30 s avec micro-canule placée à la LT	Pénétration de l'irrigant sur toute la LT évaluée à l'aide de radiographies avec technique parallèle et logiciel d'édition d'images	IUP et ANP > IPC
(Palazzi et coll. 2012)	Dents monocanaliaires divisées en 3 groupes expérimentaux n=20 et 2 groupes témoins n=10 N=80	Oui : colle	40-4 % Irrigation 2 ml NaOCl entre chaque instrument	EndoVac™ : 30 s macro-irrigation 10 ml NaOCl 5,25 %, mouvements verticaux de la macro-canule jusqu'à LT-4 mm, repos 60 s puis 3 cycles de micro-irrigation (NaOCl 5,25 %, EDTA 17 % et NaOCl 5,25 %) avec micro-canule à la LT pendant 6 s puis LT-2 mm 6 s, répété pendant 30 s, 60 s repos EndoVac™ sans mouvements coronapicaux : même protocole mais canule immobile IPC : 10 ml NaOCl 5,25 % 30 s, repos 60 s puis 3 cycles (NaOCl 5,25 %, EDTA 17 %, NaOCl 5,25 %), aiguille insérée à la LT et mouvements verticaux de 2 mm d'amplitude toutes les 6 s pendant 30 s	Élimination de la boue dentinaire sur les trois tiers canaliaires évaluée par observations au MEB	Endovac™ avec le protocole modifié > IPC et Endovac™ avec le protocole fabricant

(Pedulla et coll. 2012)	<p>Dents monoradiculées</p> <p>4 groupes expérimentaux n=32 et 2 groupes témoins, négatif (pas d'inoculation bactérienne) et positif (inoculation mais pas de traitement), n=10 chacun</p> <p>N=146</p>	<p>Oui : ciment univer sel super-EBA</p>	<p>LAM 25-6 %</p> <p>Irrigation abondante NaOCl 5 % et RC-Prep® (lubrifiant et reperméabilisant canalaire) utilisé avec chaque lime, EDTA 17 % 3 min et 3 ml NaOCl 5 %</p> <p><i>E. faecalis</i> incubées 24h puis inoculation de 10 µl (1,5 x 10⁸ UFC/ml), incubation 15 j à 37°C condition anaérobique</p>	<p>Groupe A : eau bidistillée + laser 30 s.</p> <p>Groupe B NaOCl 5 % + laser Er : YAG, 2940 nm, 20 mJ par pulsation, 15 Hz, 50 µs de durée de pulsation, fibre quartz 12 mm et 400µm, activation 30 s, placée au niveau du réservoir coronaire</p> <p>Groupe C eau bidistillée pendant 30 s</p> <p>Groupe D : NaOCl 5 % pendant 30 s 3 ml d'irrigant avec aiguille 30 G insérée le plus apicalement possible sans contrainte</p>	<p>Évaluation de l'effet antibactérien par culture 48h puis comptage des UFC</p>	<p>Pas de différence significative entre NaOCl et NaOCl + laser</p> <p>NaOCl avec ou sans activation laser > eau bidistillée + laser > eau bidistillée</p>
(Seet et coll. 2012)	<p>Dents monoradiculées L=15 mm</p> <p>N=58</p>	<p>Oui : Cavit et vernis</p>	<p>Préparation 40-6 %</p> <p>Pendant instrumentation, 20 ml d'EDTA 17 %, appliqués avec une aiguille 27 G, solution laissée 1 min à la fin</p> <p>Stérilisation par irradiation gamma</p> <p>Biofilm de 24h d'<i>E. Faecalis</i></p>	<p>IPC : 5 ml solution sérum physiologique 0,9%, 60 s, 2 mm de l'apex</p> <p>EndoActivator® : 5 ml solution sérum physiologique 0,9% 5 s, activation 10 s, 4 fois (temps total 60 s)</p> <p>Laser : 5 ml solution sérum physiologique 0,9% 10 s, activation 5 s, 4 fois (temps total 60 s)</p> <p>IPC : 5 ml NaOCl 4 % laissée 60 s, 2 mm de l'apex</p> <p>EndoActivator® : 5 ml solution NaOCl 4 % 5 s, activation 10 s, 4 fois (temps total 60 s)</p> <p>Laser : 5 ml solution NaOCl 4 % 10 s, activation 5 s, 4 fois (temps total 60 s)</p> <p>EndoActivator® : Embout polymère 30-4 %, puissance maximale (166 Hz)</p>	<p>Évaluation de l'éradication d'<i>E. faecalis</i></p> <p>Analyse des bactéries présentes sur la surface radiculaire au MEB</p> <p>Utilisation de 30 racines pour l'analyse</p>	<p>NaOCl > sérum physiologique. Toutefois, une quantité significative de bactéries reste présente dans les tubuli dentinaires. Laser > activation sonique > IPC</p>

				<p>Laser : Er, Cr : YSGG, embout 17 mm, 52°, inséré à 4 mm et retiré progressivement pendant l'activation, puissance 0,25 W, 20 Hz, spray air 10%, spray eau désactivé</p>		
(DiVito 2011)	<p>Prémolaires randomisées en 3 groupes expérimentaux de n=12 et 1 groupe témoin de n=14</p> <p>N=50</p>		<p>Préparation canalair : n=25 avec lime K 30 et n=25 avec rotation continue 30-6 %</p> <p>Irrigation 2 ml EDTA et peroxyde de carbamide, 2 ml NaOCl 5,5 %, 2 ml EDTA 17 % avec aiguille 27 G et deux fois 30 secondes d'irrigation avec du sérum physiologique</p>	<p>1) Irradiation laser de sérum physiologique 20 s, canal humide</p> <p>2) Irradiation laser EDTA 17 % 20 s, canal humide</p> <p>3) Irradiation laser EDTA 17 % 40 s, canal humide</p> <p>Groupe témoin : sérum physiologique 60 s, pas d'activation laser.</p> <p>Laser : irrigation continue 2 ml sur embout laser, partie coronaire, aiguille 25 G. Laser 2940 nm, embout 14 mm de long, 400µm de diamètre (conique et dénudée), 10 Hz, 20 mJ, pulsation 50 µs, embout placé immobile au-dessus des entrées canalaires</p>	<p>Élimination de la boue dentinaire et débridement canalair</p> <p>Évaluation au MEB du tiers apical, microscope électronique à émission de champs</p> <p>Élévation de la température</p>	<p>Mesures température : augmentation de 1,2°C pour les groupes 1 et 2. Augmentation de 1,5°C pour le groupe 3.</p> <p>Laser + EDTA 17% > Laser + sérum physiologique et groupe témoin</p>
(Kanter et coll. 2011)	<p>Canines maxillaires, divisées en 3 groupes de n=25</p> <p>N=75</p>	Non spécifique	<p>40-6 %</p> <p>1 ml NaOCl 6,15 % entre chaque lime avec aiguille 28 G à LT-1 mm</p>	<p>Activation sonore EndoActivator® : 1 ml NaOCl activé 60 s, mouvements verticaux de 2 à 3 mm, répété 1 fois avec solution EDTA 17 %</p> <p>IUP : 1 ml NaOCl 6,15 % activé 60 s, puissance 6, insert K 15/21 mm à LT-1 mm, répété 1 fois avec EDTA 17 %</p> <p>Groupe témoin (pas d'activation)</p> <p>Obturation de 15 dents par groupe</p>	<p>Évaluation des débris et de la boue dentinaire au MEB, à 3 et 5 mm de l'apex</p> <p>Analyse de l'obturation des canaux secondaires et accessoires par deux examinateurs au microscope opératoire</p>	<p>Activation sonore > IUP et IPC</p>

(Peters et coll. 2011)	Prémolaires mandibulaires L=14 mm Randomisation en 3 groupes expérimentaux n=20 et 2 groupes témoins n=10 (contaminé et stérile) N=70	Racines insérées dans bloc silicone	20-7 % Aiguille 30 G, NaOCl 6 %, EDTA 17 % 1 min, NaOCl 6 % 1 min, EDTA 17 % 2 min Flore buccale de 6 à 8 j (20 dispositifs intra-buccaux) puis incubation 15 j supplémentaires	IPC : aiguille 30 G insérée au plus près de la LT sans contrainte. Injection 5 ml NaOCl 6 % 30 s puis laissé 30 s au repos IUP : même protocole mais avec activation 30 s, insert non travaillant à LT-1 mm, puissance 5/10 Laser : activation 30 s avec laser Er : YAG, $\lambda = 2940$ nm, 10 Hz, 50 mJ, fibre 21 mm, diamètre 400 μ m, embout placé dans le réservoir coronaire	Réduction bactérienne à LT-4 et LT-1 mm Analyse histologique de photographies d'observations au microscope	Laser > IPC et IUP à LT-1 mm
(Saber et Hashem 2011)	Prémolaires mandibulaires monoradiculées avec canal droit, divisées en 4 groupes n=10 N=40	Oui : colle	LAM 40-6 % 1 ml NaOCl 2,5 % entre chaque instrument	IPC : 5 ml NaOCl 2,5 %, 5 ml EDTA 17 %, aiguille 30 G insérés le plus apicalement possible sans contrainte ANP EndoVac™ : 2 micro-irrigations NaOCl 2,5 % et EDTA 17 % AMD avec cône de GP 40-6 % : solution NaOCl 2,5 % activée 1 min et EDTA 17 % activée 1 min, 100 mouvements par min pendant 30 s, 2 fois. Irrigation totale 5 ml (2 x 2,5 ml) IUP : 2,5 ml NaOCl 2,5 % et 2,5 ml EDTA 17 % activés chacun 1 min avec insert non travaillant #25/0.00 à LT-1 mm, puissance 5, 30 sec. 2 fois par irrigant soit un total de 5 ml de chaque. Rinçage final 5 ml eau distillée.	Élimination de la boue dentinaire évaluée au MEB	ANP et AMD > IUP et IPC
(Bronnec et coll. 2010)	Premières et deuxièmes molaires mandibulaires extraites, avec racines divergentes et apex matures	Oui : cire	LAM 20-7 % puis expérience répétée avec LAM 30-9 % 1 ml NaOCl 3 % entre chaque instrument	AMD : 0,5 ml diatrizoate de sodium (Hypaque™ sodium 50%) activé avec cône de GP inséré à la LT, 3 va-et vient de 5 mm d'amplitude IPC : irrigation 1 ou 3 ml NaOCl 3 % avec	Pénétration de l'irrigant dans le canal Soustraction digitale des	AMD > IPC Dans IPC, profondeur d'insertion de l'aiguille = majeur

	(utilisation du canal mésio-lingual uniquement) N=30			aiguille Monoject 27 G ou NaviTip 30 G ouverture apicale , insérée à LT - 3 ou - 6 mm , débit 12 ml/min. Rinçage final 0,5 ml NaOCl	radiographies pré- et post-opératoires, en aveugle (code attribué à chaque image)	facteur, influencé par préparation canalaire Volume irrigant influence le renouvellement de la solution
(Caron et coll. 2010)	Racines mésiales molaires mandibulaires avec deux canaux distincts, randomisées en 4 groupes expérimentaux (n=10) et 2 groupes témoins (n=5) N=50	Oui : cire	20 à 30-10 % Irrigation passive 0,5 ml NaOCl 3 % avec aiguille 27 G entre chaque instrument, insérée le plus apicalement possible sans contrainte	IPC : 1 ml EDTA 17 % laissé 1 min puis 3 ml NaOCl 3 % 30 s AMD : activation manuelle avec cône de GP à la LT, 100 va-et-vient par min, 1 ml EDTA 17 % 1 minute, puis 3 ml NaOCl 3 % 30 s RinsEndo : activation 1 ml EDTA 17 % 1 min puis 3 ml NaOCl 3 % 30 s EndoActivator® : activation 1 ml EDTA avec embout rouge (25-4 %) ou bleu (35-4 %), 10 Hz, 1 min puis 3 ml NaOCl 3 % 30 s Rinçage final 3ml sérum physiologique	Élimination de la boue dentinaire MEB 2 évaluateurs indépendants (évaluant tous les deux l'ensemble des échantillons. En cas de divergence, le plus petit score est retenu)	Tiers médian et apical : EndoActivator® > AMD > Rinsendo > IPC Un instrument avec une conicité adaptée à celle du canal est plus efficace (Cône de gutta percha et EndoActivator®)
(de Gregorio et coll. 2010)	Dents monoradiculées, monocanalaies. Standardisation L=16 mm Randomisation en 4 groupes expérimentaux et 1 groupe témoin, n=20 N=100	Oui : cire	LAM 40-6 % 1,5 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument puis 3 ml NaOCl, 3 ml EDTA 17 %, 3ml NaOCl, aiguille 30 G à LT-2 mm, débit 3 ml/ min Création de 2 canaux secondaires à 2, 4.5 et 6 mm de l'apex (soit 6 canaux par dent)	Application d'1,5 ml de solution de contraste EndoActivator® : activation sonore 10 000 cpm, 30 s avec embout bleu 35-4 % à la LT IUP : Insert Irrisafe™ ISO 20 à LT, 30 s, puissance 3 F-File : pièce à main basse vitesse 600 tr/min, embout plastique ISO 20-4 % introduit à la LT, activation 30s ANP : embout-maître délivre solution et	Évaluation au microscope opératoire dentaire par un examinateur à l'aveugle de la pénétration de la solution à la LT et dans les canaux secondaires	LT : La solution d'irrigation atteint la LT dans 100% des échantillons du groupe ANP > IPC, F-File, IUP EndoActivator® Canaux secondaires : IUP > ANP, F- File et EndoActivator® > IPC

			Préparation d'une solution de contraste à base de NaOCl et de révélateur de caries	micro-canule insérée passivement à la LT, 30 s IPC (témoin) : irrigation 30 s aiguille 30 G à LT-2 mm		
(Harrison et coll. 2010)	Racines avec un seul canal droit (prémolaires et racine distale molaires mandibulaires, racine palatine molaires maxillaires) L=11 à 13 mm, non standardisée Randomisation 1 groupe (n=25) avant préparation chimio-mécanique et 3 groupes (n=35) après N=130		LAM 30-9 % Irrigation 1 ml NaOCl 1 % entre chaque instrument (total 7 ml), 1 ml EDTA 15 % pendant 3 min, rinçage 1ml NaOCl 1 % Aiguille 25 G insérée aux deux tiers de la longueur de la racine Biofilm d' <i>E. faecalis</i> Incubation 4 semaines	Groupe 1 : préparation canalair seule Groupe 2 IUP : activation ultrasonique 1 min de NaOCl 1 %, puissance 4, avec mouvements va-et-vient, jusqu'aux deux tiers de la racine Groupe 3 : préparation canalair avec mise en place d'hydroxyde de calcium pendant 7 jours	Élimination de la charge bactérienne au niveau des trois tiers radiculaires MEB ou microscope optique et images digitales	Pas de différence significative entre IUP et CaOH 7 jours, dans les trois tiers radiculaires IUP et CaOH > groupe avec préparation chimio-mécanique seule
(Miller et Baumgartner 2010)	Dents monocanalaies randomisées en groupes expérimentaux (avec n= 25 paires de dents) et groupe témoin (n=6)	Non spécifié	35-6 % à 50-6 % 1 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument, rinçage final 30 s, repos 60 s Biofilm de 24h d' <i>E. faecalis</i> , inoculé et mis en culture 6 semaines, 37°C, sous conditions aérobiques	EndoVac™ : 3 cycles de micro-irrigation NaOCl 5,25 %, EDTA 15 % puis NaOCl 5,25 %, canule à la LT, 6 s puis LT-2 pendant 6 s, répété 30 s, repos 60 s IPC : aiguille 30G, LT-2 mm, mouvements verticaux d'amplitude 2 mm NaOCl 5,25 % 30 s puis repos 60 s, répété avec EDTA 15 % puis de nouveau NaOCl 5,25%	Élimination d' <i>E. faecalis</i> dans les 5 mm apicaux par détermination des UFC	Pas de différence statistiquement significative entre une IPC et une irrigation avec le système EndoVac™

(Parente et coll. 2010)	Dents divisées en 4 groupes randomisés de n=10 Comparaison de systèmes clos et ouverts N= 40	Oui : colle / non	LAM 40-6 %, Irrigation 1 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument	EndoVac™ : irrigation NaOCl 5,25 % pendant 30 s avec macro-canule puis 3 cycles d'irrigation avec la micro-canule placée à la LT 1) 30 s NaOCl, 30 s rinçage, 2) 1 min EDTA 17 %, 1 min rinçage, 3) 1 min NaOCl 5,25 %, 1 min rinçage AMD : cône GP 40-6 % à la LT, rythme d'environ 100 va-et-vient par minute, aiguille 30 G, insérée à LT- 4 mm Activation NaOCl 5,25 % 1 min, rinçage 1 min, activation EDTA 1 min, rinçage 1 min, activation NaOCl 1 min, rinçage 1 min	Évaluation élimination des débris et boue dentinaire par MEB Mesure de la quantité de solution extrudée au-delà de l'apex	Système clos : EndoVac™ > AMD Système ouvert : Endovac™ = AMD mais moins de solution extrudée avec EndoVac™ Pas de différence significative entre système clos et système ouvert pour EndoVac™
(Shen et coll. 2010)	Disques d'hydroxyapatite N=24		Disques d'hydroxyapatite avec 0,2 ml de plaque sous gingivale contenant minimum $3,2 \cdot 10^7$ UFC/ml, incubés 21 jours à 37°C en conditions anaérobiques	Immersion des disques dans 2 ml de digluconate de chlorhexidine 2 % (CHX) ou gluconate de chlorhexidine avec agents mouillants (CHX-plus), pendant 1 à 3 min Embout ultrasonique ou sonique (35-4 %) placé 5 mm au-dessus du biofilm immergé dans la solution, puissance moyenne Disques dans sérum physiologique utilisés comme groupe témoin	Effet antibactérien Analyse des bactéries mortes et vivantes au microscope confocal à balayage laser (fluorescence rouge et verte)	CHX activée > CHX passive Efficacité 3 min d'exposition > 1 min Groupe CHX : sonique > ultrasonique Groupe CHX-Plus : sonique = ultrasonique > CHX et témoin
(Al - Jadaa et coll. 2009)	Blocs de résine époxy standardisés avec canaux accessoires à 1 et 9 mm de l'apex, remplis de pulpe bovine, n=6	Non	35-6 % L 25 mm	IUP : activation 5 fois 1 min de NaOCl 2,5 % à température ambiante et à 68-69°C Renouvellement de la solution chaque minute, 1 ml appliqué avec aiguille 30 G à la LT Activation puissance $\frac{1}{4}$ de la puissance maximale, lime 15K, mouvements de va-et-vient 10 mm par sec à LT -0,5 mm	Analyse de photographies digitales pour évaluer l'élimination de la pulpe au niveau des canaux accessoires	IUP améliore l'élimination du tissu pulpaire, indépendamment de la température de la solution, de l'emplacement et de l'angulation des canaux

				IPC (témoin) : NaOCl chauffée pour simuler l'élévation de température due aux US	simulés	accessoires. IUP augmente température de NaOCl et atteint environ 53,5 °C après 5 min
(Brito et coll. 2009)	Canines monocanales randomisées en 3 groupes expérimentaux (n=20) et 1 groupe témoin (n=6) 4 dents pour observer la colonisation bactérienne N=70	Oui : résine	Groupes 1 et 2 : 40-6 % 2 ml NaOCl 2,5 % 30 s, 2 ml NaOCl entre chaque instrument, puis rinçage 60 s passif, aiguille 30 G à LT-3 Groupe 3 : 6 ml NaOCl 2,5 % avec l'embout-maître du système EndoVac™, 6 ml NaOCl entre chaque instrument, macro-irrigation 6 ml NaOCl mouvements verticaux de la macro-canule jusqu'à LT-4 mm pendant 30 s, repos 60 s Biofilm de 24 h d' <i>E. faecalis</i> introduit dans échantillons et incubation 7 j, 37°C, 100% humidité	Groupe 1 IPC : 2,5 ml NaOCl 2,5 %, 5 ml EDTA 17 %, 2,5 ml NaOCl 2,5 % avec aiguille 30 G à LT-3 mm Groupe 2 activation sonore EndoActivator® : 5 ml EDTA 17 % activés avec embout bleu 35-4 % placé à LT-2 mm, 10 000 cpm pendant 60 s, 5 ml NaOCl 2,5 % activés 30 s Total de 20 ml d'irrigant dans les deux groupes Groupe 3 ANP : 3 cycles (6 ml NaOCl 2,5 %, 5 ml EDTA 17 %, 6 ml NaOCl 2,5 %) micro-canule à LT-2 mm, 6 s puis amenée à la LT, 6 s. Mouvements verticaux exercés pendant 30 s Volume total d'irrigant 43 ml Groupe témoin : avec sérum physiologique	Élimination d' <i>E. Faecalis</i> Détermination des UFC après incubation 48h à 37°C et observation des parois dentinaires au MEB	Groupes expérimentaux > groupe témoin mais pas de différence significative entre ces 3 groupes Aucune supériorité antibactérienne de IPC, activation sonore ou ANP n'est démontrée
(de Gregorio et coll. 2009)	Dents monoradiculées, création de 2 canaux secondaires à 2, 4.5 et 6 mm de la LT sur chaque dent (soit	Echantillons insérés dans du silicone	LAM 25-8 % 1,5 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument puis 3 ml NaOCl 5,25 % + 3 ml	1,5 ml de solution de contraste avec aiguille 27 G à LT-2 mm Activation sonore EndoActivator® groupes 1 (NaOCl) et 3 (NaOCl + EDTA) : 10 000 cycles par minute, embout bleu 35-	Observations de la pénétration de la solution d'irrigation dans les canaux simulés à 2, 4.5	À 4,5 et 2 mm de la LT : activation sonore et ultrasonique (pas de différence significative entre

	480 canaux simulés) Randomisation en 4 groupes expérimentaux (n=20) et 2 groupes témoins N=80	e	EDTA 17 % uniquement pour groupes 3 et 4 Total de 9 ml de NaOCl pour chaque groupe et 3 ml EDTA pour les groupes 3 et 4 Aiguille 27 G à LT-2 mm	4 % inséré à LT -2 mm, 1 min Activation ultrasonique groupes 2 (NaOCl) et 4 (NaOCl et EDTA) : insert ISO 10 placé à LT-2 mm, activation puissance 3, 3 fois 20 s Groupes 1 et 3 avant activation utilisés comme groupes témoins	et 6 mm de la LT Microscope opératoire dentaire et radiographies	ces deux systèmes) > IPC À LT-6 mm : différence non significative entre les deux systèmes d'activation et IPC
(Groot et coll. 2009)	Canines maxillaires L=15 mm 3 groupes n=20	Non spécifique	35-6 % Création d'une rainure entre 2 et 6 mm de l'apex et introduction de débris dentinaires standardisés	Activation 20 s, LT- 1 mm, mouvements verticaux lents de 4 mm, temps total d'irrigation 50 s et volume total d'irrigant 4 ml IPC : 4 ml NaOCl 2 % avec aiguille 30 G IPU : NaOCl 2 % activé avec insert Irrisafe™ non travaillant 20, puissance 4 (bleu), 30 KHz, amplitude 30 µm Laser : fibre optique de diamètre externe 280 µm, L 30 mm, énergie de pulsation 100 mJ, λ = 2,94 µm	Évaluation de l'élimination des débris dentinaires avec un microscope à appareil photo digital, par trois dentistes indépendants et en aveugle	Laser > IUP > IPC
(Kuah et coll. 2009)	Prémolaires monocanalaire avec courbure inférieure à 30° Standardisation L=12 mm Randomisation 7 groupes de 15 échantillons N=105	Non spécifique	LAM 40-4 % 1 ml NaOCl 1 % entre chaque instrument avec aiguille 27 G	Groupe 1 témoin : activation ultrasonique sérum physiologique Groupe 2 IPC : 5 ml NaOCl 1 % 3 min puis de nouveau 5 ml NaOCl Groupe 3 : 5 ml NaOCl 1 % 3 min avec activation ultrasonique lime #15K à LT-1 mm, puissance 2 puis 5 ml NaOCl Groupe 4 IPC : 5 ml EDTA 17 % 3 min puis 5 ml NaOCl 1 % Groupe 5 : 5 ml EDTA 17 % 3 min avec	Élimination des débris et de la boue dentinaire à 2 et 6 mm de l'apex MEB Deux examinateurs à l'aveugle	L'activation ultrasonique d'une solution d'EDTA (17%) > groupes sans EDTA ou sans activation Pas de différence significative entre 1 et 3 minutes

				<p>activation ultrasonique puis 5 ml NaOCl 1 %</p> <p>Groupe 6 IPC : 5 ml EDTA 17 % 1 min et 5 ml NaOCl 1 %</p> <p>Groupe 7 : 5 ml EDTA 17 % 1 min avec activation ultrasonique et 5 ml NaOCl 1 %</p>		
(Hauser et coll. 2007)	<p>Dents antérieures maxillaires, prémolaires monocanaliaires, racines palatines molaires maxillaires</p> <p>3 groupes n=15</p> <p>N=45</p>	Non spécifique	<p>LAM 30-2 %</p> <p>5 ml NaOCl après chaque instrument</p>	<p>Rinçage final avec NaOCl 2 % + colorant. Test effectué par un seul opérateur</p> <p>Irrigation passive : solution laissée 3 min dans le système canalaire</p> <p>IPC : aiguille Ø 0,5 x 25 mm, 5 ml par minute</p> <p>RinsEndo 65 µL de solution à fréquence 1,6 Hz, 100 cycles pression-aspiration par min, volume 6,2 ml par min, seringue 5 ml + canule Ø 0,45 x 12 mm</p>	<p>Profondeur de pénétration de l'irrigant au sein des tubuli dentinaires mesurée avec stéréomicroscope</p> <p>Extrusion de la solution évaluée avec photographies</p>	<p>RinsEndo > IPC mais hydrodynamique RinsEndo entraîne 80 % d'extrusion, contre 13% pour l'IPC</p>
(Nielsen et Craig Baumgartner 2007)	<p>Incisives, canines ou prémolaires avec une ou deux racine(s)</p> <p>N=21 paires de racines (19 dents)</p> <p>Groupe témoin n=5 dents</p>	Non spécifique	<p>ProFile Series 29-4 et 6 % (ISO 36)</p> <p>Irrigation EndoVac™ NaOCl 5,25 %, renouvellement 1 ml de solution entre chaque instrument puis irrigation finale 30 s, laissée au repos 60 s</p> <p>IPC 1 ml NaOCl 5,25 % entre chaque instrument, 30 s d'irrigation avec aiguille 30 G, laissée 60 s au repos</p>	<p>EndoVac™ : 3 cycles (NaOCl 5,25 %, EDTA 15 %, NaOCl 5,25 %) de micro-irrigation avec micro-canule à la LT pendant 6 s puis LT-2 pendant 6 s répétés pendant 30 s, repos canal rempli 60 s</p> <p>IPC : aiguille 30 G 1 ml NaOCl 5,25 % à LT-2 mm mouvements corono-apicaux de 2 mm d'amplitude, 30 s, laissée au repos 60 sec puis action répétée avec EDTA et de nouveau NaOCl</p>	<p>Élimination des débris évaluée au microscope optique et à partir de photographies étudiées avec le logiciel Scion Image</p>	<p>À LT-1 mm : EndoVac™ > à IPC</p> <p>À LT-3mm : pas de différence significative</p> <p>Quantité d'irrigant délivrée significativement supérieure dans le groupe EndoVac™</p>

(Van der Sluis et coll. 2006)	Canines maxillaires et mandibulaires 4 groupes n= 15	Non spécifique	20-10 % Irrigation 2 ml NaOCl 2 % entre chaque instrument, avec aiguille 27 G à LT-1 mm, total de 30 ml Rainure dans la paroi canalaire réalisée entre 2 et 6 mm de l'apex pour simuler un canal non instrumenté, et rempli de débris dentinaires mélangés à NaOCl 2%, standardisés	Groupe 1 IUP continue : 50 ml NaOCl 2 % 3 min Groupe 2 IUP intermittente : irrigation avec seringue-aiguille 2 ml NaOCl 2 % toutes les 30 s (total 12 ml) Groupe 3 IUP intermittente : même protocole 2 mais toutes les min, total solution 6 ml Groupe 4 IUP continue : même protocole 1 mais avec de l'eau comme irrigant Insert embout non travaillant L=21 mm, $\varnothing=0.15$ et conicité 2 %, inséré à la LT, vitesse 4, 30 kHz, (amplitude 20-30 μ m)	Évaluation de l'élimination des débris dentinaires dans des extensions canalaires Analyse des photographies par logiciel informatique Évaluation par trois dentistes calibrés	IUP continue = IUP intermittente IUP + NaOCl > IUP + eau mais pas de différence significative entre les groupes 1, 2 et 3
(Spoleti et coll. 2003)	Incisives maxillaires, canines maxillaires et molaires maxillaires (élimination du canal mésio-vestibulaire), divisées par catégories de dents 2 sous-groupes de n=10 par catégorie	Oui : résine acrylique	LAM 50-2 % pour incisives et canines et 35-2 % pour molaires 0,5 ml irrigant tous les 2 instruments Introduction de 2 ml de biofilm polymicrobien de 48 h (<i>S. aureus</i> , <i>S. viridans</i> et <i>E. coli</i>), incubation 72 h à 37°C	Dans chaque catégorie de dents : Groupe 1 IPC sérum physiologique Groupe 2 IUP sérum physiologique, lime #20, 10 s	Évaluation de la réduction de la charge bactérienne Identification et quantification des bactéries survivantes	IUP > IPC
(Mayer et coll. 2002)	Prémolaires et canines monoradiculées, monocanalaire Randomisation en 4 groupes expérimentaux et 2 groupes témoin, n=7	Non spécifique	Diamètre apical 45, ProFile.04 (Groupes 1 à 3) ou <i>Lightspeed</i> (groupe 4 à 6) Irrigation 2 ml NaOCl 5,25 % et 2 ml EDTA 17 % en alternance, après chaque	Groupe 1 témoin : NaOCl et EDTA laissés 1 min chacun au repos puis rinçage NaOCl Groupe 2 activation ultrasonique : NaOCl et EDTA 1 min chacun avec lime 15K puis rinçage NaOCl Groupe 3 activation ultrasonique : NaOCl et EDTA 1 min chacun avec fil de Ni-Ti fin,	Évaluation des débris et de la boue dentinaire au MEB, à 3, 6 et 9 mm de l'apex	Pas de différence significative entre les groupes L'activation ultrasonique de la solution ne permet pas une

	N=42		instrument, avec aiguille 27 G insérée le plus apicalement possible sans contrainte	cylindrique, non travaillant Ø 0,26 mm à LT- 1 mm puis rinçage NaOCl Groupe 4 témoin : même protocole groupe 1 Groupe 5 activation ultrasonique : même protocole groupe 2 Groupe 6 activation ultrasonique : même protocole groupe 3 Puissance réglée de telle façon que la température de la surface de la racine n'excède pas 40°C		élimination supérieure de la boue dentinaire
(Le Goff et coll. 1999)	Incisives mandibulaires de porcelets L = 25 mm 3 groupes dont 1 témoin N=24	Oui : résine compo site	Diamètre apical 0,35 à 0,40 mm Sérum physiologique entre chaque lime <i>Actinomyces odontolyticus</i> incubées 18h en condition anaérobie, $7,5 \cdot 10^4$ bactéries par ml	Groupe témoin : pas de traitement Laser : irradiation 5W, 3 fois 9,9 s avec intervalles de 10 s, 150 J, $\lambda=10,6$ nm, embout 1 cm au-dessus des échantillons IPC : NaOCl 3 %, 3 rinçages, 15 min de contact	Élimination de la charge bactérienne Culture 5 à 6 jours en condition anaérobie puis comptage des UFC	IPC + NaOCl > laser > groupe témoin
(Takeda et coll. 1999)	Prémolaires mandibulaires monocanaliaires Randomisation en 5 groupes de 12 N=60	Non spécifi é	LAM 60-2 % 3 ml NaOCl 5,25 % et H ₂ O ₂ 3 %, en alternance, entre chaque lime, avec aiguille 25 G, le plus apicalement possible sans contrainte 3 ml NaOCl et 3 ml eau distillée	1) Témoin : 10 ml EDTA 17 %, 5 min, 3 ml NaOCl 5,25 % et 3 ml eau distillée 2) 10 ml acide phosphorique 6 %, 5 min, 3 ml NaOCl et 3 ml eau distillée 3) 10 ml acide citrique 6 % 5 min, 3 ml NaOCl et 3 ml eau distillée 4) Laser CO₂ : $\lambda=10,6$ μ m, puissance 1 W, mode continu, embout conique, irradiation 3 s à l'apex puis 4 activations de 5 s avec mouvement apico-coronaire	Élimination de la boue dentinaire dans les tiers médiants et apicaux évaluée au MEB par un technicien, à l'aveugle	Laser Er : YAG > Laser CO ₂ > IPC Pas de différence significative entre les 3 agents chélatants

				5) Laser Er : YAG : fibre optique 0,5 mm, $\lambda=2,94 \mu\text{m}$, puissance 1 W, énergie de pulsation 100 mJ, fréquence 10 Hz, activation 3 s à l'apex puis 4 fois 3 s avec retrait de l'embout jusqu'à l'entrée canalaire, avec spray d'eau		
(Ramskøld et coll. 1997)	Dents monoradiculées 2 groupes de 10 dont 2 « témoins » dans chaque groupe (sans activation laser) N=20		S-File® 50 Irrigation eau du robinet <i>E. faecalis</i> et <i>S. mitis</i> . 10 ⁸ à 10 ⁹ bactéries par ml de solution	Laser Nd : YAG : $\lambda=1064 \text{ nm}$, 50 Hz, puissance 3 à 25 W, 0,8 pulsation par ms, fibre 300 μm de diamètre, énergie à 3 W correspond à 1,8 J/mm ² Mouvements spirales corono-apicaux pendant l'irradiation 1) 2 séquences d'irradiation (15 s-pause- 15 s, 2 fois) 2) 4 séquences Dent maintenue entre pouce et index pendant l'exposition pour simuler la situation <i>in vivo</i> (mime la dissipation de la chaleur dans la circulation sanguine du périodonte et les structures osseuses adjacentes)	Élévation de température et action bactéricide Incubation 7 jours à 37°C et observation de la croissance bactérienne	Élévation de température jusqu'à 43,2°C pour 30 s d'activation continue et jusqu'à 42,6°C pour 6 séquences avec pauses de 15 s Groupe 2 (4 fois 15 s) > Groupe 1 (2 fois 15 s), tout en limitant l'élévation de température
(Teplitsky et coll. 1987)	Modèles en résine acrylique et dents antérieures 4 groupes de n=10		LAM 10 à 40 (selon échantillon) - 2 % Irrigation avec deux colorants différents selon expérimentation. L'un avec viscosité proche de celle de NaOCl, l'autre 5,8 fois supérieure	IPC : 2 ml de colorant radio-opaque, avec une aiguille de 23 G, 32 mm, insérée le plus apicalement possible, sans contrainte, 2 fois IUP : 2 ml de solution activés 1 min avec lime 15 Endosonic, insérée jusque l'apex radiographique, 2 fois	Pénétration de l'irrigation puis élimination du colorant évaluées radiographiquement	IUP > IPC dans les canaux fins ou peu préparés et dans la partie apicale

TABLE DES MATIÈRES

SOMMAIRE	9
LISTE DES FIGURES	10
LISTE DES TABLEAUX	13
LISTE DES ABRÉVIATIONS	14
INTRODUCTION	16
1. LES SOLUTIONS D'IRRIGATION	18
1.1. Les agents antimicrobiens	18
1.1.1. Hypochlorite de sodium (NaOCl)	19
1.1.2. Digluconate de chlorhexidine (CHX)	25
1.1.3. Peroxyde d'hydrogène (H ₂ O ₂)	28
1.1.4. Ozone (O ₃)	28
1.2. Les solutions chélatrices et déminéralisantes	29
1.2.1. Acide éthylène diamine tétra-acétique (EDTA)	30
1.2.2. Acide citrique	33
1.2.3. Hydroxy Ethylène Bisphosphonate (HEBP) ou acide étidronique	33
1.3. Les agents antimicrobiens et chélateurs	34
1.3.1. BioPure MTAD® et Tetraclean	34
1.3.2. QMix®	36
1.4. Tableau récapitulatif	38
2. LES DISPOSITIFS D'OPTIMISATION DES SOLUTIONS D'IRRIGATION	40
2.1. Prérequis	40
2.2. Systèmes à pression apicale négative	45
2.2.1. EndoVac™ (Kerr Dental)	45
2.2.2. RinsEndo® (Dürr Dental)	47
2.3. Activation manuelle avec un maître cône de gutta-percha	48
2.4. Activation mécanique	49
2.4.1. XP-Endo Finisher (FKG swiss endo)	49
2.4.2. Le Self-Adjusting File (ReDent-Nova)	50
2.5. Activation sonore	53

2.6.	Activation ultrasonique	56
2.6.1.	Irrisafe™ (Acteon Satelec).....	61
2.6.2.	Endo Soft Instrument® (ou ESI®) de EMS	62
2.7.	Les lasers	63
2.7.1.	Laser diode	64
2.7.2.	Laser Nd : YAG	65
2.7.3.	Laser Nd : YAP.....	66
2.7.4.	Laser Er : YAG	66
2.7.5.	Intérêts et limites de l'activation laser	67
2.8.	Tableau récapitulatif.....	72
3.	SÉQUENCE D'IRRIGATION RECOMMANDÉE.....	74
3.1.	Choix du système seringue-aiguille.....	74
3.2.	Choix de la solution d'irrigation.....	75
3.3.	Protocole d'irrigation.....	75
4.	PROBLÉMATIQUE DE LA STANDARDISATION DES ÉTUDES	77
4.1.	Les modèles	77
4.2.	Le milieu de culture	78
4.3.	Croissance bactérienne et espèces.....	79
4.4.	Évaluation.....	81
5.	PROPOSITION D'UNE ÉTUDE COMPARATIVE DE DIFFÉRENTS SYSTÈMES D'OPTIMISATION DES SOLUTIONS D'IRRIGATION CANALAIRE	82
	CONCLUSION.....	87
	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES	88
	RÉFÉRENCES BIBLIOGRAPHIQUES ÉLECTRONIQUES	111

BERBÉ Ludivine - Étude comparative de différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation canalaire

Nancy 2019 : 146 pages. 35 figures ; 6 tableaux.

Th : Chir.- Dent. : Nancy 2019

Mots-clefs :

- endodontie/*endodontics* ;
- activation/*activation* ;
- optimisation/*optimization* ;
- irrigant canalaire/*root canal irrigant* ;
- désinfection/*disinfection*.

Résumé :

La réussite du traitement endodontique dépend principalement de la décontamination du réseau canalaire. De nombreuses études ont comparé l'efficacité des solutions d'irrigation et des différents systèmes d'activation.

L'objectif de ce travail est de définir quel(s) système(s) privilégier afin d'optimiser le nettoyage canalaire et l'élimination des bactéries.

Les différentes solutions d'irrigation et leurs propriétés sont présentées avant de décrire les différents moyens d'optimisation disponibles, leurs intérêts, avantages et inconvénients.

La séquence d'irrigation optimale est ensuite détaillée et la problématique de la standardisation des études abordée.

Enfin, un protocole d'étude comparative s'agissant de la capacité de différents dispositifs d'optimisation à propulser les solutions d'irrigation au sein de canaux latéraux et secondaires est proposé.

Membres du jury :

Pr. C. STRAZIELLE	Professeur des Universités	Présidente
<u>Dr. R. BALTHAZARD</u>	<u>Maître de Conférences des Universités</u>	<u>Directeur</u>
<u>Pr. É. MORTIER</u>	<u>Professeur des Universités</u>	<u>Codirecteur</u>
Dr. M. VINCENT	Maître de Conférences des Universités	Juge

Adresse de l'auteur :

Ludivine BERBÉ
25 Boulevard d'Haussonville
54 000 NANCY

Jury : Président : C. STRAZIELLE – Professeur des universités
Juges : R. BALTHAZARD – Maître de conférences des universités
É. MORTIER – Maître de conférences des universités
M. VINCENT – Maître de conférences des universités

Thèse pour obtenir le diplôme d'État de docteur en chirurgie dentaire

Présentée par : Madame **BERBÉ Ludivine, Nadège**

Née à : Nancy (Meurthe et Moselle)

le **22 février 1988**

et ayant pour titre : «**Étude comparative de différents systèmes d'optimisation des solutions d'irrigation canalaire**».

Le président du jury



C. STRAZIELLE

Le doyen,
de la faculté d'odontologie de Lorraine


 FACULTÉ
D'ODONTOLOGIE
DE LORRAINE
J.M. MARTRETTE

autorise à soutenir et imprimer la thèse *1100A*

NANCY, le 18 NOV. 2019

Le président de l'université de Lorraine


P. MUTZENHARDT