الجمهورية الجزائرية الديمقراطية الشعبية
République Algérienne Démocratique et Populaire
وزارة التعليم العالي و البحث العلمي
Ministère de l'Enseignement Supérieur de la Recherche Scientifique

جامعة وهران
Université d'Oran 1
أحمد بن بلة

كلية الطب
Faculté de médecine d'Oran

N° d'ordre…….

THÈSE

POUR L'OBTENTION DU DIPLOME DE DOCTORAT D'ETAT
EN SCIENCES MEDICALES

« Évaluation de la stabilité dimensionnelle et de l'état de surface des alginates de Classe A après décontamination au glutaraldéhyde »

Soutenue publiquement en novembre 2018

Présentée par : **Mr Oukil Mehdi**

Maître assistant en Prothèse

Président de jury :

Professeur : M. Bouziane. Faculté de médecine d'Oran.

Assesseurs :

Professeur : AEK. Boukemouche. Faculté de médecine d'Alger.

Professeur : R. Bouamrane. Département de physique USTO.

Professeur : M. Ouar-Korichi. Faculté de médecine d'Alger.

Directeur de thèse :

Professeur : H. Guendil. Faculté de médecine d'Oran.

Année 2018

Dédicaces

Ce travail est dédié :

À toute ma famille et à tous mes amis, pour leurs encouragements et leur soutien tout au long de la réalisation de cette thèse.

Remerciements

A mon Maître et Président du jury de thèse ; Monsieur le Professeur Bouziane Mohamed

Nous sommes très sensibles à l'honneur que vous nous avez fait en acceptant la présidence de notre jury de thèse. Vos qualités scientifiques, pédagogiques et surtout humaines seront pour nous un exemple à suivre dans l'exercice quotidien de notre profession.

A mon maître et Juge de thèse ; Monsieur le Professeur Boukemouche Abdelkader

Nous vous sommes très reconnaissants de l'honneur que vous nous faites en acceptant de juger ce travail.
Vos remarques pertinentes contribueront sans doute au perfectionnement du présent travail. Nous avons toujours admiré vos qualités humaines et professionnelles, ainsi que vos compétences.

A mon maître et Juge de thèse ; Monsieur le Professeur Bouamarane Rachid

Vous nous faites l'honneur d'accepter avec une très grande amabilité de siéger parmi notre jury de thèse.
*Veuillez accepter ce travail en gage de notre grand respect et notre profonde reconnaissance, p*our les conseils avisés et votre écoute, qui ont été prépondérants pour la bonne réussite de cette thèse.

A mon maître et Juge de thèse ;
Madame le Professeur Ouar-korichi Mounira

Nous vous sommes très reconnaissants de l'honneur que vous nous faites en acceptant de juger ce travail.

Votre compétence, votre dynamisme, votre rigueur, vos qualités humaines et professionnelles ont suscité en nous une grande admiration et un profond respect.

A mon Maître et directrice de thèse ;
Madame le Professeur Guendil Hafidha

Vous m'avez fait l'honneur de diriger cette thèse. J'ai apprécié votre aide et vos conseils si précieux. Votre rigueur scientifique et vos qualités pédagogiques m'ont aidé tout au long de la réalisation de ce travail.

Je souhaite vous adresser mes vifs remerciements pour les nombreux sacrifices que vous avez consentis pour l'aboutissement du présent travail, et que vous avez suivis si patiemment.

Je vous prie de voir dans cette thèse, l'expression de ma grande estime, de mon respect, et de toute ma reconnaissance.

La réalisation de ce travail a été possible grâce à la contribution et au concours de plusieurs personnes, à qui je voudrai témoigner toute ma reconnaissance.
En préambule à ce travail, je souhaiterai leur adresser mes remerciements les plus sincères.

Un grand merci à mon ami et acolyte : le Dr ***Louail Ahmed Amine (Hmida)****, maitre-assistant en microbiologie médicale et chef d'unité de microbiologie à l'HMRUO. Pour son implication totale dans ce projet, j'ai apprécié son enthousiasme et sa sympathie.*
Je lui suis également reconnaissant pour le temps conséquent qu'il m'a accordé, ses qualités pédagogiques et scientifiques, sa franchise et sa sympathie. J'ai beaucoup appris à ses côtés et je lui adresse ma gratitude pour cela, car sans sa contribution, ce travail n'aurait jamais pu arriver à bon port.

Je tiens à remercier :

Le ***Dr Benmahdi Lahcene*** *Maitre de conférences B et chef de service du laboratoire centrale de l'HMRUO, de m'avoir permis de réaliser toute la partie bactériologique de ce travail.*

Le ***Dr Hanba Mustapha****, maitre-assistant et chef d'unité d'épidémiologie et médecine préventive de l'HMRUO. Ses remarques, son ouverture d'esprit, sa franchise et sa gentillesse, sont autant d'éléments qui m'ont permis d'atteindre mes objectifs dans un cadre didactique et méthodologique.*

Le Dr Messid Nadia*, maitre-assistante en épidémiologie, du service d'épidémiologie et médecine préventive du CHU d'Oran, pour m'avoir guidé dans mes premiers pas en matière de méthodologie et d'épidémiologie.*

*Le **Dr Charbouni Driss**, maitre- assistant en prothèse au CHU d'Oran, qui a été un pionnier, en matière de recherche dans la décontamination des empreintes dans la pratique dentaire. Je tiens à le remercier particulièrement, pour ses conseils avisés et son écoute, qui ont été prépondérants pour la bonne réussite de cette thèse.*

*Je tiens à exprimer mes sincères remerciements à tous les enseignants et les professeurs de la clinique dentaire d'Oran, qui m'ont enseigné et qui par leurs compétences m'ont soutenu durant toute ma formation. En particulier **le professeur Senouci Noureddine** qui m'a accueilli dans son service durant mon cursus de résidanat, mais aussi le **Dr Ould-Hamou,** et le **Dr Akacem.***

Je remercie également tout le personnel médical et paramédical du service de médecine dentaire de l'HMRUO.

***Mes remerciements s'adressent également** :

*Au **Colonel Britah A/Malek,** docteur et chef d'unité d'enseignement et de recherche en génie des matériaux à l'école militaire polytechnique (EMP), pour m'avoir* accueilli chaleureusement au sein *de son équipe. J'ai eu beaucoup de plaisir à travailler avec eux. Le cadre de travail était exceptionnel.*

*Au **Commandant Melouki Redouane,** docteur et Chef du bureau de recherche de l'école militaire polytechnique (EMP), pour son implication dans mes travaux et pour ses conseils avisés.*

*Au **Lieutenant-colonel Boudiaf Acheraf**, maitre de conférence A, et chef du laboratoire du génie des matériaux de l'école militaire polytechnique (EMP). Je le remercie pour son aide, son soutien et sa générosité lors de nos nombreuses séances de travail. Ses qualités scientifiques et ses compétences en matière de microscopie électronique sont remarquables. Sans sa contribution, la partie physique de cette thèse n'aurai pu être possible.*

*Au **Commandant May A/Ghani** docteur, et chef d'unité de microscopie électronique.*
Je le remercie pour son aide, sa bonne humeur et son implication dans ce travail.

*Au **Commandant Mahiedine Brahim**, enseignant chercheur et chef d'unité d'enseignement, de recherche et fabrication mécanique. Je lui dois aussi une grande partie de mon travail, car ses compétences en matière de métrologie tridimensionnelle, m'ont aidé à surmonter beaucoup de difficultés. Je le remercie chaleureusement pour sa pédagogie, sa patience, sa disponibilité et son dévouement.*

Dans l'impossibilité de citer tous les noms, mes sincères remerciements vont à tous ceux, qui de près ou de loin, ont permis par leurs conseils et leurs compétences la réalisation de ce travail.

A tous ces intervenants, je présente mes remerciements, mon respect et ma gratitude

Évaluation de la stabilité dimensionnelle et de l'état de surface des alginates de Classe A après décontamination au glutaraldéhyde

Table des matières

I- Introduction 1

II- Première partie : Données théoriques 5

Chapitre 1 : La chaine prothétique, les empreintes et les matériaux à empreintes 6

1- La chaine prothétique 7

2 - Les différents maillons de la chaine prothétique 8

3- Les empreintes en prothèse 8

3-1- Définition de l'empreinte 8

3-2- Intérêts de l'empreinte 9

4- Objectifs de la connaissance des matériaux à empreinte 10

5- Qualités générales requises pour un matériau à empreinte 10

6- Principales caractéristiques des matériaux à empreinte 11

6-1- Masse volumique 11

6-2- Stabilité dimensionnelle 11

6-3- Reproduction des détails 11

6-4- Compatibilité avec les matériaux de réplique 11

6-5- Viscosité 11

6-6- Détérioration 11

6-7- Proportion de mélange 12

6-8- Durée du malaxage 12

6-9- Temps de travail 12

6-10- Temps de prise 12

6-11- Normes ADA 12

7- La rhéologie 12

8- Les différents matériaux à empreinte 13

8-1- Les matériaux non élastiques 14

8-1-1- Les cires 14

8-1-2- Les pâtes thermoplastiques 15

8-1-3- Les pâtes à oxyde de zinc d'eugénol 15

8-1-4- Les plâtres à empreinte 16

8-2- Les matériaux élastiques 16
8-2-1- Les élastomères 16
- Les polysulfures 17
- Les polyéthers 17
- Les silicones 17
a- Les silicones par condensation 17
b- Les silicones par addition 17
8-2-2- Les hydrocolloides 17
8-2-2-1- Les hydrocolloides réversibles 18
a- La réaction de prise 18
b- Propriétés (Normes NF/EN 21-564-iso 1564) 19
c- Indications 19
8-2-2-2- Les hydrocolloides irréversibles 19
a- Composition 20
b- Réaction de prise 20
c- Facteurs physiques/chimiques influençant le temps de prise 23
d- Classification et indications 23
- Alginates classe A 23
- Alginates classe B 23
- Alginates classe C 23
e- Propriétés 24
f- Caractéristiques des alginates 25

Chapitre 2 : Le risque infectieux dans la chaine prothétique 27

1- Éléments d'écologie buccale 28
1-1- Ecosystème buccal 28
1-1-1- Les éléments physico-chimiques 28
1-1-2- Le fluide buccal 29
1-1-3- L'environnement humide (hydrométrie) 29
1-1-4- Le pH 29
1-1-5- Les nutriments 29
1-1-6- La température 30

1-1-7- Le potentiel d'oxydo-réduction 30
1-2- Les structures de la cavité buccale 30
1-2-1- L'épithélium buccal 30
1-2-2- La langue 31
1-2-3- La pellicule acquise exogène (PAE) 31
1-3- Les biofilms 31
1-3-1- Présentation générale des biofilms 31
1-3-2- Formation du biofilm buccal 32
1-4- La flore buccale 33
2- Le risque infectieux dans la chaine prothétique 36
2-1- Les agents pathogènes transmissibles 36
2-1-1- Les bactéries 36
2-1-2- Les virus 36
2-1-3- Les micromycètes 37
2-1-4- Les zooparasites 37
2-1-5- Les agents transmissibles non conventionnels (ATNC) 37
2-2- Evaluation du risque infectieux dans la chaine prothétique 38

Chapitre 3 : La décontamination des empreintes 42

1- Notions générales d'asepsie et de désinfection 43
2- Historique 43
3- Définitions 45
3-1- Désinfection 45
3-2- Désinfectant 45
3-3- Asepsie 45
3-4- Antisepsie 45
3-5- Antiseptique 45
3-6- Décontamination 47
4- Règlementation des antiseptiques et désinfectants 48
5- Evaluation de l'activité des antiseptiques et des désinfectants 50
5-1- Normes françaises et européennes 50
5-2- Principes et normes AFNOR 50

5-3- Principes de la normalisation européenne : Normes EN 51
5-3-1- Activité bactéricide 52
5-3-2- Activité sur les mycobactéries 52
5-3-3- Activité virucide 52
5-3-4- Conformité aux normes 53
6- Modes d'action des antiseptiques et désinfectants 53
- La rémanence 54
7- Principales familles des antiseptiques et désinfectants 55
7-1- Les Alcools 55
- Mode d'action et spectre d'activité 55
7-2- Les Ammoniums quaternaires 55
- Mode d'action et spectre d'activité 56
7-3- Les Biguanides 56
- Mode d'action et spectre d'activité 56
7-4- Les Oxydants 57
- Mode d'action et spectre d'activité 57
7-5- Les Halogénés 58
7-5-1- Les Halogénés chlorés 58
a- Les Hypochlorites 58
b- Les Chloramines 58
- Mode d'action et spectre d'activité des dérivés chlorés 58
- Facteurs influençant l'activité et la stabilité 59
7-5-2- Les Halogénés iodés 59
- Mode d'action et spectre d'activité 59
- Facteurs influençant l'activité des dérivés iodés 60
7-6- Les Aldéhydes 60
7-6-1- Le Formaldéhyde 60
- Spectre d'activité 60
7-6-2- L'Aldéhyde succinique 60
- Spectre d'activité 60
7-6-3- Le Glutaraldéhyde 61
- Précautions à prendre 61

- Mécanismes d'action 62
- Spectre d'activité 62
8- Résistance des antiseptiques et désinfectants 64
8-1- Résistance intrinsèque bactérienne 64
8-2- Résistance intrinsèque des virus 65
8-3- Résistance acquise des désinfectants et antiseptiques 65
8-4- Conséquences d'une résistance aux désinfectants et antiseptiques 65
9- Particularités des empreintes dentaires 67
- Inactivation bactérienne et/ou virale des empreintes 67
10- Aspect déontologique et légal 68
- Règlementation et code de déontologie algérien des médecins dentistes 68

III- Deuxième partie : Expérimentation 69

1- Problématique 71
2- Protocole de l'étude 76
3- Objectifs de l'étude 76
4- But de l'étude 76
5- La phase bactériologique de l'étude 78
5-1- Les normes en vigueur depuis le 30 avril 2010 78
5-2- Matériels et méthodes 79
5-2-1- Matériels 79
5-2-2- Méthodes 81
- Echantillonnage de l'étude 81
- Le protocole expérimental 81
- Méthode de comptage des UFC 91
5-3- Les critères de jugement 92
5-4- Lecture des boites et comptage des UFC 92
6- La phase physique de l'étude 96
6-1- Evaluation de la stabilité dimensionnelle 96
6-1-1- Matériels 97
6-1-2- Méthodes 98

- Echantillonnage 98
- Les critères d'inclusion 98
- Les critères de non inclusion 98
6-1-3- Le protocole expérimental 99
6-1-4- Les critères de jugement 113
6-2- Analyse de l'état de surface 113
6-2-1- Matériels et méthodes 115
6-2-2- Critères de jugement 116
IV- Résultats 119
1- Résultats de la phase bactériologique de l'étude 120
1-1- Description de l'échantillonnage 121
1-2- Présentation des résultats bruts de la phase bactériologique 122
1-3- Analyse des résultats de la phase bactériologique 125
1-3-1- Analyse des résultats du procédé à 5 minutes d'immersion 125
- Analyse du procédé à 5 minutes sur l'ensemble des souches 128
1-3-2- Analyse des résultats du procédé à 10 minutes d'immersion 129
- Analyse du procédé à 10 minutes sur l'ensemble des souches 132
2- Résultats de la phase physique de l'étude 134
2-1- Description de l'échantillonnage 135
- Répartition selon le sexe 135
- Répartition selon la tranche d'âge 136
2-2- Résultats de l'évaluation de la stabilité dimensionnelle 137
2-2-1- Présentation des résultats bruts de l'évaluation de la stabilité dimensionnelle 137
2-2-2- Présentation des résultats bruts des mesures de la surface (en mm^2) 142
2-2-3- Présentation des résultats bruts des mesures du périmètre (en mm) 145
2-3- Analyse des résultats 148
2-3-1- Analyse des résultats de l'évaluation de la stabilité dimensionnelle 148
A- Evaluation de la surface 148

- Analyse des données de l'évaluation de la surface 148
B- Evaluation du périmètre 150
- Analyse des données de l'évaluation du périmètre 150

2-4- Résultats de l'analyse de l'état de surface 151

2-4-1- Observations au MEB des échantillons d'alginates 151
2-4-1-1- Observations au MEB des échantillons d'alginates témoin 152
- Analyse des observations des échantillons d'alginates témoin 152
2-4-1-2- Observations des échantillons d'alginates immergés à 5 minutes 153
- Analyse des observations d'alginates immergés à 5 minutes 153
2-4-1-3- Observations des échantillons d'alginates immergés à 10 minutes 155
- Analyse des observations d'alginates immergés à 10 minutes 155
2-4-2- Observations au MEB des modèles en plâtre 156
2-4-2-1- Exemples d'observations au MEB de modèles de quelques malades 157
A/ Malade n° 05 157
A-1/ Modèle- Z (témoin) issu de l'empreinte non décontaminée 157
A-2/ Modèle-X issu de l'empreinte immergée à 5 minutes 159
A-3/ Modèle-Y issu de l'empreinte immergée à 10 minutes 161

B/ Malade n°12 163
B-1/ Modèle -Z (témoin) issu de l'empreinte non décontaminée 163
B-2/ Modèle-X issu de l'empreinte immergée à 5 minutes 164
B-3/ Modèle-Y issu de l'empreinte immergée à 10 minutes 166

C/ Autres exemples de modèles présentant une dégradation de leur état de surface 168

V- Discussion 172

1- Analyse et discussion de la phase bactériologique de l'étude 175

- A 5 minutes 175
- A 10 minutes 180

2- Analyse et discussion de la phase physique de l'étude 180

2-1- Evaluation de la stabilité dimensionnelle 181

2-1-1- Analyse des données dans l'évaluation de la surface 182

2-1-2- Analyse des données dans l'évaluation du périmètre 184

2-2- Analyse de l'état de surface 188

3- Synthèse 194

VI- Conclusion et perspectives 196

- Conclusion 197

- Perspectives 198

VII- Références bibliographiques 199

VIII- Annexes 214

- Liste des tableaux et des figures 215

- Liste des tableaux 216

- Liste des figures 218

- Annexe 1 223

- Annexe 2 226

- Résumé en français, anglais et arabe 229

Liste des abréviations

Liste des abréviations

µm : Micromètre ou micron (unité de mesure).

µm² : Micromètre carré ou micron carré.

A : Aire (surface).

ADA : American Dental Association.

ADF : Association Dentaire Française.

ADN : Acide Désoxyribonucléique.

AFNOR : Association Française de Normalisation.

AMM : Autorisation de Mise sur le Marché.

ANOVA : Analyze Of Variance.

ANSI : American National Standards Institute**.**

ARN : Acide ribonucléique.

ATCC : American Type Culture Collection.

ATNC : Agent Transmissible Non Conventionnel.

BDA : British Dental Association.

BK : Bacille de Koch.

C : Celsius.

CDC : Center of Detection and Control.

CEN : Comité Européen de Normalisation.

E-coli : *Escherichia coli.*

EMP : Ecole Militaire Polytechnique.

EN : Europeen Normes.

ENITA : Ecole Nationale des Ingénieurs et des Techniciens d'Algérie.

ESB : Encéphalopathie Spongiforme Bovine.

EST : Encéphalopathie Spongiforme Transmissible.

FD : Fascicule de Documentation.

Fig. : Figure.

g/cm : gramme / centimètre.

HBV : Hepatitis B Virus.

HCV : Hepatitis C Virus.

HIV: Human Immunodeficiency Virus.

HMRUO : Hôpital Militaire Régional Universitaire d'Oran.

HUG : Hôpitaux Universitaires de Genève.

IFF : International Flavors and Fragrances.

IgA : Immunoglobuline A.

IgG : Immunoglobuline G.

Iso : International Organization for Standardization.

LPPD : Liste Positive des Produits Désinfectants.

MEB : Microscope Electronique à Balayage.

mg : Milligramme.

ml : Millilitre.

mm : Millimètre.

mm^2 : Millimètre Carré.

MMT : Machine à Mesurer Tridimensionnelle.

MN/m2 : méga newton/ mètre carré.

MPa : Mega Pascal.

MSA : Microbiologically Safe for intended Application**.**

MSP : Microbiologically Safe for Purpose.

NF : Normes Françaises.

NS : Non Satisfaite.

P : Périmètre.

P. aeruginosa : *Pseudomonas aeruginosa.*

PAE : Pellicule Acquise Exogène.

PH : Puissance d'hydrogène.

Pr EN : Project Européen Normes.

Réf : Référence.

S : Satisfaite.

S.aureus : *Staphylococcus aureus.*

SFHH : Société Française d'Hygiène Hospitalière.

SPCI : Société des Produits Chimiques et Industriels.

Tab : Tableau.

UFC : Unité Formant Colonie.

UV : Ultraviolet.

I. Introduction

Le cabinet dentaire est un environnement cloisonné dans lequel circule de nombreuses personnes (praticiens, malades et assistants), ainsi le risque de pullulation et de dissémination des germes au sein de cette structure est important (utilisation d'une instrumentation rotative, sprays…etc.) [1]. Nous avons donc l'obligation d'éviter par tous les moyens possibles la transmission de maladies au sein du cabinet dentaire, mais également vers le laboratoire de prothèse [2, 3].

Le risque de contamination croisée **(Figure 1)**, est majoré par une instrumentation complexe, de plus en plus miniaturisée, et par la diversité des actes prodigués, et rend ainsi encore plus difficile la désinfection et la stérilisation de cette panoplie d'instrument.
Ceci conduit à une évolution des méthodes de désinfection et de nettoyage au cours des années, surtout après l'avènement de nouveaux agents pathogènes [1, 4].

Effectivement, une prise de conscience a émergé concernant les risques de contaminations virales, en particulier celles par le VIH, et ce dès le début des années 80. Cette prise de conscience a démontré aussi que certains professionnels de la santé présentaient un risque d'exposition accrue envers le VIH, mais également envers l'hépatite B [5-7].

Les catégories les plus touchées seraient les médecins dentistes et les techniciens de laboratoire avec un risque 6 à 8 fois plus important que la population générale, et ceci en conséquence de contamination croisée entre le cabinet dentaire et le laboratoire de prothèse via les échanges de matériels , principalement les empreintes, les moulages et les différents types de prothèses [3, 8]. Toutes ces observations ont conduit à adopter une approche globale de prévention de tous ces risques dans les cabinets dentaires, y compris prothétiques, et plus précisément les empreintes dentaires [5-7, 9, 10].

La contamination du praticien vers le patient reste exceptionnelle [1, 11]. Le risque majeur reposera plutôt sur celui du patient vers le praticien. S'agissant des empreintes dentaires, la transmission des germes pathogènes peut se faire de façon indirecte via les portes empreintes, les modèles, l'instrumentation et les matériaux à empreintes [12, 13].

En effet, les résultats de l'étude **d'Egusa et coll en 2008** [14], démontrent qu'il existe systématiquement une persistance d'agents pathogènes pouvant induire la transmission de maladies opportunistes sur des empreintes à l'alginate mais également sur les moulages issues de celles-ci [15, 16].

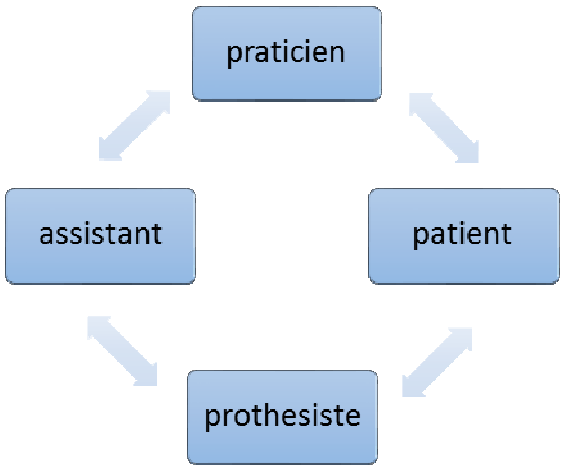


Figure 1 : Schéma représentant la contamination croisée [17]

L'attitude à adopter vis à vis des patients est fondamentale ; un interrogatoire complet et précis, un examen clinique approfondi ne saurait détecter tous les patients à risque. Il est de ce fait primordial d'appliquer les mêmes mesures de précaution, et de façon systématique à tous les patients [18], les considérant ainsi potentiellement porteurs d'agent infectieux pathogènes [8, 12].

D'où le concept de ***« précaution universelle »*** pour tous les patients afin de prévenir la contamination croisée d'un des maillons indissociable de la chaine prothétique. Non obstant le fait que les praticiens ne sont pas suffisamment sensibilisés aux méthodes d'hygiène et de désinfection, et des risques encourus par le praticien lui-même [12], le patient, l'assistante de fauteuil, mais également le technicien de laboratoire (prothésiste dentaire), qui est souvent occulté [19, 20].

En effet, l'enseignement de l'hygiène dans les études médicales n'est malheureusement pas suffisamment soutenu, pourtant les règles d'asepsie sont censées être connues et appliquées par tous les praticiens, qui par crainte d'influer négativement, à la fois sur la stabilité dimensionnelle des empreintes et sur son état de surface, préfèrent ne réaliser aucun traitement au cabinet dentaire, ni même au laboratoire de prothèse [4, 16].

Les actes prothétiques doivent obéir, au même titre que les autres actes dentaires, aux règles d'asepsie et d'hygiène [18] : le plateau d'examen, les pièces prothétiques…etc. Une attention toute particulière doit être accordée aux empreintes dentaires, car le risque de contamination croisée accidentelle reste incontournable, compte tenu du fait que, quel que soit le matériau à empreinte utilisé pour une situation clinique donnée, il y a possibilité de transfert des microorganismes du cabinet dentaire vers le laboratoire de prothèse et même une contamination des modèles en plâtre [8, 21].

Les praticiens ont pour obligation de décontaminer toutes les empreintes dentaires, ainsi que toutes les maquettes d'occlusion, avant leur acheminement au laboratoire [12]. A fortiori, le problème de la contamination en prothèse est omniprésent, et ce depuis la phase de la prise d'empreinte, en passant par les différentes étapes de réalisation de la prothèse (porte empreinte individuel, maquettes d'occlusion, cires de montages), jusqu'à la livraison de la pièce prothétique définitive au patient [4, 8, 9, 22].

De ce fait, l'empreinte représente ainsi une source potentielle majeure de transmission d'agents pathogènes. Celle-ci sera contaminée par la salive, le biofilm, éventuellement par du sang. Une décontamination efficace est donc nécessaire afin de réduire au maximum le nombre de micro-organismes pathogènes, briser le cycle de l'infection et éliminer la contamination croisée en traitant chaque patient de façon identique [3, 19, 23].

Si une décontamination efficace est opérée, la qualité de l'empreinte devra impérativement être sauvegardée ; la préservation des propriétés physico-chimiques et mécaniques des différents matériaux à empreintes est indispensable, à savoir la stabilité dimensionnelle, la reproduction des détails, la finesse de l'état de surface, et les propriétés de mouillabilité devront être contrôlées [9, 24].

Un compromis devra se faire entre l'efficacité anti microbienne et la préservation de la précision des empreintes [25]

Toutefois, quelle que soit la technique, ou le matériau utilisé, on ne pourra jamais prétendre réaliser une éradication totale des microorganismes correspondant à une stérilisation, seule une méthode de désinfection ou de décontamination pourrait être envisagée [7, 9, 11, 26].

II. Première partie : Données théoriques

Chapitre 1 :

La chaine prothétique, les empreintes et les matériaux à empreinte

1- La chaine prothétique

Le laboratoire se définit comme étant le lieu où sont confectionnées les prothèses, il représente pour le technicien prothésiste (ou le technicien de laboratoire) ce que le cabinet dentaire est pour le médecin dentiste [27, 28]. En effet, il s'agit de deux professions complémentaires et indissociables sauf dans certains cas rares où le praticien clinicien réalise lui-même dans son cabinet, ou dans le laboratoire qui lui est annexé, une partie ou la totalité de ses propres réalisations prothétiques **(Figure 2)**.

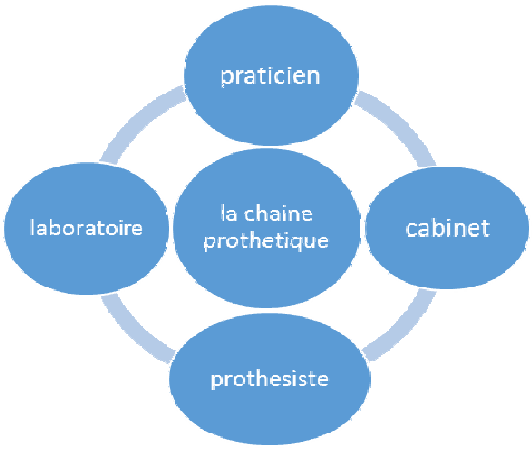


Figure 2 : Schéma représentant la chaine prothétique [29]

Même si le médecin dentiste possède toutes les compétences nécessaires à cet effet, la collaboration ***« Prothésiste/médecin dentiste »*** reste incontournable pour l'équilibre de la passerelle qui s'établit entre ces deux entités [30].

Sans négliger le fait que l'architecte, concepteur de la stratégie prothétique reste sans équivoques le praticien, de par l'ensemble de ses connaissances scientifiques et fondamentales approfondies sur les problèmes rencontrés, et des limites que la clinique autorise. Cette réflexion ne saura aboutir sans l'étroite collaboration avec le technicien prothésiste, qui jouera le rôle de réalisateur et exécutant, afin de contrôler et de pallier aux difficultés techniques qui peuvent intervenir lors de la phase finale de l'élaboration prothétique [4, 6, 30]. L'équilibre de cette chaine s'appui de façon fondamentale sur la communication et sur un dialogue logique entre ces deux protagonistes [30], et doit par conséquent déboucher sur une réelle complicité ainsi qu'une complémentarité, malheureusement, trop souvent utopique dans la pratique courante [16, 24].

2- Les différents maillons de la chaine prothétique

Le laboratoire de prothèse représente un maillon fragile de cette chaine, car il est le point de convergence et de va-et-vient pour les matériels prothétiques qui proviennent de différents cabinets dentaires [4, 22, 31]. L'empreinte constitue le premier élément de la chaine prothétique précurseur d'une éventuelle contamination croisée et qui s'apparente pour de nombreux auteurs comme étant : ***« la partie visible de l'iceberg »*** sur le plan microbiologique [12, 30]. Les autres maillons de cette chaine seront représentés par :

- Les portes empreintes de série.
- Les portes empreintes individuelles.
- Les maquettes d'occlusion.
- Les cires de montages.
- Les modèles en plâtre.
- Les prothèses.

Ce sont tous ces matériels qui feront l'objet du plus ***« d'aller-retour »*** entre le cabinet dentaire et le laboratoire de prothèse, et sont par conséquent des sources de contamination potentielle. Une décontamination devra systématiquement être pratiquée par le praticien avant leur envoi au laboratoire, afin de garantir la protection des patients [32], de l'équipe soignante et des techniciens de laboratoire [9, 10, 33, 34].

3- Les empreintes en prothèse

3-1- Définition de l'empreinte

Le « petit Larousse. 2007», défini l'empreinte comme étant une marque en creux ou en relief obtenue par pression.

Selon ***E.Batarec***, en prothèse l'empreinte représente l'enregistrement en négatif de la morphologie des éléments dentaires, grâce à un porte empreinte adéquat capable de mouler le volume et l'état de surface [35], et grâce aussi à une technique adaptée à la situation clinique, afin d'obtenir un modèle de travail réplique fidèle de toute, ou une partie de l'arcade dentaire, sur lequel la prothèse sera édifiée au laboratoire [36, 37].

3-2- Intérêts de l'empreinte

L'intérêt de l'empreinte clinique en prothèse est incontournable dans la thérapeutique prothétique, car il s'agit d'une phase ***« délicate »*** de l'élaboration et de la construction prothétique qui peut s'avérer critique [4, 8, 16], vu l'importance d'atteindre un niveau optimal de précision et d'adaptation . L'empreinte sera confrontée à trois facteurs : les situations cliniques, les techniques d'empreinte et les matériaux [35, 38].

Même si le progrès des techniques et des matériaux au cours des dix dernières années, en l'occurrence la construction faciale assistée par ordinateur (CFAO), et l'introduction de nouveaux procédés d'empreinte numérique, l'empreinte dite ***« traditionnelle »*** ou ***« chimicomanuelle »***, reste toujours d'actualité [39], car la plupart des matériaux à empreinte ont vu leurs propriétés physico-chimiques, mécaniques et de précision de reproduction des détails s'améliorer de façon considérable [33].

En effet, la performance des matériaux est devenue prodigieuse, les protocoles de travail permettent à présent de résoudre la quasi-totalité des situations cliniques de façon différentes [40] .Cela signifie que le même cas peut être traité par des voies différentes et qu'en fait, la technique d'empreinte et/ou le matériau sont secondaires, l'essentiel est la réflexion préalable, l'approche de la situation clinique mais c'est aussi la démarche initiale qui sera toujours identique, même si les matériaux changent [40]. Il n'existe donc pas de protocole d'élaboration standard. L'étape de l'empreinte et son traitement doit s'adapter au type de restauration et aux conditions cliniques (édentation totale ou partielle) [37, 39].

Le succès prothétique repose de toute évidence sur l'exactitude de l'empreinte, le praticien aura tendance à évaluer la précision des détails de l'enregistrement qu'il a réalisé selon l'apparente netteté des angles, alors que cette précision s'altère considérablement dans le temps**.** ***R.Bugugnani*** évoque : ***« un coefficient d'incertitude »*** [41], compte tenu du nombre élevé de variables pour chaque cas clinique. Mais aussi un ***« coefficient personnel d'incertitude »***, intervenant lors de la prise d'empreinte, et qui est défini par la dextérité, la patience et la maitrise du praticien face à une situation clinique complexe [42].

Une connaissance parfaite des caractéristiques physiques, chimiques et mécaniques des différents types de matériaux à empreinte s'impose, mais également la nécessité de la compréhension et la maitrise des indications et des limites de chaque matériau est fondamentale pour la réussite du traitement prothétique [41].

4- Objectifs de la connaissance des matériaux à empreinte

Les objectifs de la maitrise des connaissances des matériaux à empreinte, et leurs caractéristiques permettent :

- De connaitre les différents matériaux, d'en maitriser les avantages et les inconvénients, et de sélectionner le matériau adéquat à la situation clinique à laquelle nous sommes confrontés [35].
- D'être capable de faire le lien entre les protocoles opératoires et les propriétés de chaque matériau.
- De comprendre les éventuelles causes d'échec dans la phase de prise d'empreinte et savoir y remédier [37, 43].

5- Qualités générales requises pour un matériau à empreinte

Un cahier des charges est dressé pour le choix d'un matériau à empreinte, celui-ci s'exprime par des propriétés générales souhaitables [36, 37, 41], à savoir :

- Une exactitude dimensionnelle élevée.
- La précision avec un pouvoir de définition de détails.
- Une stabilité dimensionnelle et une plasticité élevée.
- L'enregistrement de tous les éléments nécessaires à la mise en rapport du modèle avec l'antagoniste.
- Etre compatible avec tous les matériaux de réplique.
- Etre non toxique, ni irritant, sans odeur ayant gout agréable.
- Une utilisation avec un minimum d'équipement.
- Une réaction de prise athermique.
- Une manipulation clinique (temps de travail) d'au moins 3 minutes.
- Temps de prise buccale court (soit inférieur à 2 minutes).
- Rapport qualité/prix intéressant.

6- Principales caractéristiques des matériaux à empreinte *(selon R.Bugugnani)* [41]

6-1- Masse volumique (poids spécifique ou densité)

C'est le rapport de la masse au volume, s'exprime en g/ml, cette mesure est en général proportionnelle à la viscosité et à la stabilité dimensionnelle.

6-2- Stabilité dimensionnelle

Exprimée en pourcentage (%), c'est la valeur du résultat de la variation linéaire de la masse d'un matériau et d'une autre variation liée à la différence de température que subit l'empreinte dès sa désinsertion, mesurée en général 24 heures après. En pratique, c'est la mesure de la conformité de l'empreinte avec la situation de départ.

6-3- Reproduction des détails

Exprimée en mm, c'est l'aptitude d'un matériau à empreinte, à enregistrer deux points séparés par la distance la plus courte possible.

6-4- Compatibilité avec les matériaux de réplique

C'est l'aptitude du matériau à empreinte à recevoir des matériaux de réplique, elle se mesure en comparant la fidélité de reproduction du modèle obtenu avec le modèle initial.

6-5- Viscosité

Exprimée en centipoises et mesurée à l'aide d'un viscosimètre, c'est la résistance d'un fluide à l'écoulement uniforme. Cette caractéristique permet également d'exprimer : la faculté d'étalement, la précision, la tension superficielle, et les limites d'écoulement.

6-6- Détérioration

Exprimée en pourcentage (%), c'est la mesure de la perte des caractéristiques d'un produit dans le temps ou lors de circonstances particulières (exemple : les variations de températures).

6-7- Proportion de mélange (volume/poids)

Il s'agit du rapport de volume ou de poids de la base du produit et de son catalyseur, proportions en général indiquées par le fabriquant. Une modification de ces proportions

peut intervenir sur l'augmentation ou la diminution du temps de prise du matériau, mais peut intervenir négativement sur la stabilité dimensionnelle des futures empreintes.

6-8- Durée de malaxage

Calculée en minutes, c'est le temps nécessaire pour obtenir un mélange de matériau homogène.

6-9- Temps de travail

Calculé en minutes, c'est le temps permis au manipulateur pour effectuer les manipulations cliniques.

6-10- Temps de prise

Calculé en minutes, il indique le temps que met le matériau pour atteindre sa viscosité maximale, il correspond à la phase clinique de désinsertion de l'empreinte.

6-11- Normes ADA

Il s'agit des normes établies par l'association dentaire américaine (American Dental Association), reprises par la plupart des fabricants de produits comme points de repères afin de juger leurs produits. Il existe d'autres normes usitées comme l'AFNOR (Association Française de Normalisation). Les deux associations, américaines et françaises sont très similaires, elles ont établi une sorte de cahier des charges minimales pour les produits et matériaux dentaires, mais compte tenu de l'évolution incessante de toute cette gamme de matériaux, spécialement ceux des empreintes, ne sont retenus que ceux valables dans les normes de ***l'ISO*** (International Organization for Standardization).

7- La Rhéologie

C'est la science qui a pour objet l'étude de la déformation des corps, sous l'influence de certaines contraintes **(*Bingham*, 1928)** [41]. En effet un matériau se déforme lorsqu'il est soumis à un système de force et sa forme se trouve ainsi modifiée [36, 44]. La rhéologie, comporte trois sortes d'études :

- Expérimentales, déterminées par l'expérimentation des relations de comportement.
- Structurales, par l'étude des relations observées à partir de la structure des matériaux.

- Théoriques, par l'étude des diverses formes possibles pour ces relations sur le plan macroscopique.

8- Les différents matériaux à empreinte

Le choix du matériau à empreinte constitue une des étapes fondamentales de la chaine prothétique. Il doit permettre d'obtenir un modèle de travail dont la fidélité reflète sa capacité d'enregistrement d'une situation clinique établie [37].

Lors de la procédure prothétique clinique, les matériaux à empreinte sont utilisés afin d'enregistrer et reproduire les structures dentaires et tissulaires, La précision dimensionnelle et la définition des états de surface sont subordonnées aux procédures cliniques, aux comportements des matériaux, et aux modalités de traitement des empreintes [33, 37, 41].

Pour prendre une empreinte, le praticien dispose de nombreux matériaux, chacun d'entre eux présente des caractéristiques intrinsèques et spécifiques qui vont déterminer un certain comportement physique [43].

Selon **O'brien** [44], deux grandes classes peuvent se distinguer **(Figure 3)** :

« Les matériaux élastiques et les matériaux non élastiques »

- **Les matériaux non élastiques,** comprenant :
  - Les cires
  - Les pâtes thermoplastiques
  - Les pâtes à oxyde de zinc-eugénol
  - Le plâtre.
- **Les matériaux élastiques (Polymères)**, comprenant
  - Les élastomères de synthèse, qui se distinguent en :
    - Polysulfures
    - Polyéthers.
    - Silicones.
  - Les hydrocolloides, qui se divisent en :
    - Hydrocolloides réversibles, et irréversibles (alginates).

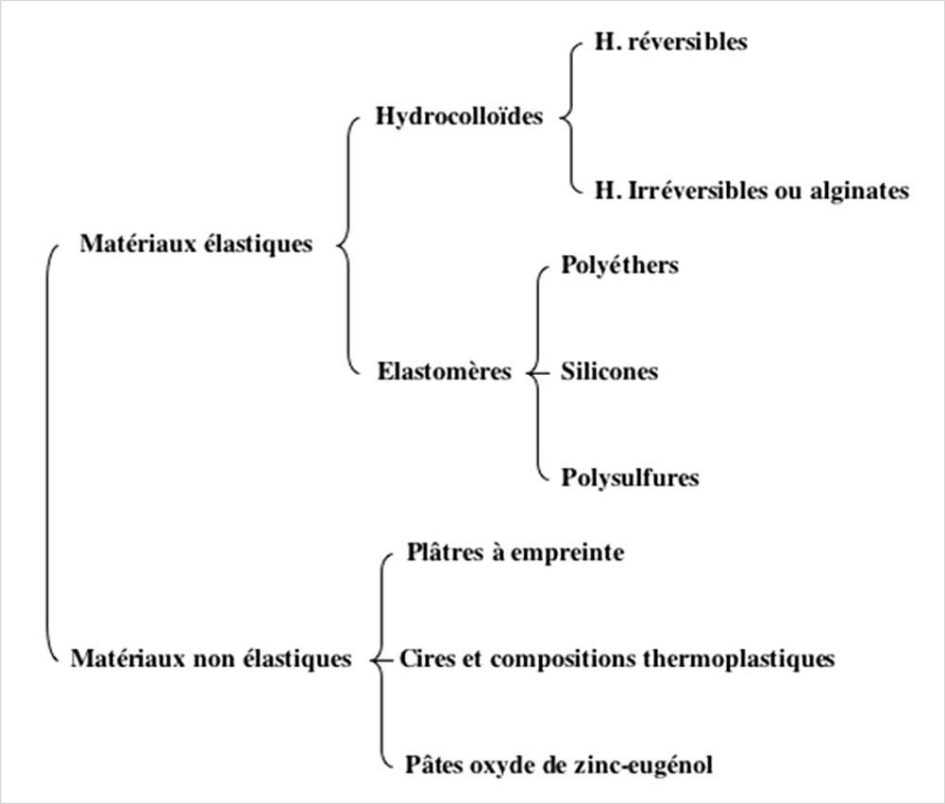


Figure 3 : Schéma représentant la classification des matériaux à empreinte selon O'brien [39, 41]

8-1- Les matériaux non élastiques

Largement décrits dans la littérature, ces matériaux ont subi peu d'évolution depuis leur apparition, Ils sont pour la plupart d'entre eux utilisés aussi bien en clinique qu'au laboratoire de prothèse [39].

8-1-1- Les cires

Elles sont utilisées cliniquement, quelquefois encore en méthode directe dans la réalisation d'incrustations métalliques occlusales, mais surtout dans l'enregistrement des rapports intermaxillaires. Elles sont classées suivant leur origine en [39, 45]: cires d'origine minérale, animale ou végétale, et en cires synthétiques [39].

8-1-2- Les pâtes thermoplastiques

Elles sont, avec les cires, l'un des plus anciens matériaux utilisés en dentisterie pour la prise d'empreinte. Matériaux de haute viscosité et de ce fait imprécis, autrefois indiquées en prothèse adjointe pour réaliser des empreintes compressives ***(selon Fripp)*** [37, 46], mais également en prothèse conjointe, pour la réalisation d'empreintes unitaires à la bague de cuivre [41]. Aujourd'hui utilisées pour effectuer l'enregistrement du joint périphérique des empreintes secondaires en prothèse totale, et pour aménager les porte-empreintes du commerce. Présentées sous différentes formes, les compositions thermoplastiques possèdent des formules souvent gardées secrètes par les fabricants, il s'agit généralement de mélange de résines (30 à 40 %), de plastifiants, de charges inertes (45 %) (Talc, terre de diatomées) et de colorants.

8-1-3- Les pâtes à oxyde de zinc d'eugénol

Depuis la fin du XIXème siècle, le mélange de l'oxyde de zinc et de l'eugénol offre de nombreuses applications au clinicien :

- Comme ciment d'obturation et de scellement prothétique.
- Comme pansement parodontal.
- Comme matériau à empreinte, il se révèle être un matériau complémentaire et/ou correctif de l'empreinte secondaire en prothèse adjointe, permettant l'enregistrement dynamique des organes para-prothétiques et la stabilisation des bases d'occlusion.
- Deux types de pâtes oxyde de zinc sont à décrire, selon l'American Dental Association, (ANSI/ADA spécificité N° 16) [37] : Type 1 (dur), Type 2 (doux).

8-1-4- Les plâtres à empreinte

Les plâtres sont surtout connus pour être des matériaux de confection des modèles de travail, le plâtre à empreinte, ou type 1, est utilisé pour un enregistrement, de manière mucco-statique, lors de l'empreinte primaire des surfaces muqueuses chez l'édenté total [25, 39].

Le gypse constitue la matière première du plâtre. Ce ***« di hydrate de sulfate de calcium »*** **(CaSO4),** se déshydrate par une cuisson au four, se transforme en plâtre, ou **« *hémi-hydrate de sulfate de calcium »*.** La structure et les caractéristiques physiques de l'hémi-hydrate

obtenue (A ou B) vont dépendre des conditions de cuisson : température, pression, environnement. En plus de la poudre d'hémi-hydrate, un certain nombre de composants solubles dans l'eau (Chlorures, sulfates, borates), sont ajoutés pour en ajuster le temps et l'expansion de prise [45].

8-2- Les matériaux élastiques

Les matériaux à empreinte élastiques sont des polymères, ce sont des macromolécules constituées par la répétition d'un grand nombre d'unités moléculaires de base appelées : « Monomère » [39, 41]. La polymérisation, est la réaction de synthèse des polymères à partir des monomères, qui peut être amorcée par des moyens physiques ou chimiques tels que la chaleur ou les changements de concentration, l'interaction de substances chimiques, ou par émission de radiations.

La polymérisation peut s'effectuer selon deux modes :

- Polymérisation par condensation : il s'agit d'une réaction chimique. Cette réaction s'accompagne d'une élimination de petites molécules, telles que l'eau entre les unités monomères.
- Polymérisation par addition : La polymérisation «proprement dite», par additions successives et répétées d'unités monomères qui conduisent sans aucune élimination, à un composé de poids moléculaire plus élevé, multiple entier de celui du monomère.

Au sens strict du terme, la polymérisation est une réaction d'addition.

8-2-1- Les élastomères

Actuellement on classe les élastomères dans deux grandes familles chimiques qui se distinguent par leur mode de réticulation, à savoir : « la polycondensation et la polymérisation ». De nombreux auteurs ont contribué à classer de façon pragmatique les élastomères de synthèse, parmi lesquels : l'équipe américaine, sous la direction ***d 'Osthend, Skinner et Phillips*** [37, 41, 45]. En France, ce sont ***Lepers, Morin, Pirel et Bugugnani*** qui se sont distingués par leurs travaux sur ce type de matériaux à empreintes. Mais c'est essentiellement à ***R. Leibowitch*** que l'on doit en 1968, d'avoir proposé en premier, des modes d'emploi rationnels, ainsi qu'un registre des propriétés parmi les élastomères [43].

Tous ces auteurs s'accordent à décrire la classification suivante pour les élastomères :

- Les polysulfures (également sous plusieurs appellations : polysulphides, thiocols, thiocaoutchoucs).
- Les polyéthers.
- Les silicones, qui eux même se distinguent en :

    a- Les silicones par condensation C (Polysiloxanes).

    b- Les silicones par addition A (Polyvinyles).

8-2-2- Les Hydrocolloides

Les hydrocolloides considérés comme des : **« colloïdes hydrophiles »**, sont classés en deux familles et ce, en fonction de leurs réactions de gélification.

- Les hydrocolloides réversibles.
- Les hydrocolloides irréversibles (Alginates).

Ce sont les travaux de ***Poller*** en 1925, et ***Sears*** en 1937, qui ont démontré en premier que les hydrocolloides réversibles sont des matériaux permettant d'obtenir des empreintes d'une précision et d'une fiabilité remarquable. En 1939, apparurent les hydrocolloides irréversibles ou alginates, comme substituts des hydrocolloides réversibles du fait de la pénurie de l'agar-agar en provenance du Japon.

Les caractéristiques ainsi que la manipulation clinique des alginates sont décrites par ***Schoonover et Dickson*****,** mais leurs performances médiocres limitèrent leur utilisation à des situations cliniques simples n'impliquant pas une grande précision. En 1976, ***Lauritzen*** propose d'optimiser leurs performances par une mise en condition particulière et les intègre dans des empreintes plus élaborées comme exemple : les empreintes d'analyse occlusale.
Ce n'est qu'en 1981 qu'une nouvelle génération d'alginate apparaît : ***« Les alginates de classe A »***, leur association dans des techniques d'empreinte de prothèse fixée avec de nouveaux hydrocolloides réversibles de basse viscosité, sous le nom d'empreinte aux hydro alginates, est décrite par de nombreux auteurs tels que : ***Allard, Appleby et Cohen*** [25, 35, 39, 44, 45].
La notion **« d'état colloïdal »**, est caractérisée par l'existence de deux phases :

- Une phase dispersée, représentée par la distribution uniforme de fines particules d'un soluté.
- Une phase dispersive ou milieu dispersif [44].

Si ces deux phases sont compatibles, la phase dispersive restera suspendue dans le milieu dispersif. Tous les colloïdes sont appelés sols, quel que soit l'état de la phase dispersive (liquides, solides ou gazeux). Les matériaux hydrocolloides à empreinte sont des solides en suspension dans des liquides. Ce sont ainsi des sols hydrophiles [39, 45].

8-2-2-1- Les hydrocolloides réversibles

Le polymère de ce type d'hydrocolloides, est la gélose ***« agar-agar »***, qui constitue la phase dispersée en suspension dans un milieu essentiellement constitué d'eau. L'agar-agar est un colloïde hydrophile organique extrait d'algues rouges [39].

Sur le plan chimique, c'est un ester sulfurique d'un polymère linéaire du : **« D-galactose »**, sous forme de liquide ou de gel, ces colloïdes sont constitués de particules en suspension suffisamment petites pour l'obtention d'un mélange homogène. **(ANSI/ADA spécificité. N°11).**

a- La réaction de prise

Le gel thermosensible que forme l'agar-agar en se combinant avec de l'eau, présente un puissant pouvoir gélifiant. Celui-ci se liquéfie entre 71° et 100°C, et redevient un gel entre 30° et 50°C. Ce processus, purement physique et totalement réversible va dépendre uniquement du temps et de la température **(Figure 4)** [25, 37].

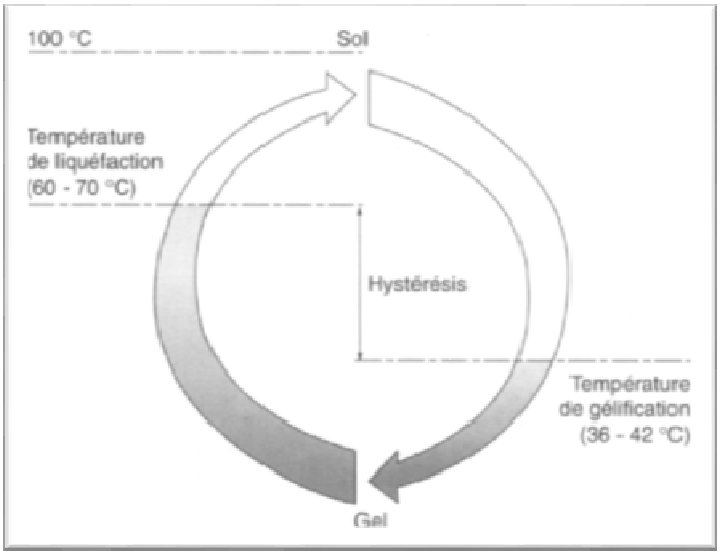


Figure 4 : Schéma de la réversibilité : gel ⟷ sol [39, 45]

b- Propriétés (Normes NF/EN 21-564-ISO 1564)

Les empreintes aux hydrocolloides réversibles sont d'une grande fidélité lorsqu'elles sont coulées rapidement, car aucun milieu de stockage satisfaisant ne permet de les conserver au-delà d'une heure. Lors du stockage, les échanges hydriques au sein même du matériau, connus sous le terme de synérèse, peuvent être à l'origine de variations dimensionnelles importantes [37]. La résistance à la compression, est d'environ 0,2 MN/m2, avec une déformation à la compression, comprise entre 0,01 et 0,098 MN/m2. La déformation permanente, est inférieure à 1,5 %, pour une déformation imposée au matériau de 10 % pendant 30 secondes [39, 47].

c- Indications

Ces matériaux, fluides et peu compressifs, sont particulièrement efficaces pour réaliser l'enregistrement de limites prothétiques supra-gingivales car leur relative fragilité ne pourrait supporter le retrait de limites sous-gingivales ou de zones de fort retrait [37]. L'obligation d'un traitement rapide de l'empreinte ainsi qu'une manipulation nécessitant un matériel couteux, en limitent l'utilisation dans les cabinets dentaires. Ils ont largement laissé place aux élastomères de synthèse précédemment décrits, qui présentent de meilleures caractéristiques et une utilisation bien plus simple [25, 39, 42, 45].

8-2-2-2- Les hydrocolloides irréversibles (Alginates)

Le polymère linéaire de base des hydrocolloides irréversibles est un sel, ou alginate de sodium ou de potassium. Ce sont les produits à empreinte les plus utilisés en médecine dentaire et ce depuis 1981, il s'agit de polysaccharides naturels extraits d'algues brunes **(*pheophyceaes*)**, ils apparaissent en dentisterie sous le nom « d'alginates » en 1945 [48].

La poudre d'alginate est constituée de sels alcalins (Na, K) de l'acide alginique, cet acide est constitué de deux unités mono saccharidiques, à savoir : l'acide **D-mannuronique** et l'acide **L-galuronique.** Seuls les groupements carboxyles de l'acide **D-mannuronique** sont solubles et forment des sols d'alginates lorsqu'ils sont mélangés avec de l'eau dans des proportions données **(Figure 8)**.

a- Composition (selon ANSI/ADA Spécificité N°18)

La composition des alginates, est représentée principalement par :

- **Les charges**, 60% (talc, oxyde de zinc, terre d'infusoire, terre de diatomée), c'est ce qui permet le contrôle de la consistance durant le malaxage et augmente la rigidité du gel et sa résistance mécanique. Ces éléments régulent également la viscosité de l'alginate (texture lisse et non collante). En plus de ces éléments, sont présent des correcteurs améliorant le goût et la teinte.
- **Les sels de l'acide alginique,** 12% : d'abord insolubles, ils sont rendus solubles par estérification par d'autres sels (sodium, Na et potassium, K), ce qui donne de **« l'alginate de sodium »** (le plus utilisé) ou de **« l'alginate de potassium » (Figure 5).**
- **Le Phosphate tri-sodique,** Na3PO4 : lui, permet de retarder le temps de prise pour augmenter le temps de travail du matériau.
- **Le Borax**, 0,2 %, quant à lui, augmente la densité et la résistance du gel, il ralentit le temps de prise.

b- Réaction de prise

La différence de solubilité des différents sels de l'acide alginique est à la base du phénomène de prise. En effet le sulfate de calcium s'hydrolyse au moment du mélange avec l'eau, et libère des ions Ca++ qui réagissent avec les groupements carboxyliques des alginates alcalins (Na+, K+) pour former l'alginate de calcium insoluble. Cette réaction de gélification en présence d'eau, correspond à la transformation irréversible du sol en gel, et se produit par simple échange d'ions [49] **(Figures 6 et 7).**

Ce processus purement chimique, et non pas physique, est une : ***« estérification »*** des groupements carboxyliques (à l'inverse des hydrocolloides réversibles).

La prise des hydrocolloides irréversibles dépend non seulement de leur composition, mais également du rapport poudre/liquide (10 g pour 20 ml), de la température de l'eau, et des conditions de stockage. Deux types commerciaux sont disponibles :

- **type 1 – prise rapide**, avec un temps de travail compris entre : 1,25 et 2 minutes.
- **type 2 – prise normale**, avec un temps de travail de : 3 à 5 minutes en moyenne [49].

Certains produits récents voient leur couleur se modifier lors de la prise, et de plus avec un mélange automatique (faisant appel à des malaxeurs sous vide) réduit significativement le temps de travail, offrant un matériau plus homogène, plus souple, avec une proportion de bulles nettement plus faible que lors d'un mélange manuel conventionnel [37].

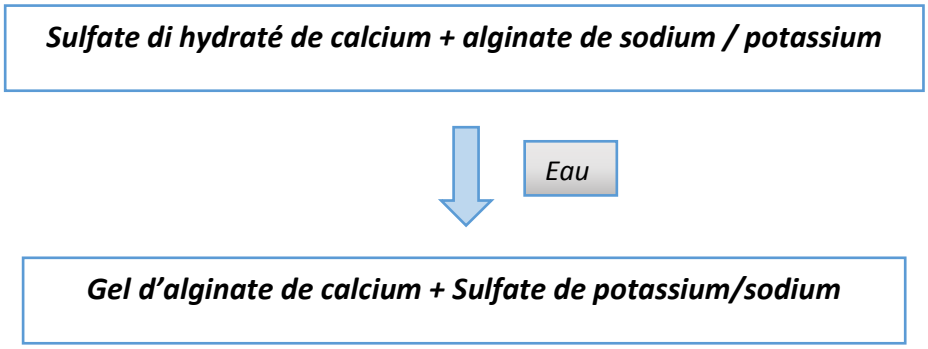


Figure 5 : Réaction de prise des alginates

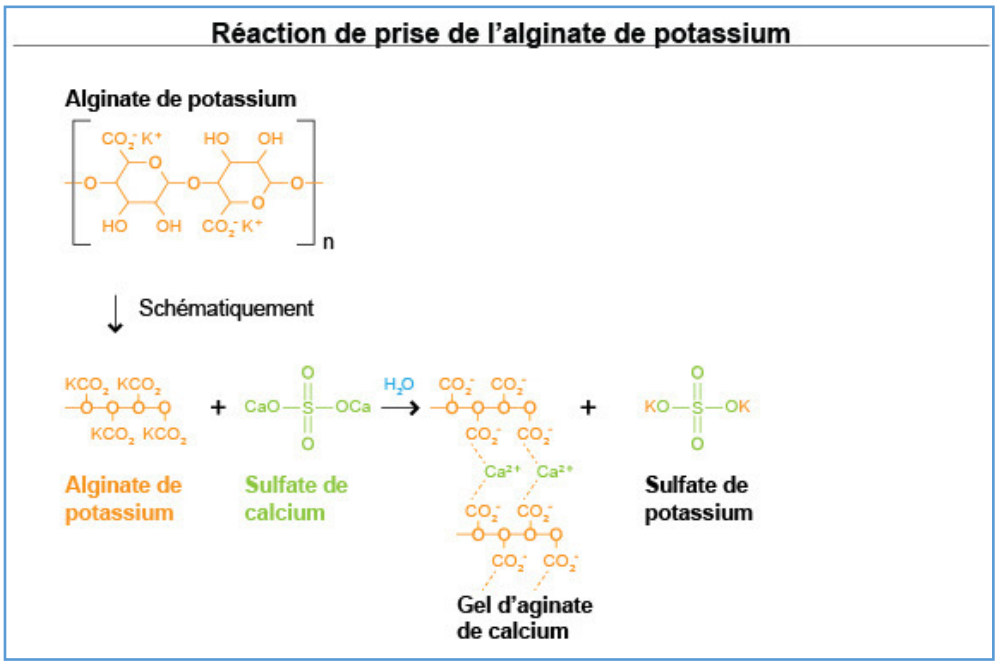


Figure 6 : Schéma représentant la formule de la réaction de prise de l'alginate de potassium [50]

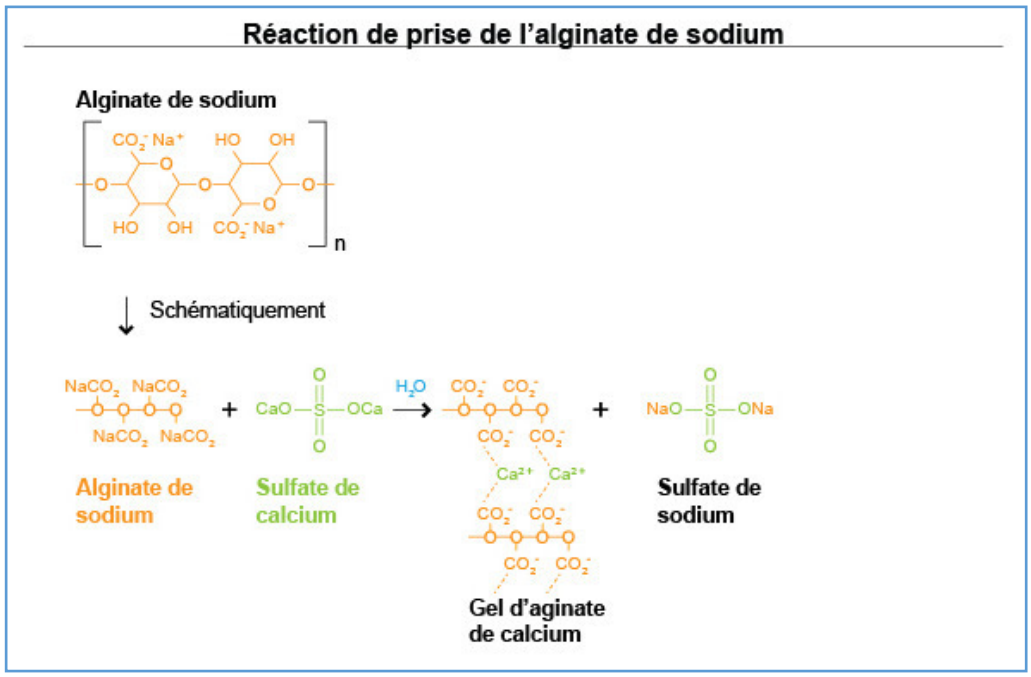


Figure 7 : Schéma représentant la formule de la réaction de prise de l'alginate de sodium [50]

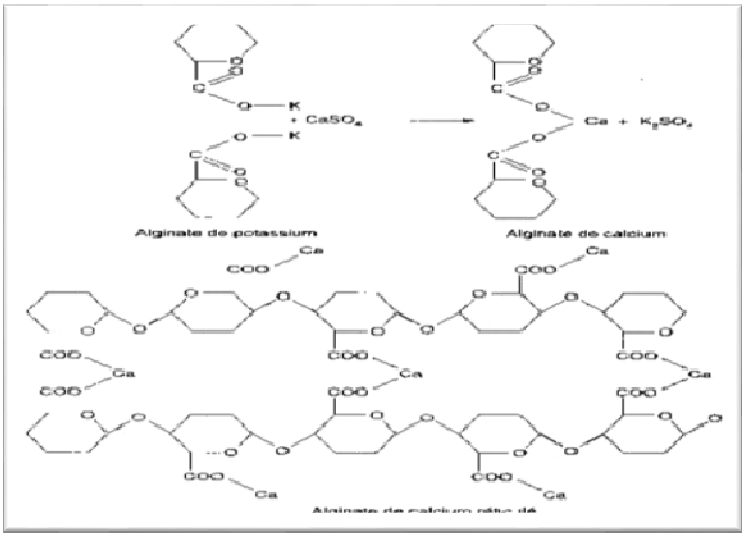


Figure 8 : Formule chimique d'un gel d'alginate de calcium réticulé [25, 44, 45]

c- Facteurs physiques/chimiques influençant le temps de prise

Il y a augmentation du temps de prise, en cas d'utilisation d'eau froide ou de retardateurs chimiques : (phosphate tri- sodique). Après épuisement du phosphate tri-sodique, il y a une réaction entre l'alginate et le réacteur (sulfate de calcium di hydraté) et formation d'un gel alcalin terreux insoluble. Une diminution du temps de prise se produit en cas d'élévation de la température de l'air ou de l'eau ou en cas d'utilisation d'une eau calcaire [51].

d- Classification et indications

Les indications sont déterminées par la classe de l'alginate. Il en existe trois (A, B et C), qui se différencient par deux critères principaux **(Tableau 1)** [36, 37, 49, 52] :

- Le temps de prise .
- Le degré de précision.

- Alginates de classe A

Indiqués pour les empreintes en prothèse fixée, ce sont les alginates les plus performants, grâce à leur granulométrie fine, leur faible viscosité et avec une reproduction des détails à 20 µm [36].

De plus, ils ont une meilleure stabilité dimensionnelle grâce à la présence de rétenteurs d'eau (gomme naturelle) qui permettent une conservation de quelques heures en sachets étanches. Actuellement, les classe A sont les plus utilisés **(Figure 9)** [46, 49].

- Alginates de classe B

Avec une reproduction des détails à 50 µm , ils sont indiqués pour la réalisation d'empreintes pour les prothèses amovibles partielles.

- Alginates de classe C

Leur reproduction des détails est de 75 µm indiqués pour les empreintes d'étude, les empreintes antagonistes, les empreintes primaires, et la réalisation de duplicatas [39, 45].



Figure 9 : Empreinte aux alginates classe A [39]

e- Propriétés

Les propriétés et les caractéristiques, des différentes classes d'alginate, sont présentées dans le tableau suivant **(Tableau 1)** :

Caractéristiques	Classe A	Classe B	Classe C
Viscosité (viscosité / grandeur) (en mm)	**Supérieure à 33**	De 27 à 36	Inférieure à 30
Reproduction des détails (en µm)	**20**	50	75
Déformation permanente (%)	**Inférieure à 3**	Inférieure à 5	inférieure à 7

Tableau 1 : comparaison des caractéristiques entre les alginates A, B et C [49]

- La valeur du ratio **eau/poudre** conditionne la stabilité dimensionnelle des alginates et influence la résistance à la compression et la déformation permanente du matériau final.
- La résistance au déchirement des alginates est proche de celle des hydrocolloides réversibles, mais beaucoup plus faible que celle des différents élastomères. Les variations dimensionnelles des hydrocolloides irréversibles s'expliquent principalement par les mouvements de l'eau qu'ils renferment en grande quantité [25, 36].
- A l'air libre, le matériau se contracte en perdant de l'eau par évaporation, il s'agit du phénomène de **« synérèse »**, à l'inverse, lorsqu'il est immergé, il se dilate en absorbant de l'eau, c'est le phénomène **« d'imbibition »** [25, 33, 37, 41, 46].
- Le mélange automatique réduit le temps de travail, et permet l'obtention d' un matériau homogène, par rapport à un mélange manuel [53].
- Si les alginates de classe A sont capables de reproduire des détails de 20 microns, cette précision ne peut être conservée au-delà d'une heure, même dans un milieu saturé d'humidité [54].
- L'incompatibilité de certains alginates avec certains plâtres peut également nuire aux qualités finales du modèle.

f- Caractéristiques des alginates

- La déformation sous compression est comprise entre : 5 et 20 % [39, 46] .
- La recouvrance après déformation, est d'au moins 95 %.
- La résistance à l'écrasement est d'au moins 0,35 MPa.
- Les alginates sont compatibles avec le plâtre.
- La reproduction des détails : le modèle en plâtre de la marque recommandée, issu de la coulée de l'empreinte, doit reproduire sans interruption une rainure de 50 µm.
- Ils présentent une faible résistance mécanique à la compression.
- Leur résistance au déchirement est faible.
- La précision de surface des alginates de classe A est assez bonne (environ 20 µm).
- La stabilité dimensionnelle est faible, ce qui implique une coulée rapide.
- La mouillabilité est représentée par angle de contact inférieur à 90° [54].
- Ce sont des matériaux à hydrophilie importante.
- Ce sont des matériaux considérés comme élastiques.
- Les alginates sont thixotropes et légèrement compressifs au dosage usuel.

- Le temps de spatulation : au minimum 30 secondes.
- Le temps de travail est d'environ : de 2 à 3 minutes pour les alginates normaux, et de 1,25 à 2 minutes pour les alginates à prise rapide.
- Le temps de prise est estimé en moyenne : à 3,5 minutes [46].
- Le recouvrement élastique est de : 97,3 %.
- La flexibilité est de : 12 %.
- La résistance au déchirement est estimée : entre 380 et 700 g/cm.
- La capacité de définition : la précision minimale des hydrocolloides irréversibles est de 0,075 mm, et selon ***Wolkensztejn***, certains alginates seraient capables d'enregistrer des édentations d'une largeur de 29 microns sur une profondeur de 6,7 microns [55, 56].
- Les alginates sont peu solubles dans l'eau et les solvants organiques.
- La résistance à la rupture est d'environ : 3500 g/cm^2.
- L'allongement est compris entre : 10 à 20 %, pour des forces comprises entre 100 et 1000 g/cm^2.
- La viscosité des hydrocolloides irréversibles, dépend de nombreux facteurs :

  - ✓ **La température** : la viscosité diminue lorsque la température ambiante augmente de 700 centipoises à 20 °C, et de 300 centipoises à 50 °C ***(selon Richard).***
  - ✓ **La concentration :** la viscosité augmente avec la concentration, de 150 centipoises pour 0,5 %, jusqu'à environ 1400 centipoises à 1 %.
  - ✓ **Temps et polymérisation :** la viscosité diminue quand on rajoute des sels.

Chapitre 2 :

Le risque infectieux dans la chaine prothétique

1- Eléments d'écologie buccale

La cavité buccale est tournée à la fois sur le milieu extérieur et sur le milieu intérieur, se comportant comme une véritable interface. Mais constitue surtout un « habitat microbien buccal », par l'abondance et la diversité des différentes espèces microbiennes qu'on y retrouve, formant ce qui est définit comme un « écosystème » [57, 58]. L'équilibre physiologique de cet écosystème est le résultat d'un déterminisme lié à des facteurs à la fois, endogènes et exogènes, et toute modification de ces facteurs entrainera une perturbation de cet équilibre microbien, se transformant en un état pathologique, à savoir l'infection. Les praticiens devront prendre en compte cette notion d'écosystème afin d'évaluer de façon précise le risque infectieux dans la pratique quotidienne, et de gérer ce risque dans l'optique de tout mettre en œuvre afin de ne pas nuire au patient d'où la notion de **« *Primum non nocere* »** [59].

1-1- Ecosystème buccal

L'écosystème, se définit comme étant un ensemble dynamique d'organismes vivants qui interagissent entre eux et avec le milieu dans lequel ils vivent, il s'agit donc d'une communauté biotique qui vit et interagit dans un environnement abiotique [57, 58, 60].

La cavité buccale se comporte comme un écosystème complexe, évoluant de façon constante, du fait de la présence de nombreuses niches écologiques et par la diversité anatomique importante (la langue, les joues, les dents, les muqueuses….etc.) [61, 62].

Ecosystème	=	Biotope	+	Biocénose
		(Environnement physico-chimique)		(Communauté d'êtres vivants)

1-1-1 - Les éléments physico-chimiques

Les facteurs physico-chimiques sont la conséquence d'actions combinées de l'hôte, des bactéries et des facteurs externes permettant une croissance des microorganismes, qui dépend de variables importantes [27, 57, 58, 61, 63]. Ainsi chaque paramètre pour un habitat donné, influence la sélection des micro-organismes et aide à maintenir l'équilibre dans la population bactérienne et tous ces paramètres sont liés et sont dépendant, de l'hôte ainsi que de l'alimentation, mais aussi et surtout de l'hygiène buccale [61].

1-1-2 - Le fluide buccal

Constitué principalement de la salive, du fluide gingival, des micro-organismes et des débris issus de différents sites de la cavité buccale.

La salive est un mélange complexe provenant des glandes salivaires (parotide, sous-maxillaire, sublinguale, glandes accessoires), elle contient 99% d'eau, des glycoprotéines, protéines, hormones…etc. Le fluide gingival est un exsudat d'origine plasmatique qui transite depuis le tissu conjonctif à travers l'épithélium de jonction dans le sillon gingivo-dentaire. La salive est le principal facteur influençant l'hydrométrie et le PH, de plus elle constitue un apport nutritionnel important aux microorganismes buccaux [61].

1-1-3 - L'environnement humide (hydrométrie)

L'humidité buccale est apportée principalement par la salive qui a une grande influence sur l'écologie buccale [63]. Les ions et les composants organiques (glycoprotéines et protéines), influencent la sélection et l'établissement de la flore buccale, par colonisation des surfaces favorisants l'adhérence de certains micro-organismes à des sites sélectifs [58].

1-1-4 - Le pH

La majorité des bactéries buccales ont un pH optimal de croissance compris entre 6 et 7,8. Le pH de la cavité buccale est maintenu près de la neutralité (6,7 à 7,3) par l'activité tampon de la salive qui neutralise l'acidité des aliments consommés, et celle produite par les bactéries.

1-1-5 - Les nutriments

Chaque espèce bactérienne a ses exigences nutritionnelles. La salive est une importante source de nutriments et reste suffisante pour la croissance bactérienne en absence d'apports alimentaires exogènes. Elle contient de l'eau, des hydrates de carbone, des glycoprotéines, des protéines, des acides aminés, et différents ions.

Les composants alimentaires exogènes, dont les hydrates de carbone et les protéines, ont la plus grande influence sur la composition du biofilm dentaire [60].

1-1-6 - La température

La température de la cavité buccale est relativement constante (34 à 36° C en moyenne) et autorise la croissance d'un grand nombre d'espèces bactériennes.

La température au niveau des dents et des muqueuses doit varier davantage lors des prises alimentaires. Les microorganismes colonisateurs de ces sites sont exposés à des écarts chaud/froid et doivent s'adapter à ces variations extrêmes.

1-1-7 - Le potentiel d'oxydo-réduction et anaérobiose

Se mesure par le potentiel d'oxydo-réduction ou potentiel redox (Eh), qui est influencé par la présence ou pas d'oxygène. Les bactéries anaérobies ont besoin d'un environnement à Eh négatif pour leur croissance, tel que le sillon gingivo-dentaire et les surfaces proximales des dents. Les bactéries aérobies, quant à elles ne nécessitent pas un environnement à Eh négatif, elles sont capables de modifier un environnement à Eh positif pour le rendre Eh négatif, ce qui explique que l'on retrouve souvent dans les infections buccodentaires une association aérobie-anaérobie, on les retrouve principalement sur le dos de la langue, les muqueuses palatine et jugale [60].

1-2- Les structures de la cavité buccale

Sur la base de critères morphologiques et physiques, la cavité buccale présente de nombreux écosystèmes, chacun d'entre eux avec des déterminants écologiques distincts (épithélium buccal, surfaces dentaires supra et sous gingivales…etc.).

On retrouve dans la structure de la cavité buccale, à la fois des structures dures non désquameuses, présentant des sites de colonisation microbienne, en situation sus et sous gingivales, mais aussi des surfaces molles, sous forme de deux types de muqueuses (kératinisée et non kératinisée). La dent à elle seule peut être considérée comme un habitat, de par la particularité de son anatomie (incisives, molaires, les différentes faces…etc.), hébergeant ainsi diverses communautés microbiennes [27, 60, 63].

1-2-1- L'épithélium buccal

Pouvant être kératinisé ou pas (exemple de sillon gingivo-dentaire), caractérisé par une desquamation continue des cellules épithéliales superficielles, assurant ainsi une élimination

rapide de bactéries fixées. Cet épithélium recouvre la face interne des joues, la langue, le plancher buccal et le palais. La surface épithéliale buccale (exception faite à la langue), n'est que faiblement colonisée par les bactéries (0 à 25 UFC/ cellule épithéliale) [61].

1-2-2- La langue

La face dorsale de la langue semble abriter l'une des niches bactériennes les plus complexes de l'écologie humaine, car elle présente une morphologie caractérisée par des irrégularités telles que : fissures et zones dépaillées. La présence de papilles offre une importante surface qui favorise l'accumulation de débris et de micro-organismes, ainsi que la formation d'un enduit lingual se présentant comme une couche blanchâtre composée de cellules épithéliales et sanguines, de métabolites et de nutriments.

Environ 100 bactéries s'attachent à une cellule épithéliale de la face dorsale de la langue, pour seulement 25 bactéries sur les autres cellules épithéliales d'autres sites buccaux [61].

1-2-3- La pellicule acquise exogène (PAE)

Il s'agit d'un film très fin d'origine protéique, d'une épaisseur d'environ 1 micron. Il se forme spontanément sur la surface dentaire par absorption sélective des protéines salivaires. C'est une entité pouvant être bénéfique à la santé bucco-dentaire, ou à l'inverse dans certaines conditions particulières participer à son déséquilibre.

Constituée de glycoprotéines, phosphoprotéines, IgA, IgG, lysosomes…etc., elle est le site préliminaire et indispensable à la fixation de bactéries dites « pionnières ». Ces bactéries pourront par la suite se développer, après une succession d'évènements, et sous le contrôle de nombreux paramètres, contribuer à la formation du « biofilm dentaire » [61].

1-3- Les biofilms

1-3-1- Présentation générale des biofilms

Les biofilms ont été déjà décrits par ***Van Leeuwenhoek*** dès le XVII^{ème} siècle, et la notion actuelle n'est apparue qu'à la fin des années 70. Le biofilm est définit comme étant : un film de microorganismes d'une ou plusieurs espèces, adhérant à une surface submergée ou soumise à un environnement aqueux. Les cellules microbiennes se développent dans une matrice formée de : bio polymères, de protéines et d'acides nucléiques. Cette matrice est

fortement hydratée, elle permet la survie de ces microorganismes et favorise leur nutrition, il en résulte une architecture complexe et dynamique exceptionnelle [64].

La biodiversité de cette communauté microbienne ainsi que sa capacité d'adhésion, fait que tout type de surface peut être colonisé, avec une évolution inéluctable, qui sera fonction des changements des conditions physico-chimiques [65].

L'adhérence et la colonisation des bactéries sur les surfaces dentaires sont à l'origine d'un écosystème complexe : le biofilm dentaire. C'est cette adhérence qui permet la formation d'une communauté organisée et multi-espèces [64]. Les surfaces dentaires et parodontales baignent constamment dans le fluide buccal (salive, fluide gingivale…), c'est ainsi que s'organisent les microorganismes en biofilm [61].

1-3-2- Formation du biofilm buccal

Le biofilm dentaire se développe préférentiellement sur les surfaces protégées des frictions mécaniques, telles que les faces proximales et les espaces sous-gingivaux. La cavité buccale est l'unique site où la présence des tissus durs permet le développement d'une flore organisée en biofilm, alors que la desquamation des tissus épithéliaux favorise plutôt l'élimination bactérienne de la plupart des muqueuses [66].

L'étape initiale à la formation du biofilm est la fixation des bactéries pionnières, avec un nombre restreint d'espèces bactériennes principalement : *Streptococcus mitis, Streptococcus gordonii, Actinomyces naeslund*i. Le ratio le plus important est plus en faveur des Actinomyces, qui pourrons se fixer sur la PAE, sans pour autant assurer la diversité de cet écosystème [67].

En revanche cette primo colonisation reste indispensable à la fixation ultérieur d'autres espèces bactériennes. Il se produira par la suite une maturation de ce biofilm, par un changement du ratio *streptocoques/Actinomyces,* où le nombre de streptocoques augmentera de façon considérable pendant les 12 premières heures, alors que celui des Actinomyces diminue entre 4 à 12 heures.

Apres quelques heures se produira une colonisation tardive dite : secondaire, par d'autres espèces bactériennes, principalement des Gram – telles que : *Fusobacterium, Haemophilus, Porphyromonas, Veillonella, Prevotella*…etc.

Le biofilm se développe en épaisseur, un équilibre s'établit en 2 à 3 semaines, jusqu'à des proportions d'environ 10^9 bactéries / mg de matière **(Figure 10)**.

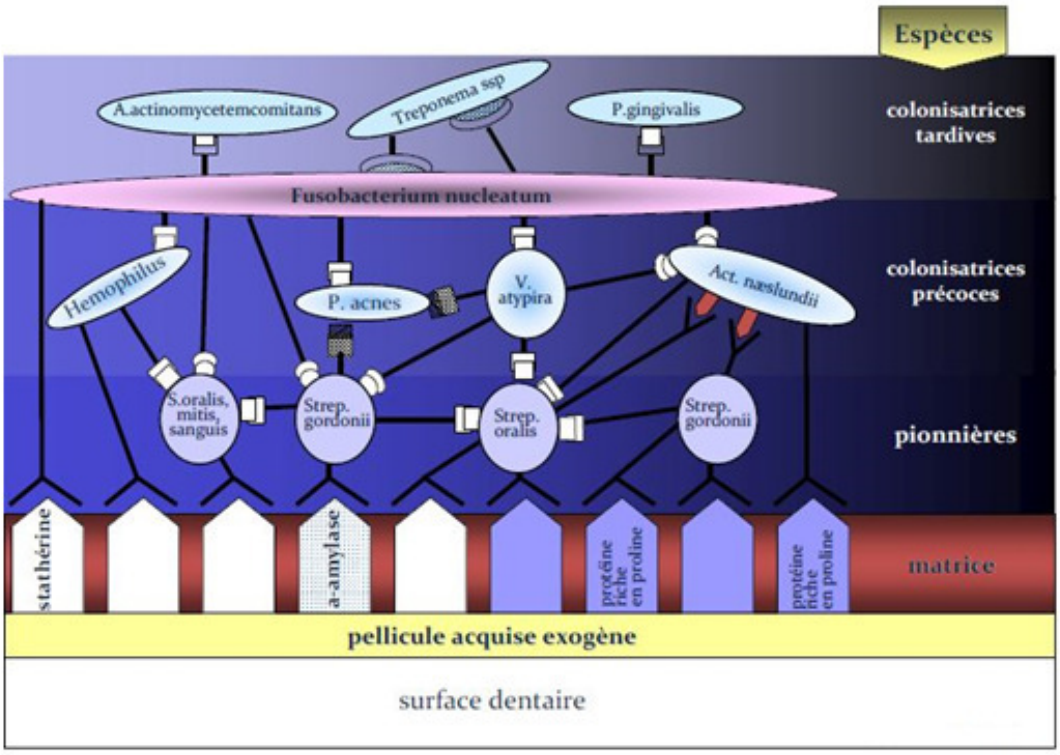


Figure 10 : Schéma représentant la formation du biofilm dentaire selon Kolenbrander et **London** [57]

A l'état normal, les bactéries et l'hôte vivent en harmonie, la flore buccale est dite **« commensale »,** du latin *cum mensa*, voulant dire « manger à la même table ». Une rupture de l'équilibre par modification des rapports bactéries / hôte et bactéries / bactéries, compliquée par l'apparition de bactéries pathogènes, aboutit à la maladie carieuse et/ou parodontale [61, 64, 68].

1-4- La flore buccale

D'après ***Gibbons*** *et* ***Van Houte***, à la naissance, la cavité buccale est stérile, après quelques heures de vie, elle est colonisée, une flore bactérienne voit le jour et s'y développe, en moyenne 750 millions de bactéries par ml de salive.

A 10 jours les premières espèces apparaissent, à 5 mois la moitié des espèces bactériennes sont présentes, et à 6 mois avec l'apparition des dents, toutes les espèces bactériennes sont présentes dans la cavité buccale [57].

Un individu	**10^{13} cellules eucaryotes** **10^{14} bactéries**
Dans la cavité buccale	**10^{10} bactéries avec plus de 500 espèces différentes** **En 2 heures, 6 milliards de bactéries sont renouvelées** **En 4 heures, il y a entre 2,5 x 10^5 et 6,3 x 10^5 bactéries par mm^2 de dent** **1 mg de biofilm dentaire contient 10^9 bactéries**
Sur les cellules épithéliales **Face interne des joues** **Face dorsale de la langue**	**Pour une cellule, de 0 à 25 bactéries** **Pour une cellule, 100 bactéries**

Tableau 2 : La flore buccale en quelques chiffres [61]

La salive, contient près de 100 millions de bactéries / ml, et entre 300 à 500 espèces cultivables différentes. Les muqueuses sont moins riches en bactéries : 0 à 25 UFC/cellule épithéliale où les Streptocoques sont dominant, ainsi que le « *Neisseria, Veillonella* » [60].

Au niveau de la langue, la flore y est plus riche : 100 UFC/cellule épithéliale, où le « *Streptococcus salivarius* » y est dominant, avec : « *Veillonella, Actinomyces, Bacteroides, Peptostreptococus* ». La flore buccale est également très riches en germes anaérobies : « *Bacteroides, Fusobacterium, Peptostreptococus, Porphyromonas, Prevotella, Aggregatibacter* ». La composition de la flore buccale commensale est impliquée dans un système stable et en équilibre, stabilité appelée « homéostasie microbienne », tout changement dans la dynamique de l'environnement perturbe cet équilibre **(Tableau 2)** [14, 64, 66].

La flore buccale évolue constamment avec l'âge. A partir de 70 ans, la prévalence des *staphylocoques (S. aureus), Lactobacilles, Actinomyces naeslundi*, augmente considérablement. A partir de 80 ans, ce sont les levures, exemple du *Candida albicans,* qui prédominent la flore. La plaque dentaire devient ainsi un réservoir non négligeable de germes pathogènes : le *Staphylocoque aureus* (25.4%), *Pseudomonas aeruginosa* (18.1%), *Haemophilus parainfluenzae* (10.9%) [57, 58, 62].

Le port des prothèses, associé à l'âge, contrarie l'équilibre de la flore buccale, le développement des levures et du *Staphylococcus aureus* augmentent. Ainsi 46% des prothèses chez les personnes âgées et dépendantes, présentent : des *Enterococcus cloacae* (18%), *Klebsiella pneumoniae* (16%), des *S. aureus* (10%), des *Escherichia coli* (8%), des *H. parainfluenzae* (4%) et enfin des *Pseudomonas aeruginosa* (2%). Ces Souches bactériennes sont connues pour être potentiellement pathogènes **(Tableau 3)** [57, 61, 62, 65, 69].

Genres à Gram positif	**Genres à Gram négatif**
Cocci	
Peptococcus, Peptostreptococus, Streptococcus	*Neisseria, Veillonella*
Bacilles	
Actinomyces, Bifidobacterium, Corynebacterium, Eubacterium, Lactobacillus, Propionibacterium, Rothia	*Actinobacillus, Bacteroides, Campylobacter, Capnocytophaga, Fusobacterium, Haemophilus, Klebsiella, Leptotrichia, Prevotella, Porphyromonas, Pseudomonas, Selenomonas, Treponema*

Tableau 3 : Principaux genres bactériens présents dans l'écosystème buccal (Barsotti) [61]

2- Le risque infectieux dans la chaine prothétique

2-1- Les agents pathogènes transmissibles

2-1-1- Les Bactéries

Les principales bactéries pathogènes sont [70] :

- Les *Staphylocoques,* principalement le *Staphylococcus aureus.*
- Le *Mycobacterium tuberculosis.*
- Le *Streptococcus pyogenes.*

Cependant, n'importe quelle bactérie peut, en principe, être transmise, pour autant que l'hôte présente un risque infectieux élevé par exemples : *Pseudomonas aeruginosa, Candida albicans, Legionella* [61, 65].

2-1-2- Les Virus

La plupart des virus peuvent être transmis en pratique dentaire. Nous ne signalons ici que les principaux, en raison du risque de pathologies graves, qu'ils représentent ou, de l'importance du risque infectieux [60, 71].

Peuvent être présents dans le sang :

- Le virus de l'hépatite B (HBV).
- Le virus de l'hépatite C (HVC).
- Le virus de l'immunodéficience humaine (VIH).

Peuvent être présents dans les lésions buccales et labiales :

- Le virus de l'Herpès simplex types 1 et 2.
- Certains entérovirus (ex : Coxsackie A).

Peuvent être présents dans les sécrétions respiratoires ou la salive :

- L'*influenzae-virus* et *Parainfluenzae-virus*.
- Le virus des oreillons.

Les virus qui constituent un risque selon le terrain (immunodépression, grossesse) sont :

- Le *Cytomégalovirus*, le *virus Epstein-Barr*, le virus *de la rubéole* et le *Parvovirus B19* [70].

2-1-3- Les micromycètes

Il s'agit de champignons microscopiques, avec plus de 100 000 espèces répertoriées à ce jour, et environ une centaine est potentiellement pathogène pour l'homme, sous forme de mycoses [61]. Les principales espèces de micromycètes impliquées dans les pathologies de la sphère ORL sont :

- Les mycoses à levures opportunistes : *Candida albicans* et autres *Candida*.
- Les mycoses à champignons dimorphiques : *Histoplasma*, *Blastomyces*, *Paracoccidiodes*.
- Les mycoses à champignons filamenteux opportunistes : *Aspergillus*.

2-1-4- Les zooparasites

Par définition, ce sont des êtres vivants qui vivent de façon temporaire ou permanente aux dépend d'un autre être vivant supérieur représenté par l'hôte, sans toutefois le détruire.
Parmi ces organismes, on distingue les protozoaires, parasites unicellulaires à développement intracellulaire et les métazoaires, parasites pluricellulaires complexes représentés chez l' homme par les Helminthes dont les plus connus sont le tænia responsable des tæniases et les douves agents des distomatoses [57, 61].

2-1-5- Les agents transmissibles non conventionnels (ATNC)

Ou également appelés **« prions »** ne sont pas responsables de pathologies bucco-dentaires à proprement parler, néanmoins compte tenu de leur mode de transmission non conventionnel, ils restent indispensables à décrire dans notre profession spécialement dans les procédés de désinfection, de décontamination et de stérilisation afin de lutter contre leur transmission [60, 61].

Un prion est un type d'agent pathogène de nature protéique (constitué d'une protéine ayant adopté une conformation ou un repliement anormal). Les prions de mammifères sont les agents causals responsables des encéphalopathies spongiformes transmissibles (EST) [72].

Parmi les EST les plus connues, on peut citer chez l'homme, les différentes formes de la maladie de ***Creutzfeldt-Jakob,*** l'insomnie fatale familiale (IFF), le syndrome de ***Gerstmann-Sträussler-Scheinker*** (SGSS) [73].

2-2- Evaluation du risque infectieux dans la chaine prothétique

Au cours des 30 dernières années, la recherche, en matière de lutte contre la transmission de l'infection, s'est intensifiée pour répondre au risque accru de contamination avec l'apparition de nouvelles maladies infectieuses et la résurgence de pathologies qui avaient été éradiquées grâce à l'antibiothérapie [8, 74].

- La première période d'intensification des procédures de lutte contre les infections liées aux soins, se situe au cours de la décennie 1980, avec l'apparition de l'infection par le virus de l'immunodéficience humaine (VIH).
- La seconde période concerne les années 1990 avec l'épidémie d'encéphalopathie spongiforme bovine (ESB) et sa transmissibilité à l'homme. Cette encéphalopathie spongiforme transmissible (EST) est une variante de la maladie de Creutzfeldt-Jakob.

Les difficultés à maîtriser sa transmission, son élimination et à identifier le prion, agent transmissible non conventionnel (ATNC) responsable de la maladie, seront à l'origine de la mise en place de procédures d'hygiène renforcées en milieu de soins [75, 76].

Les infections transmises en milieu dentaire, du fait d'une part, de leur rareté présumée et de la difficulté à les mettre en évidence chez les sujets traités en ambulatoire, sont probablement sous-estimées. Une contamination par le sang des instruments utilisés en dentisterie n'est pas rare. Il faut rappeler que même une quantité très faible de sang dont le praticien ne réalise pas forcement la présence au niveau d'un instrument peut entraîner une hépatite B chez le patient suivant, si l'instrument ne subit pas, avant de resservir, un traitement adapté [70, 77].

Le risque viral le plus élevé semble être lié à l'usage des portes-instruments rotatifs. Diverses études expérimentales ont montré qu'un refoulement des liquides biologiques vers les canaux et la chambre interne, se faisaient même avec des appareils équipés de système anti-retour. Ensuite, lors de la réutilisation de l'appareil, un relargage progressif de produits biologiques potentiellement contaminés s'effectue dans la bouche du patient suivant.
Par ailleurs l'usage de lubrifiant accroit la résistance à la désinfection du VIH en cas de procédure de nettoyage inadaptée [28, 70, 78].

La profession de médecin dentiste fait partie des métiers dits à « haut risque » selon ***R.Zeitoun (2006)***.

Les risques de contamination dans le cabinet dentaire sont liés à plusieurs facteurs, la gestuelle est le plus grand transmetteur de microorganismes (environ 73 %), le virus de l'HIV résiste jusqu'à 5 jours à l'air libre.

Les travaux de prothèse et le matériel utilisé sont des dispositifs médicaux semi-critiques, présentant un risque infectieux médian et relèvent donc de la même procédure de traitement, quant à leur désinfection [17, 79, 80].

Destination du matériel	**Classement du matériel**	**Niveau de risque infectieux**	**Niveau de traitement requis**
Introduction dans le système vasculaire ou dans une cavité ou tissu stérile Exemple : instruments chirurgicaux, implants…	critique	Haut risque	Stérilisation ou matériel à usage unique
En contact avec la peau ou les muqueuses **Exemple : miroir, empreintes…**	**Semi- critique**	**Risque médian**	**Désinfection niveau intermédiaire**
En contact avec la peau ou sans contact direct avec le patient Exemple : meubles, lits…	Non critique	Risque bas	Désinfection de bas niveau

Tableau 4 : Classement des dispositifs médicaux et niveau de traitement requis [4]

Ils représentent un maillon non négligeable de la chaîne d'asepsie et doivent retenir toute notre attention en clinique et au laboratoire. En effet, les empreintes, les prothèses, l'ensemble des dispositifs et du matériel mis en oeuvre au cours de leur réalisation, représentent une source de contamination croisée et doivent être manipulés de manière à éviter toute exposition des patients et des personnels à des agents infectieux. De ce fait, une procédure de désinfection doit être instaurée, en accord avec les différents partenaires ; elle relève au minimum de l'emploi d'un désinfectant de niveau intermédiaire **(Tableau 4)** [27, 80].

Des prélèvements réalisés sur des cires d'occlusion, des empreintes, des maîtres modèles et des prothèses permettent d'identifier, dans 67 % des cas : le *Staphylococcus aureus,* des *streptocoques* non groupables, le *Pseudomonas sp.*, l'*Escherichia coli,* l'*Enterobacter sp., le Corynebacterium sp.,* la *Neisseria sp.,* le *Bacillus sp.,* le *Klebsiella sp.* ; la colonisation des prothèses adjointes par le *Candida* sp. est également fréquente [75].

Il est important de noter, que l'identification virale n'a pas été réalisée au cours de toutes ces études [8, 80].

La prévention des transmissions croisées est le seul rempart vis-à-vis des pathologies infectieuses virales et à ATNC qui échappent à toute thérapeutique ; les données épidémiologiques indiquant clairement que la notion de ***« population à risque »*** est largement dépassée. La règle générale des précautions standards, est de considérer tout patient comme potentiellement infectieux ; et qu'en milieu de soins, les risques de transmission concernent les personnels, le matériel et l'environnement [8, 81].

Ainsi le risque infectieux pour tous les protagonistes de la chaine prothétique est omniprésent, et ce durant toutes les étapes de réalisation de la prothèse, et spécialement le technicien prothésiste, parce qu'il est impliqué par la toute première étape au laboratoire : la **« réception d'une empreinte en provenance du cabinet dentaire »** [82, 83].

Les empreintes sont souillées de sang et/ou de salive du patient. Malgré leurs bonnes fois respectives, le praticien comme le patient peuvent ignorer la présence, lors de la prise d'empreinte, de virus ou de microbes. De plus, l'empreinte n'est pas forcément désinfectée avant son acheminement au laboratoire. Et lorsqu'elle l'est en surface, elle peut toujours contenir en profondeur des poches de salive ou de sang contaminés. Lors du traitement de ces empreintes, ces microbes ou virus (hépatites B et C, tétanos, sida…) peuvent être transmis au prothésiste par contact avec la peau, les muqueuses, les yeux (projections), les voies respiratoires ou sanguines (blessures, plaies ouvertes). Les articles transférés entre la clinique et le laboratoire dentaire ayant été en contact avec des sécrétions biologiques (sang et/ou salive), sont des porteurs potentiels de plusieurs germes pathogènes [6, 71, 84].

Des virus (VHB et VHC, VIH, les virus d'herpès simplex de types 1 et 2), des champignons et des bactéries sont souvent identifiés sur les articles ayant été en bouche [71, 84]. Les microorganismes présents sur les empreintes et les pièces prothétiques

inadéquatement désinfectées, sont transférés aux employés du cabinet dentaire, aux techniciens prothésistes, aux instruments et à l'environnement du laboratoire [71]. Le risque de contamination croisée doit être intercepté à ce niveau par la mise en fonction d'un protocole d'asepsie des prothèses, de l'instrumentation et des surfaces environnementales du laboratoire. Le risque réel d'infection par la manipulation des articles non désinfectés pour un technicien prothésiste ne peut pas être précisément estimé. Toutefois, la contamination d'un technicien lors de la réparation d'une prothèse partielle amovible d'un patient porteur du VHB a déjà été rapportée dans la littérature [85, 86].

En l'absence d'études bien conçues avec des protocoles rigoureux afin de déterminer l'amplitude du risque, nous sommes obligés d'agir comme si le risque était important et désinfecter ou stériliser, selon le cas, tout article envoyé au laboratoire [79, 81, 87].

Les laboratoires dentaires peuvent être regroupés dans deux catégories selon le risque de contamination croisée, soit à faible ou à haut risque. Les laboratoires qui se situent dans un cabinet dentaire sont en général plus à risque : les réparations faites en clinique, les ajustements et le polissage des prothèses, la coulée des empreintes sont effectués pendant une période de temps limitée. Cette particularité du laboratoire dit interne pose des restrictions sur les procédures de décontamination effectuées. Dans un laboratoire dit externe ou commercial, la restriction de temps n'existe pas et un protocole rigoureux peut être facilement appliqué. Le laboratoire commercial joue néanmoins un rôle important dans la chaîne de contamination croisée : un médecin dentiste envoi un à quatre cas par jour à un laboratoire et un laboratoire dentaire de taille moyenne reçoit environ 80 empreintes par semaine. Selon certains auteurs, ce nombre augmente jusqu'à 30 à 60 empreintes par jour et les statistiques démontrent que 67 % des articles reçus dans un laboratoire sont chargés de microorganismes d'une pathogénicité variable [71, 81].

Chapitre 3 :

La décontamination des empreintes

1- Notions générales d'asepsie et de désinfection

Les principales voies d'accès de la contamination des praticiens et des personnels techniques dans la chaine prothétique, via les empreintes sont les voies aériennes, conjonctivales et percutanées. La recherche s'intéresse à mettre au point un mode efficace de désinfection des empreintes avant leur transfert au laboratoire. Les protocoles des différentes études sont difficilement superposables en raison de la variété des conditions expérimentales. En effet, la mise en œuvre des solutions, les concentrations et les modes d'actions sont très variables. Si certaines études ont pour objectif la désinfection des matériaux à empreintes et d'autres la désinfection des matériaux de répliques, toutes ont en commun la recherche du meilleur compromis entre : ***« La conservation des qualités physicochimique des matériaux à travers la précision dimensionnelle et la reproduction des détails, d'une part, et l'efficacité de l'inactivation microbienne, d'autre part »*** [5, 28, 78, 88].

2- Historique

De tous temps, la lutte contre les maladies infectieuses a tenu une place importante, et ceci bien avant que le mot antiseptique ne soit employé, de nombreuses substances ont été utilisées afin d'éviter les risques de contamination. Dans la mythologie de l'antiquité gréco-latine, ***ASCLEPIOS*** ou ***ESCULAPE***, divinité de la médecine, avaient deux filles : ***HYGIE*** protectrice de la santé, et ***PANACEE*** qui rétablis la santé à l'aide de médicament [89, 90].

Au moyen-âge, le terme ***PANACEE*** devient le terme commun signifiant remède universel à tous les maux, et ce n'est qu'au XVI^{ème} siècle que le mot « hygiène » entre dans la langue française. Dès l'antiquité, de nombreuses substances (épices, essences, huiles végétales), sont utilisées pour empêcher la putréfaction des plaies et l'infection des blessures. Intuitivement l'origine environnementale de certaines maladies était reconnue. Certaines précautions étaient donc prises, à savoir l'eau bouillie et la fumigation des salles d'opération.

Ainsi, au cours du temps, les traitements empiriques intuitifs et parfois surnaturels ont évolués, pour atteindre des bases scientifiques à la fin du XIV^{ème} siècle. Mais, c'est en fait au XVIII^{ème} siècle que le mot « antiseptique » fut employé pour la première fois par un médecin militaire écossais nommé ***PRINGLE***. Il classa un grand nombre de substances appliquées sur

la peau et les plaies (camphre, acides...). C'est également à cette période que furent découvertes les principales molécules encore utilisées actuellement [58, 90].

Les fondements scientifiques de l'antisepsie et de la désinfection reposent sur les découvertes de ***PASTEUR.*** La théorie des micro-organismes responsables d'un certain nombre de maladies infectieuses marqua la rupture avec les pratiques antérieures. La microbiologie, nouvelle discipline médicale révolutionnera le monde de la médecine, et rendra plus performantes les mesures et les pratiques d'hygiène connues jusque-là [62].

Historiquement, il est toutefois important de retenir les dates et les auteurs suivants :

- En 1774 : le chimiste suédois ***SCHEELE (1749-1786),*** découvrit le chlore.
- En 1789 : le chimiste français ***BERTHOLLET (1748-1822),*** découvrit les hypochlorites. Il les développa dans le petit village de « JAVEL », aujourd'hui quai de JAVEL dans le 15ème arrondissement de PARIS. Ceci explique la dénomination du célèbre produit chloré connu sous le nom : « Eau de JAVEL ».
- En 1811 : le chimiste français ***COURTOIS (1777-1838)*** parvient à isoler l'iode à partir de cendres de plantes marines. La teinture d'iode sera, dès 1839 utilisée contre la goutte, l'anthrax, le panaris et par la suite largement employée pour traiter les blessures de guerre.
- 1847 : le médecin obstétricien hongrois ***I.P SEMMELWEIS*** œuvra pour l'hygiène et démontra que les germes responsables d'infections viennent des malades et sont transmis par les soignants, mettant en évidence que la solution passe par un lavage des mains avant un accouchement [74].
- 1867 : le chirurgien britannique ***J.LISTER*** est considéré par ses travaux, comme un pionnier de l'antisepsie dans la chirurgie opératoire.
- En 1929, le médecin français ***LUGOL,*** utilisera des produits à base d'iode, dans le traitement des maladies scrofuleuses (adénopathies cervicales chroniques).

A partir de 1970, l'élaboration par ***l'AFNOR*** (Association Française de Normalisation) des protocoles normalisés d'étude, a permis une meilleure connaissance des propriétés antimicrobiennes des antiseptiques et désinfectants. A la même période, la pharmacopée française introduit en Juillet 1985 une note pro-pharmacopée sur les préparations antiseptiques. La monographie en vigueur actuellement date de 1990. Un comité européen

de normalisation CEN TC 216 « antiseptiques et désinfectants », a été créé dans le but d'harmoniser les normes dans les différents pays européens [89, 91].

3- Définitions

3-1- Désinfection

Opération au résultat momentané, permettant d'éliminer ou de tuer les micro-organismes et/ou d'inactiver les virus indésirables portés par des milieux inertes contaminés, en fonction des objectifs fixés. Le résultat de cette opération est limité aux micro-organismes et/ou virus présents au moment de l'opération. (AFNOR Mars 1981, NF T 72-101) [92].

3-2- Désinfectant

Produit ou procédé utilisé pour la désinfection ou la décontamination dans des conditions définies. (AFNOR Mars 1981 NF T 72-101) [89].

3-3- Asepsie

C'est l'ensemble des mesures propres à empêcher tout apport exogène de micro-organismes ou de virus (AFNOR Mars 1981 NF T 72-101), cet état est obtenu par une antisepsie [93].

3-4- Antisepsie

Il s'agit de l'ensemble des procédés utilisés pour combattre les germes septiques, les détruire et empêcher leur prolifération. Selon l'AFNOR (norme de vocabulaire NF T72 101, mars 1981), c'est une opération au résultat momentané (qui n'est pas durable dans le temps) permettant, au niveau des tissus vivants, dans la limite de leur tolérance, d'éliminer ou de tuer les micro-organismes et/ou d'inactiver les virus en fonction des objectifs fixés. Le résultat de cette opération est limité aux microorganismes et/ou aux virus présents au moment de l'opération [93].

3-5- Antiseptique

Le mot antiseptique, du grec ***« anti »*** signifiant contre et de ***« septikos »*** dérivé de ***« sepein »*** signifiant corrompre. Ce terme fut utilisé pour la première fois par ***PRINGLE*** en 1750 pour qualifier une substance capable de prévenir la détérioration de la matière organique. Au milieu du XIX^{ème} siècle, il s'applique à des produits capables de détruire les

microbes pathogènes. Les antiseptiques sont des agents chimiques qui détruisent les germes et empêchent leur prolifération. Il conviendrait de les différencier des « antibiotiques », qui interagissent de manière spécifique, et à faible dose avec le métabolisme, et les structures des microorganismes [93].

Selon l'AFNOR, un antiseptique est un produit, ou un procédé utilisé dans des conditions définies, pour une action d'antisepsie. Pour la X^{ème} édition de la Pharmacopée française, les préparations antiseptiques, ont les propriétés définies par l'AFNOR, et sont présentées dans leurs formes d'utilisation et utilisées telles quelles, sauf exception justifiée et autorisée [94].

Pour le comité européen de normalisation (CEN/TC 216), c'est une substance ou une préparation qui permet le traitement des tissus vivants en tuant et/ou inhibant les bactéries, les champignons ou les spores et/ou en inactivant les virus avec l'intention de prévenir ou de limiter la gravité d'une infection sur ces tissus. Toutefois, leur terminologie et leur statut peuvent différer selon leurs destinations.

Applicables sur peau saine, le terme antiseptique relève plus du statut de biocide ou du produit d'hygiène corporelle.

Sur une peau ou des muqueuses lésées, ils agissent en véritables antiseptiques. Ils relèvent du statut de médicament, nécessitant une autorisation de mise sur le marché (AMM) avec des études cliniques pour être commercialisés. Leur fabrication et leur dispensation sont assurées sous la responsabilité d'un pharmacien. Cette terminologie peut paraître complexe, d'autant qu'elle peut être différente d'un pays à l'autre [89, 94, 95].

Aussi, dans un souci d'harmonisation, le CEN TC 216, suggère d'adopter de nouveaux termes : ***«Microbiologically Safe for intended Application ou MSA»***, (microbiologiquement sûr pour l'application prévue), ou ***« Microbiologically Safe for Purpose ou MSP»*** (objectifs microbiologiquement sûrs), correspondant aux objectifs suivants, à savoir :

1- Obtenir une diminution du nombre de micro-organismes vivants, jusqu'à l'obtention d'un niveau suffisant pour limiter leur libération pouvant causer la transmission d'une infection.
2- Etre approprié à la situation d'emploi.
3- Pas nécessairement stérile.

Pour atteindre cet état (MSA ou MSP), les micro-organismes peuvent être éliminés soit par une action mécanique, ou par une méthode chimique visant à les tuer ou les inactiver, soit par une combinaison des deux procédés en même temps. Il faut savoir que les produits applicables sur peau saine comme les savons dits antiseptiques et les produits pour la friction des mains appartiennent désormais à la famille des « désinfectants », et non plus à la famille des « antiseptiques » **(Tableau 5)** [91, 96].

Destination	Désignation	Cadre règlementaire
Peau saine	**Désinfectant**	**Biocide**
Peau lésée	**Antiseptique**	**Médicament**

Tableau 5 : La différenciation entre les désinfectants et les antiseptiques [92]

Si le produit ou le procédé est sélectif, ceci doit être précisé. Ainsi un antiseptique ayant une action limitée aux champignons est désigné par : « antiseptique à action fongicide » (AFNOR Mars 1981 NF T 72-101).

La X^{ème} édition de la pharmacopée française (Janvier 1990) apporte quelques éléments supplémentaires à cette définition, les antiseptiques sont des préparations ayant la propriété d'éliminer ou de tuer les microorganismes ou d'inactiver les virus sur des tissus vivants (peau saine, muqueuses, plaies). Elles sont présentées dans leur forme d'utilisation, et sont utilisées telles quelles sauf exception justifiée et autorisée [91, 97].

Elles présentent une activité antibactérienne, antifongique, antivirale. La destination d'emploi des préparations antiseptiques est précisée : peau saine, muqueuses, plaies, ainsi que la durée d'application nécessaire à l'obtention de l'activité. En fonction de l'indication, l'inactivation par d'éventuelles « substances interférentes », ainsi que les incompatibilités sont indiquées. Elles n'altèrent pas les tissus sur lesquels elles sont placées (tolérance) [94].

3-6- Décontamination ou pré-désinfection

La pré-désinfection constitue une étape préalable à la désinfection ou à la stérilisation. Tout tissu vivant doit être propre avant d'être « aseptisé » ; toute surface inerte doit être

propre avant d'être désinfectée. La décontamination, le nettoyage doivent avoir lieu avant la désinfection. Selon le Comité Européen de Normalisation, le terme d'antisepsie devrait être réservé au cas où l'opération est destinée au traitement d'une infection constituée, le terme de désinfection désignant une opération visant à prévenir une infection. On parle ainsi de désinfection de la peau saine, de **« désinfection des mains »**, mais « **d'antisepsie d'une plaie »** [89].

***« La décontamination »* :** est définie comme étant une opération utilisant un produit détergent contenant au moins un principe actif reconnu pour ses propriétés bactéricides, fongicides, sporicides ou virucides, c'est à dire un produit détergent désinfectant (SFHH). C'est le premier traitement à effectuer sur les objets et matériels souillés par des matières organiques dans le but de diminuer la population des micro-organismes et de faciliter le nettoyage ultérieur. La décontamination a également pour but de protéger le personnel lors de la manipulation des instruments, elle permet aussi d'éviter la contamination de l'environnement [93, 98].

4- Règlementation des Antiseptiques et Désinfectants

Les « préparations antiseptiques » font l'objet d'une monographie à la pharmacopée française. Les antiseptiques avec autorisation de mise sur le marché (AMM) sont de véritables médicaments et doivent répondre aux exigences de la pharmacopée, à savoir : activité avec et sans substances interférentes, propreté microbiologique ou stérilité, et l'étiquetage. Les préparations sans AMM relèvent de la législation sur les produits d'hygiène corporelle et rentreront dans le cadre de la législation européenne « Biocides » (Directive 98/8/CE). Leur activité doit être établie selon les normes AFNOR ou EN [91, 95, 97].

Pour les produits désinfectants, la réglementation distingue trois types de désinfectants en fonction du domaine d'utilisation de ces produits :

1- Les procédés et produits destinés à la désinfection par voie aérienne en cas de maladie à déclaration obligatoire sont soumis à un agrément de l'Agence française de sécurité sanitaire des produits de santé (du Ministère français chargé de la Santé jusqu'en mars 1999) (décret n°67-743 du 30 août 1967 et arrêté du 25 mars 1992). Cet agrément est délivré à des produits ayant démontré une activité bactéricide et/ou fongicide, et/ou virucide, et/ou sporicide, selon des essais standardisés.

2- Les produits désinfectants de dispositifs médicaux, qui sont soumis à la législation européenne des dispositifs médicaux depuis le 14 juin 1998 (loi n°94-43 articles L. 665-2 à L. 665-9) et décret n°95-292 relatifs aux dispositifs médicaux).

Cette législation, dont l'objectif est la libre circulation des produits au sein de la communauté européenne, impose le marquage CE des dispositifs médicaux mis sur le marché. Ce marquage n'est pas une attestation de conformité à des normes, mais une attestation indiquant que le dispositif médical est conforme à des exigences essentielles de sécurité, relatives à la conception, à la construction et à l'information (étiquetage et notice d'instructions) fournie par le fabricant.

On définit quatre classes de dispositifs médicaux : I, II- a, II-b, III, en fonction de la durée d'utilisation, du caractère invasif, de la partie du corps en contact avec le dispositif.
Le marquage CE pour les désinfectants de dispositifs médicaux est délivré au titre de la classe II- a.
Les vérifications portent sur la sécurité d'utilisation et l'assurance-qualité de la production du produit [89, 91, 95, 97].

En l'absence de référentiel européen, l'adéquation (en termes d'activité antimicrobienne) au domaine d'utilisation revendiqué ne peut être systématiquement contrôlée. Le marquage CE des désinfectants de dispositifs médicaux ne dispense donc pas l'acheteur de vérifier la conformité aux normes d'activité antimicrobienne exigées en fonction du domaine d'utilisation [89, 93].

Au même titre que les dispositifs médicaux, les désinfectants de dispositifs médicaux sont soumis à la matériovigilance. Ainsi, toute personne ayant eu connaissance d'incidents ou risques d'incidents liés à l'utilisation de dispositifs médicaux « ayant entraîné ou susceptible d'entraîner la mort ou la dégradation grave de l'état de santé d'un patient, d'un utilisateur ou d'un tiers doit le signaler sans délai à l'autorité administrative » [74, 92].

3- Les autres produits désinfectants, par exemple, ceux destinés à la désinfection des sols et surfaces, relèvent de la réglementation européenne relative aux biocides (directive 98/8/CE du 16.02.98 concernant la mise sur le marché des produits biocides) [89, 93].

5- Evaluation de l'activité des Antiseptiques et des Désinfectants

5-1- Normes Françaises et Européennes

En 1981 sont apparues en France des techniques d'étude *in vitro*, fiables et standardisées, étudiant la destruction de micro-organismes référencés en présence d'un antiseptique ou d'un désinfectant. Lorsque le produit est conforme aux résultats attendus du test, il acquiert sa norme AFNOR, caractérisée par un numéro précédé du sigle « NF » [91].

En 1990, le comité technique européen de normalisation dans le domaine de la désinfection et de l'antisepsie (CEN/TC 216) a créé des groupes de travail chargés d'établir des standards européens en matière de terminologie et de tests.

Les tests européens remplacent peu à peu les normes françaises. Lorsqu'ils sont définitifs, ils se présentent sous la forme d'un numéro précédé des lettres « **NF EN »** et lorsqu'ils ne sont qu'à l'état de projets : « **Pr EN »**.

Ainsi, nous nous trouvons toujours dans une longue période de transition où certaines normes nationales françaises sont abrogées, et d'autres sont toujours valables puisque non remplacées. Certaines normes européennes sont même restées tellement longtemps à l'état de projet qu'elles ont été annulées avant leur parution. Ainsi, la mise en place des méthodes AFNOR puis européennes a permis de clarifier le marché et de choisir des antiseptiques efficaces et de qualité, en plus des critères de tolérance et de non-toxicité du produit [91].

5-2- Principes et normes AFNOR

L'étude de l'activité des antiseptiques et des désinfectants a été standardisée par l'Association Française de Normalisation (AFNOR) depuis 1975.

Les normes AFNOR décrivent des méthodes *in vitro* permettant d'évaluer la concentration minimale du produit qui, dans des conditions déterminées de température et de temps de contact, provoque la réduction, dans des proportions préalablement définies, d'une population initiale microbienne [97].

5-3- Principes de la normalisation européenne : normes EN (Comité Européen de Normalisation)

Les normes européennes, en cours d'élaboration, comportent des normes de base (norme dites de phase 1) et des normes d'application (normes de phase 2 et 3) adaptées au domaine d'utilisation (par exemple : désinfection des surfaces en agro-alimentaire, désinfection des dispositifs médicaux...) [91].

Phase 1 : essai en suspension pour évaluer l'activité de base du produit. Cette phase, appliquée aux activités bactéricides (NF EN 1040 ou NF T 72-152) et fongicides (NF EN 1275 ou NF T 72- 202), correspond aux anciennes normes AFNOR NF T 72-150/151 et NF T 72 200/201.

Phase 2 : essai au laboratoire dans des conditions les plus représentatives possibles de la pratique hospitalière pour déterminer la concentration efficace et l'indication. Cette phase est divisée en 2 étapes :

1ère étape : essai en suspension comme pour la phase 1, dans des conditions plus proches de la pratique, par exemple des espèces de micro-organismes spécifiques de l'application et/ou en présence de substances interférentes définies (protéines, eau dure, etc. ...).

2ème étape : essai simulant la pratique, par exemple sur porte-germes pour les désinfectants de surface, sur des mains artificiellement contaminées pour les produits destinés à la désinfection des mains par lavage ou friction.

Phase 3 : essai sur le terrain, dans des conditions pratiques d'utilisation, afin de confirmer la concentration efficace (par exemple, ces essais peuvent être pratiqués avec des souches Hospitalières).

Dans l'attente de la publication de l'ensemble des normes européennes, il convient donc de faire référence, lors du choix de produits désinfectants, aux normes européennes publiées et aux normes françaises complémentaires.

Le fascicule de documentation FD T 72-102, publié par l'AFNOR en novembre 1997, présente l'ensemble des normes applicables aux antiseptiques et désinfectants utilisés dans le domaine médical [99].

Le produit antiseptique doit également satisfaire au contrôle de contamination microbienne de la pharmacopée, c'est à dire qu'il ne doit contenir aucun germe dans 10 ml.

La résistance à la contamination (mesure du pouvoir conservateur d'un produit) en présence d'ensemencements peut également être testée [89].

5-3-1- Activité bactéricide

La norme de bactéricidie NF T 72-150/151 (pour les produits commercialisés avant octobre 1997) ou NF T 72-152 (norme européenne NF EN 1040 pour les produits commercialisés à partir d'octobre 1997) est la norme de base à laquelle doivent satisfaire les produits revendiquant une activité bactéricide. Les normes de bactéricidie NF T 72-170 et NF T 72-171 complètent l'évaluation de l'activité de base selon la norme NF T 72-150/1 ou NF T 72-152 en approchant les conditions pratiques d'utilisation : eau dure utilisée pour la dilution en présence de matières organiques sur la surface à traiter [92].

5-3-2- Activité sur les mycobactéries

Actuellement, il n'existe pas de test standardisé de l'évaluation de l'activité sur *Mycobacterium tuberculosis* (BK). *M. smegmatis* est beaucoup plus sensible aux antiseptiques et désinfectants que *M. avium* et que *M.tuberculosis.* Un produit bactéricide selon les normes AFNOR n'est donc pas forcément actif sur *M. tuberculosis.* Dans le cadre de la normalisation européenne, le Comité Européen de Normalisation (CEN) a sélectionné *M. terrae* comme espèce représentative de la sensibilité de *M. tuberculosis* [100].

Les produits ayant démontré une activité selon la norme européenne seront qualifiés de tuberculocide. Les mycobactéries atypiques étant plus résistantes, un test supplémentaire utilisant *M. avium* devrait être proposé pour la revendication d'une activité mycobactéricide sur les mycobactéries atypiques [101].

5-3-3- Activité virucide

La norme AFNOR NF T 72-180, teste des virus nus, particulièrement résistants aux produits antiseptiques et désinfectants (Entérovirus Polio I, souche Sabin –Adénovirus humain type 5 –Orthopoxvirus de la vaccine). De nombreux produits mettent en avant une activité sur le virus de l'hépatite B (HBV) et sur le VIH, virus enveloppés facilement détruits par la majorité des produits [94].

5-3-4- Conformité aux normes

Pour les produits mis sur le marché avant la parution des normes EN 1040 et EN 1275, l'AFNOR estime que les produits testés selon les anciennes normes françaises NF T 72-150/1 et NF T 72- 200/1 sont aussi utilisables que les nouveaux produits testés selon les nouvelles normes NF EN. Par ailleurs, certains produits ne sont pas testés selon les méthodologies complètes des normes. Ces produits ne peuvent donc revendiquer une conformité à ces normes. Par exemple, un produit actif sur le *Candida albicans* seul, selon la méthodologie de la norme NF T 72-200, ne peut être étiqueté fongicide [74, 91].

6- Modes d'action des antiseptiques et désinfectants

Les antiseptiques et désinfectants sont capables d'inhiber la croissance des micro-organismes (bactériostase, fongistase, virustase), ou d'avoir une action létale (bactéricidie, fongicidie, virucidie, sporicidie). Certains antiseptiques et désinfectants présentent ces deux modes d'action en fonction des doses. D'autres ont toujours une action létale ou toujours une action bactériostatique ou fongistatique quelle que soit la concentration utilisée. Généralement, plus la concentration est élevée, plus l'effet est de type létal (exception ex : éthanol 70% plus actif qu'à 96%). On distingue différentes familles d'antiseptiques et de désinfectants en fonction de leur mode d'action sur la cellule des microorganismes : atteinte membranaire, coagulation de constituants intracellulaires, blocage d'enzymes protéiques…, Hormis la concentration, différents facteurs peuvent influencer l'activité des produits à savoir [102, 103] **(Figure 11)** :

- Le temps de contact (activité augmente avec l'augmentation du temps de contact).
- La température (activité augmente avec l'augmentation de la température).
- Le pH (baisse ou augmentation d'activité selon les familles).
- La liposolubilité (pénétration de la couche cornée).
- La présence de fluides ou autres matières biologiques comme le sang ou le pus (activité pour toutes les familles à l'exception des phénols).
- La présence de savon (diminue l'activité des ammoniums quaternaires, de la chlorhexidine et des produits chlorés).
- Les incompatibilités avec les matières organiques et les savons impliquent la nécessité d'un bon nettoyage et rinçage de la peau avant l'application de l'antiseptique et un

changement fréquent de la solution (solution d'immersion par exemple) pour les désinfectants en cas d'utilisation importante.

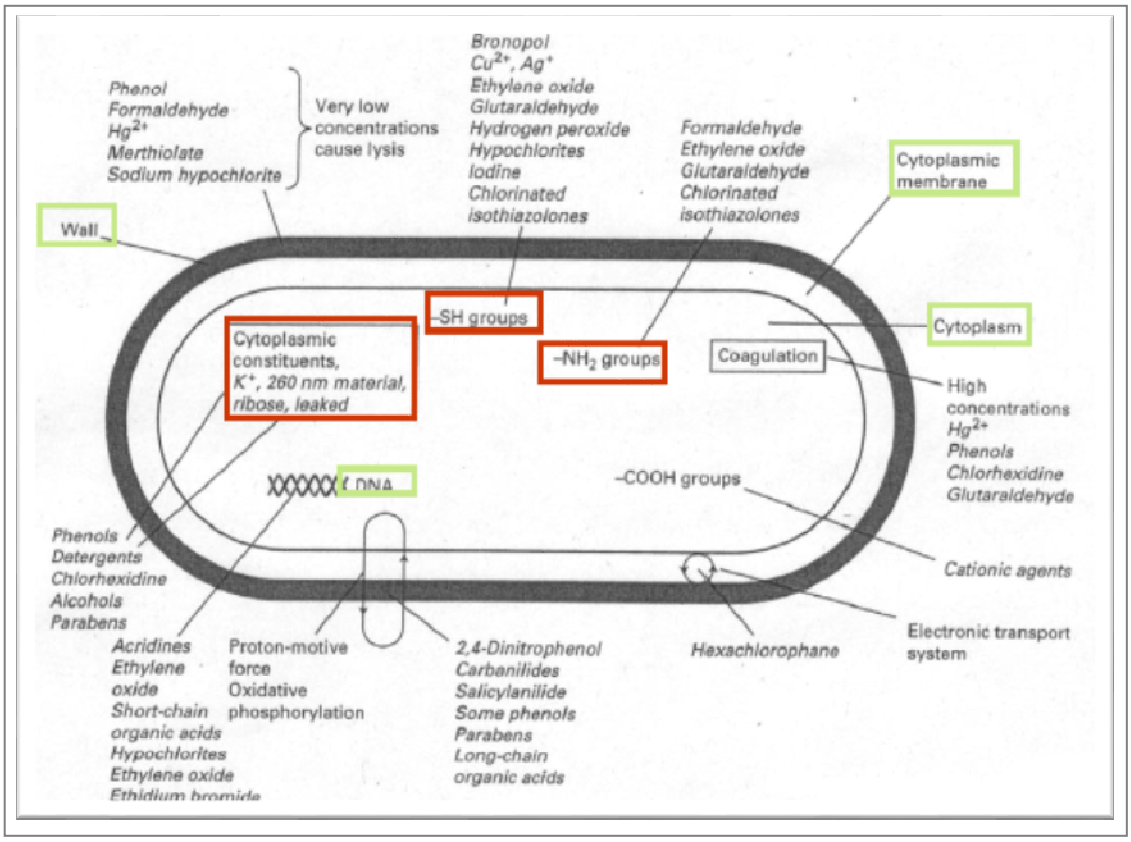


Figure 11 : Sites d'action des désinfectants sur les bactéries

(Russell and all. Blackwell 2004) [94, 104].

- **La rémanence**

Désigne l'effet antimicrobien de l'antiseptique persistant sur la peau, ou du désinfectant persistant sur une surface. Ce phénomène est lié à certains mécanismes d'action de la famille d'antiseptiques, à savoir la coagulation des organites intracellulaires, l'altération de la membrane…etc. [92] .

7- Principales familles des antiseptiques et désinfectants

7-1- Les Alcools *(Hermet – Berthelot 1855)*

Le principal produit est l'alcool éthylique (CH_3-CH_2-OH) de 60 à 70° et le propanol-2 ou isopropanol, qui entre dans la composition d'autres antiseptiques (exemple d'utilisation : solution hydro-alcoolique pour antisepsie des mains). Il est utilisé comme solvant avec d'autres antiseptiques qu'il potentialise (exemples : alcool iodé, hexamidine, chlorhexidine). L'alcool est utilisé associé pour les dispersât dirigés pour la désinfection des surfaces (sprays). On distingue des produits faiblement dosés en alcool dont la teneur est égale ou inférieure à 30%. L'alcool est dénaturé par l'adjonction de colorants, de camphre ou d'autres alcools [89, 96].

Mode d'action et spectre d'activité

- L'alcool agit par dénaturation des protéines de membrane cellulaire et sa concentration optimale se situe à 70 %. Il est actif sur les bactéries Gram+ et Gram- mais il satisfait à peine aux normes AFNOR qui exigent une bactéricidie en 5 minutes, actif sur Mycobacterium tuberculosis.
- Faiblement fongicide.
- Peu efficace sur les virus.
- Inefficace sur les spores (non sporicide).
- Son hydratation facilite la pénétration dans les cellules bactériennes.
- Son efficacité est réduite en présence de matières organiques. Il coagule les protéines.
- Incompatibilité avec les savons.
- Inflammable, volatil et sensible à l'oxydation (activité antimicrobienne brève car l'alcool est très volatil).
- Inhibition des enzymes membranaires et cytoplasmiques **(Tableaux 6 et 7)**.

7-2- Les Ammoniums quaternaires *(1905 / 1908 / 1915 / 1935 Domagk)*

Les ammoniums quaternaires sont composés d'une partie cationique constituée d'un azote relié à quatre radicaux aliphatiques et d'une partie anionique constituée d'un ion organique [89, 94, 102].

Mode d'action et spectre d'activité

- Ils sont bactériostatiques à faible concentration et bactéricides à forte concentration.
- Inactif sur les mycobactéries et les spores.
- Faible activité sur les virus enveloppés, et nulle sur les virus nus.
- Faible activité sur les levures.
- Ils agissent par inhibition des protéines enzymatiques, dénaturation des lipoprotéines, et déstructuration des protéines.
- Leur efficacité est réduite en présence de matières organiques, de substances anioniques (savons), de composés non ioniques.
- Ils sont plus actifs à pH neutre ou légèrement alcalin (entre 7 et 11) et aucune activité avec un pH inférieur à 3,5.
- Leur activité augmente avec la température.
- Du fait de leur spectre étroit et de leur pouvoir détergent, les ammoniums quaternaires sont utilisés comme produits détergent-désinfectant pour les sols, murs, surfaces en combinaison avec des détergents non ioniques **(Tableaux 6 et 7)**.

7-3- Les Biguanides *(1954 Davies)*

Les biguanides sont utilisés généralement sous forme de di- gluconate ou de di- acétate de chlorhexidine. Sa structure est proche de celle des anti- malariques, on l'utilise sous forme de solution aqueuse ou hydro alcoolique. Dans l'alcool à 70 % les solutions à 0.5 % de di-gluconate de Chlorhexidine servent à l'antisepsie des mains et du champ opératoire. Dans l'eau stérile, les solutions de 0.02 à 0.05 % sont destinées à l'irrigation des plaies. Pour les préparations destinées aux surfaces, la solution alcoolique de di gluconate de chlorhexidine est d'abord vaporisée sur la surface à nettoyer. Cette dernière est essuyée et débarrassée de ses débris organiques puis on procède à une nouvelle vaporisation du produit que l'on laisse sécher à l'air libre [89, 92, 105]**.**

Mode d'action et spectre d'activité

- A faible dose, Ils agissent par une action induisant la perte des constituants cytoplasmiques par désorganisation de la bicouche lipidique.

- A forte dose, il se produit une précipitation des protéines intra- cellulaires et des acides nucléiques.
- Bactéricide sur les Gram positif et les Gram négatif.
- Peu actif sur les mycobactéries.
- Non sporicide.
- Non virucide.
- Une résistance acquise a été décrite. (*Pseudomonas aeruginosa*, *S.aureus*) [106].
- L'association avec les ammoniums quaternaires et l'alcool potentialise l'activité.
- Elle est inactivée par les matières organiques et les détergents.
- Incompatibilité avec les halogènes, les aldéhydes, les mercuriels, les tensio-actifs anioniques et non ioniques, les savons, les récipients en polyéthylène à basse densité, le tannin contenu dans les bouchons de liège et certains colorants **(Tableaux 6 et 7)**.

7-4- Les Oxydants *(1818 Thenard / 1858 Richardson)*

Représentés par : le peroxyde d'hydrogène (eau oxygénée H_2O_2), Acide péracétique (en solution à 2,5%, 3,5%, 15%). La concentration usuelle pour l'usage antiseptique est de 3%. La concentration s'exprime également en volume d'oxygène dégagé par le volume de solution. La solution à 3% est dite à 10 volumes [89, 94].

Mode d'action et spectre d'activité

- Attaque les lipides membranaires, l'ADN et les ribosomes.
- Acide faible très fortement oxydant qui détruit la fonction chimio-osmotique de la membrane cytoplasmique
- Le peroxyde d'hydrogène est plus actif sur les bactéries à Gram négatif que sur les bactéries à Gram positif, Il est également actif sur le Mycobacterium tuberculosis à des concentrations de 6% à 10% (30 volumes), son activité sur les mycobactéries atypiques reste mal connue.
- A température ambiante, il est lentement sporicide.
- Il possède une activité lente sur les levures et les virus.
- Son activité s'accroît à pH acide.
- Son activité est limitée en présence de matières organiques **(Tableaux 6 et 7)**.

7-5- Les Halogénés

7-5-1- Les halogénés chlorés *(1774 Scheele / Percy 1793 / Koch, Semmelweis)*

Depuis plus de deux siècles, les produits chlorés sont utilisés en milieu industriel et médical pour leurs propriétés blanchissantes, désodorisantes et désinfectantes [95, 96].

Les produits chlorés peuvent être utilisés pour la désinfection des sols, des surfaces, du matériel compatible, des générateurs d'hémodialyse. Sont décrits les hypochlorites et les chloramines [89, 95].

a. Les hypochlorites

Solution d'hypochlorite de sodium ou eau de Javel (Pharmacopée française X^{ème} édition). Au cabinet dentaire, le chlore est, le plus souvent utilisé sous forme d'hypochlorite ou eau de javel (formule : Na-Cl-O).

b. Les chloramines

Ce sont des composés organiques azotés qui libèrent de l'acide hypochloreux actif. Le dichloroisocyanurate de sodium (Na DCC) est utilisé dans les pays anglo-saxons pour la décontamination des surfaces et du matériel. Il se présente sous forme solide, plus stable que les solutions aqueuses d'hypochlorite.

Toutefois, lorsque la solution est préparée, elle doit être utilisée rapidement. Le pouvoir oxydant de l'acide hypochloreux se caractérise par la destruction des protéines structurales et enzymatiques, principalement ceux de la membrane cellulaire et des enzymes intra-cytoplasmiques.

Mode d'action et spectre d'activité des dérivés chlorés

- Le pouvoir oxydant provoque la destruction de protéines structurales et enzymatiques au niveau membranaire et chromosomique. Le délai d'action est rapide, dès la première minute de contact.
- Ils possèdent un spectre d'activité étendu : bactéries (formes végétatives et sporulées), champignons, virus, spores **(Tableaux 6 et 7)** [107].

Facteurs influençant l'activité et la stabilité

- L'accroissement du pH diminue l'activité antimicrobienne. Les solutions neutres sont utilisées de préférence aux solutions alcalines.
- Si la température augmente, la stabilité des solutions diminue mais l'action antimicrobienne est plus rapide à 37°C qu'à 22°C. Une élévation de température de 10°C entraîne un accroissement de 50 % de la mortalité des germes.
- Les matières organiques (sang, pus, salive), les savons, réduisent le pouvoir antimicrobien. Il faut donc utiliser l'hypochlorite sur des surfaces débarrassées de tout débris.
- Les minéraux : fer, cobalt, nickel, cuivre et manganèse diminuent la stabilité des solutions d'hypochlorites.
- Un autre halogène, le brome, additionné au chlore, augmente son pouvoir bactéricide.
- L'eau de javel doit toujours être utilisée seule et ne pas être associée à des produits de lavage ou des détergents.
- Les rayons ultraviolets accélèrent la dégradation des produits chlorés.

7-5-2- Les halogénés iodés *(1811 Courtois / 1819 Coindet)*

Découverts en 1950, les produits iodophores, sont actuellement largement utilisés. L'iode est utilisé en solution aqueuse ou en teinture (solution alcoolique) à 1 ou 2 %, il est constitué par la combinaison de l'iode avec le polyvinyle pyrrolidone, ce qui entraîne la formation de complexes appelés iodophores. Par simple dilution aqueuse, l'iodophore libère lentement l'iode qui devient actif sur les germes. Cette dilution doit se faire dans de l'eau distillée parce que l'eau calcaire inactive l'iode [89, 95].

Mode d'action et spectre d'activité

- L'iode a un pouvoir bactéricide et fongicide. En revanche, il n'est pas actif sur les spores et son activité virucide n'a pas été prouvée.
- L'iode sous forme moléculaire est capable de traverser rapidement la membrane cellulaire. Son action est due à son pouvoir oxydant comme les autres halogénés sur les protéines enzymatiques et membranaires par une dénaturation des protéines cytoplasmiques et blocage de leur synthèse **(Tableaux 6 et 7)**.

Facteurs influençant l'activité

- Les produits iodés sont stables avec un pH compris entre 1 et 6.
- Substances interférentes : les matières organiques (protéines, sérum, sang...) diminuent l'activité des dérivés iodés.

7-6- Les Aldéhydes *(1892 Aronso et Blum)*

Près de 80% des désinfectants à base d'aldéhydes sont en association avec des ammoniums quaternaire. Les principaux produits sont [95, 101, 102, 108] :

- Le formaldéhyde.
- L'aldéhyde succinique.
- Le glutaraldéhyde.

7-6-1- Le Formaldéhyde (ou l'aldéhyde formique ou le formol)

Le formol existe sous forme liquide ou gazeuse. Dans certaines préparations commerciales liquides, le formol est associé à d'autres principes actifs.

Spectre d'activité

- Bactéricide à des concentrations élevées et plus efficace sur les bactéries à Gram - .
- Sporicide : temps de contact prolongé.
- Fongicide.
- Virucide : action plus lente sur les virus nus.
- Inefficace sur les prions (circulaire de décembre 1995) **(Tableaux 6 et 7)**.

7-6-2- L'aldéhyde succinique

Solution en association avec le 1,5 diméthoxytétrahydrofurane.

Spectre d'activité

- Bactéricide, fongicide, faiblement sporicide avec un temps de contact long.
- Les aldéhydes sont inhibés par les protéines.
- L'activité diminue en solution alcaline **(Tableaux 6 et 7)**.

7-6-3- Le Glutaraldéhyde (le pentanedial ou l'aldéhyde glutarique)

Sa formule chimique : $CHO-(CH_2)_3-CHO$. Le glutaraldéhyde est commercialisé en solution aqueuse ou alcoolique sous forme alcaline, neutre ou acide. Plus le pH est alcalin, moins la solution reste stable dans le temps [93, 94, 96, 109] . Selon le produit, l'efficacité dure de 15 à 30 jours. Les vapeurs de glutaraldéhyde sont irritantes pour les yeux et les muqueuses. Le glutaraldéhyde est efficace sur les spores, les bactéries et la plupart des virus. Les levures sont soit inhibées, soit détruites. Le temps de contact pour réduire une population de 100 millions de spores à 100 spores est au minimum de deux heures [107, 110].

En solution alcoolique à 1 % on l'utilise sous forme liquide ou en spray pour désinfecter certains instruments (bac de décontamination) et les petites surfaces (unit, têtière du fauteuil…etc.). Il est utilisé à la place des agents chlorés qui peuvent corroder les métaux et sur les matériaux qui sont altérés par la chaleur. En solution aqueuse à 2 %, il s'emploie en essuyage humide sur le sol ou pour désinfecter le linge. Les aldéhydes sont commercialisés sous deux formes [111] :

- Solution à 2 % de glutaraldéhyde.
- En mélange plus stable avec des détergents ou d'autres désinfectants.

Précautions à prendre

- Leur action n'est pas sensible à la présence de protéines, donc peut être utiliser sur du matériel souillé, et doivent être Conservé à l'abri de la lumière et de la chaleur [112].
- Les aldéhydes sont incompatibles avec les bases fortes ou les oxydants forts (permanganates, dichromates) et se dégradent rapidement [113].
- Ils sont fortement irritants pour les yeux, la peau et les voies respiratoires, même en solution diluée. Ce sont des allergisants essentiellement de type cutané (dermites de contact), mais aussi respiratoire (rhinite, asthme). Certains d'entre eux (formaldéhyde) sont susceptibles de provoquer le cancer.
- Rincer abondamment le matériel pour éviter les risques toxiques.
- Il est préconisé de préparer les solutions sous une sorbonne et de porter des gants, des lunettes, et de travailler dans des locaux ventilés. (Protection pour les patients et le personnel lors de la manipulation de ce produit).

Mécanismes d'action

- Les aldéhydes provoquent une dénaturation des acides nucléiques et des protéines des microorganismes, et une alkylation des acides nucléiques, ainsi qu'une interaction avec certaines fonctions du peptidoglycane [114].

Spectre d'activité

- Bactéricide, sporicide, virucide et fongicide, avec une activité lente sur les mycobactéries.
- Inefficace sur les prions **(Tableaux 6 et 7)**.

Familles	Spectre d'activité							
	Gram +	Gram -	Mycobactéries	Levures	Moisissures	Virus nus	Virus enveloppés	spores
Alcools	+	+	+	+/-	+/-	+/-	+	-
Aldéhydes	+	+	+	+	+	+	+	+
Ammoniums Quaternaires	+	+/-	-	+	+	+/-	+	-
Biguanides	+	+	+	+	+	+	+	+
Halogénés Chlorés et iodés	+	+	+	+	+	+	+	+
Oxydants	+	+	-	+	+	+/-	+	-

+ Produits actifs +/- produits inconstamment actifs - produits inactifs

Tableau 6 : Spectre d'activité des antiseptiques et désinfectants [89]

En rappel, nous dressons dans le tableau suivant, les principales familles d'antiseptiques et leur mode d'action **(Tableau 7)** :

familles	exemples	Cible et mode d'action
Alcools	**Ethanol** **Isopropanol**	**Dénaturation des protéines cytoplasmiques et membranaires, inhibition de la synthèse des acides nucléiques et des protéines**
Aldéhydes	**Formaldéhyde** **Glutaraldéhyde**	**Altération de la paroi cellulaire, inhibition de la synthèse des acides nucléiques et des protéines**
Ammoniums quaternaires	**Benzalkonium**	**Liaison aux acides gras et groupes phosphates de la membrane cellulaire impliquant une fuite des constituants cellulaire et lyse de la cellule**
Biguanides	**Chlorhexidine**	**Liaison aux acides gras et groupes phosphates de la membrane cellulaire impliquant une fuite des constituants cellulaire et coagulation du cytosol**
Halogènes Chlorés Et iodés	**Hypochlorite de sodium (eau de javel, Dakin, PVP-iodé)**	**Destruction des protéines membranaires et chromosomiques (halogénation)**
Oxydants	**Peroxyde d'hydrogène (eau oxygéné)**	**Production de radicaux libres qui interagissent avec les lipides, protéines et ADN**

Tableau 7 : Principales familles des antiseptiques et désinfectants [93]

8- Résistances des antiseptiques et désinfectants

8-1- Résistance intrinsèque bactérienne

La coloration de Gram permet de mettre en évidence les propriétés de la paroi bactérienne et d'utiliser ces propriétés pour les distinguer et les classifier [104, 115]. On distingue ainsi deux grands groupes de bactéries quant à la structure de leur paroi : les grams positifs et les grams négatifs. La paroi des bactéries est un élément rigide présent chez presque toutes les bactéries, à qui elle donne la forme et confère une protection mécanique. Elle contient une structure rigide, composée de sucres et de différents acides aminés, appelée le peptidoglycane. Dans la paroi des bactéries gram négatifs, il existe une membrane externe, composée de protéines, lipides et polysaccharides. Cette membrane externe n'est pas présente chez les grams positifs [116].

L'élément majeur de la résistance est la paroi de la cellule bactérienne. La majorité des antiseptiques et désinfectants exercent leur action essentiellement au niveau de la membrane cytoplasmique et doivent donc traverser la paroi. Les bactéries Gram négatifs (exemple : *Pseudomonas aeruginosa*) sont ainsi plus résistantes que les Grams positifs. Les mycobactéries (ex. : *Mycobacterium tuberculosis*), dont la membrane externe est très épaisse, sont encore plus résistantes. C'est ce qu'on appelle une résistance intrinsèque, car celle-ci est due à la structure même de la cellule bactérienne, par opposition à une résistance acquise **(Figures 12 et 13)** [103, 109].

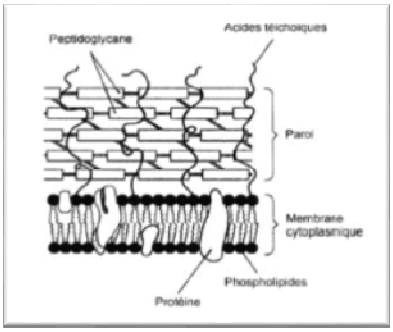


Figure 12 : Structure de la paroi des Grams + [93]

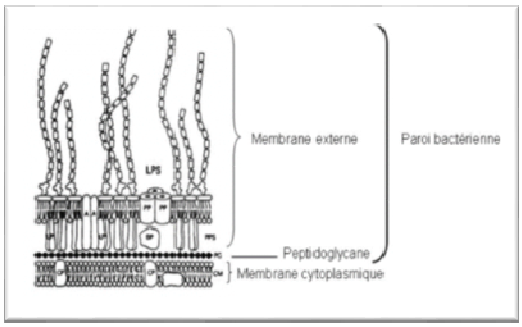


Figure 13 : Structure de la paroi des Grams - [93]

La formation de biofilms est également un mécanisme de résistance intrinsèque. Un biofilm est une communauté de bactéries qui adhèrent entre elles et sur une surface,

enveloppées dans une matrice adhésive et protectrice. On en retrouve par exemple sur les dispositifs médicaux. Les spores bactériennes (ex : *Clostridium difficile*) possèdent la plus grande résistance intrinsèque aux désinfectants et antiseptiques en raison de la structure de leur enveloppe extérieure [61, 103].

8-2- Résistance intrinsèque des virus

Au contraire des bactéries, les virus enveloppés (ex : HIV) sont plus sensibles que les virus nus (ex : Poliovirus), car l'enveloppe externe riche en lipides est facilement désorganisée par les antiseptiques et désinfectants, ce qui provoque l'inactivation du virus [104, 116].

8-3- Résistance acquise des désinfectants et antiseptiques

Le développement de résistances (résistance acquise) aux désinfectants et antiseptiques est moins fréquent que celui observé avec les antibiotiques, probablement en raison de la multiplicité des sites d'action des désinfectants et antiseptiques. Il résulte généralement des changements génétiques à l'intérieur de la cellule, par exemple mutation ou acquisition d'éléments génétiques (ex : plasmides) conduisant ensuite à un rejet de l'antiseptique ou du désinfectant hors de la cellule (efflux). Il est déconseillé d'utiliser des antiseptiques ou désinfectants bactériostatiques et bactéricide ensemble car cela peut favoriser l'apparition de résistance [93, 103, 117].

8-4- Conséquences d'une résistance aux désinfectants et antiseptiques

Lors de conditions expérimentales, l'apparition de résistance croisée entre désinfectants/antiseptiques et antibiotiques a été démontrée avec certaines souches de bactéries. Ainsi l'exposition aux désinfectants /antiseptiques pourrait conduire à une efficacité réduite des antibiotiques lors de certaines infections bactériennes chez les patients. Des études complémentaires sont nécessaires **(Tableau 8)** [113, 118].

Par principe de précaution, compte tenu des risques de résistance croisée, une utilisation prudente des désinfectants et des antiseptiques est requise **(Tableau 9)**. Il s'agit d'utiliser les produits disponibles et recommandés pour les HUG (SPCI) en respectant scrupuleusement les conditions d'utilisation (ex. : dilution) [92, 95, 115].

Famille d'antiseptiques et De désinfectants	Bactéries*	Mécanisme génétique et biochimique
Ammoniums quaternaires	***Staphylococcus aureus*** ***Staphylococcus spp.*** ***Escherichia coli*** ***Klebsiella pneumoniae***	*Gènes qac* *Plasmides pSK* *Efflux augmenté*
Phénols **- Hexachlorophène** **- Triclosan**	***Pseudomonas aeruginosa*** ***E. coli*** ***Salmonella spp.*** ***S.aureus***	*Plasmides pMG-1* *Et pMG-2* *Modification de surface*
Biguanides **- Chlorhexidine**	***Pseudomonas*** ***S.aureus***	*Gènes qac* *Plasmides pSK* *Efflux augmenté*
Espèces bactériennes chez lesquelles la résistance est la plus fréquente et la mieux étudiée		

Tableau 8 : Souches bactériennes résistantes aux désinfectants [95]

Familles	Incompatibilité	action
iodes	Chlorhexidine, ammonium quaternaires, certains phénols	***Action diminuée causticité***
chlore	Dérivés anioniques ou cationiques, matières organiques	***Réduction de l'activité***
Ammonium quaternaires	Chlore, iode, acides, phénols, matières organiques, protéines, eau dure, savon	***Neutralisation***
Chlorhexidine	Chloré, iodé, aldéhydes, dérivés phénols, acides	***Neutralisation allergies***
Oxydants (peroxyde O2, permanganate de potassium	Matières organiques	***Instable en solution***

Tableau 9: Associations d'antiseptiques et désinfectants antagonistes [95]

9- Particularités des empreintes dentaires

L'activité des médecins dentistes comporte des particularités qui doivent être prises en compte, à savoir de très nombreux actes invasifs. Elle est particulièrement exposée au sang ainsi qu'aux produits biologiques et elle utilise des instruments complexes dans un milieu naturellement septique. Cet état de fait a longtemps été considéré comme un « mal inévitable » dont chacun devrait s'accommoder. Lors de l'empreinte, certains micro-organismes seront inclus dans le matériau à empreinte et seront susceptibles d'être transportés au laboratoire. Les micro-organismes seront retrouvés au niveau du modèle, si l'empreinte est coulée sans avoir été préalablement décontaminée. Ces risques concernent le patient, le praticien, le personnel technique du cabinet dentaire et du laboratoire. Le phénomène de contamination croisée étant établi, et décrit depuis longtemps [85], et exposé précédemment dans le chapitre introduction **(pages 2, 3, et 4) .**

La désinfection des prothèses et des empreintes dentaires sont plus complexes par rapport au traitement des surfaces environnementales et des instruments de laboratoire. Les particularités propres à chaque matériau et la contribution de ces articles transférés à l'épandage des microbes contribuent à cette situation. Il est donc nécessaire de prendre en considération certaines de leurs caractéristiques et des précautions qui doivent être prises durant leur désinfection, à savoir les propriétés physico-chimiques des matériaux à empreinte et leurs comportement vis-à-vis des différentes procédures de décontamination.

- Inactivation bactérienne et/ou virale des empreintes

Les solutions désinfectantes ont été testées en regard de leur aptitude à inactiver les souches bactériennes ou virales. Pour certains auteurs en effet, un simple rinçage à l'eau des empreintes élimine les mucosités, la plaque bactérienne, les débris salivaires et sanguins, mais n'est efficace que sur le *Candida Albicans*. Pour d'autres auteurs, repris dans des recommandations (ADF 9610-15) cet acte permet de réduire la contamination de 90 % des souches évaluées. En fait, les micro-organismes visés dans la plupart des études ont une faible résistance aux désinfectants. Une autre approche consiste à incorporer un désinfectant chimique dans l'alginate ou dans le plâtre de réplique. Ces méthodes permettent de réduire significativement le nombre de bactéries viables, mais cette efficacité est fonction de la nature du désinfectant utilisé [5].

10- Aspect déontologique et légal

La prévention du risque infectieux vise à tout mettre en œuvre pour assurer la sécurité des patients et des professionnels de santé. Elle repose sur des obligations légales, réglementaires et déontologiques, et comporte de nombreuses actions (suivi de l'application de la réglementation, mise en œuvre de recommandations, formations, évaluation, contrôles) qui tendent à améliorer la qualité et la sécurité des soins [4, 83].

- **Règlementation et code de déontologie algérien des médecins dentistes**

Dans sa pratique quotidienne, le médecin dentiste doit intégrer l'hygiène et l'asepsie aussi bien en termes d'éthique que l'obligation légale. Le respect d'une qualité de la sécurité des soins prodigués aux patients fait partie de l'éthique médicale (16). Les articles 1, 2, 14, 15, 17, 19, 45 et 48 du code déontologique algérien des médecins et médecins dentistes stipulent, que l'hygiène et l'asepsie sont des obligations légales auxquelles doivent se soumettre les praticiens dans leur pratique quotidienne. La responsabilité des praticiens est triple à savoir : ***« ordinale, civile et pénale »*** dans le cas de fautes, de négligences ou de dommages causés envers le malade, ou le personnel avec lesquels il collabore, lors de l'exercice de ses fonctions. Les sanctions encourues selon les articles 1, 3,11 et 15 du code de la santé peuvent aller de la simple amende jusqu' à l'emprisonnement voir même la radiation de l'ordre des médecins dentistes en cas de faute grave [18, 31].

III. Deuxième partie : Expérimentation

Problématique

1- Problématique

Dans la pratique dentaire, les actes prothétiques sont certainement ceux où la chaine d'asepsie est le plus fréquemment rompue, vu la diversité des actes, des techniques et des matériaux utilisés ***(Missika, P ; Drouhet, G. 2006)*** [4, 75, 119].

Les empreintes dentaires sont considérées comme un matériel à risque devant être décontaminées avant d'être envoyées au laboratoire de prothèse. Toutes les empreintes, et plus particulièrement celles aux hydrocolloides sont contaminées par la salive, le sang et le biofilm, éléments vecteurs des transmissions pathogènes ***(Fournier et Coll. 2009)*** [1, 120].

L'alginate est le matériau à empreinte le plus utilisé en odontologie depuis 1981 (ANSI, ADA spécificité n°18), il présente de bonnes caractéristiques physiques et mécaniques pouvant justifier son choix courant pour tout type d'empreinte (prothèse dentaire, maxillo-faciale, et en orthodontie), grâce à une évolution constante des matériaux, sa précision est de plus en plus comparable à celles des silicones et des hydrocolloides réversibles ***(Gibert et Coll., 1984 ; Nira et Coll., 1998)*** [40, 121, 122].

Cependant l'alginate demeure un biomatériau à « Hydrophilie » importante faisant de lui le matériau à empreinte qui absorbe et retient une quantité importante d'eau, et par conséquent celui qui retient le plus de microorganismes en comparaison avec les autres types de matériaux à empreinte, qui présentent à l'inverse une « hydrophobie » ***(Al Jabrah et Coll., 2007)***. De ce fait, l'alginate est 3 à 4 fois plus contaminable que les élastomères et donc plus difficile à traiter même après une décontamination [2], ceci est très certainement à cause de la surface poreuse des alginates, induisant une incorporation des fluides dans la structure du gel qui les caractérisent [42, 123].

Depuis les années 80, la notion de « précaution universelle » est apparue afin de limiter les risques de contamination croisée dans la chaine de soins du cabinet dentaire : (patient/praticien/technicien de laboratoire), aboutissant à l'émergence de nombreux protocoles de désinfection des matériels et matériaux nécessaires à la séquence d'empreinte. Ainsi, différentes associations internationales ont établi plusieurs recommandations [8].

Historiquement, les premières recommandations en matière de désinfection des empreintes, ont été établies entre 1985 et 1991 par l'association dentaire américaine (ADA / American Dental Association)[124]. Le CDC d'Atlanta (Center for Disease Control and

Prevention) en 1986, puis repris par l'ADA en 1988, préconise une immersion totale de toutes les empreintes pendant une durée inférieure à 30 minutes dans une solution désinfectante [125-127] (réactualisée par ***Blair et Coll. 1996***) [128]. Protocole également adopté par la BDA (British Dental Association- ***Kohn et Coll. 2003***)[129], ainsi que l'ADF (Association Dentaire Française) en 2006.

Le ministère français de la solidarité et de l'emploi depuis 1997 a adopté quant à lui une méthode de décontamination différente, qui consiste en une vaporisation d'hypochlorite de sodium à 0,5% des empreintes suivie d'une mise en sachet hermétique pendant environ 10 à 15 minutes avant leur coulée [8, 108, 128, 130, 131].

Toutefois, il n'existe à ce jour aucun consensus, ou de procédures uniformisées pour la désinfection des empreintes, en particulier celles à l'alginate. La difficulté de mise au point d'un ***« protocole unique »*** est due à la variabilité des procédés, du temps d'application, de la nature et de la concentration des solutions, mais également du mode opératoire ***(Pizzardini et Coll. 2004 ; Fournier et Coll. 2009 ; Kosiomiti et Coll. 2007 ; Danish et Muzaffar. 2012)*** [1, 14, 31, 121].

En effet, de nombreuses études se sont intéressées à la décontamination des empreintes à l'alginate, alimentant ainsi la controverse. Seulement, l'objectif principal de la plupart de ces études était d'étudier la stabilité dimensionnelle et l'état de surface des empreintes après décontamination ***(Lecerf et Merlet, 1992 ; Matyas et Coll., 1990 ; Muller et Bolla, 1998 ; Sadeghi et Coll., 1993 ; Samaranayake et Coll., 1991 ; Tramba, 1993)*** [16, 31]. Rares sont celles qui étudient l'efficacité de la méthode testée ***(Beyerle et coll. 1994, Jennings et coll. 1991, Kaplan et coll. 1994)***, et plus rares encore celles qui associent les deux objectifs ***(Pizzardini. 2004)*** [31].

Une synthèse des deux objectifs s'avère être difficile en pratique, du fait de la variabilité des méthodes de décontamination testées, tant par la solution utilisée que par les temps ou la procédure en elle-même. Parmi ces études, certaines utilisent des empreintes in-vivo ***(Al Jabrah et Coll., 2007)*** d'autres in-vitro ***(Schwartz et Coll. 1996 ; Turcker et Coll., 2007)*** [132], mais dans toutes cette controverse toutes les publications s'accordent à décrire principalement :

- 02 modes d'application qui sont : la pulvérisation et l'immersion.
- 02 principes actifs représentés par : le glutaraldéhyde et l'hypochlorite de sodium.

Les deux procédés d'immersion et de pulvérisation, peuvent s'effectuer soit avec du glutaraldéhyde avec une concentration de 2%, soit avec de l'hypochlorite de sodium avec une concentration de 0,5 % [108].

L' Hydrophilie naturelle des alginates incite les praticiens à les décontaminer par pulvérisation avec une solution d'hypochlorite de sodium, afin de limiter au maximum l'effet d'imbibition. Néanmoins ce procédé ne possède ni pouvoir détergent, ni action sur les spores, ce qui potentialise de façon considérable l'action antimicrobienne, en plus du fait qu'elle n'assure pas une exposition de toutes les surfaces de l'empreinte au produit de décontamination ***(Owen et Goolam. 1993, Bergman. 1989)*** [22, 133].

L'absence d'action détergente, impose une étape préalable de nettoyage des empreintes sous l'eau courante pour les débarrasser de tous les débris sanguins, salivaires ou alimentaires présents à leur surface. La littérature reste vague à ce sujet ***(Muller et Bolla. 1998)*** Souvent, aucune durée n'a été précisée ***(Tebrock et coll. 1989)*** [10, 31].

Le nettoyage sous l'eau courante froide pendant 10 secondes entraîne une diminution du nombre des microorganismes, mais le résultat obtenu reste assez médiocre en référence au nombre résiduel, si important qui ne pourra être déterminé de façon précise.

Ainsi, il est évident que le nettoyage à l'eau courante ne peut se suffire à lui-même ***(Drennon et coll. 1989)*** [31, 134].

L'immersion quant à elle assure un contact avec la totalité de l'empreinte et une meilleure efficacité, à condition que le temps d'immersion soit de courte durée. Les résultats de nombreuses études parmi lesquelles celle de ***Hussain et Coll. (2006),*** démontrent qu'une immersion dans l'eau pendant 10 minutes ne provoque pas de perte de précision, mais c'est plutôt le principe actif des agents de désinfection, qui peut provoquer des altérations sur la qualité et la précision des empreintes. Le nettoyage sous l'eau courante devient dans ce type de procédé, facultatif [36, 46].

Au travers de cette revue de littérature [135], nous avons constaté qu'elle traite essentiellement du mode de décontamination (par immersion ou par pulvérisation) et des agents décontaminant, à savoir le glutaraldéhyde et l'hypochlorite de sodium ; sans pour cela mettre en exergue la qualité biologique d'une empreinte décontaminée et un résultat concrètement évalué sur la qualité et la précision des empreintes issues de ces méthodes de décontamination.

Ce qui nous a amené à penser que, le protocole idéal de décontamination, pour les empreintes à l'alginate doit trouver un compromis entre : « un traitement biologique efficace, et des propriétés acceptables sur le plan physico-chimique, conformément aux données scientifiques ».

Nous avons alors opté dans notre protocole d'étude, pour la décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, avec comme mode d'application : ***« l'immersion »***, et comme agent actif : ***« le glutaraldéhyde ».***

Les objectifs abordés au cours de cette étude seront doubles. Ils associeront à la fois :

- ✓ l'analyse des paramètres d'expérimentation physiques, à savoir :
  - L'évaluation de la stabilité dimensionnelle.
  - L'observation et l'analyse de l'état de surface.
- ✓ L'analyse ***« bactériologique »*** qui nous renseignera sur nos paramètres biologiques, que nous cherchons à quantifier.

Protocole de l'étude

2- Protocole de l'étude

Il s'agit d'une étude d'évaluation, expérimentale et prospective qui se déroule en 02 phases successives, à savoir :

- Une première phase, représentée par une : ***« étude bactériologique »***, sur des échantillons d'alginates de classe A, volontairement contaminés par une quantité connue et quantifiée de bactéries, puis par la suite décontaminés par un procédé d'immersion totale dans du glutaraldéhyde à 2%.

- Une deuxième phase, qui succédera à la première, et qui sera représentée par une : ***« étude physique »*** des modèles en plâtre issus d'empreintes décontaminées par le même procédé que celui de la phase précédente, et qui abordera deux paramètres, à savoir :
  - Evaluation de la stabilité dimensionnelle.
  - Analyse de l'état de surface.

Les deux temps du protocole de l'étude seront réalisés de façon indépendante, toutefois les résultats obtenus seront au final, confrontés, les uns avec les autres.

3- Objectifs de l'étude

- Etudier les répercussions d'un procédé de décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, par une immersion totale dans une solution de glutaraldéhyde à 2%, sur :
  - Les variations de la stabilité dimensionnelle.
  - Les altérations de l'état de surface.
- Analyser l'efficacité antibactérienne du procédé d'immersion dans le glutaraldéhyde, en évaluant le temps nécessaire pour une décontamination efficace des empreintes à l'alginate de classe A.

4- But de l'étude

Proposer d'adopter un protocole unique et standardisé, pour la décontamination des empreintes dentaires particulièrement celles à l'alginate.

Le procédé en question, serait propre aux structures de santé de notre pays, et serait à la fois adapté aux établissements de santé publique ainsi que la médecine de ville, tout en étant en adéquation avec les données scientifiques de référence.

La phase bactériologique de l'étude

5- La phase bactériologique de l'étude

Cette phase du protocole d'étude sera réalisée in-vitro au niveau du Laboratoire de Microbiologie de l'Hôpital Militaire Régional Universitaire d'Oran (HMRUO) **(Figure 14)**, l'étude aura pour objectif d'évaluer l'efficacité antibactérienne d'un procédé de décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, par une immersion totale dans une solution de glutaraldéhyde à 2%, et de déterminer le temps nécessaire à une décontamination efficace, selon les normes AFNOR en vigueur depuis le 30 avril 2010 [68, 69, 91, 121, 136].



Figure 14 : Plan de travail de la phase bactériologique de l'étude

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

L'expérimentation sera représentée par des échantillons d'alginates qui subiront une inoculation volontaire d'un **« nombre»** connu de bactéries, puis par une immersion totale dans une solution de glutaraldéhyde.

5-1- Les normes en vigueur depuis le 30 avril 2010 [67, 83, 93-95]

L'AFNOR s'appuie sur les normes : NF EN 72151, 72152 et 72190, afin de déterminer l'activité bactéricide de base des antiseptiques et désinfectants chimiques utilisés en médecine. Ces normes sont également adoptées par le : CEN (le comité européen de

normalisation), la SFHH (la Société française d'hygiène hospitalière), ainsi que la LPPD (la liste positive des produits désinfectants) depuis 2009.

Les microorganismes testés dans les normes d'application, ont été sélectionnés pour leur résistance particulièrement élevée parmi les souches rencontrées en milieu hospitalier, afin de rendre compte de l'efficacité des produits sur l'ensemble des souches appartenant au même groupe microbien ***(Normes européennes relatives aux antiseptiques et désinfectants chimiques. Mai 2010)*** [91].

Les souches bactériennes de référence sont : ***Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, et *Escherichia coli*.**

La norme stipule que pour pouvoir affirmer qu'un produit de désinfection ou de décontamination est ***« bactéricide »,*** on devra observer obligatoirement une diminution de « 10^5 » des colonies bactériennes au bout de 5 minutes d'immersion, cette notion dite : ***« quantitative »,*** est la base de notre protocole expérimental.

5-2- Matériels et méthodes

5-2-1- Matériels

- Alginate de classe A R&S* (Turboprint*), haute définition à prise rapide (iso 1563).
- Doseur d'eau (36 ml) et de poudre (18g).
- Bol et spatule en caoutchouc à alginate.
- Glutaraldéhyde à 2%, présenté sous forme d'un flacon de 1 litre (Citrosteril* Linea Dental).
- Boite de Petri en plexiglas de 85 mm de diamètre vide qui serviront de support de moulage pour les échantillons d'alginate.
- Milieux de cultures utilisés, géloses coulées dans des boites de Petri de 85 mm de diamètre :

  Gélose Haektoen : milieu sélectif pour les Entérobactéries, pour *E-coli* **(ATCC 25922).**

  Gélose Chapman : milieu sélectif pour *Staphylococcus aureus* **(ATCC 25923).**

  Gélose nutritive : pour *Pseudomonas aeruginosa* **(ATCC 27853).**

- Appareil d'identification automatisé VITEK* Biomerieux*.
- Béchers pouvant contenir des boites de Petri de 85 mm de diamètre.
- De l'eau physiologique dans des tubes à vis en verre de 15ml.
- Etuve à air ambiant réglée à 37°C.
- Chronomètre électronique.
- Pinces et bistouris stériles.
- Béchers pour la solution de décontamination.
- Densitomètre (unité de mesure : Mac Farland).
- Bec bunsen.
- Pipette Pasteur.
- Micropipette graduée à 1000 microlitre, avec embout en plastique correspondant.
- Collecteur de déchet septique à risque infectieux.
- Souches bactériennes de référence représentées par :

  a- ***Staphylococcus aureus*** **ATCC 25923** (souche A).

  b- ***Pseudomonas aeruginosa*** **ATCC 27853** (souche B).

  c- ***Escherichia coli*** **ATCC 25922** (souche C).

Les 03 souches bactériennes sélectionnées, comme cité précédemment, correspondent aux espèces servant de référence à l'évaluation des propriétés bactéricides des agents de désinfection, selon les normes AFNOR, NF EN : 72150, 72151 et 72190, ces bactéries sont décrites comme particulièrement résistantes aux agents désinfectants. Ainsi, elles sont hautement plus résistantes que les souches bactériennes régulièrement rencontrées en pratique clinique.

5-2-2- Méthodes

- **Echantillonnage de l'étude**

Il s'agira de réaliser 60 empreintes sur des boites de Petri de 85mm de diamètre, qui serviront de porte empreinte :

- 20 empreintes inoculées par la souche A ***(Staphylococcus aureus)***.
- 20 empreintes inoculées par la souche B ***(Pseudomonas aeruginosa).***
- 20 empreintes inoculées par la souche C **(*Escherichia coli*).**

- **Protocole expérimental**

En pratique, la réalisation des empreintes se fera comme suit :

L'alginate est malaxé manuellement pendant 30 secondes à une température ambiante (23°C) selon les recommandations du fabricant, ensuite l'empreinte de la boite de Petri est réalisée par l'application du matériau à l'intérieur de celle-ci pendant une durée de 2 minutes et 10 secondes jusqu'à la prise totale du matériau **(Figures 15, 16,17 et 18)**.



Figure 15 : Rajout de l'eau distillée stérile selon les recommandations du fabricant

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)



Figure 16 : Malaxage manuel de la poudre et de l'eau

Pendant 30 secondes à température ambiante (23°C)

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

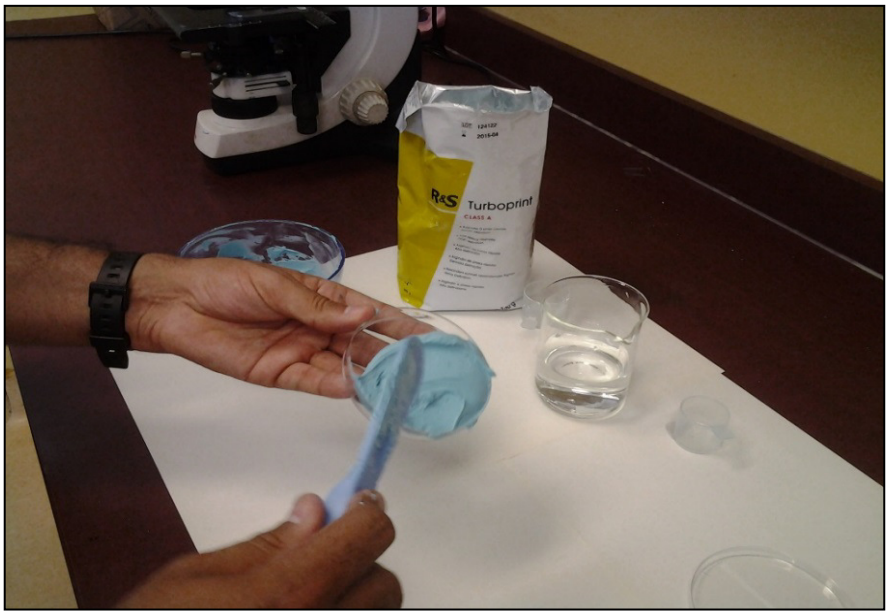


Figure 17 : Réalisation de l'empreinte sur la boite de Petri à l'alginate

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

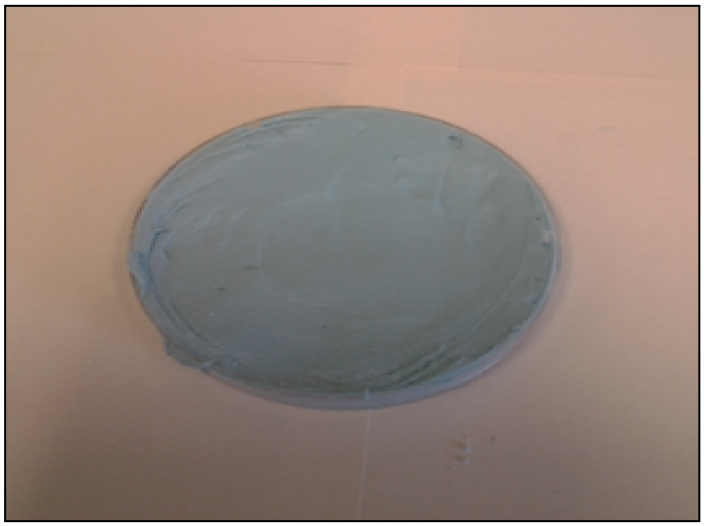


Figure 18 : Aspect d'une empreinte d'alginate classe A sur boite de Petri

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

A la prise complète de l'alginate, l'empreinte est retirée de la boite avec un scalpel et une pince stérile. L'alginate de classe A est choisi pour son utilisation fréquente pour tout type d'empreinte à savoir : la prothèse totale, partielle métallique, et même en prothèse conjointe compte tenu de sa granulométrie très fine (environ 20 microns), et pour sa reproduction fidèle des détails **(Figure 19)**.



Figure 19 : Retrait de l'empreinte avec un bistouri stérile après prise complète de l'alginate

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

Les 03 différents inocula bactériens sont réalisés dans 03 tubes en verre différents contenant une suspension de 0,5 Mc Farland, correspondant à 10^8 UFC/ml, un pour chaque souche de référence **(Figures 20,21, et 22)**.



Figure 20 : Préparation de la suspension bactérienne de contamination (Souche B : *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853)

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

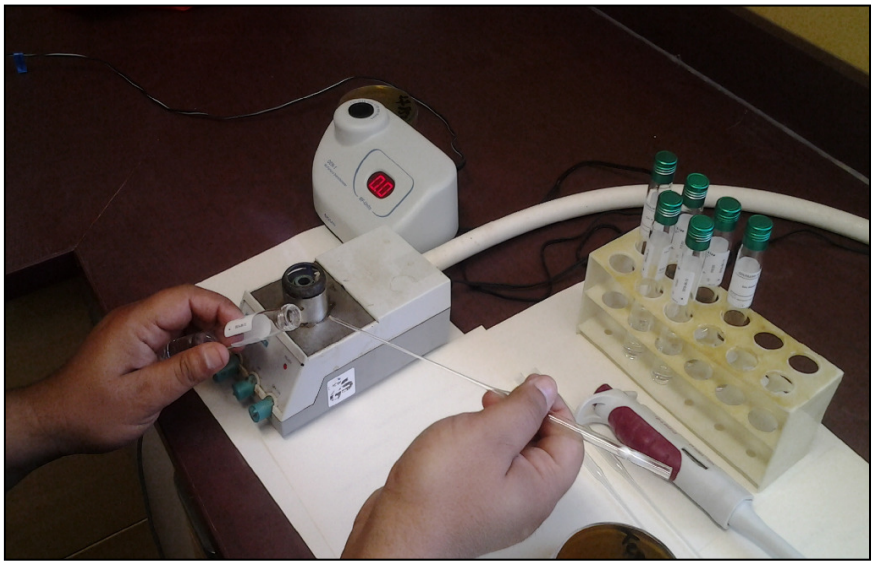


Figure 21 : Réalisation d'une suspension de 0.5 Mc Farland (Dans un volume d'eau physiologique 0,9 %)

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)



Figure 22 : Suspension de 0.5 Mc Farland correspondant à 10^8 UFC/ml, mesurée au densitomètre

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

L'empreinte possédant au final les dimensions d'une boite de Petri sera inoculée par 01 ml de suspension bactérienne correspondant à 10^8 UFC, que l'on aura prélevé grâce à une micropipette. Ce volume sera réparti de manière homogène à la surface de l'empreinte, à l'aide d'une pipette pasteur transformée en râteau **(Figures 23 et 24)** [62, 65, 137].



Figure 23 : Contamination de l'empreinte par 1 ml (correspondant à 10^8 UFC) de la suspension bactérienne

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)



Figure 24 : Etalement au râteau de la quantité déposée de la suspension

(Pour une répartition homogène des bactéries à la surface de l'empreinte)

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

Après avoir laissé l'empreinte sécher pendant 60 secondes, elle sera mise en contact avec une boite contenant le milieu gélosé correspondant à la souche (boite n°01) celle-ci servira de témoin garant des 0,5 mc Farland correspondant à 10^8 UFC de départ **(Figure 25)**.

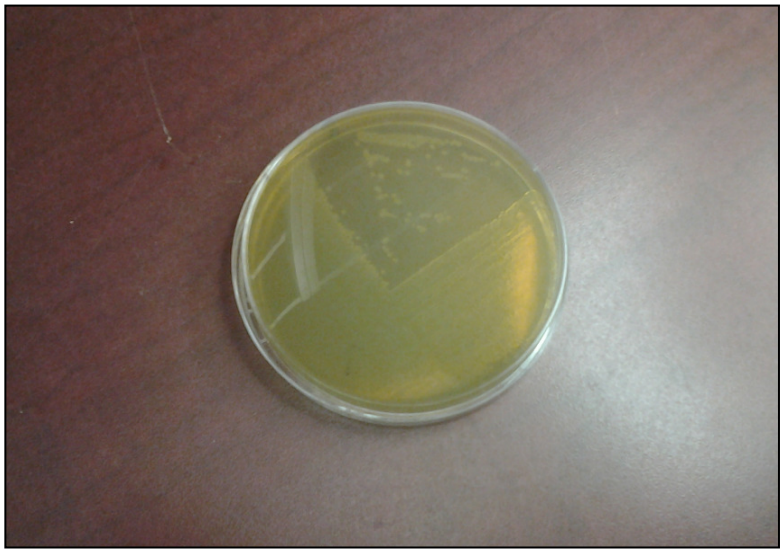


Figure 25 : Boite de gélose n°01 témoin

(Présence de bactéries viables)

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

Par la suite, cette même empreinte va subir une immersion totale, dans un bécher de décontamination, contenant du glutaraldéhyde à 2 % pendant 5 minutes **(Figures 26 et 27).**



Figure 26 : Immersion totale de l'empreinte à l'alginate dans le bécher de décontamination contenant du glutaraldéhyde à 2 %

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

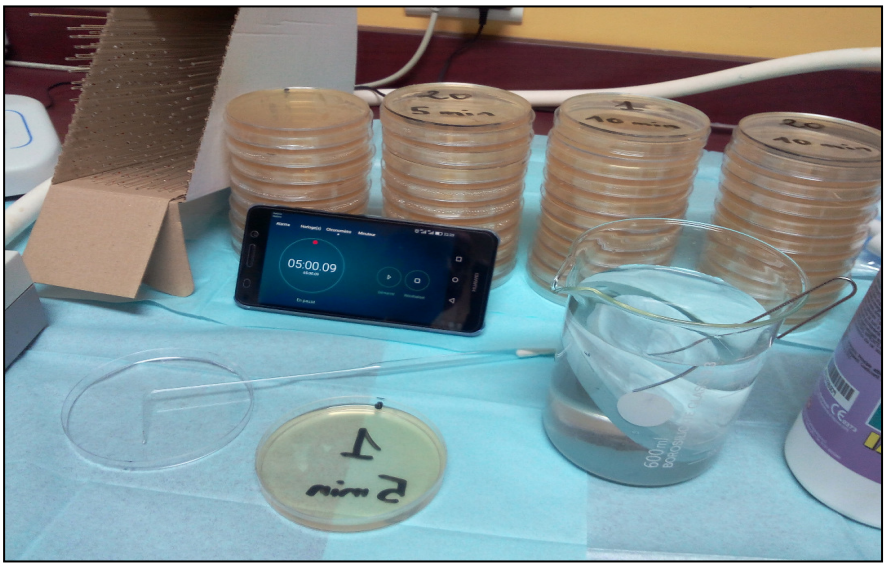


Figure 27 : 1ere immersion de l'empreinte pendant 5 minutes dans le bécher de décontamination

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

On procèdera une seconde fois, à une mise en contact de cette empreinte avec une autre boite de gélose (boite n°02), dès son retrait du bécher de décontamination **(Figure 28)**.

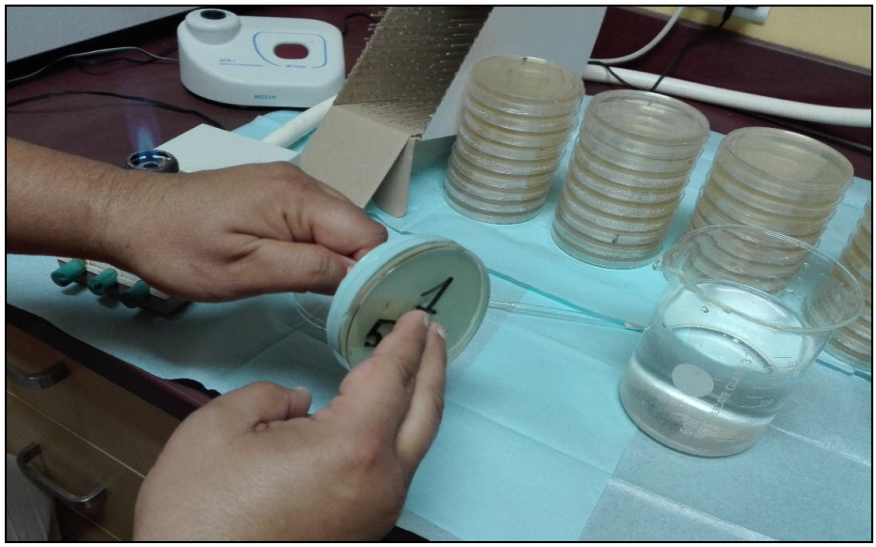


Figure 28 : Mise en contact avec la boite de gélose nutritive
Boite correspondant à 5 minutes de décontamination
(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

Une nouvelle et dernière immersion, pendant 5 minutes supplémentaire dans la solution de glutaraldéhyde, ce qui correspondra à une durée totale de 10 minutes **(Figures 29 et 30)**. A la fin de cette dernière immersion, l'empreinte sera comme précédemment mise en contact d'une troisième boite de gélose (boite n°03) **(Figure 31).**



Figure 29 : Nouvelle immersion totale de l'empreinte à l'alginate dans le bécher de décontamination contenant du glutaraldéhyde à 2 %
(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

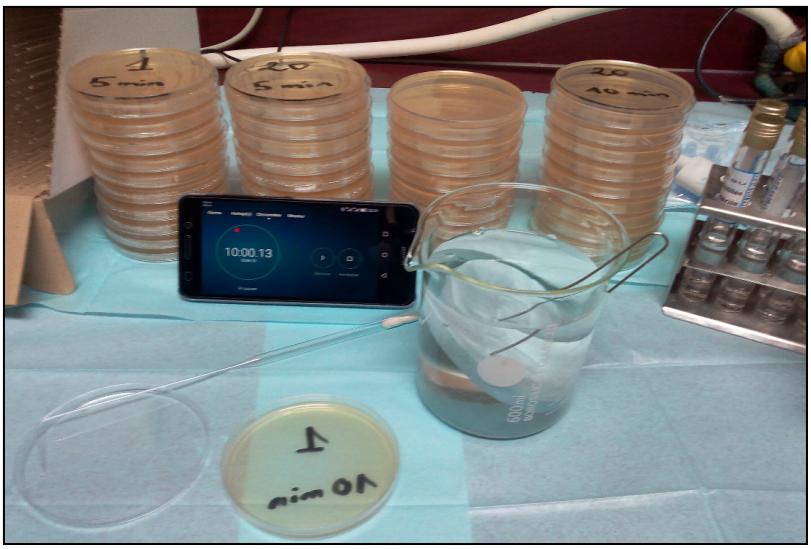


Figure 30 : 2eme immersion de l'empreinte Pendant 10 minutes dans le bécher de décontamination

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

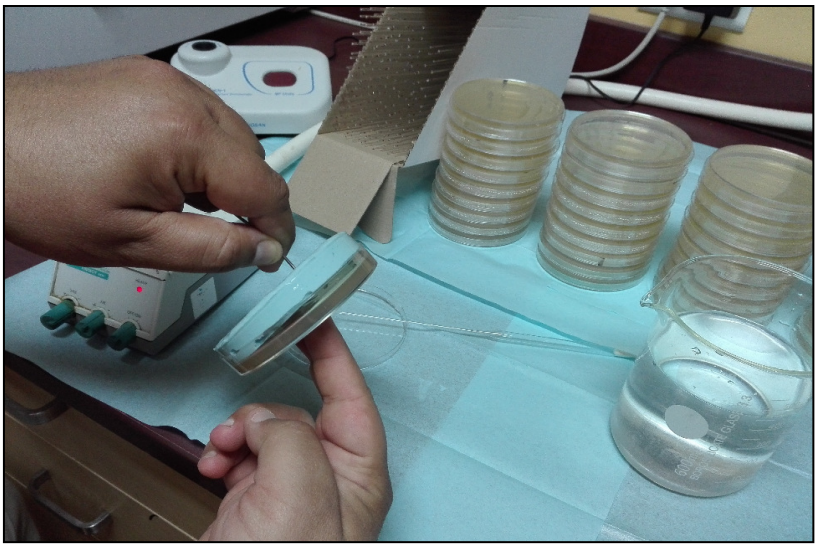


Figure 31 : Mise en contact avec la boite de gélose nutritive boite correspondant à 10 minutes de décontamination

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

Au final, pour chaque empreinte nous obtiendrons trois boites de gélose (boites n°01, n°02 et n°03), qui seront placées en incubation dans une étuve réglée à 37° C, et ceci pendant 24 heures. La lecture des résultats s'effectuera après cette incubation, et la numération des UFC (unités formant colonie) sur toutes les boites **(Figures 32 et 33)**.

Récapitulatif :

- La boite n°01 : (témoin), après inoculation, et sans aucune immersion.
- La boite n°02 : comptage du nombre des UFC après l'immersion de 05 minutes.
- La boite n°03 : comptage du nombre des UFC après l'immersion de 10 minutes.



Figure 32 : Etuve réglée à 37 °C

(Ref : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)



Figure 33 : Incubation pendant 24 heures à athmosphère aérobie de toutes les boites de gélose nutritive à l'étuve réglée à 37°C

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

On procédera selon le même mode opératoire, pour les 60 empreintes prévues dans le protocole. Seule la souche inoculée changera, à savoir que 20 empreintes seront réalisées pour chaque souche bactérienne de référence (souches A, B et C), pour un total final de 60 empreintes, et chaque boite subira 03 mises en culture, à 37° C pendant 24 heures, à atmosphère non modifiée **(Figure 34).**

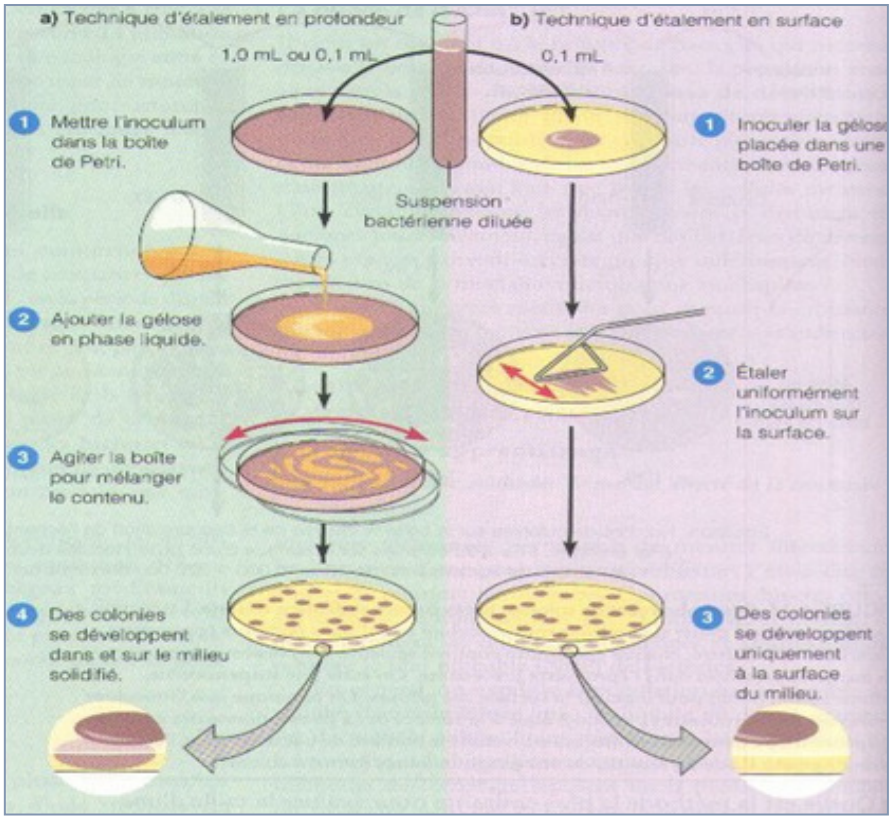


Figure 34 : Schéma qui désigne la méthode utilisée pour la contamination des échantillons d'alginate (la technique b, par étalement en surface) [62, 137, 138]

Au terme de cette phase bactériologique de l'étude, pour les 60 empreintes réalisées, un total de 180 boites de milieux gélosés sera obtenu. Sur ces 180 boites s'effectuera le comptage des UFC, ce qui par conséquent, respectera l'approche **« quantitative »** des normes AFNOR.

- **Méthode de comptage**

En cas de culture peu abondante nous procèderons simplement à un dénombrement direct des UFC**,** par contre si la culture est abondante, nous procéderons à un dénombrement, selon un étalonnage prédéfini **(Figure 36).**

5-3- Les critères de jugement

Après 24 heures d'incubation, on procédera au dénombrement des UFC afin d'appliquer les critères de jugement, selon les normes AFNOR NF et EN.

Autrement dit, si nous observons sur une culture donnée une diminution d'au moins 10^5 UFC, nous considèrerons que la norme AFNOR a été satisfaite, et nous noteront **« S »** pour Satisfaite, inversement si nous observons une diminution inférieure à 10^5 UFC nous considèrerons que la norme AFNOR n'a pas été satisfaite, et nous noterons **« NS »** pour Non Satisfaite [91, 92].

5-4- Lecture des boites et comptage des UFC

La lecture de toutes les boites de Petri, se fera après 24 heures d'incubation à l'étuve, à ambiance aérobie, et à une température de 37° C.

Le comptage des UFC (des unités formant colonie), se fera de 02 façons, à savoir :

1. Soit par un simple dénombrement, lorsque les UFC sont comptables **(Figure 35)** :

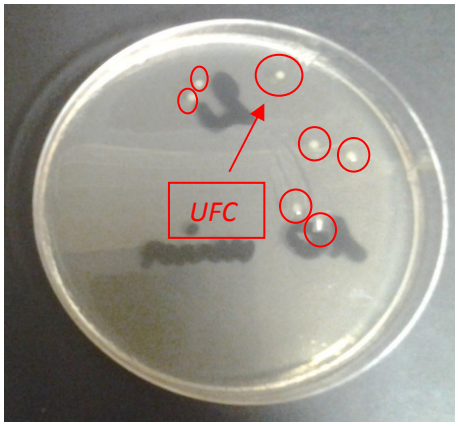


Figure 35 : Exemple d'un simple dénombrement. Nombre des UFC égale à : 07

2. Soit par l'application de la méthode de comptage, qui utilise un étalon, lorsque les colonies sont incomptables **(Figures 36 et 37)** :

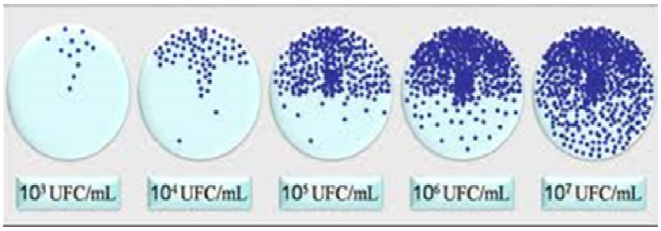


Figure 36 : Etalon de référence utilisé pour le dénombrement des UFC [138, 139]



Figure 37 : Boite de Petri où les UFC, ne sont pas comptables
(Nombre des UFC égale à 10^7 , selon l'étalon de référence)

Après lecture de toutes les boites, trois cas de figures peuvent se présenter, à savoir :

1. Satisfaction de la norme AFNOR à 5 minutes **« S »,** et **satisfaction** à 10 minutes **« S » (Figure 38)**.



Figure 38 : Satisfaction de la norme AFNOR à 5 et à 10 minutes
(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

2. Non satisfaction de la norme AFNOR à 5 minutes **« NS »,** mais satisfaction à 10 minutes **« S » (Figure 39).**

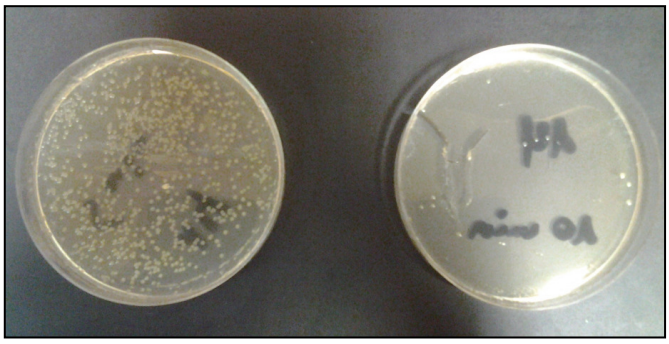


Figure 39 : Non satisfaction de la norme à 5, et satisfaction à 10 minutes
(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

3. Non satisfaction de la norme AFNOR, et à 5 minutes **« NS »,** et à 10 minutes **« NS ». (Figure 40).**

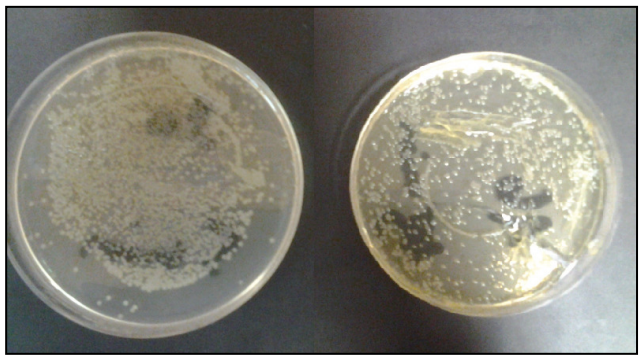


Figure 40 : Non satisfaction de la norme AFNOR ni à 5, ni à 10 minutes

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

A l'issue de la phase bactériologique de notre étude, nous avons réalisé un prélèvement à partir du bécher d'immersion, dans lequel les 60 empreintes de l'échantillonnage ont été immergées. Ceci afin de vérifier la stérilité de la solution d'immersion à la fin de l'expérimentation **(Figure 41)**.

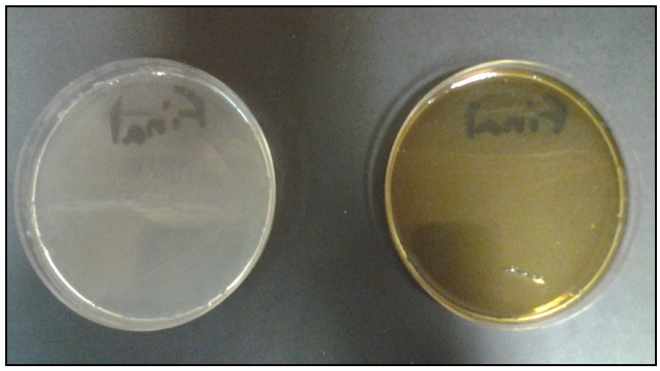


Figure 41 : Culture à partir de la solution d'immersion finale

(Après la décontamination de toutes les empreintes)

(Réf : Laboratoire de microbiologie de l'HMRUO)

La phase physique de l’étude

6- La phase physique de l'étude

Il s'agit de la seconde phase du protocole de l'étude, et qui aura pour objectif d'étudier l'impact du procédé de décontamination par immersion totale dans une solution de glutaraldéhyde à 2%, sur les empreintes à l'alginate classe A, et cela sur deux paramètres physiques à savoir :

1- La stabilité dimensionnelle.
2- L'état de surface.

L'analyse des répercussions du procédé de décontamination, précédemment décrit, se fera sur des modèles en plâtre dur, issus d'empreintes décontaminées, et ce en fonction du temps d'immersion, en l'occurrence 5 et 10 minutes.

Les résultats obtenus au cours de cette phase seront confrontés à ceux de la phase bactériologique qui la précède, et qui décrit les mêmes temps d'immersion, et selon le même procédé de décontamination.

Cette étude sera réalisée à la fois au cabinet dentaire, au niveau de l'unité de prothèse du service de médecine dentaire de l'hôpital militaire régional universitaire d'Oran (HMRUO), mais également au niveau de l'école militaire polytechnique de Bordj El Bahri d'Alger (ex ENITA).

6-1- Evaluation de la stabilité dimensionnelle

L'étude de l'impact du procédé de décontamination par immersion totale dans une solution de glutaraldéhyde à 2%, sur la stabilité dimensionnelle des empreintes à l'alginate de classe A, se fera par la méthode suivante :

Sélectionner un nombre de patients, dont le recrutement se fera lors de la consultation spécialisée de prothèse du service de médecine dentaire de l'HMRUO, chez lesquels nous réaliserons au cours de la même séance 03 empreintes à l'arcade maxillaire supérieure, et ce dans les mêmes conditions cliniques, ainsi :

- 02 de ces empreintes seront décontaminées par immersion à 5 et à 10 minutes.
- 01 empreinte ne sera pas décontaminée qui servira de témoin.

Pour un total de 03 empreintes, pour chaque malade.

Toutes les empreintes seront coulées au plâtre dur, des mensurations standardisées seront réalisées sur les modèles, les résultats obtenus seront confrontés à ceux obtenus au cours de la phase bactériologique de l'étude.

Le choix de l'arcade maxillaire est justifié par son anatomie plus large que celle de l'arcade mandibulaire, et d'une surface d'appui plus grande nécessitant de ce fait une quantité de matériau à empreinte plus importante, donc plus difficile à décontaminer et qui serai soumise à plus de risque de déformations et d'altérations sur le plan dimensionnel. L'alginate de classe A choisi dans cette étude, sera identique à celui utilisé dans la phase bactériologique précédente.

6-1-1-Matériels

- Un plateau d'examen dentaire comportant : un miroir, une précelle et une sonde.
- Alginate de classe A R&S*(Turboprint*), haute définition à prise rapide (iso1563).
- Doseur d'eau (36 ml) et de poudre (18g), pour l'alginate.
- Bol et spatule à alginate.
- Glutaraldéhyde à 2% présenté sous forme Bécher pour la solution de décontamination par immersion.
- Chronomètre électronique.
- Pied à coulisse électronique à affichage digital d'une précision de 0.01mm (Fischer-Darex*).
- Un moyen de mesure des mensurations représenté par la MMT (machine à mesurer tridimensionnelle M3 Gage – Innovalia metrology*).
- Un microscope électronique à balayage.
- Une panoplie de porte empreintes de série perforés, en plastique rigide : U1, U2, U3 (Résista*).
- Plâtre dentaire extra dur, type IV (Zeus Stone*), compatible avec l'alginate de classe A. (iso 6873).
- Doseur de poudre 100 g et d'eau 28 ml pour le plâtre.

- Malaxeur sous vide pour préparer le plâtre de coulée.
- Taille plâtre.
- Une boite de lames bistouri stériles.

6-1-2-Méthodes

- **Échantillonnage**

Un nombre de 50 malades issus de la consultation spécialisée de l'unité de prothèse, relevant du service de médecine dentaire de l'hôpital militaire régional universitaire d'Oran sera sélectionné, chez lesquels 03 empreintes à l'alginate de classe A seront réalisées sur l'arcade maxillaire supérieure, pour un total de 150 empreintes qui seront toutes coulées avec du plâtre extra dur de type IV. Les 150 modèles obtenus serviront d'échantillons pour la mensuration physique de l'étude à la fois pour l'analyse des variations sur le plan de la stabilité dimensionnelles mais également de l'état de surface.

- **Les critères d'inclusion**

  - Sexe : hommes et femmes.
  - Age : patients âgés de 15 ans et plus, devant présenter une denture adulte permanente.
  - Formule dentaire : arcade maxillaire dentée ou partiellement édentée mais devant présenter obligatoirement les 16, 26, 13, et 23. ces dents serviront de repères anatomiques aux mensurations sur les modèles en plâtre.

- **Les critères de non inclusion**

  - Pathologies de l'état général, pathologies locales.
  - Jeunes malades présentant une denture mixte ou lactéale
  - Edentations avec absence d'une ou plusieurs des dents servant de référence
  - Abrasions ou caries ayant provoqué la destruction de la face occlusale ou du bord incisif des dents concernées en référence.
  - Parodonthopathies ayant engendré des mobilités dentaires des dents référenciées.
  - Limitations de l'ouverture buccale rendant la prise d'empreinte difficile.

6-1-3- Protocole expérimental

Toutes les empreintes du protocole clinique seront réalisées au cabinet dentaire **(Figures 42 et 43).**



Figure 42 : Cabinet dentaire de l'unité de prothèse de l'HMRUO

(Réf : Service médecine dentaire /HMRUO)

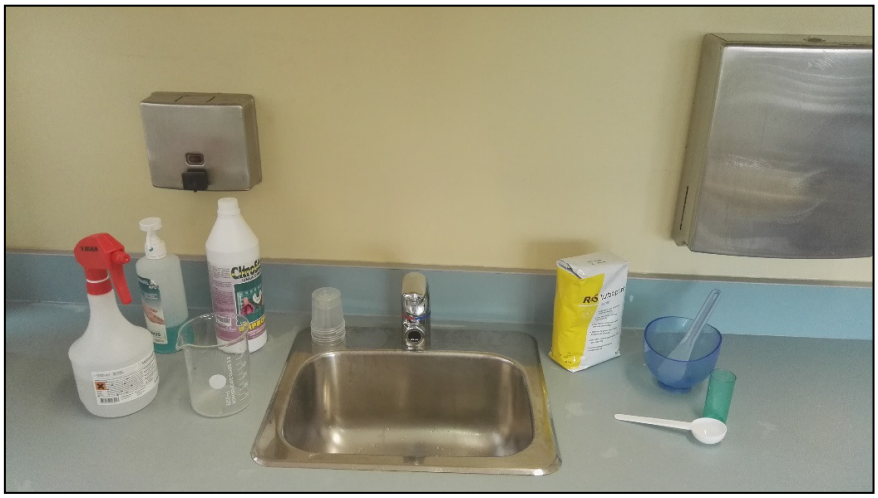


Figure 43 : Plan de travail pour la décontamination des empreintes

(Réf : Service médecine dentaire /HMRUO)

L'alginate est malaxé manuellement pendant 30 secondes avec un ratio eau-poudre de 1/1, à température ambiante 23°C, selon les recommandations du fabricant **(Figures 44,45 et 46).**

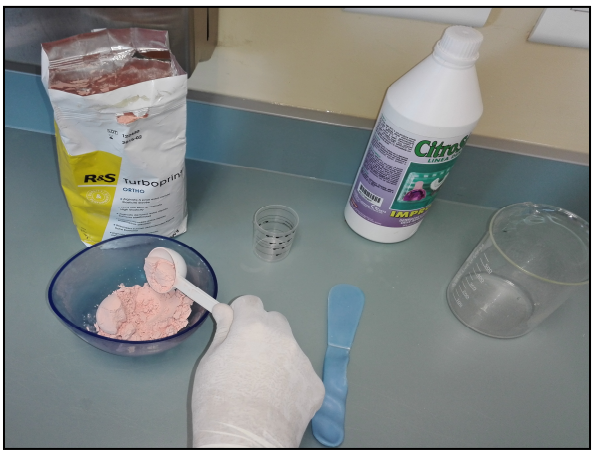


Figure 44 : Préparation de la poudre d'alginate pour l'empreinte

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)

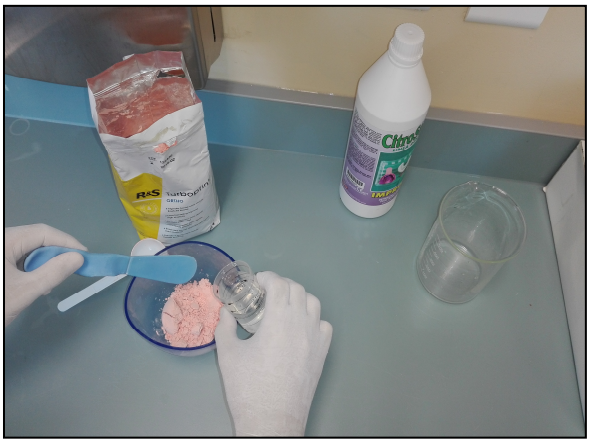


Figure 45 : Rajout de la dose d'eau recommandée

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)



Figure 46 : Malaxage pendant 30 secondes

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)

Le temps de pause en bouche sera de 60 secondes, et ce jusqu'à la prise totale du matériau.

Nous réaliserons au cours de la même séance, et pour le même malade, 03 empreintes à l'arcade maxillaire supérieure, et ce dans les mêmes conditions cliniques.

Après retrait de l'empreinte de la cavité buccale, elle sera rincée à l'eau courante pendant 15 secondes afin d'éliminer le maximum de résidu sur l'empreinte à savoir sang, salive, débris alimentaires…etc.

Pour le même malade sélectionné : les 03 porte empreintes devront porter un numéro de série identique, et ce pour les 03 empreintes **(Figure 47)**, ceci garantira que l'ensemble des empreintes sera exécuté dans des conditions cliniques identiques en tout point de vue.



Figure 47 : Sélection de 3 portes empreintes de série

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)

- la 1 ère empreinte sera décontaminée par une immersion totale dans le bécher de décontamination pendant 5 minutes **(Figures 48,49 et 50).**
- La 2 ème empreinte sera également décontaminée de la même façon que la précédente, avec un temps d'immersion de10 minutes **(Figures 51,52 et 53)**.
- La 3 ème et dernière empreinte ne subira aucune décontamination, et servira de témoin **(Figures 54 et 55)**.



Figure 48 : Prise d'empreinte n°1 (5 minutes de décontamination)

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)



Figure 49 : Retrait et rinçage de l'empreinte pendant 15 secondes

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)

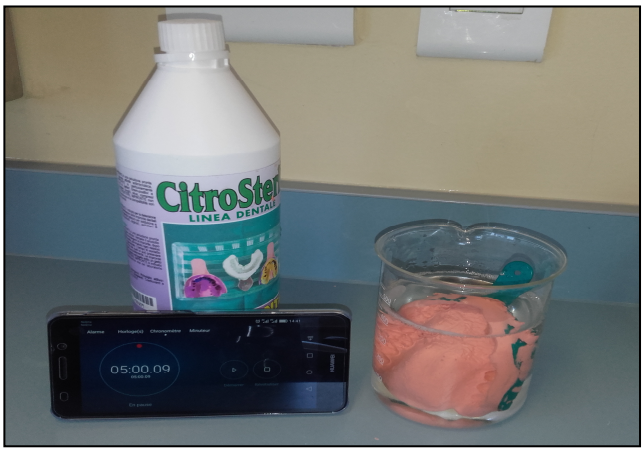


Figure 50 : Décontamination pendant 5 minutes

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)

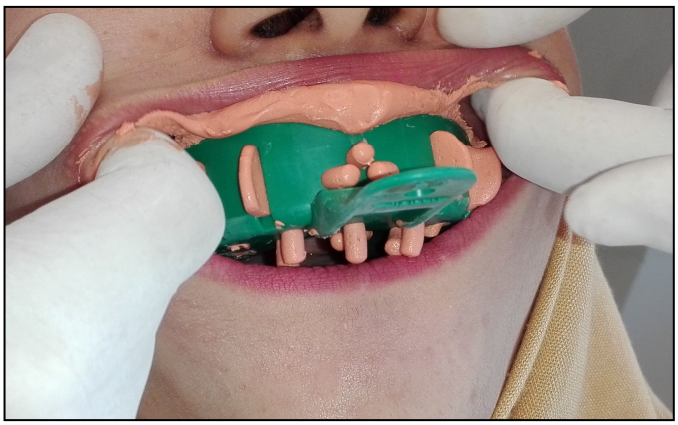


Figure 51 : Prise d'empreinte n°2 (10 minutes de décontamination)

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)



Figure 52 : Retrait et rinçage de l'empreinte pendant 15 secondes

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)



Figure 53 : Décontamination pendant 10 minutes

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)



Figure 54 : Prise d'empreinte n°3 (témoin)

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)



Figure 55 : Retrait et rinçage de l'empreinte pendant 15 secondes

(Réf : Service de médecine dentaire /HMRUO)

Par la suite, toutes les empreintes seront coulées au plâtre extra dur, qui sera malaxé sous vide pendant 30 secondes selon les recommandations du fabricant, afin d'obtenir pour les 50 malades sélectionnés, 150 modèles en plâtre.

Le plâtre utilisé pour la coulée de toutes les empreintes, sera un plâtre extra dur de type IV compatible avec l'alginate de classe A), le ratio eau/poudre est de : 26-28 ml / pour 100 g, le malaxage se fera avec un malaxeur sous vide pendant 30 secondes, le temps de prise est de 10 minutes, le démoulage se fera après 45 minutes. L'expansion de prise est estimée à environ 0,11 % selon le fabricant **(Figures 56, 57, 58,59 et 60)**.



Figure 56 : Les 3 empreintes pour le même malade

(Réf : Laboratoire de prothèse/HMRUO)

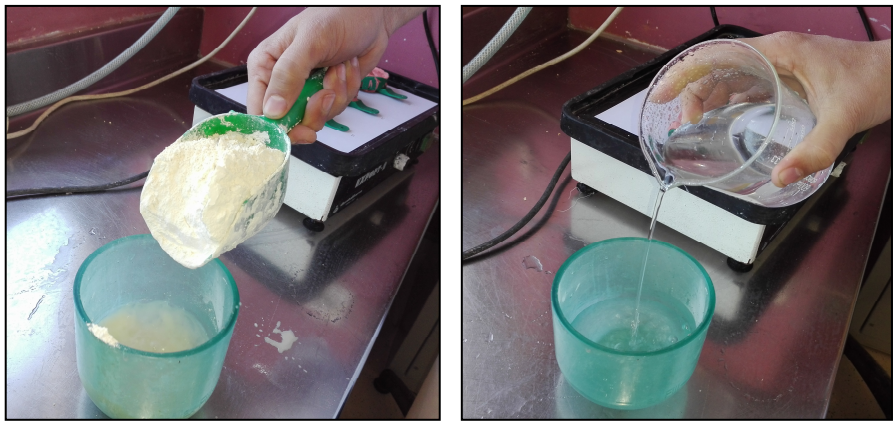


Figure 57 : Préparation du plâtre pour la coulée des 3 empreintes

(Réf : Laboratoire de prothèse/HMRUO)



Figure 58 : Malaxage sous vide du plâtre

(Réf : Laboratoire de prothèse/HMRUO)



Figure 59 : Coulée des empreintes

(Réf : Laboratoire de prothèse/HMRUO)

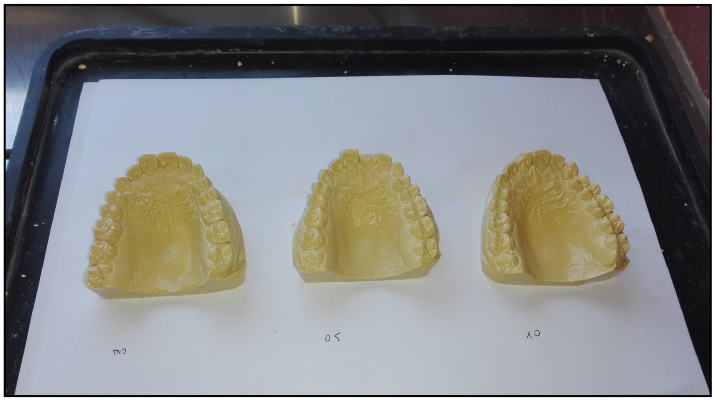


Figure 60 : Obtention des 3 modèles en plâtre extra dur

(Réf : Laboratoire de prothèse/HMRUO)



Figure 61 : Exemple des 3 modèles codifiés pour le malade n° 20

(Réf : Laboratoire de prothèse/HMRUO

Les modèles obtenus **(Figure 61)**, seront répertoriés et codifiés, Pour un même malade de la façon suivante :

1 ère empreinte	**Rinçage pendant 15 secondes**	**Décontamination par immersion pendant 5 minutes**	**Coulée au plâtre extra dur**	**Modèle- X**
2 ème empreinte	**Rinçage pendant 15 secondes**	**Décontamination par immersion pendant 10 minutes**	**Coulée au plâtre extra dur**	**Modèles-Y**
3 ème empreinte	**Rinçage pendant 15 secondes**	**Aucune décontamination**	**Coulée au plâtre extra dur**	**Modèle- Z (Témoin)**

Tableau 10 : Méthode utilisée pour le codage des modèles en plâtre de la phase physique

Le codage de tous les modèles pour tous les malades, se fera comme suit **(Tableau 10)** :

Malade n°01, 03 modèles :

- **Modèle X**, correspondant au modèle issu de l'empreinte décontaminée pendant 5 minutes.
- **Modèle Y**, correspondant au modèle issu de l'empreinte décontaminée pendant 10 minutes.
- **Modèle Z**, correspondant au modèle témoin issu de l'empreinte non décontaminée.

Ainsi pour le **malade n°01** va correspondre les trois modèles : **1-X, 1-Y et 1-Z**, pour le **malade n°02**, va correspondre : **2-X, 2-Y, et 2-Z.** pour **le malade n°03** va correspondre : **3-X, 3-Yet 3- Z**…etc., idem pour les 50 malades.

Sur les 150 modèles obtenus, 4 repères anatomiques seront marqués **(Figure 62)** :

- **Le point A,** représentant la pointe de la **13**.
- **Le point B,** représentant la pointe de la **23**.
- **Le point C,** représentant la pointe de la cuspide disto-vestibulaire de la **26**.
- **Le point D,** représentant la pointe de la cuspide disto-vestibulaire de la **16**.

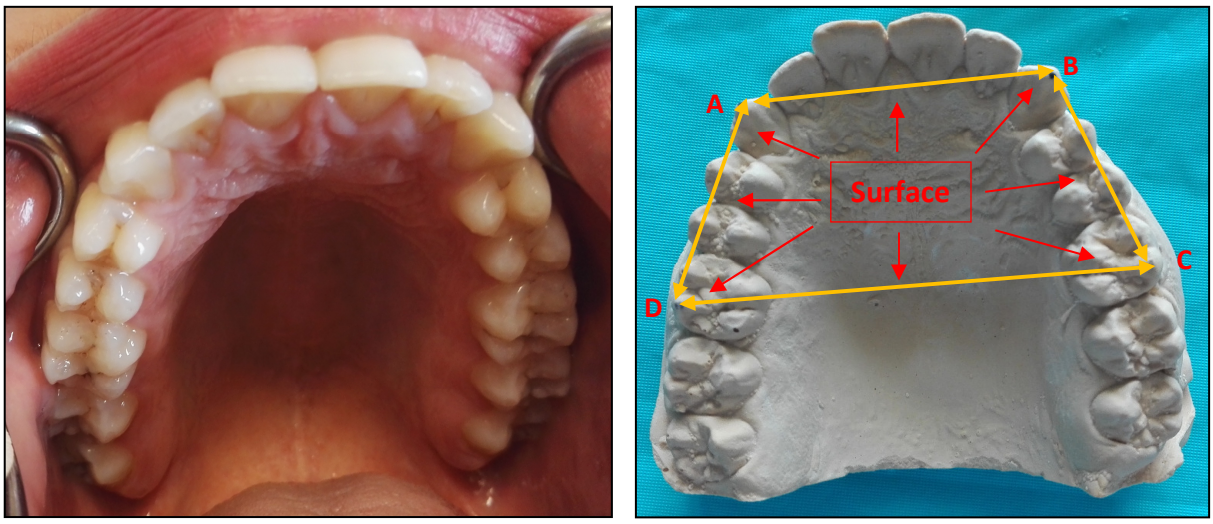


Figure 62 : Exemple d'une arcade maxillaire et modèle en plâtre avec les distances de référence

(Réf : Service médecine dentaire /HMRUO)

Ainsi les distances AB, BC, CD, AD, seront mesurées sur tous les modèles à l'aide de la Machine à mesurer tridimensionnelle (MMT), ces mensurations seront réalisées au niveau du laboratoire de recherche en métrologie, relevant de l'école militaire polytechnique (EMP, ex ENITA). Les mesures seront pratiquées par un physicien expert en métrologie et en mécanique de précision, car la MMT est considérée comme un instrument de mesure de haute précision, dont l'échelle d'incertitude est estimée à environ **± 10** $^{-9}$. De ce fait, les manipulations impliquent des connaissances, ainsi que des compétences particulières en matière de métrologie **(Figures 63, 64,65 et 66).**

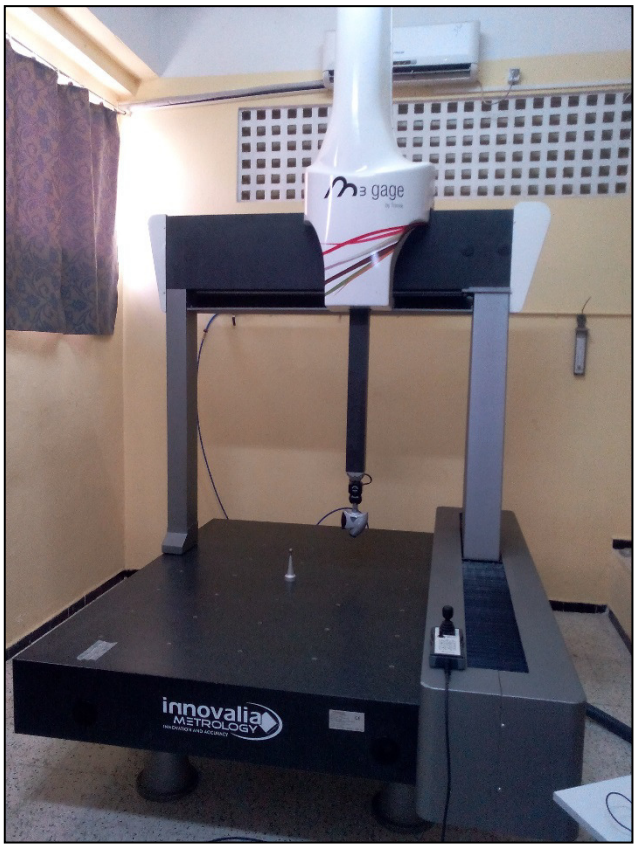


Figure 63 : La machine à mesurer tridimensionnelle (MMT)

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri)

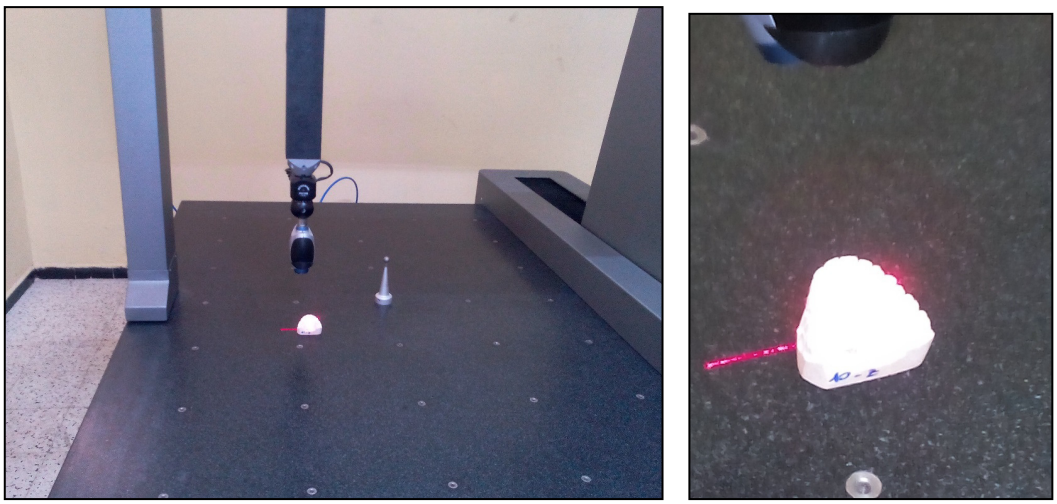


Figure 64 : Scanner laser d'un modèle témoin par la MMT

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri)



Figure 65 : Transfert des données du scanner par triangulation sur PC

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri)

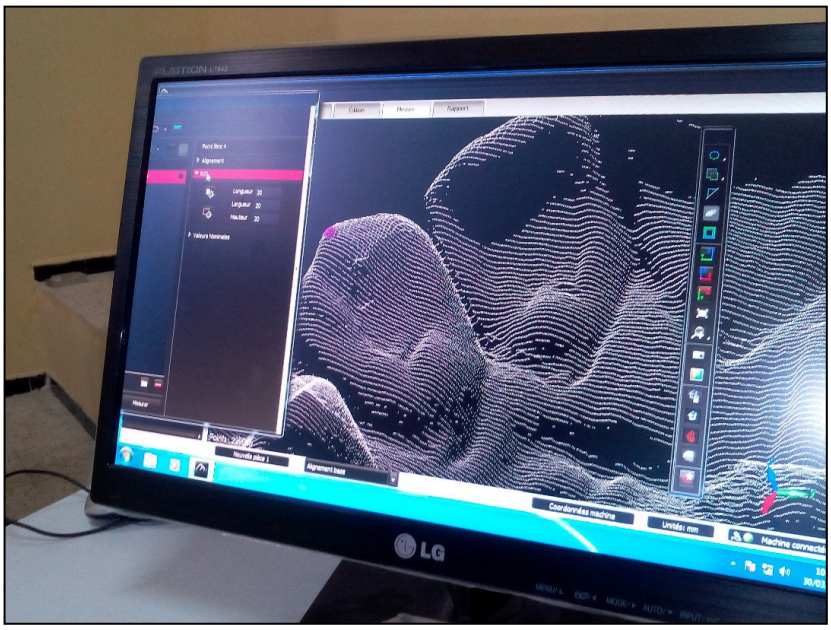


Figure 66 : Détermination des points de référence des mensurations (pointe de la 13)

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri)

Les 04 distances obtenues avec cette méthode de mesure, permettront de déterminer un *: **« quadrilatère irrégulier quelconque »***, dont le périmètre et la surface seront déterminées sur les 150 modèles en plâtre qui représentent l'échantillonnage de cette partie de l'étude **(Figure 67)**.



Figure 67 : Calcul des mensurations (les distance AB, BC, CD, AD ; le périmètre et la surface)

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri)

Les mesures obtenues seront exprimées en millimètre (mm) pour toutes les distances, ainsi que le périmètre, et en millimètre carré (mm^2) pour la surface **(Figure 68).** Les résultats obtenus seront analysés, afin d'évaluer les éventuelles variations de la stabilité dimensionnelle sur tous les modèles en plâtre, issues d'empreintes décontaminées pendant 5 et 10 minutes **(Figures 68,69 et 70).**

En résumé, pour chaque malade sélectionné, nous retiendrons comme mesure :

- Les 4 distances **(AB, BC, CD, AD),** exprimées en mm
- **Le périmètre** (P), exprimé en mm
- **La surface** (ou l'aire A), exprimée en mm^2.



Figure 68 : Mensurations sur modèle -X (5 minutes)

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri)

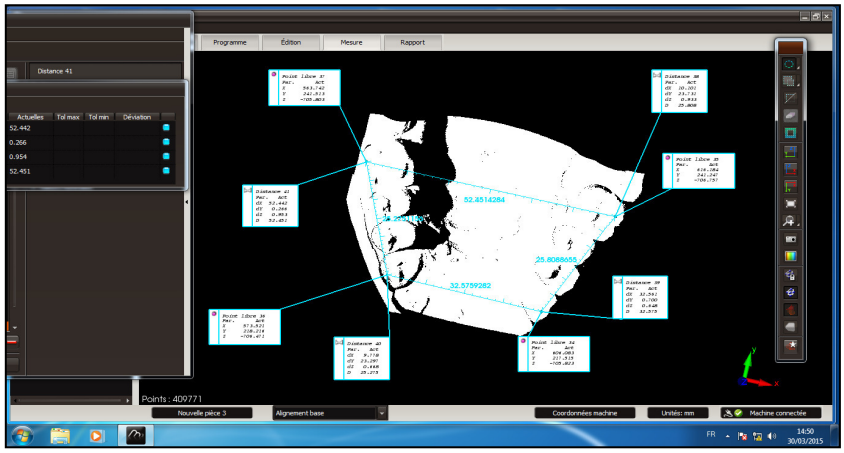


Figure 69 : Mensurations sur modèle- Y (10 minutes)

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri)

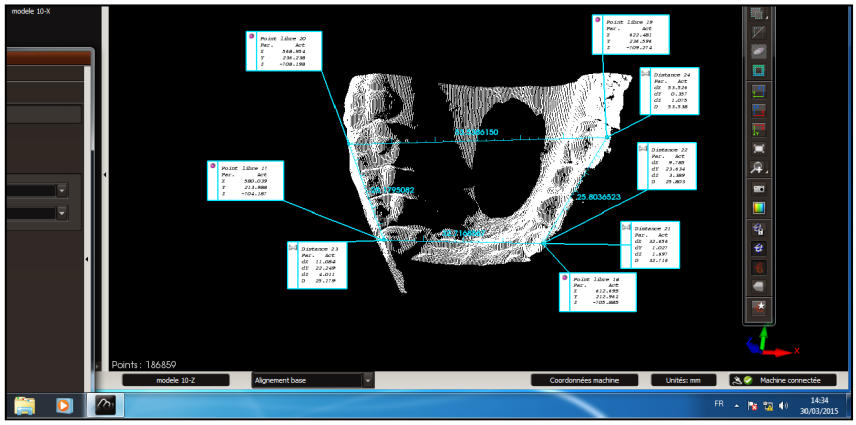


Figure 70 : Mensurations sur modèle- Z (témoin)

(Réf : MMT/ EMP, Bordj El Bahri

6-1-4- Critères de jugement

Les valeurs obtenues seront comparées à celles des mensurations faites sur les modèles issus d'empreintes non décontaminées servant de référence (modèle témoin), afin d'objectiver les éventuelles variations de la stabilité dimensionnelle.

6-2- Analyse de l'état de surface

Ce second volet de l'étude physique, sera totalement réalisé au niveau du laboratoire de recherche en génie des matériaux, relevant de l'Ecole Militaire Polytechnique (EMP, ex ENITA). Tous les modèles de l'étude physique du volet précédent (évaluation de la stabilité dimensionnelle) seront transférés dans ce laboratoire afin d'effectuer une analyse au microscope électronique à balayage (MEB) **(Figures 71,72 et 73).**

Cette partie de l'étude physique, permettra d'analyser et d'évaluer les répercussions du procédé de décontamination précédemment décrit, sur l'état de surface des modèles en plâtre, issus d'empreintes décontaminées à 5 et à 10 minutes.



Figure 71 : Microscope électronique à balayage (MEB)

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)

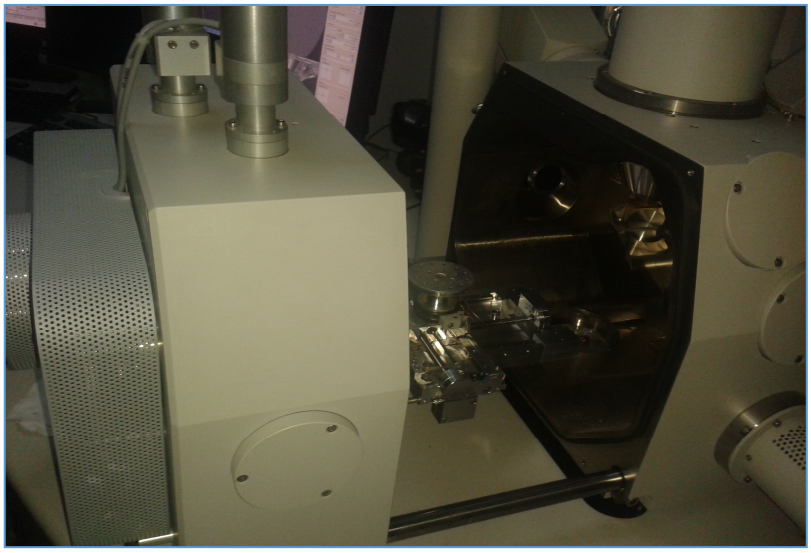


Figure 72 : Microscope électronique à balayage (MEB)

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)

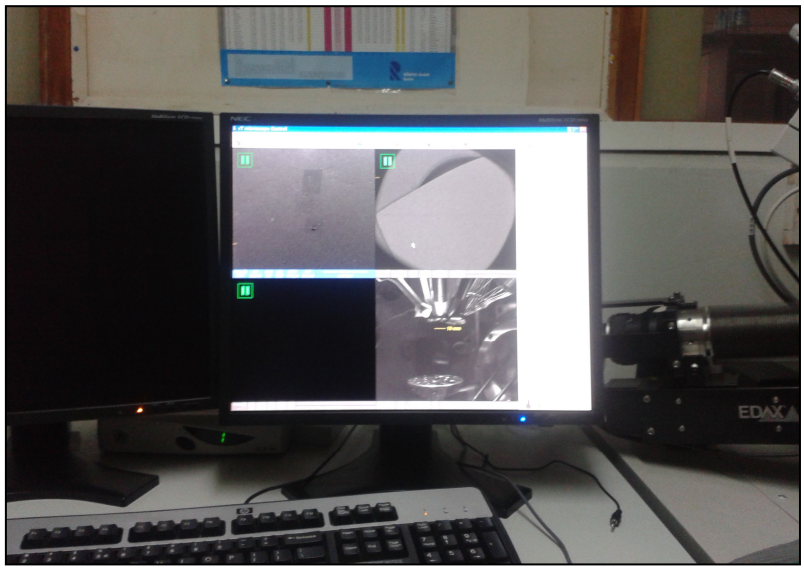


Figure 73 : Unité centrale EDAX et logiciel de traitement d'image du MEB

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)

6-2-1- Matériels et méthodes

L'échantillonnage du volet qui s'intéresse à l'évaluation de l'état de surface, sera représenté par les 150 modèles en plâtre extra dur de l'étude physique.
La méthode d'analyse se fera par des observations au microscope électronique à balayage (MEB), sur la même zone anatomique servant de repère constant et reproductible sur tous les modèles à savoir : **« la cuspide disto-vestibulaire de la 16 »** (correspondant à la première molaire supérieure droite).

Tous les modèles ont été étudiés afin de mettre en évidence d'éventuelles altérations de l'état de surface des modèles- X et Y, issus des empreintes décontaminées pendant 5 et 10 minutes, en comparaison avec les modèles-Z issus d'empreintes non décontaminées (témoin) de chaque malade **(Figures 74 et 75)**.

Les observations seront réalisées par un physicien expert, au sein du laboratoire en Géni des biomatériaux, les grossissements choisis sont progressifs à savoir : X 60, X 500, X 1000, X 2000 réalisés sur le même repère anatomique de référence [140].



Figure 74 : Modèle-X en plâtre sous MEB (5 minutes de décontamination)

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)



Figure 75 : Modèle-Y en plâtre sous MEB (10 minutes de décontamination)

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)

6-2-2- Critères de jugement

Les résultats obtenus sont sous forme de prise de vue pour chaque grossissement des modèles issus d'un même malade, qui seront confrontés à la fois aux modèles témoin (modèle -Z de chaque malade), mais également aux résultats obtenus lors de l'analyse de la stabilité dimensionnelle, et au final avec les données de l'étude biologique précédemment décrite.

Afin de compléter l'analyse de l'état de surface, nous avons également réalisé des observations sous MEB, d'échantillons d'alginates, sous forme d'empreintes de pièce de monnaie, décontaminées à 5 et à 10 minutes selon le même procédé, et nous avons comparé la qualité de l'état de surface, avec celle des échantillons témoins non décontaminés **(Figures 76,77,78 et 79).**

L'intérêt de ce complément d'analyse, est de visualiser directement sur des échantillons d'alginates, la qualité de l'état de surface, la précision de reproduction des détails, avant et après des immersions à 5 et à 10 minutes dans du glutaraldéhyde.

Les résultats des observations sous MEB des modèles en plâtre, ainsi que ceux obtenus sur les échantillons d'alginates de ces pièces de monnaie seront décrits dans le chapitre : « Résultats / résultats de l'analyse de l'état de surface) ».

Notre objectif dans ce complément de manipulation et d'observation au MEB, étant d'apprécier et nous conforter dans notre choix d'étude de nos échantillons, quant à l'évaluation de la stabilité dimensionnelle, et la visualisation de l'état de surface.

Au final, les résultats obtenus au cours de cette analyse, seront confrontés à ceux de l'étude de la stabilité dimensionnelle, mais aussi avec ceux de la phase bactériologique.

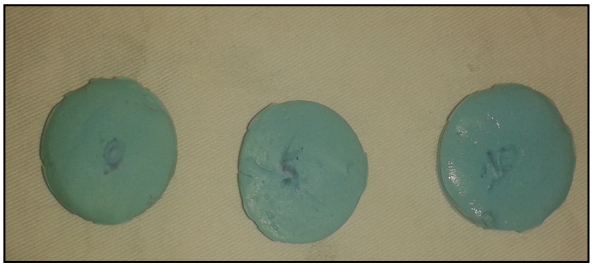


Figure 76 : Echantillons d'alginate témoin et décontaminés pendant 5 et 10 minutes

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)

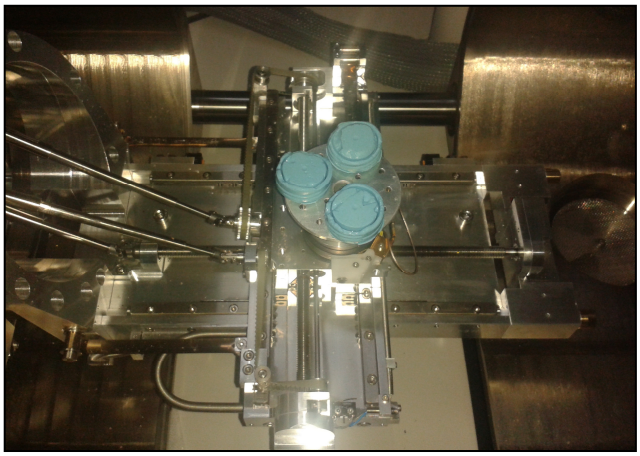


Figure 77 : Echantillons d'alginate précédents sous le MEB

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)



Figure 78 : Echantillons d'alginate sous MEB

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)

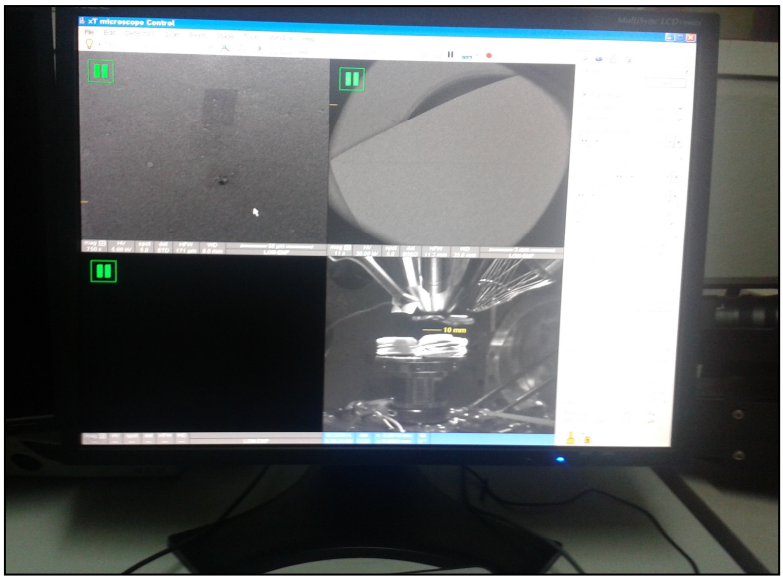


Figure 79 : Aspect des échantillons d'alginate sous MEB sur l'unité centrale EDAX

(Réf : Laboratoire du génie des matériaux EMP)

IV. Résultats

1- Résultats
de la phase bactériologique

1-1- Description de l'échantillonnage

Dans cette phase de l'étude l'échantillonnage est représenté par 60 empreintes contaminées par une souche bactérienne de référence (A, B et C), puis décontaminées successivement à 5 et 10 minutes). Le comptage des UFC sera effectué sur les boites de Petri comme décrit précédemment dans le protocole, à savoir :

- Sur les 60 boites contaminées par la souche A (***Staphylococcus aureus ATCC 25923***) :
  - ✓ 20 boites témoin (10^8 UFC).
  - ✓ 20 boites après 5 minutes d'immersion.
  - ✓ 20 boites après 10 minutes d'immersion.
- Sur les 60 boites contaminées par la souche B **(*Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853) :**
  - ✓ 20 boites témoin (10^8 UFC).
  - ✓ 20 boites après 5 minutes.
  - ✓ 20 boites après 10 minutes.
- Sur les 60 boites contaminées par la souche C **(*E-coli* ATCC 25922)** :
  - ✓ 20 boites témoin (10^8 UFC).
  - ✓ 20 boites après 5 minutes.
  - ✓ 20 boites après 10 minutes.

Pour un total de : 180 boites.

Les résultats bruts seront présentés sous forme de 03 tableaux, un tableau pour chaque souche bactérienne **(Tableaux 11,12 et 13),** comprenant le comptage des UFC à 5 et 10 minutes d'immersion.

1-2- Présentation des résultats bruts de la phase bactériologique

Empreintes	comptage des UFC à 5 minutes	comptage des UFC à 10 minutes	témoin
empreinte n°01	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°02	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°03	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°04	1,00E+03	0	***1,00E+08***
empreinte n°05	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°06	1,00E+03	0	***1,00E+08***
empreinte n°07	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°08	3	1	***1,00E+08***
empreinte n°09	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°10	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°11	1,00E+03	1	***1,00E+08***
empreinte n°12	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°13	2	1	***1,00E+08***
empreinte n°14	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°15	1,00E+03	0	***1,00E+08***
empreinte n°16	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°17	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°18	1,00E+03	0	***1,00E+08***
empreinte n°19	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°20	1,00E+03	0	***1,00E+08***

Tableau 11 : Comptage des UFC après 5 et 10 minutes d'immersion

(Souche A : *Staphylococcus aureus* ATCC 25923)

- **Le comptage des UFC :**

  - ✓ 1,00E+08 : correspond à 10^{8} UFC (témoin).
  - ✓ 1,00E+03 : correspond à 10^{3} UFC.
  - ✓ 0 correspond à une boite stérile.

Empreinte	comptage des UFC à 5 minutes	Comptage des UFC à 10 minutes	témoin
empreinte n°01	25	0	***1,00E+08***
empreinte n°02	27	6	***1,00E+08***
empreinte n°03	1,00E+05	23	***1,00E+08***
empreinte n°04	200	58	***1,00E+08***
empreinte n°05	100	31	***1,00E+08***
empreinte n°06	29	1	***1,00E+08***
empreinte n°07	60	38	***1,00E+08***
empreinte n°08	8	1	***1,00E+08***
empreinte n°09	160	13	***1,00E+08***
empreinte n°10	25	0	***1,00E+08***
empreinte n°11	0	0	***1,00E+08***
empreinte n°12	400	120	***1,00E+08***
empreinte n°13	70	2	***1,00E+08***
empreinte n°14	150	0	***1,00E+08***
empreinte n°15	130	70	***1,00E+08***
empreinte n°16	320	100	***1,00E+08***
empreinte n°17	200	23	***1,00E+08***
empreinte n°18	150	45	***1,00E+08***
empreinte n°19	38	4	***1,00E+08***
empreinte n°20	200	30	***1,00E+08***

Tableau 12 : Comptage des UFC après 5 et 10 minutes d'immersion

(Souche B : *Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853)

- **Le comptage des UFC :**

  - ✓ 1,00E+08 : correspond à 10^{8} UFC (témoin).
  - ✓ 1,00E+05 : correspond à 10^{5}.
  - ✓ 1,00E+03 : correspond à 10^{3} UFC.
  - ✓ 0 correspond à une boite stérile.

Empreinte	Comptage des UFC à 5 minutes	Comptage des UFC à 10 minutes	témoin
empreinte n° 01	1,00E+03	0	***1,00E+08***
empreinte n° 02	1,00E+03	5	***1,00E+08***
empreinte n° 03	1,00E+07	1,00E+03	***1,00E+08***
empreinte n° 04	1,00E+06	1,00E+03	***1,00E+08***
empreinte n° 05	5	0	***1,00E+08***
empreinte n° 06	3	0	***1,00E+08***
empreinte n° 07	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 08	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 09	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 10	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 11	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 12	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 13	1,00E+03	0	***1,00E+08***
empreinte n° 14	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 15	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 16	1,00E+03	1,00E+03	***1,00E+08***
empreinte n° 17	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 18	0	0	***1,00E+08***
empreinte n° 19	3	1	***1,00E+08***
empreinte n° 20	0	0	***1,00E+08***

Tableau 13 : Comptage des UFC après 5 et 10 minutes d'immersion

(Souche C : *E-coli* ATCC 25922)

- **Le comptage des UFC :**

  - ✓ 1,00E+08 : correspond à 10^{8} UFC (témoin).
  - ✓ 1,00E+03 : correspond à 10^{3} UFC.
  - ✓ 1,00E+05 : correspond à 10^{5}.
  - ✓ 1,00E+06 : correspond à 10^{6}
  - ✓ $1,00^{E}$+07 : correspond à 10^{7}.
  - ✓ 0 correspond à une boite stérile.

1-3- Analyse des résultats de la phase bactériologique

1-3-1- Analyse des résultats du procédé à 5 minutes d'immersion

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***20***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***00***
Total	***20***

Tableau 14 : Efficacité à 5 minutes, pour la souche A : *S.aureus*.

Pour les 20 empreintes contaminées par la souche A, nous avons constaté, que la norme AF EN, a été satisfaite **« S »** à **100 %** à savoir la « totalité » des empreintes à 5 minutes d'immersion **(Figure 80)**.

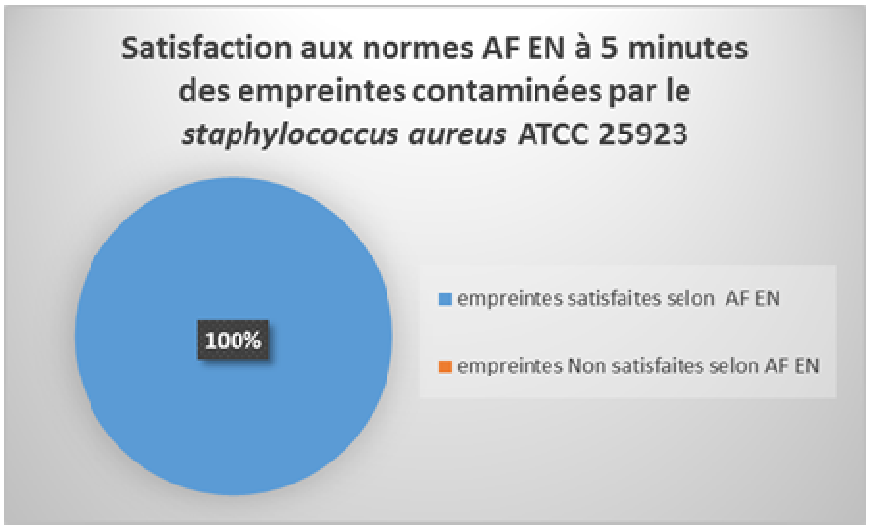


Figure 80 : Satisfaction à 5 minutes pour le *S.aureus*

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***19***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***01***
total	***20***

Tableau 15 : Efficacité à 5 minutes, pour la souche B *: P. aeruginosa.*

Sur les 20 empreintes contaminées par la souche B, nous avons constaté que pour 19 empreintes sur 20, la norme AF EN a été satisfaite après 5 minutes d'immersion, et que seulement 01 empreinte ne l'a pas été **(Tableau 15).**

Ainsi **95 %** des empreintes sont considérées comme ayant satisfait la norme AF EN **« S »** à 5 minutes, contre **5 %** où la norme a été non satisfaisante **« NS » (Figure 81).**

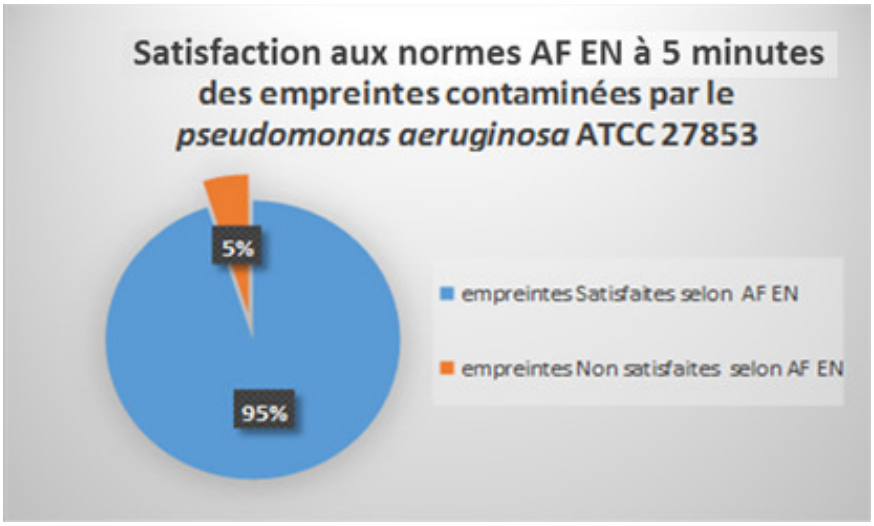


Figure 81 : Satisfaction à 5 minutes pour le *P. aeruginosa*

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***18***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***02***
Total	***20***

Tableau 16 : Efficacité à 5 minutes, pour la souche C : *E-coli.*

Sur les 20 empreintes contaminées par la souche C, nous avons observé que, sur, la norme AF EN a été satisfaite pour 18 empreintes après 5 minutes d'immersion, et que 02 restent insatisfaites **(Tableau 16).**

Ainsi **90 %** des empreintes sont considérées comme ayant satisfait la norme AF EN **« S »** après 5 minutes d'immersion, contre **10 %** où la norme n'a pas été satisfaite **« NS »**. **(Figure 82)**.

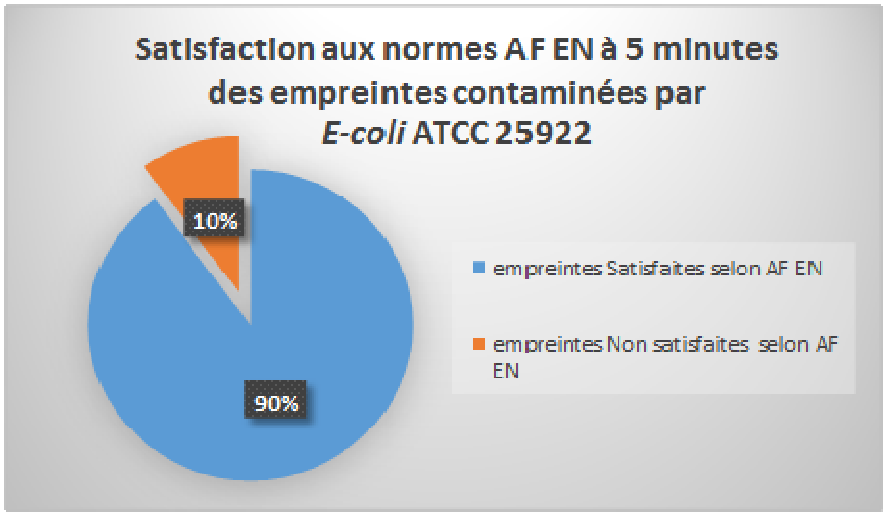


Figure 82 : Satisfaction à 5 minutes pour *l'E-coli*

- **Analyse des résultats du procédé à 5 minutes sur l'ensemble des souches**

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***57***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***03***
total	***60***

Tableau 17 : Efficacité globale, pour les 3 souches de référence : à 5 minutes.

Dans le résultat global du procédé à 5 minutes d'immersion, et sur l'ensemble des souches, nous avons observé que sur les 60 empreintes du protocole, 57 d'entre elles montrent une satisfaction aux normes AF EN, contre 03 empreintes non satisfaites **(Tableau 17)**.

Ainsi **95 %** des empreintes sont considérées comme ayant satisfait la norme AF EN **« S »** après 5 minutes d'immersion, contre **5 %** où la norme n'a pas été satisfaite **« NS » (Figure 83)**.

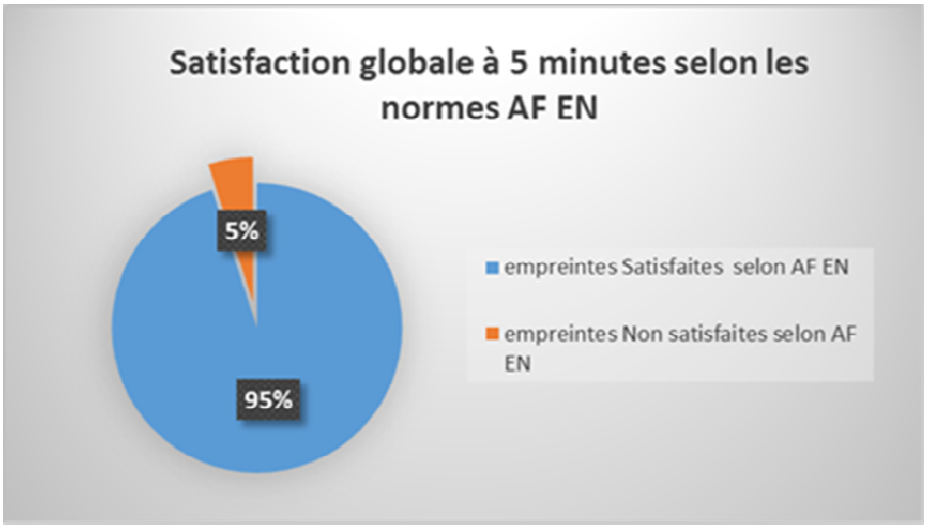


Figure 83 : Satisfaction globale à 5 minutes

1-3-2- Analyse des résultats du procédé à 10 minutes d'immersion

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***20***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***00***
Total	***20***

Tableau 18 : Efficacité à 10 minutes, pour la souche A : *S.aureus*.

Pour les 20 empreintes contaminées par la souche A, on considère que la norme AF EN, a été satisfaite **« S »** à **100 %** à savoir la « totalité » des empreintes, à 10 minutes d'immersion **(Figure 84)**.

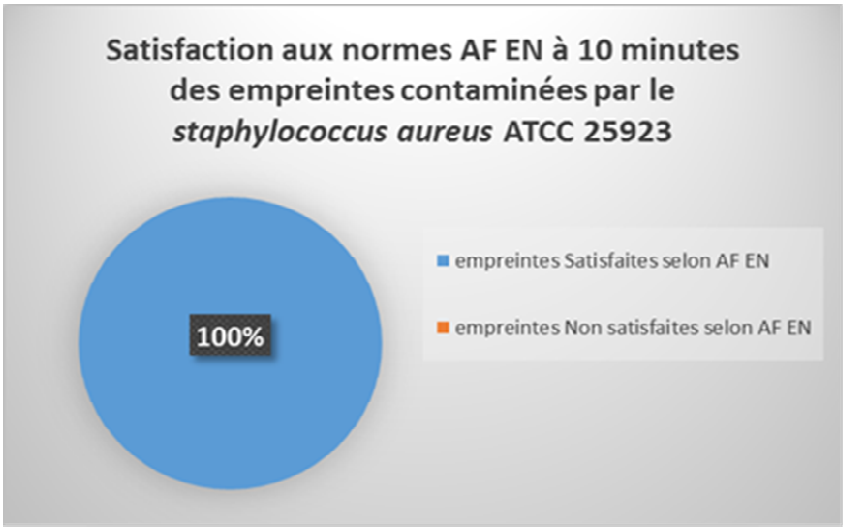


Figure 84 : Satisfaction à 10 minutes pour le *S.aureus*

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***20***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***00***
Total	***20***

Tableau 19 : Efficacité à 10 minutes, pour la souche B *: P. aeruginosa.*

Pour les 20 empreintes contaminées par la souche B, nous avons constaté que la norme AF EN, a été satisfaite **« S »** à **100 %** à savoir la « totalité » des empreintes, à 10 minutes d'immersion **(Tableau 19)**.

Ainsi par rapport aux résultats à 5 minutes d'immersion, le procédé a permis de passer de **90%** de satisfaction à **100%** de satisfaction aux normes AF EN **(Figure 85)**.

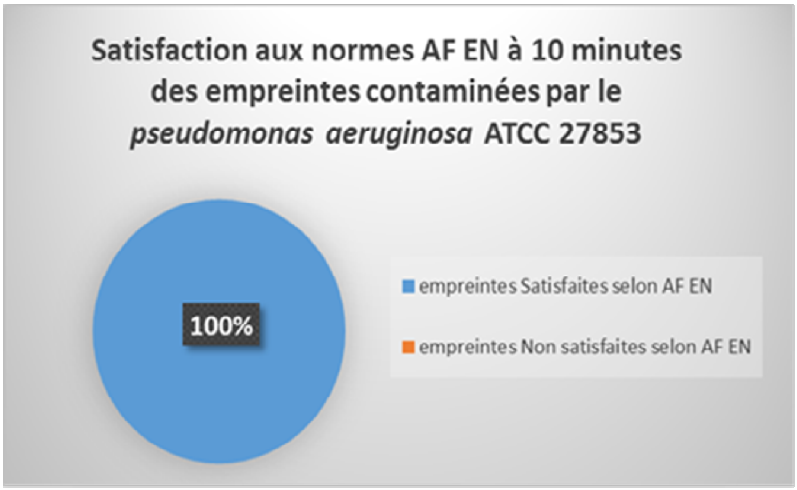


Figure 85 : Satisfaction à 10 minutes pour le *P. aeruginosa*

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***18***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***02***
Total	***20***

Tableau 20 : Efficacité à 10 minutes, pour la souche C : *E-coli.*

Sur les 20 empreintes contaminées par la souche C, pour 18 empreintes la norme AF EN a été satisfaite après 10 minutes d'immersion, et 02 empreintes ne l'ont pas été, avec toutefois le « gain » d'une empreinte **(Tableau 20)**.

Ainsi **90 %** des empreintes sont considérées comme ayant satisfait la norme AF EN **« S »** après 10 minutes d'immersion, contre **10 %** où la norme n'a pas été satisfaite **« NS » (Figure 86).**

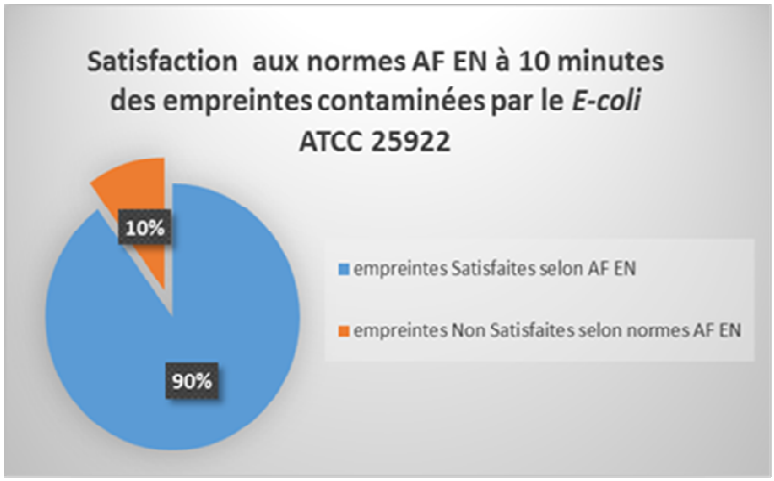


Figure 86 : Satisfaction à 10 minutes pour l'E-coli

De ce fait, nous pouvons d'ores et déjà constater que pour la souche C, nous n'avons pas pu observer une différence dans la satisfaction de la norme AF EN, entre 5 et 10 minutes **(Figures 82 et 86)**.

- **Analyse des résultats du procédé à 10 minutes sur l'ensemble des souches**

	Nombre d'empreintes
empreintes satisfaites selon AF EN	***58***
empreintes Non satisfaites selon AF EN	***02***
total	***60***

Tableau 21 : Efficacité globale, pour les 3 souches de référence : à 10 minutes.

Nous avons observé dans l'approche globale du procédé après 10 minutes d'immersion, que 58 empreintes ont réussis à satisfaire les normes AF EN, au lieu de 57 à 5 minutes d'immersion, ce qui a permis le « gain » d'une empreinte **(Tableau 21)**.

Ainsi, nous constatons que nous sommes passés de **95 %,** à **97 %** de satisfaction **« S »**, après 10 minutes d'immersion, ce qui a permis un gain de **2% (Figure 87)**.

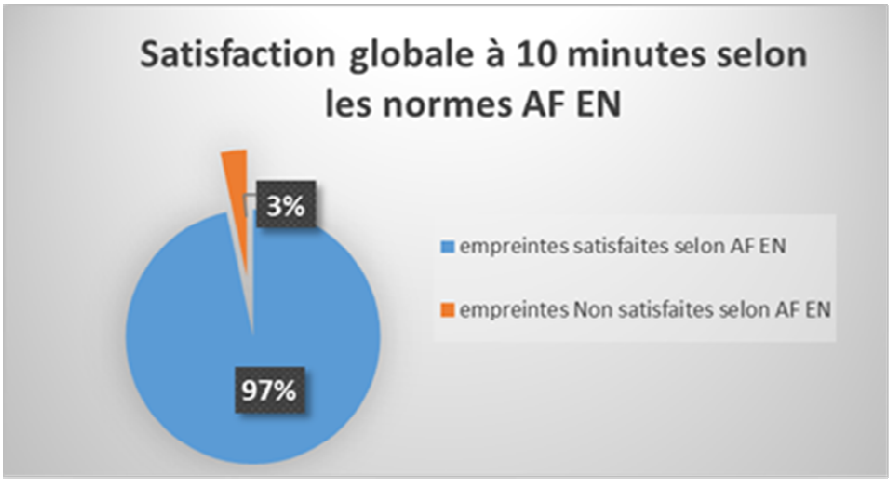


Figure 87 : Satisfaction globale à 10 minutes

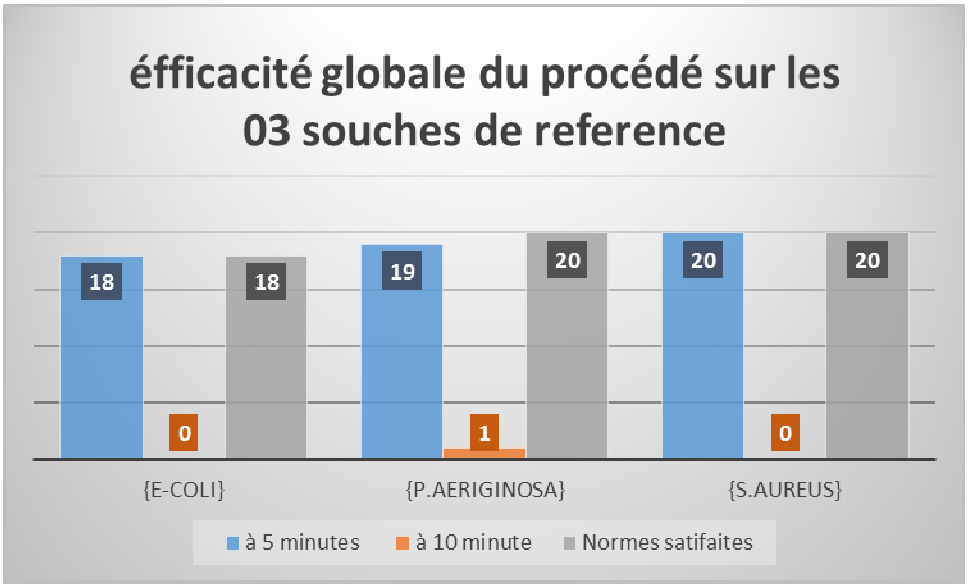


Figure 88 : Satisfaction globale du procédé, sur les 3 souches à 5 et 10 minutes

En résumé, pour l'efficacité globale du procédé nous avons constaté que sur les 60 empreintes du protocole de la phase bactériologique, la satisfaction des normes AF EN a été observée **(Figure 88)** :

- **La souche A (Staphylocoque) :**

20 empreintes à 5 minutes et 10 minutes.

- **La souche B (*Pseudomonas*) :**

19 empreintes à 5 minutes, et ***20*** empreintes à 10 minutes.

- **La souche C (*E-coli*) :**

18 empreintes à 5 minutes, et à 10 minutes.

Remarque :

La phase bactériologique de l'expérimentation, s'est déroulée en 06 mois.

2- Résultats de la phase Physique

2-1- Description de l'échantillonnage

- **Répartition selon le sexe**

Sexe	Nombre des malades
Masculin	***15***
Féminin	***35***
Total	***50***

Tableau 22 : Distribution du nombre des malades selon le sexe

Nous avons constaté que dans le recrutement des malades, une prédominance du sexe **féminin** par rapport au sexe **masculin (Tableau 22)**, à savoir :

Sur les 50 malades de l'échantillonnage, **35** était de sexe féminin **(70 %),** contre **15** de sexe masculin **(30 %) (Figure 89).**

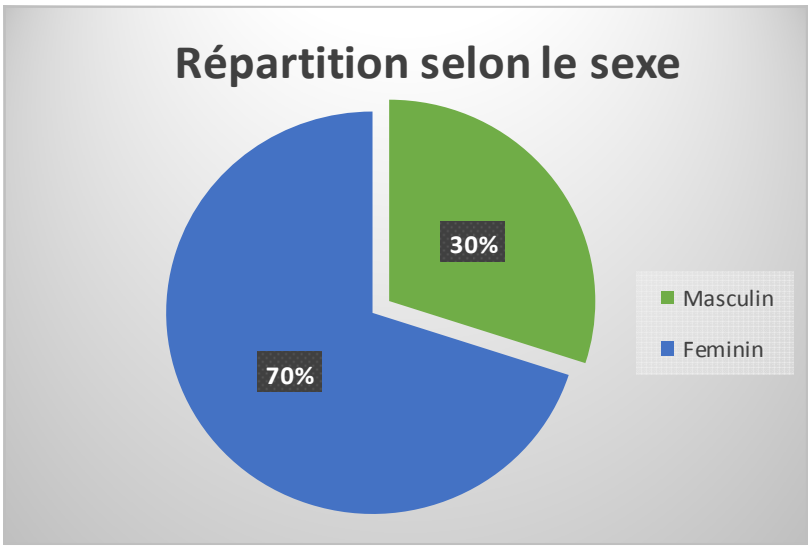


Figure 89: **Répartition de l'échantillonnage selon le sexe des malades**

- **Répartition selon la tranche d'âge**

Tranche d'âge des malades	Nombre de malades
Age compris entre 18-25 ans	***38***
Age compris entre 25-30 ans	***10***
Age de plus de 30 ans	***2***
Total	***50***

Tableau 23 : Distribution du nombre des malades selon la tranche d'âge

Concernant la tranche d'âge des malades, nous avons observé que celle comprise entre **18 et 25 ans** était la plus importante : soit **38** malades sur les **50** prévus dans le protocole **(76%),** et que **10** d'entre eux avait un âge compris entre **25 et 30 ans (20 %),** mais que seulement **2** présentait un âge de plus d**e 35 ans (2%). (Tableau 23, Figure 90).**

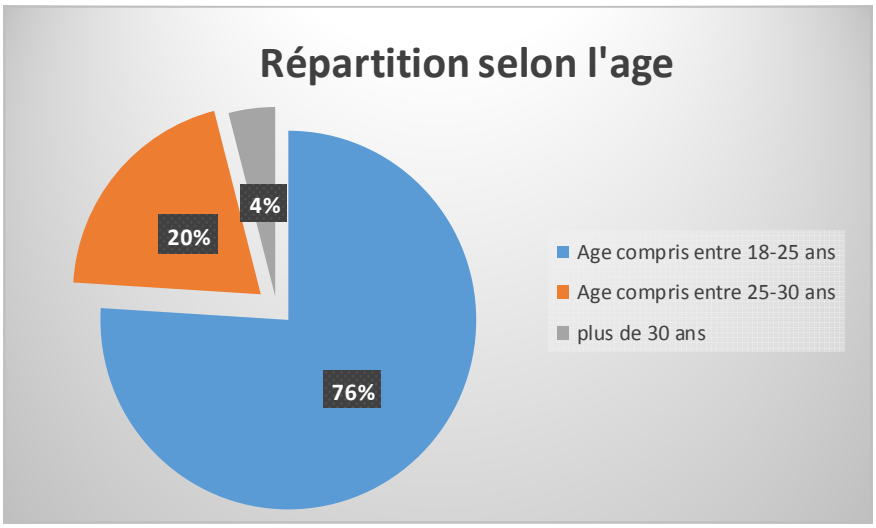


Figure 90 : Répartition de l'échantillonnage selon la tranche d'âge

2-2- Résultats de l'évaluation de la stabilité dimensionnelle

2-2-1. Présentation des résultats bruts de l'évaluation de la stabilité dimensionnelle

Les résultats des mesures des distances : AB, BC, CD et AD, pour les 150 modèles en plâtre de la phase physique de l'étude, et correspondant aux 50 malades de l'échantillonnage, sont exprimés en millimètres (mm) sur les **tableaux 24, 25,26, 27 et 28**.

En rappel : ***pour chaque malade correspond 3 modèles (X= 5 min, Y= 10 min, et Z= témoin)***

	Distance AB (En mm)			Distance BC (En mm)			Distance CD (En mm)			Distance AD (En mm)		
	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y
Malade n°01	*46.86*	*45.85*	*44.99*	*43.62*	*42.65*	*42.07*	*66.94*	*68.21*	*67.62*	*39.95*	*36.44*	*35.03*
Malade n°02	*46.09*	*46.14*	*44.95*	*32.17*	*31.82*	*32.06*	*66.11*	*64.67*	*65.33*	*32.28*	*63.62*	*32.63*
Malade n°03	*36.06*	*36.39*	*36.12*	*32.56*	*32.57*	*32.53*	*61.69*	*60.94*	*61.44*	*31.03*	*31.25*	*31.15*
Malade n°04	*43.83*	*41.78*	*42.86*	*29.25*	*29.85*	*29.61*	*71.44*	*69.99*	*70.42*	*31.59*	*31.18*	*30.62*
Malade n°05	*39.36*	*38.79*	*38.95*	*37.36*	*37.33*	*37.24*	*68.46*	*68.85*	*68.42*	*35.86*	*35.09*	*35.96*
Malade n°06	*44.48*	*42.51*	*43.31*	*24.47*	*25.18*	*25.16*	*64.39*	*64.64*	*64.74*	*21.99*	*23.37*	*23.05*
Malade n°07	*44.75*	*46.38*	*47.24*	*33.61*	*35.82*	*34.91*	*64.87*	*66.62*	*68.81*	*34.28*	*34.82*	*37.07*
Malade n°08	*39.96*	*40.59*	*38.81*	*33.27*	*35.53*	*33.84*	*60.88*	*61.37*	*59.32*	*27.56*	*26.37*	*27.01*
Malade n°09	*40.96*	*42.43*	*42.59*	*33.46*	*33.58*	*34.22*	*59.05*	*60.76*	*60.41*	*22.03*	*22.97*	*23.36*
Malade n°10	*46.37*	*48.27*	*46.91*	*27.56*	*28.05*	*27.71*	*70.05*	*72.22*	*70.63*	*22.45*	*22.06*	*23.31*

Tableau 24: Données brutes de la stabilité dimensionnelle (des malades n°01 au n°10)

	Distance AB (En mm)			Distance BC (En mm)			Distance CD (En mm)			Distance AD (En mm)		
	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y
Malade n°11	*46.00*	*46.57*	*46.26*	*35.14*	*36.22*	*34.17*	*73.51*	*75.26*	*73.19*	*35.81*	*36.53*	*37.62*
Malade n°12	*40.93*	*41.31*	*42.99*	*31.01*	*30.68*	*31.97*	*62.21*	*63.05*	*63.71*	*29.99*	*30.79*	*32.93*
Malade n°13	*42.96*	*41.54*	*42.66*	*26.26*	*26.78*	*26.00*	*68.09*	*66.31*	*66.22*	*32.81*	*34.26*	*34.37*
Malade n°14	*39.33*	*41.92*	*42.14*	*34.11*	*35.01*	*35.73*	*59.62*	*59.61*	*61.37*	*32.08*	*33.28*	*33.65*
Malade n°15	*41.35*	*40.05*	*41.79*	*29.51*	*29.02*	*30.26*	*61.42*	*62.16*	*62.22*	*34.01*	*33.63*	*34.20*
Malade n°16	*39.20*	*39.51*	*41.75*	*32.73*	*32.44*	*32.39*	*67.58*	*67.57*	*69.41*	*32.82*	*32.57*	*33.58*
Malade n°17	*45.76*	*44.66*	*45.43*	*37.61*	*36.04*	*36.11*	*67.62*	*67.11*	*67.56*	*36.48*	*36.28*	*35.91*
Malade n°18	*40.13*	*43.35*	*43.08*	*24.49*	*26.41*	*24.03*	*56.46*	*59.18*	*61.90*	*22.21*	*23.49*	*23.18*
Malade n°19	*39.31*	*39.61*	*40.98*	*24.55*	*25.28*	*25.68*	*57.89*	*58.13*	*60.48*	*29.09*	*29.66*	*30.52*
Malade n°20	*39.59*	*41.24*	*40.45*	*36.86*	*35.95*	*37.66*	*70.09*	*70.87*	*72.80*	*37.63*	*34.87*	*39.19*

Tableau 25 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle

(Des malades n°11 au n°20)

	Distance AB (En mm)			Distance BC (En mm)			Distance CD (En mm)			Distance AD (En mm)		
	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y
Malade 21	*41.17*	*42.58*	*42.11*	*23.61*	*22.94*	*23.02*	*67.39*	*67.65*	*67.46*	*34.48*	*37.44*	*38.78*
Malade 22	*41.30*	*41.05*	*40.74*	*31.19*	*31.05*	*30.98*	*65.74*	*64.56*	*64.73*	*30.14*	*29.72*	*29.91*
Malade 23	*39.23*	*39.26*	*38.92*	*28.73*	*29.77*	*29.26*	*61.06*	*59.67*	*60.53*	*28.02*	*28.66*	*28.53*
Malade 24	*40.64*	*42.67*	*41.03*	*33.53*	*33.09*	*31.67*	*69.18*	*66.64*	*67.09*	*32.90*	*32.21*	*33.37*
Malade 25	*42.73*	*44.11*	*43.01*	*33.12*	*35.17*	*33.97*	*66.88*	*69.48*	*67.65*	*30.26*	*31.71*	*31.79*
Malade 26	*46.54*	*45.81*	*48.11*	*34.33*	*33.98*	*34.28*	*68.07*	*67.88*	*69.37*	*34.66*	*34.36*	*34.64*
Malade 27	*44.64*	*45.57*	*49.84*	*32.67*	*32.28*	*36.03*	*67.53*	*37.38*	*74.91*	*31.50*	*31.33*	*36.14*
Malade 28	*41.43*	*40.08*	*42.18*	*31.18*	*30.69*	*31.49*	*63.32*	*62.91*	*64.33*	*31.43*	*32.01*	*32.90*
Malade 29	*41.44*	*40.38*	*39.93*	*33.82*	*32.64*	*32.56*	*65.88*	*63.90*	*63.74*	*32.38*	*33.54*	*32.88*
Malade 30	*43.27*	*43.08*	*45.66*	*34.27*	*35.38*	*36.03*	*72.46*	*74.26*	*76.24*	*33.72*	*35.26*	*35.68*

Tableau 26 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle

(Des malades n°21 au n°30)

	Distance AB (En mm)			Distance BC (En mm)			Distance CD (En mm)			Distance AD (En mm)		
	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y
Malade 31	*46.32*	*45.47*	*46.92*	*32.93*	*34.05*	*32.79*	*74.41*	*72.18*	*73.01*	*35.33*	*33.59*	*35.09*
Malade 32	*38.36*	*38.31*	*38.48*	*33.36*	*32.87*	*31.55*	*61.49*	*61.62*	*63.48*	*31.03*	*30.63*	*32.61*
Malade 33	*43.05*	*43.84*	*43.36*	*32.17*	*32.21*	*32.34*	*66.35*	*65.63*	*66.55*	*31.64*	*31.34*	*33.13*
Malade 34	*41.69*	*41.23*	*41.51*	*23.62*	*23.77*	*23.63*	*62.70*	*62.05*	*61.69*	*23.93*	*23.86*	*24.72*
Malade 35	*40.99*	*40.25*	*40.88*	*36.59*	*37.85*	*37.30*	*72.08*	*70.62*	*69.94*	*35.67*	*36.26*	*35.54*
Malade 36	*44.01*	*43.18*	*44.74*	*35.31*	*34.65*	*34.54*	*64.45*	*64.41*	*65.13*	*33.96*	*36.27*	*34.68*
Malade 37	*39.03*	*40.24*	*40.57*	*32.01*	*33.62*	*34.42*	*57.43*	*56.38*	*58.80*	*31.23*	*31.56*	*31.99*
Malade 38	*43.81*	*44.73*	*44.31*	*33.64*	*33.63*	*33.68*	*70.02*	*71.42*	*69.89*	*33.72*	*35.08*	*36.15*
Malade 39	*44.92*	*45.05*	*45.38*	*34.69*	*35.13*	*34.56*	*66.31*	*65.59*	*65.75*	*35.27*	*35.95*	*36.22*
Malade 40	*45.86*	*44.88*	*44.21*	*33.23*	*32.94*	*32.95*	*68.40*	*68.61*	*67.31*	*32.38*	*31.95*	*33.09*

Tableau 27 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle

(Des malades n°31 à n°40)

	Distance AB (En mm)			Distance BC (En mm)			Distance CD (En mm)			Distance AD (En mm)		
	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y	Z	X	Y
Malade 41	*40.09*	*39.68*	*39.11*	*24.96*	*25.66*	*25.64*	*65.10*	*63.32*	*63.04*	*30.99*	*31.89*	*32.74*
Malade 42	*41.91*	*40.54*	*41.98*	*36.83*	*38.01*	*37.78*	*70.35*	*69.59*	*70.72*	*32.19*	*33.46*	*33.29*
Malade 43	*43.66*	*42.53*	*40.90*	*31.94*	*32.86*	*33.28*	*70.22*	*69.19*	*69.23*	*28.83*	*29.92*	*30.67*
Malade 44	*40.56*	*40.06*	*40.87*	*27.09*	*26.78*	*27.56*	*62.86*	*63.20*	*63.90*	*32.60*	*32.58*	*33.13*
Malade 45	*44.26*	*44.67*	*45.75*	*36.72*	*36.54*	*36.25*	*66.65*	*66.53*	*68.41*	*33.81*	*33.40*	*33.08*
Malade 46	*41.81*	*41.60*	*41.75*	*23.78*	*23.91*	*24.38*	*63.40*	*64.08*	*63.04*	*26.09*	*26.70*	*26.35*
Malade 47	*46.72*	*44.55*	*45.62*	*35.26*	*35.02*	*34.80*	*73.03*	*71.24*	*72.20*	*34.63*	*32.25*	*34.69*
Malade 48	*37.52*	*39.82*	*40.69*	*36.41*	*34.22*	*34.95*	*58.14*	*59.70*	*59.92*	*33.20*	*33.28*	*32.61*
Malade 49	*38.25*	*38.07*	*38.90*	*31.02*	*31.07*	*31.34*	*61.70*	*61.18*	*62.73*	*30.71*	*30.31*	*30.84*
Malade 50	*46.33*	*46.24*	*46.51*	*33.59*	*33.41*	*33.36*	*67.78*	*68.80*	*68.28*	*33.16*	*33.17*	*33.19*

Tableau 28 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle

(Des malades n°41 à n°50)

- ✓ **Z :** correspond au modèle **témoin**, issu de l'empreinte non décontaminée.
- ✓ **X :** correspond au modèle issu de l'empreinte immergée à **5 minutes**.
- ✓ **Y :** correspond au modèle issu de l'empreinte immergée à **10 minutes.**

2-2-2. Présentation des résultats bruts des mesures de la surface (en mm^2)

Les mesures des 4 distances obtenues (à savoir AB, BC, CD, et AD), ont permis d'obtenir un quadrilatère irrégulier sur lequel va être calculé : « la surface et le périmètre », et ceci sur les 150 modèles obtenus à partir des 50 malades de l'échantillonnage de l'étude physique, à savoir que :

- ✓ Les valeurs du calcul de la surface, seront exprimées en millimètre carré (mm^2), et seront présentées dans les **tableaux 29, 30, 31,32 et 33.**

	modèle - Z (témoin) en mm^2	modèle - X (5 minutes) en mm^2	modèle- Y (10 minutes) en mm^2
malade n°01	*2213.88*	*2257.03*	*2068.36*
malade n°02	*1718.33*	*1709.37*	*1692.44*
malade n°03	*1421.87*	*1433.21*	*1451.18*
malade n°04	*1560.87*	*1510.02*	*1515.96*
malade n°05	*1810.72*	*1772.47*	*1798.57*
malade n°06	*1141.91*	*1155.38*	*1165.88*
malade n°07	*1726.83*	*1909.19*	*1990.84*
malade n°08	*1436.89*	*1410.84*	*1404.54*
malade n°09	*1269.56*	*1340.72*	*1365.86*
malade n°10	*1280.68*	*1342.96*	*1362.22*

Tableau 29 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°01 à n°10)

	modèle - Z (témoin) en mm^2	modèle - X (5 minutes) en mm^2	modèle- Y (10 minutes) en mm^2
malade n°11	*1953.58*	*2035.57*	*1986.37*
malade n°12	*1472.65*	*1498.17*	*1640.70*
malade n°13	*1479.85*	*1498.17*	*1505.82*
malade n°14	*1558.02*	*1673.85*	*1724.86*
malade n°15	*1546.56*	*1498.34*	*1588.51*
malade n°16	*1575.37*	*1562.51*	*1661.35*
malade n°77	*2005.49*	*1919.49*	*1934.71*
malade n°18	*1052.80*	*1206.77*	*1109.50*
malade n°19	*1221.47*	*1262.11*	*1335.13*
malade n°20	*1863.14*	*1803.30*	*1971.50*

Tableau 30 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°11 à n°20)

	modèle - Z (témoin) en mm^2	modèle - X (5 minutes) en mm^2	modèle- Y (10 minutes) en mm^2
malade n°21	*1509.52*	*1491.62*	*1520.98*
malade n°22	*1504.88*	*1478.81*	*1474.47*
malade n°23	*1313.37*	*1353.52*	*1330.02*
malade n°24	*1646.94*	*1662.07*	*1610.49*
malade n°25	*1605.35*	*1756.44*	*1686.47*
malade n°26	*1874.40*	*1837.42*	*1920.01*
malade n°27	*1662.36*	*1682.54*	*2093.55*
malade n°.28	*1532.84*	*1500.47*	*1606.66*
malade n°29	*1649.16*	*1612.46*	*1578.68*
malade n°30	*1776.53*	*1856.34*	*1976.23*

Tableau 31 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°21 à n°30)

	modèle - Z (témoin) en mm^2	modèle - X (5 minutes) en mm^2	modèle- Y (10 minutes) en mm^2
malade n°31	*1872.85*	*1831.53*	*1875.45*
malade n°32	*1498.12*	*1476.39*	*1502.50*
malade n°33	*1624.65*	*1633.71*	*1682.15*
malade n°34	*1113.26*	*1105.39*	*1133.49*
malade n°35	*1841.82*	*1873.92*	*1850.44*
malade n°36	*1793.21*	*1871.91*	*1815.56*
malade n°37	*1458.31*	*1525.08*	*1586.32*
malade n°38	*1756.61*	*1839.10*	*1826.43*
malade n°39	*1983.47*	*1881.43*	*1882.47*
malade n°40	*1759.34*	*1713.64*	*1723.49*

Tableau 32 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°31 à n°40)

	modèle - Z (témoin) en mm^2	modèle - X (5 minutes) en mm^2	modèle- Y (10 minutes) en mm^2
malade n°41	*1321.37*	*1345.68*	*1335.81*
malade n°42	*1762.20*	*1794.81*	*1827.35*
malade n°43	*1550.81*	*1584.76*	*1575.95*
malade n°44	*1428.84*	*1408.89*	*1468.11*
malade n°45	*1838.54*	*1826.88*	*1852.35*
malade n°46	*1181.04*	*1197.03*	*1205.21*
malade n°47	*1938.46*	*1881.95*	*1891.08*
malade n°48	*1589.77*	*1605.21*	*1629.07*
malade n°49	*1426.66*	*1410.97*	*1458.99*
malade n°50	*1802.71*	*1801.30*	*1804.11*

Tableau 33 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°41 à n°50)

2-2-3. Présentation des résultats bruts des mesures du périmètre (en mm)

Comme précédemment, les mêmes mesures ont permis de calculer le périmètre du quadrilatère irrégulier formé par les 4 distances : AB, BC, CD, et AD.

- ✓ Les valeurs du calcul du périmètre seront exprimées en millimètre (mm), et seront présentées dans les **tableaux 34, 35, 36,37, et 38.**

	modèle - Z (témoin) en mm	modèle - X (5 minutes) en mm	modèle- Y (10 minutes) en mm
malade n°01	*194.37*	*193.14*	*189.70*
malade n°02	*176.64*	*175.25*	*174.96*
malade n°03	*161.34*	*161.15*	*162.25*
malade n°04	*176.11*	*172.80*	*173.51*
malade n°05	*181.03*	*180.66*	*180.57*
malade n°06	*155.33*	*155.69*	*156.24*
malade n°07	*175.52*	*183.59*	*188.03*
malade n°08	*161.66*	*160.86*	*159.08*
malade n°09	*155.50*	*159.74*	*160.58*
malade n°10	*166.43*	*171.14*	*168.52*

Tableau 34 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malades n°01 à n°10)

	modèle - Z (témoin) en mm	modèle - X (5 minutes) en mm	modèle- Y (10 minutes) en mm
malade n°11	*190.45*	*194.58*	*191.24*
malade n°12	*164.83*	*165.83*	*171.61*
malade n°13	*170.12*	*168.90*	*169.25*
malade n°14	*165.15*	*169.82*	*172.90*
malade n°15	*166.28*	*164.95*	*168.00*
malade n°16	*172.83*	*171.98*	*177.14*
malade n°17	*187.48*	*184.08*	*185.00*
malade n°18	*143.29*	*152.43*	*152.21*
malade n°19	*150.84*	*152.68*	*153.66*
malade n°20	*184.17*	*182.97*	*190.08*

Tableau 35 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malades n°11 à n°20)

	modèle - Z (témoin) en mm	modèle - X (5 minutes) en mm	modèle- Y (10 minutes) en mm
malade n°21	*170.65*	*170.61*	*171.37*
malade n°22	*168.36*	*166.37*	*166.00*
malade n°23	*157.04*	*157.36*	*157.25*
malade n°24	*176.25*	*174.70*	*173.17*
malade n°25	*173.00*	*180.47*	*176.43*
malade n°26	*183.60*	*182.02*	*186.41*
malade n°27	*176.36*	*176.96*	*196.12*
malade n°.28	*167.36*	*165.70*	*170.90*
malade n°29	*173.52*	*170.47*	*169.11*
malade n°30	*183.72*	*187.88*	*193.61*

Tableau 36 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malades n°21 à n°30)

	modèle - Z (témoin) en mm	modèle - X (5 minutes) en mm	modèle- Y (10 minutes) en mm
malade n°31	*189.00*	*185.58*	*187.82*
malade n°32	*164.27*	*164.17*	*164.17*
malade n°33	*173.21*	*173.02*	*175.38*
malade n°34	*151.94*	*150.90*	*151.55*
malade n°35	*185.27*	*185.08*	*183.67*
malade n°36	*177.75*	*178.51*	*179.14*
malade n°37	*159.71*	*161.82*	*165.08*
malade n°38	*181.20*	*184.89*	*183.05*
malade n°39	*181.20*	*181.72*	*181.92*
malade n°40	*171.87*	*178.40*	*177.55*

Tableau 37 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malades n°31 à n°40)

	modèle - Z (témoin) en mm	modèle - X (5 minutes) en mm	modèle- Y (10 minutes) en mm
malade n°41	*161.16*	*160.56*	*160.56*
malade n°42	*181.30*	*181.61*	*183.79*
malade n°43	*174.68*	*174.51*	*174.10*
malade n°44	*163.13*	*162.64*	*165.47*
malade n°45	*181.45*	*181.15*	*183.50*
malade n°46	*155.10*	*156.31*	*155.53*
malade n°47	*189.64*	*186.08*	*18.32*
malade n°48	*165.30*	*167.04*	*168.19*
malade n°49	*161.68*	*160.64*	*163.80*
malade n°50	*180.86*	*181.62*	*181.53*

Tableau 38 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°41 à n°50)

2-3- Analyse des résultats

2-3-1. Analyse des résultats de l'évaluation de la stabilité dimensionnelle

S'agissant de variables quantitatives, l'analyse des données repose sur l'utilisation de techniques statistiques descriptives, et l'utilisation du **« logiciel SPSS v22 ».**

Pour l'analyse des résultats des données de la surface et du périmètre de notre étude, seront décrits : **les moyennes, les médianes, les écarts-type**, ainsi que **les intervalles de confiance**.

Le test statistique adopté sera : **« le test ANOVA »**, et la comparaison des moyennes se feront par l'application du **« test de Fisher »**, et par le **« test de Student ».**

Les techniques statistiques permettront de tester les éventuelles variations de la stabilité dimensionnelles à 5 et à 10 minutes d'immersion, et ceci en comparant les moyennes et/ou les variances des résultats obtenus, et d'objectiver si ces variations sont significatives ou non.

A. Evaluation de la surface

Après avoir effectué toutes les mesures des distances AB BC CD AD, sur l'ensemble des modèles en plâtre de notre étude (150 modèles de l'échantillonnage). Et après calcul des surfaces, toutes les valeurs obtenues vont être répertoriées et traitées par le logiciel SPSS.

Ceci a permis d'obtenir 03 moyennes :

- Une moyenne pour le calcul de la surface des **modèles-X (5 minutes).**
- Une moyenne pour le calcul de la surface des **modèles-Y (10 minutes).**
- Une moyenne pour le calcul de la surface des **modèles-Z (témoin).**

Ainsi pour l'évaluation de la surface, une comparaison des moyennes des résultats du calcul de la surface des **modèles-X** (5 minutes) et des **modèles-Y** (10 minutes), par rapport aux **modèles-Z** (témoin), a été effectuée sous forme d'un tableau représentant les paramètres de tendances centrales et de dispersion **(Tableau 39)**.

	Modèle - Z (Témoin)	Modèle - X (5 minutes)	Modèle- Y (10 minutes)
Moyenne	***1598,3772***	***1612,8148***	***1639,9034***
Intervalle de confiance à 95%	***[1525.8 1- 1670.19]***	***[1542.09 -1681.91]***	***[1567.67- 1710.33]***
Médiane	***1582,5700***	***1608,8350***	***1634,8850***
Ecart-type	***254,84807***	***246,83027***	***251,87243***
Variance	***64947,537***	***60925,183***	***63439,719***
Intervalle	***1161,08***	***1151,64***	***984,05***
Minimum	***1052,80***	***1105,39***	***1109,50***
Maximum	***2213,88***	***2257,03***	***2093,55***
Somme	***79918,86***	***80640,74***	***81995,17***

Tableau 39 : Présentation des paramètres de tendances centrales et de dispersion pour l'évaluation de la surface

- **Analyse des données de l'évaluation de la surface**

Nous observons que sur la moyenne des surfaces calculées sur l'ensemble des modèles, une relative augmentation : des **modèles -X** (à 5 minutes d'immersion), ainsi que les **modèles-Y** (à 10 minutes d'immersion), par rapport aux **modèles- Z** (témoins), à savoir :

1612, 8148 mm² (moyenne des surfaces des modèle X), et ***1639.9034 mm²*** (moyenne des surfaces des modèles Y). Pour une moyenne de ***1598.3772 mm²*** pour les modèles témoin.

L'intervalle de confiance du calcul des résultats étant de : ***95% (*Tableau 39).**

B. Evaluation du Périmètre

L'évaluation du périmètre s'effectuera par la même méthode, que celle de l'analyse de la surface, à savoir : Une comparaison des moyennes obtenues entre le calcul du périmètre des **modèles-X** (5 minutes) et des **modèles-Y** (10 minutes), par rapport aux **modèles-Z** (témoin), sous forme d'un tableau représentant les paramètres de tendances centrales et de dispersion **(Tableau 40).**

	Modèle - Z (Témoin)	Modèle - X (5 minutes)	Modèle- Y (10 minutes)
Moyenne	***171,7390***	***172,2206***	***173,5568***
Intervalle de confiance à 95%	*[167.874 - 174.126]*	*[168.874 - 175.126]*	*[169.874 - 176.126]*
Médiane	*173,1050*	*172,3900*	*173,3400*
Ecart-type	*11,68382*	*11,16364*	*11,71453*
Variance	*136,512*	*124,627*	*137,230*
Intervalle	*51,08*	*43,68*	*44,57*
Minimum	*143,29*	*150,90*	*151,55*
Maximum	*194,37*	*194,58*	*196,12*
Somme	*8586,95*	*8611,03*	*8677,84*

Tableau 40 : Présentation des paramètres de tendances centrales et de dispersion pour l'évaluation du périmètre

- **Analyse des données de l'évaluation du périmètre**

Nous observons que sur la moyenne des périmètres calculés sur l'ensemble des modèles, une relative augmentation : des **modèles- X** (à 5 minutes d'immersion), ainsi que les **modèles-Y** (à 10 minutes d'immersion), par rapport aux témoins **(modèle- Z),** à savoir : ***171,7390 mm*** (moyenne des périmètres des **modèle- X**, et ***172,2206 mm*** (moyenne des périmètres des modèles- Y). Pour une moyenne de ***173,5568 mm*** pour les modèles témoin.

L'intervalle de confiance du calcul des résultats étant de : ***95%.*** **(Tableau 40).**

2-4- Résultats de l'analyse de l'état de surface

2-4-1- Observations au MEB des échantillons d'alginates

Avant de mettre en œuvre les observations au MEB des 150 modèles en plâtre issus de la phase physique, nous avons au préalable (phase physique de l'étude/ analyse de l'état de surface, page 115), effectué une analyse d'échantillons d'alginate classe A. Ceci pour nous conforter dans nos observations sur le MEB, et surtout d'établir des critères de jugement pour nos modèles en plâtre.

Rappelons que ces échantillons d'alginates ont eux aussi subi une immersion de 5 et 10 minutes dans du glutaraldéhyde à 2%, en comparaison avec les échantillons témoins, n'ayant subi aucun traitement **(Figure 91)**.

- 1er échantillon portant la marque « 0 », représentant le **« témoin ».**
- 2ème échantillons la marque **« 5 »,** représentant un alginate immergé pendant 5 minutes.
- 3ème échantillons portant la marque **« 10 »**, représentant un alginate immergé pendant 10 minutes.

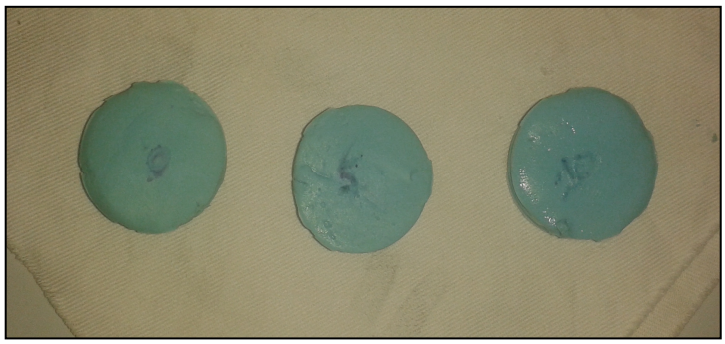


Figure 91 : Echantillons d'alginates classe A analysés sous MEB

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

2-4-1-1- Observations au MEB des échantillons d'alginate témoin

- **Analyse des observations des échantillons d'alginate témoin**

Nous constatons, que sur les échantillons d'alginate témoin, l'apparition de la lettre **« A »**, présentée sous forme d'un triangle interne, dont les côtés ont été mesurés par le MEB **(Figures 92 et 93)**, nous avons obtenus les résultats suivants :

- La base du triangle calculée à : ***516,0 µ.***
- Le 1er coté calculé à : ***725,61 µ.***
- Le 2ème coté calculé à : ***694,7 µ.***
- La surface totale est de : ***170399,06 µ².***
- Le périmètre est de : ***1936,31 µ.***

Nous avons également constaté de nombreuses porosités sur l'ensemble de la surface, néanmoins la reproduction des détails semble être satisfaisante.

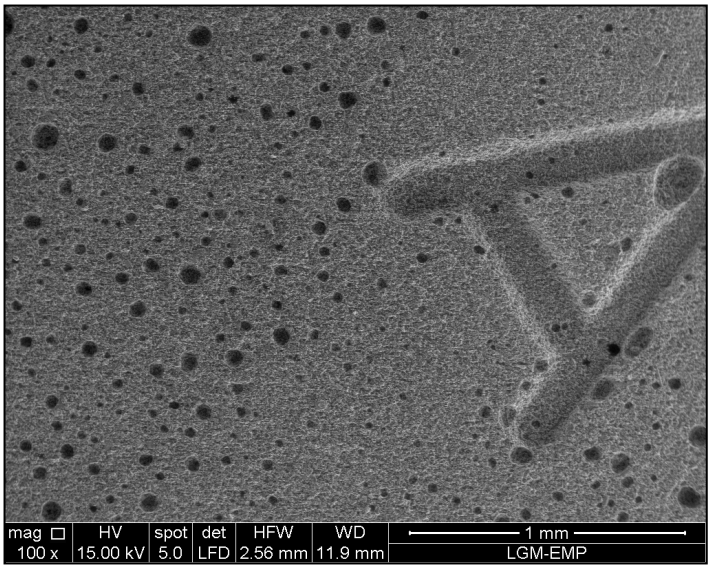


Figure 92 : Echantillon témoin sous MEB (grossissement X 100)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

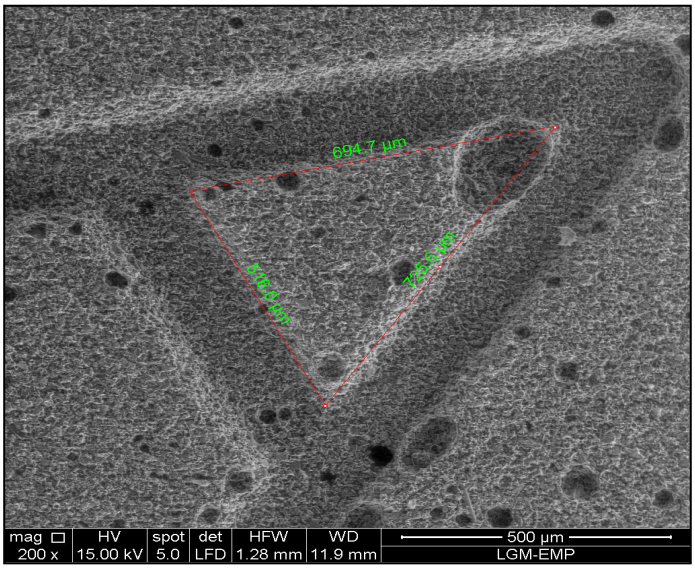


Figure 93 : Echantillon témoin sous MEB (grossissement X 200)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

2-4-1-2- Observations au MEB des échantillons d'alginate immergés à 5 minutes

- **Analyse des observations des échantillons d'alginate immergés à 5 minutes**

Nous constatons que sur les échantillons d'alginate immergés pendant 5 minutes, comparativement avec les échantillons témoins, que l'apparition de la lettre « A » persiste toujours, les valeurs du triangle interne **(Figures 94 et 95)**, se sont exprimées comme suit :

- La base du triangle calculée à : ***665,6 µ.***
- Le 1er coté calculé à : ***707,6 µ.***
- Le 2ème coté calculé à : ***515,9 µ.***
- La surface totale est de : ***163589,50 µ².***
- Le périmètre est de : ***1889.10 µ.***

Nous observons que les chiffres obtenus, sont sensiblement réduits, par rapport aux échantillons témoins, nous considérons que, la reproduction des détails reste toutefois satisfaisante.

Nous avons également constaté que le nombre des porosités sur l'ensemble de la surface de l'alginate, a considérablement diminué au bout des 5 minutes d'immersion, ce qui dénote d'une dégradation de la qualité de l'état de surface par érosion chimique.

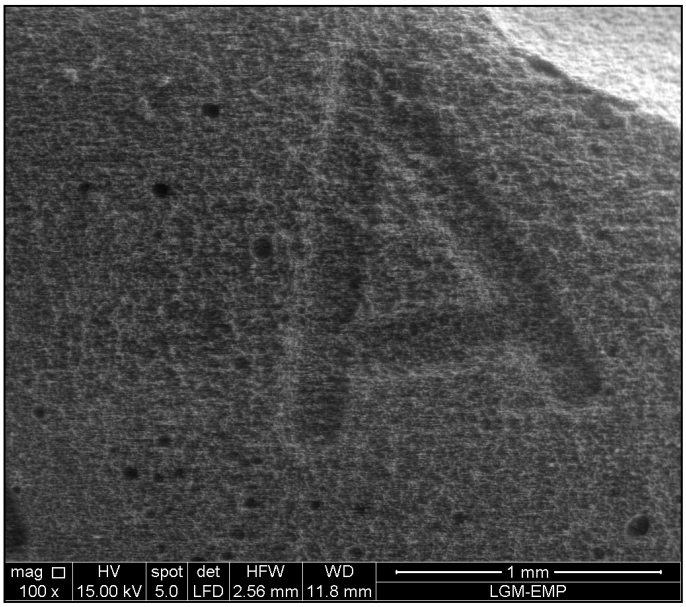


Figure 94 : Echantillon n°2 (5 minutes) sous MEB (grossissement X 100)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

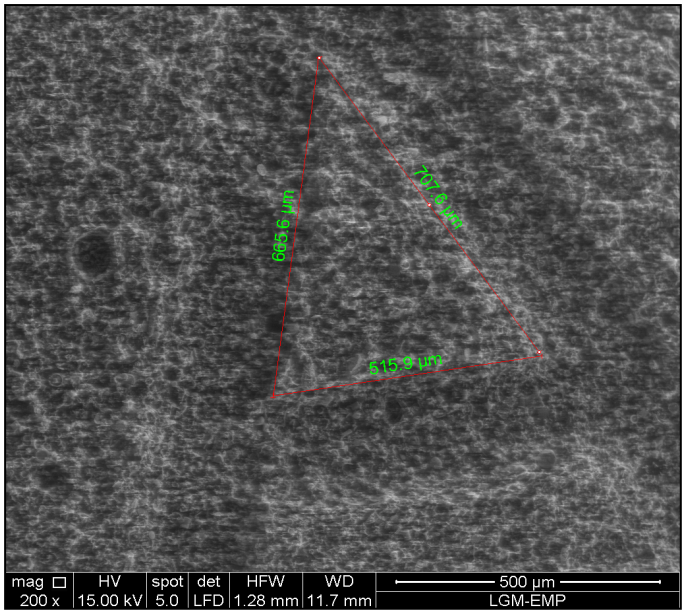


Figure 95 : Echantillon n°2 (5 minutes) sous MEB (grossissement X 200)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP

2-4-1-3- Observations au MEB des échantillons d'alginate immergés à 10 minutes

- **Analyse des observations des échantillons d'alginate immergés à 10 minutes**

Nous avons observé que sur les échantillons d'alginate immergés pendant 10 minutes, un quasi effacement de la lettre **« A »**. Ce fait, nous met dans l'impossibilité de réaliser le moindre calcul du triangle interne précédemment décrit **(Figures 96 et 97).**

Nous avons également noté, que les porosités déjà décrites sur les échantillons témoin, ont pratiquement disparus, et ceci sur la totalité de la surface de l'alginate. Ainsi au bout de 10 minutes d'immersion, nous sommes parvenus à en déduire que, l'état de surface des alginates a subi une dégradation, une transformation du relief, et une altération importante par érosion, mais aussi des répercussions considérables sur la reproduction des détails.

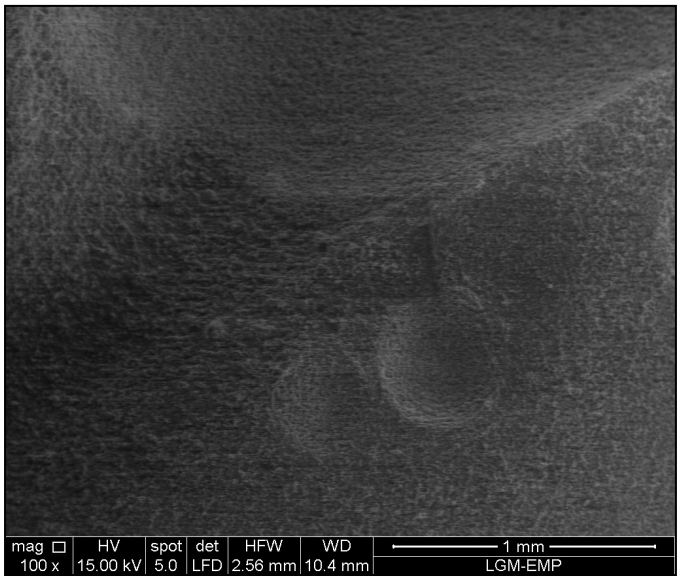


Figure 96 : Echantillon n°3 (10 minutes) sous MEB (grossissement X 100)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

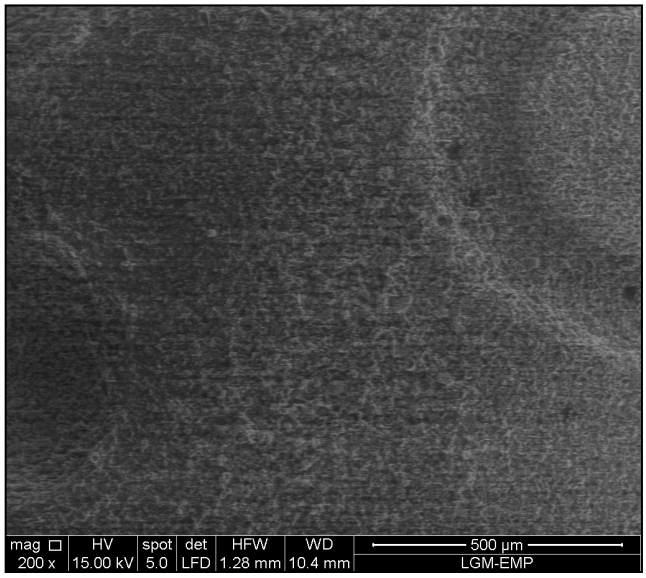


Figure 97 : Echantillon n°3 (10 minutes) sous MEB (grossissement X 200)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

2-4-2- Observations au MEB des modèles en plâtre

Les observations se feront sur les 150 modèles en plâtre extra dur issus de l'étude physiques, et ceci sur la même zone anatomique servant de repère constant et reproductible sur tous les modèles à savoir : **« la cuspide disto-vestibulaire de la 16 »**.

Tous les modèles ont été étudiés afin de mettre en évidence d'éventuelles altérations de l'état de surface des **modèles -X et Y**, issus des empreintes décontaminées pendant 5 et 10 minutes, en comparaison avec les **modèles -Z** issus d'empreintes non décontaminées (témoin) de chaque malade. Les grossissements choisis sont progressifs à savoir : X 60, X 500, X 1000.

Les résultats obtenus sont représentés, sous forme de prise de vue pour chaque grossissement, des modèles issus d'un même malade (X et Y), et seront comparés aux modèles témoins (modèles Z de chaque malade), à savoir :

- Les modèles **1-X** et **1-Y**, seront comparés au modèle **1-Z**.
- Les modèles **2-X** et **2-Y**, seront comparés au modèle **2-Z**.
- Idem pour les 50 malades.

2-4-2-1- Exemples d'observations au MEB des modèles de quelques malades

Compte tenu du nombre important de notre échantillonnage (150 modèles), et de la similitude des observations que nous avons pu constater, nous proposons de présenter quelques images d'analyse au MEB, que nous considérons les plus représentatives.

A/ Malade n°05

A-1 /Modèle- Z (témoin) issu de l'empreinte non décontaminée

La figure 98, représente l'aspect de la surface du modèle témoin en plâtre, avec un grossissement X 60 sous MEB. La zone anatomique prise en référence est : la pointe de la cuspide mesio-vestibulaire de la 16, ce repère sera identique à toutes les observations au MEB, ainsi que pour les 150 modèles de l'étude physique.

Nous constatons sur les **figures 98, 99 , et 100**, du modèle **témoin** issu d'une empreinte non décontaminée, du **malade n°05,** pris comme exemple, que l'observation au MEB, a démontré des aspects de structures cristallines typiques des plâtres, avec un agglomérat de formes irrégulières rappelant un aspect de ***« rose des sables »,*** caractéristique d'une configuration polycristalline.

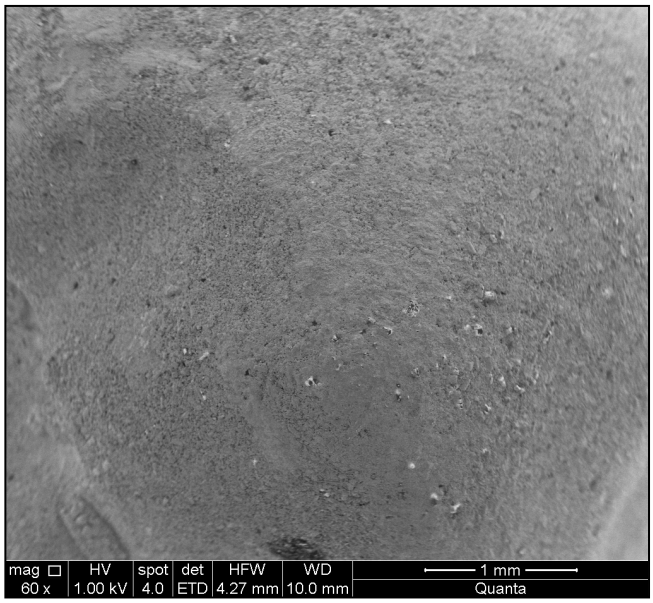


Figure 98 : Image du modèle 05 - Z (Témoin) au MEB (x 60)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

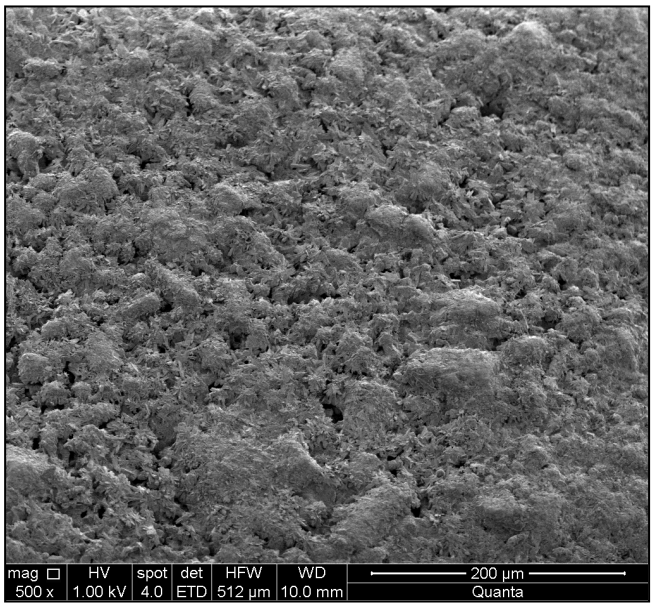


Figure 99 : Image du modèle 05 - Z (Témoin) au MEB (x 500)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

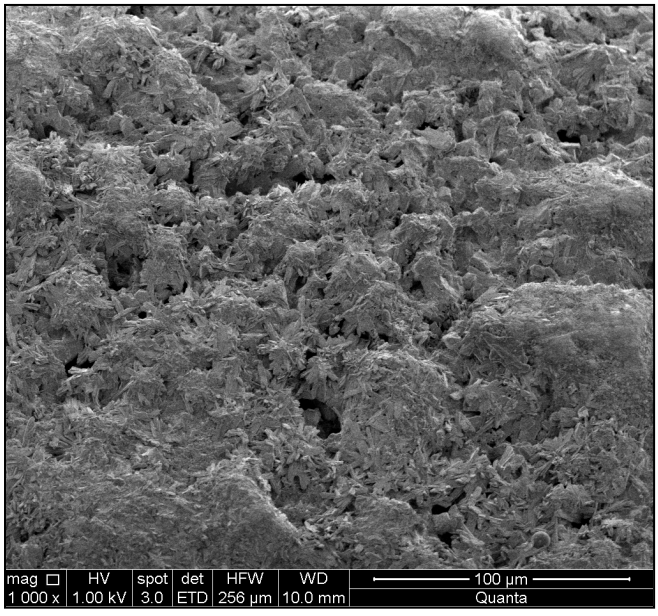


Figure 100 : Image du modèle 05- Z (Témoin) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

A-2 /Modèle- X issu de l'empreinte immergée à 5 minutes

La figure 101, représente la surface du modèle X du malade n°05, issu de l'empreinte décontaminée à 5 minutes, sous MEB avec un grossissement X 60. L'observation a également été réalisé, comme précédemment, sur la pointe de la cuspide mesio-vestibulaire.

Au grossissement X 60, nous pouvons déjà observer un changement dans l'état de surface du modèle, ce changement s'apparente à des excroissances sur l'ensemble de la surface.

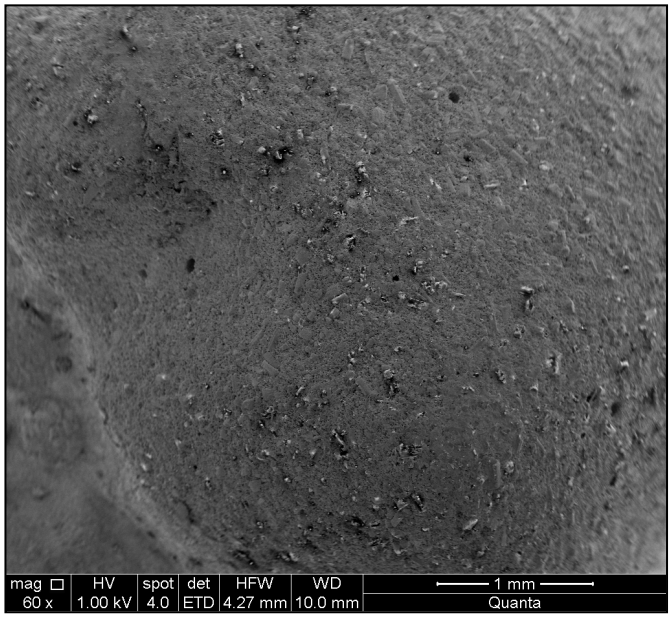


Figure 101 : Image du modèle 05 - X (5 minutes) au MEB (x 60)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

Les figures 102 et 103, sur des grossissement X 500 et X 1000, nous avons remarqué l'apparition de quelques formes particulières de parallélépipèdes, rappelant la forme de ***« briques »,*** dont la plus grosse est d'un volume d'environ ***67530,91 µ³*** , et non présentes sur le **modèle -Z** (témoin), mais également un aspect poreux dû à la présence de cavitations et des microporosités.

En plus des excroissances observées, et des microporosités sur l'ensemble de la surface, nous avons également constaté une nette diminution du nombre de cristaux, par rapport au modèle témoin, ce qui implique le début d'une dégradation certaine de l'état de surface, par érosion.



Figure 102 : Image du modèle 05 - X (5 minutes) au MEB (x 500)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

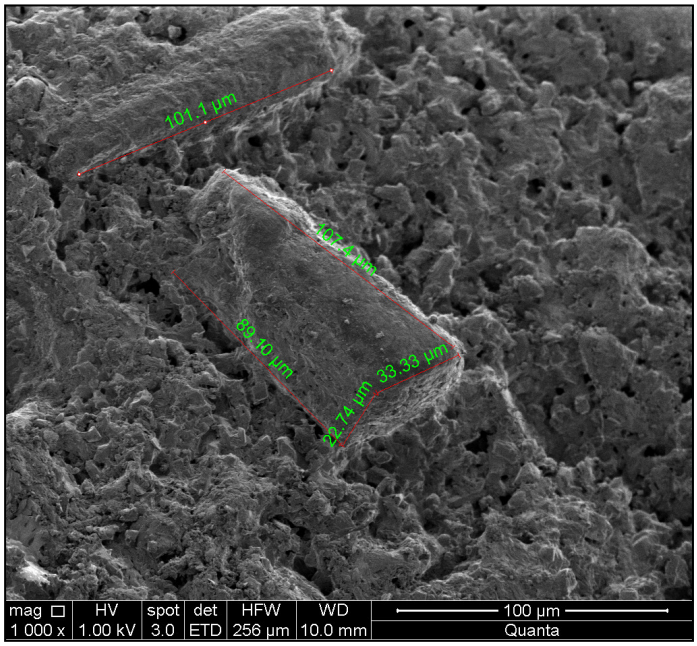


Figure 103 : Image du modèle 05 - X (5 minutes) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

A-3 / Modèle -Y issu de l'empreinte immergée à 10 minutes

Les figures 104, 105 et 106, montrent les observations sous MEB du modèle Y du malade n° 05, issu d'un empreinte décontaminée à 10 minutes.

Comme précédemment décrit, nous avons constaté une augmentation des phénomènes d'érosion sur l'ensemble de la surface prise comme référence. Le nombre de briques a également augmenté, ainsi que l'aspect poreux.

Nous constatons ainsi une dégradation encore plus importante de l'état de surface que sur le **modèle-X**, car l'érosion a provoqué une quasi disparition des formes polycristallines en transformant l'aspect « de rose des sables », en une surface « d'aspect boueux », encore plus altérée et dégradée que celle observé sur les **modèles- X** (5 minutes de décontamination), et le **modèle- Z** (témoin).

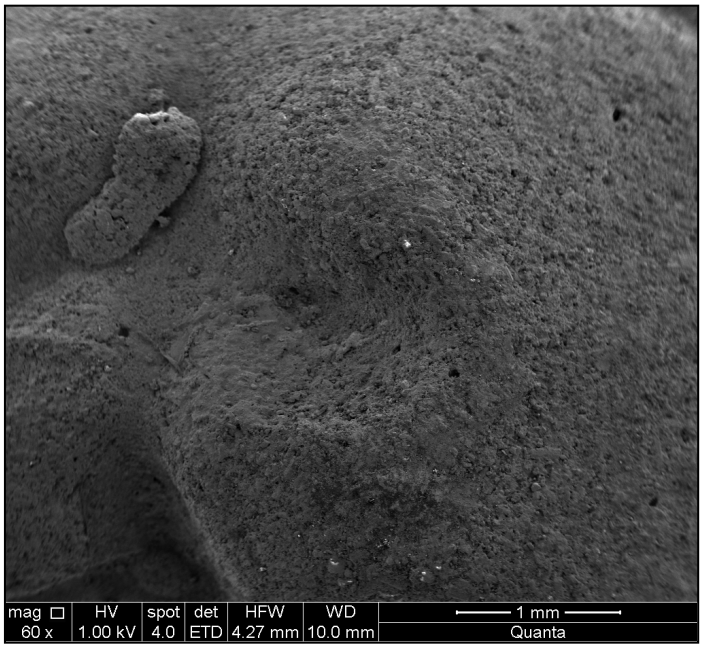


Figure 104 : Image du modèle 05 - Y (10 minutes) au MEB (x 60)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

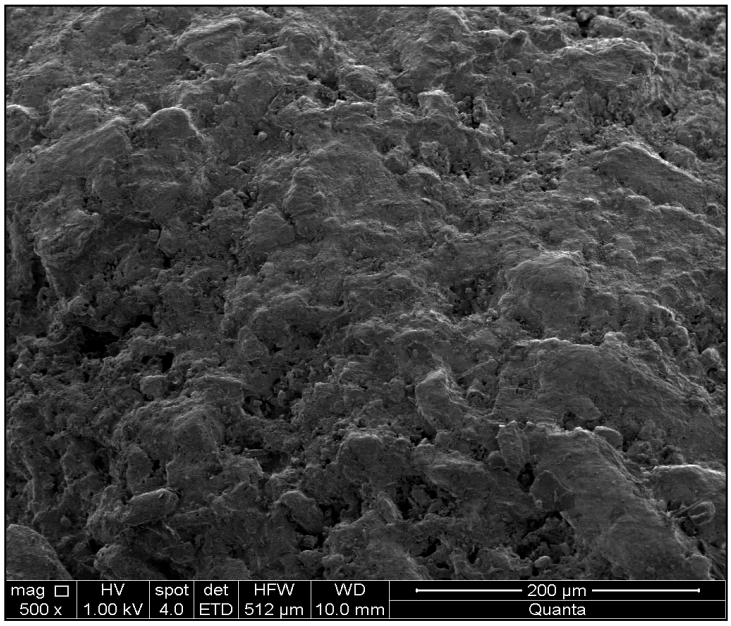


Figure 105 : Image du modèle 05 - Y (10 minutes) au MEB (x 500)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

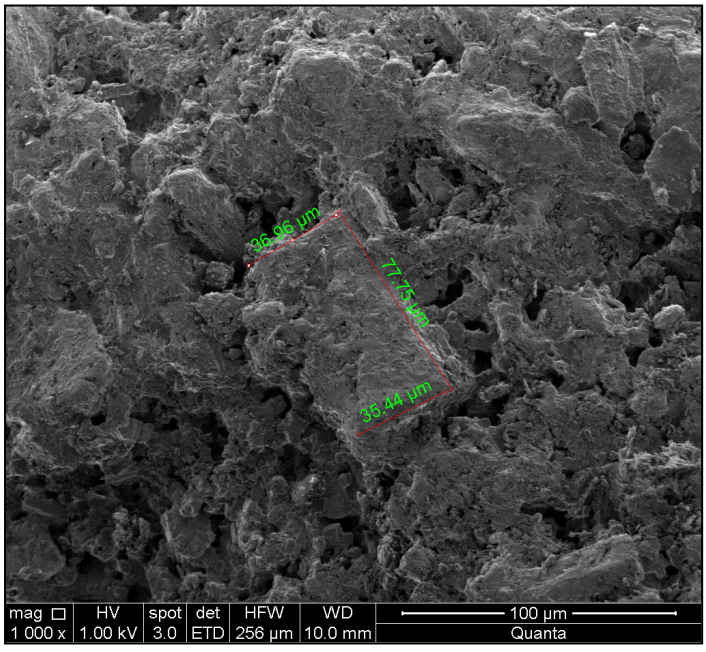


Figure 106 : Image du modèle 05 - Y (10 minutes) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

B / malade n°12

B-1 / Modèle -Z (témoin) issu de l'empreinte non décontaminée

Comme pour le malade n°05, les observations au MEB du modèle non décontaminé 12-Z (témoin), sous des grossissements de : X 60, X 500, et X 1000 **(Figures 107, 108 et 109),** nous ont permis de constater la même configuration de structure cristalline, sous forme d'enchevêtrement de cristaux, caractéristique des surfaces des plâtres.

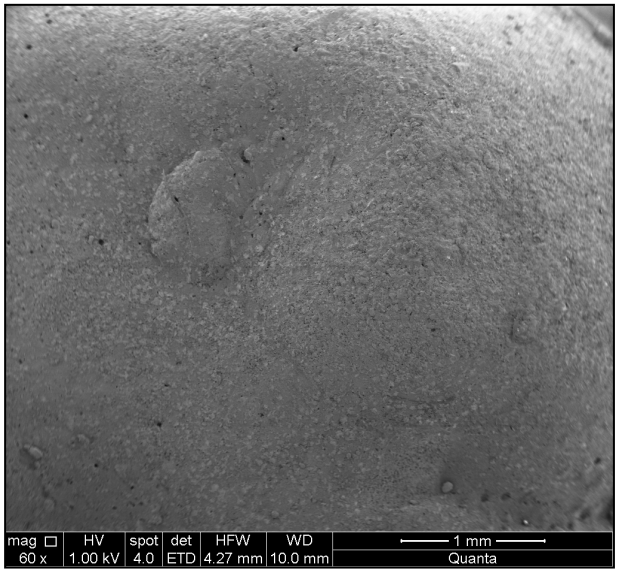


Figure 107 : Image du modèle 12 –Z (Témoin) au MEB (x 60)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

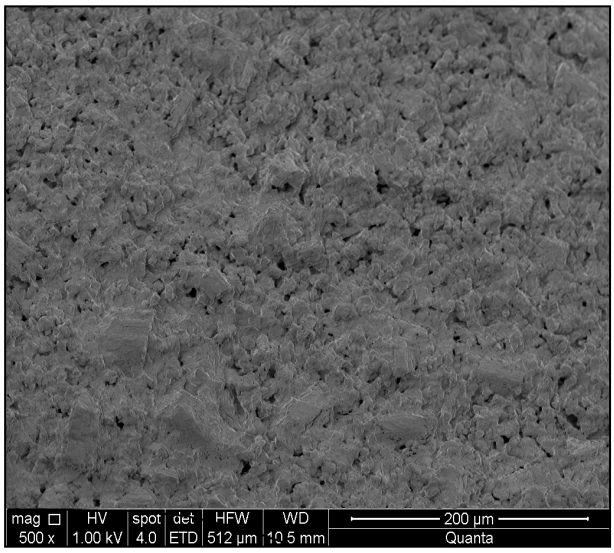


Figure 108 : Image du modèle 12 –Z (Témoin) au MEB (x 500)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

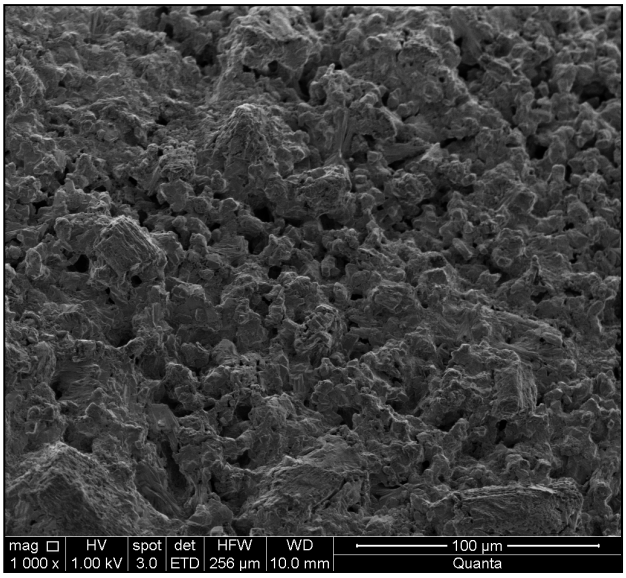


Figure 109 : Image du modèle 12 –Z (Témoin) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

B-2 /Modèle-X issu de l'empreinte immergée à 5 minutes

Les figures **110, 111 et 112** , montrent des images d'observations du modèle X du malade n°12 , issu d'une empreinte décontaminée à 5 minutes, sous MEB à des grossissements X 60, X 500, X 1000.

Ces observations ont également démontré un changement dans l'état de surface du modèle, qui s'apparente, comme sur le **modèle -X** du malade n° 05, aux mêmes types d'excroissances sur l'ensemble de la surface, à savoir ces briques assez significatives d'une altération de surface par érosion.

L'aspect poreux dû à la présence de cavitations, et des microporosités est aussi remarquable, avec une diminution importante de la structure polycristalline.

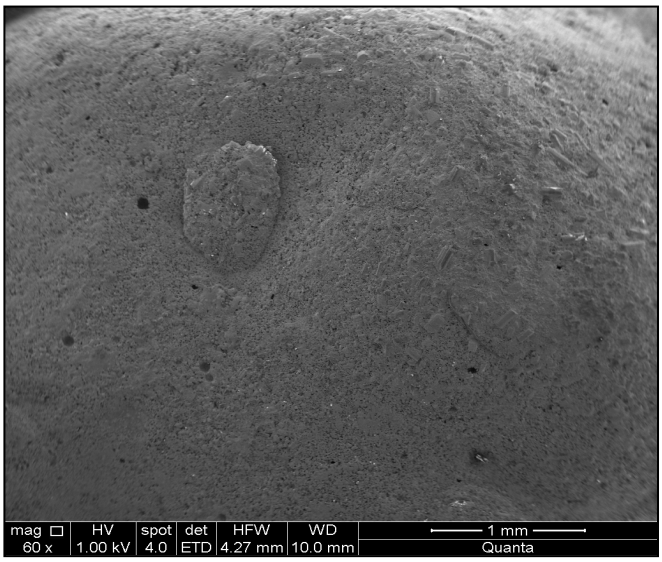


Figure 110 : Image du modèle 12 –X (5 minutes) au MEB (x 60)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

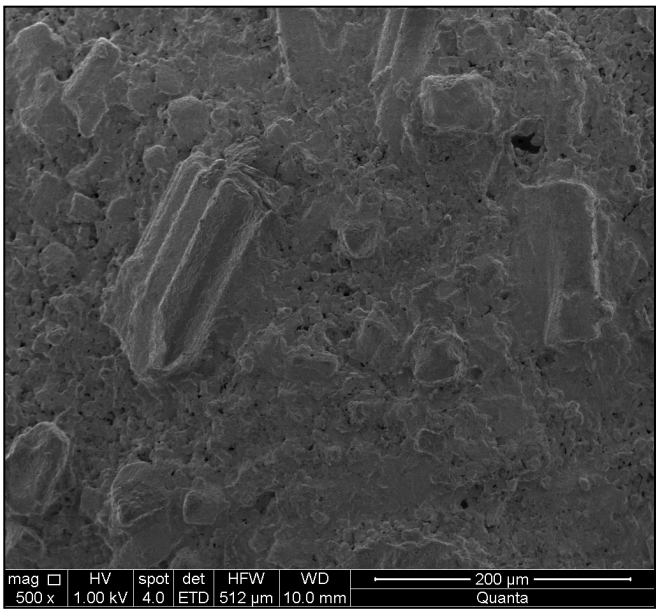


Figure 111 : Image du modèle 12 –X (5 minutes) au MEB (x 500)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

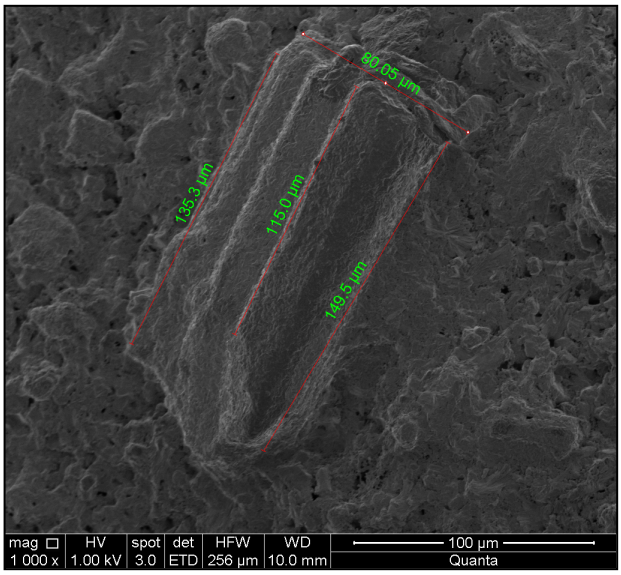


Figure 112 : Image du modèle 12 –X (5 minutes) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux ENITA)

B-3 / Modèle-Y issu de l'empreinte immergée à 10 minutes

Les figures 113, 114 et 115, montrent une dégradation importante de l'état de surface, et ce par disparition du relief observé sur le modèle témoin, et par la présence d'un nombre plus grand de microporosités. Nous constatons ainsi que l'altération de l'état de surface sur le **modèle- X** (à 5 minutes) et le **modèle- Y** (à 10 minutes), est remarquable, et significative par rapport au **modèle- Z**.

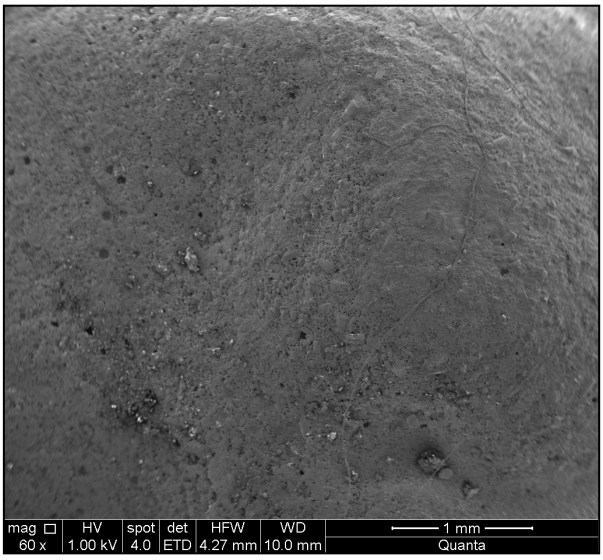


Figure 113 : Image du modèle 12 –Y (10 minutes) au MEB (x 60)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux ENITA)

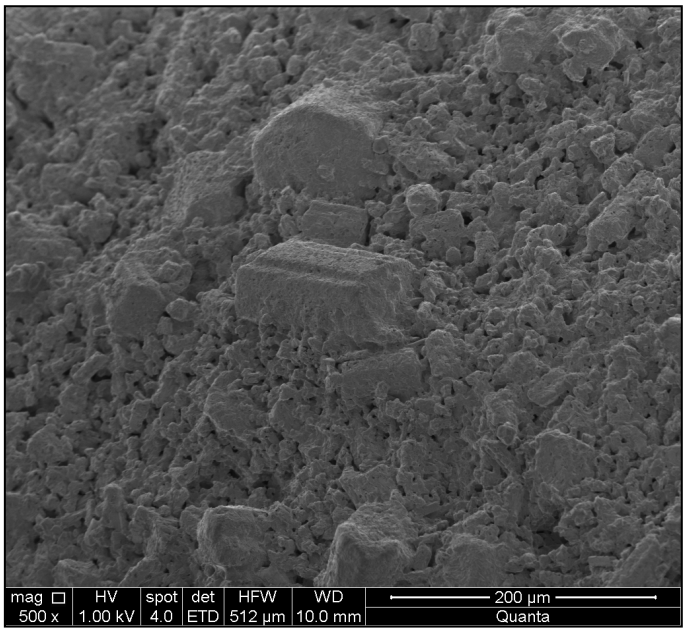


Figure 114 : Image du modèle 12 –Y (10 minutes) au MEB (x 500)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux ENITA)

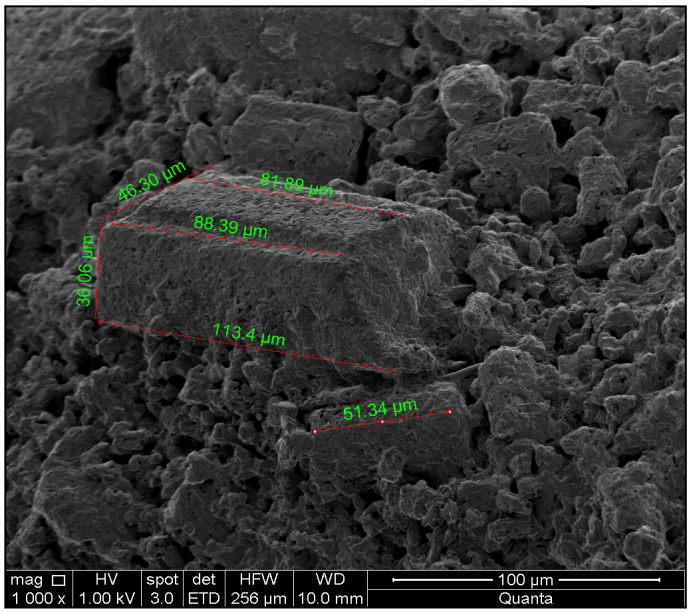


Figure 115 : Image du modèle 12 –Y (10 minutes) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux ENITA)

C/ Autres exemples de modèles présentant une altération de leur état de surface

Ne pouvant exposer et illustrer tous les cas observés, les 150 modèles et leurs différents grossissements. Nous ne présenterons que quelques cas dont les observations nous ont paru particulièrement significatives.

De ce fait, les figures suivantes sont des observations au MEB grossissement différents, des modèles issus, respectivement des malades : n° 23, 46, 37, 09 et 29 **(Figures 116, 117, 118, 119 et 120)**, mais avec des temps d'immersion différents (5 et 10 minutes).

Ces images démontrent des altérations significatives de la qualité de l'état de surface, à savoir une destruction plus au moins importante de la structure cristalline, et la présence de nombreuses porosités.

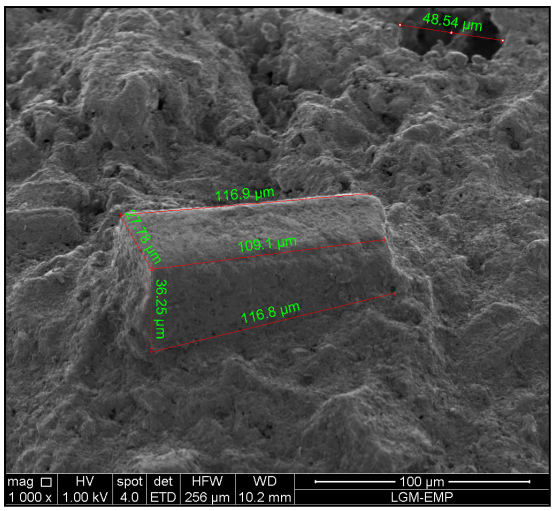


Figure 116 : Image du modèle 23 –X (5 minutes) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

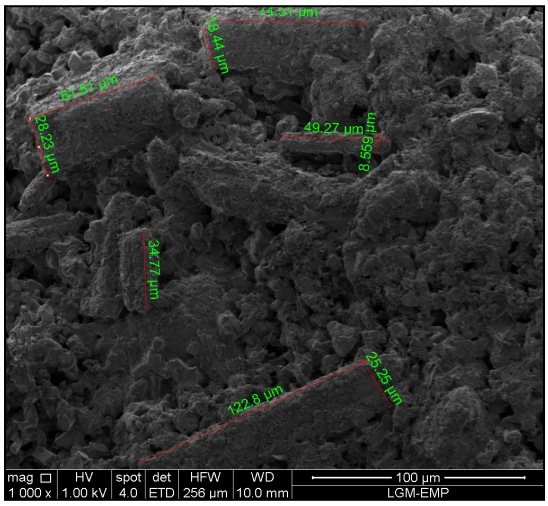


Figure 117 : Image du modèle 46 –Y (10 minutes) au MEB (x 1000)

(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

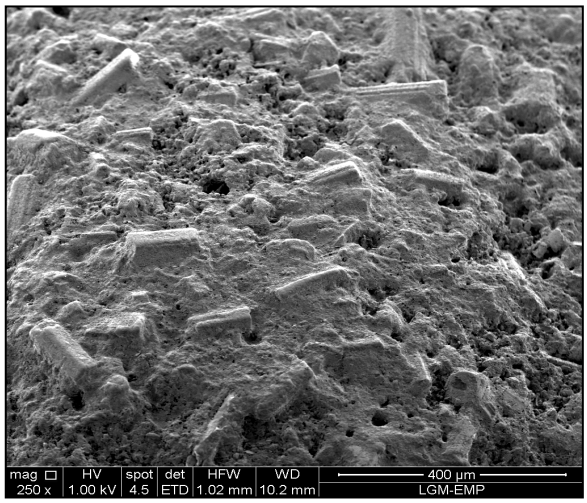


Figure 118 : Image du modèle 37 –X (5 minutes) au MEB (x 250)
(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

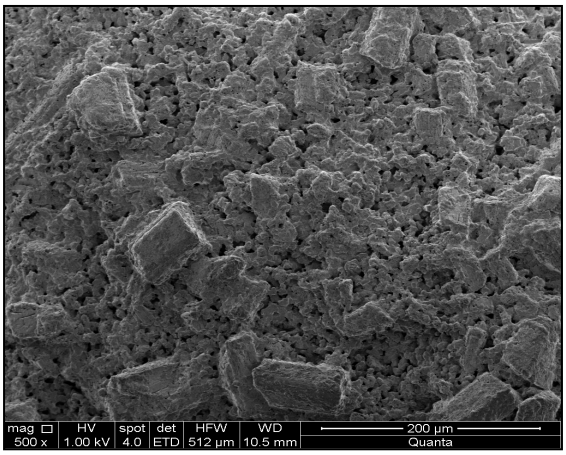


Figure 119 : Image du modèle 9 –Y (10 minutes) au MEB (x 500)
(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

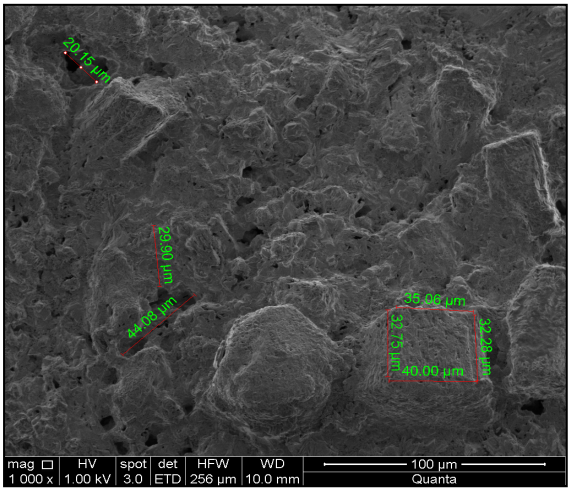


Figure 120 : Image du modèle 29 –Y (10 minutes) au MEB (x 1000)
(Réf : laboratoire du génie des matériaux EMP)

Sur les 150 modèles de l'étude :

- ✓ **50 modèles** représentent les modèles témoins, non décontaminés.
- ✓ **50 modèles** représentent les modèles -X, issus d'empreintes décontaminées **à 5 minutes.**
- ✓ **50 modèles** représentent les modèles-Y, issus d'empreintes décontaminées à **10 minutes**.

L'analyse des altérations de l'état de surface n'intéresse que les 50 modèles- X, et les 50 modèles -Y, en les comparant à leurs modèles Z- (témoins) respectifs.

Ainsi selon le **tableau 41**, sur les **50 modèles- X** (5 minutes), ***13*** d'entre eux ont subi une altération significative de leur état de surface, ce qui représente un pourcentage de : ***26 %***.

En revanche, pour les **modèles-Y** (10 minutes), sur les 50, ***44*** ont présentés un état de surface altéré et dégradé, soit **31** modèles de plus que les **modèles –X**. Ce qui représente un pourcentage de ***88 %.***

Qualité de l'état de surface	Modèles - X (5 minutes)	Modèles- Y (10 minutes)
Etat de surface ***« non altéré »***	***37***	***6***
Etat de surface ***« altéré »***	***13***	***44***
Total	***50***	***50***

Tableau 41 : Nombre de modèle- X et de modèle- Y ayant subi une altération de leur état de surface

La figure 121, montre la répartition du nombre de modèles- X présentant un état de surface altéré, et non altéré, ainsi que pour les modèles- Y, soit :

- ✓ Pour les **modèles-X** : ***37*** ont montré un état de surface non altéré, pour seulement ***13*** altéré.
- ✓ Pour les **modèles-Y :** seuls ***6*** modèles ont montré un état de surface non altéré, contre ***44*** altéré.

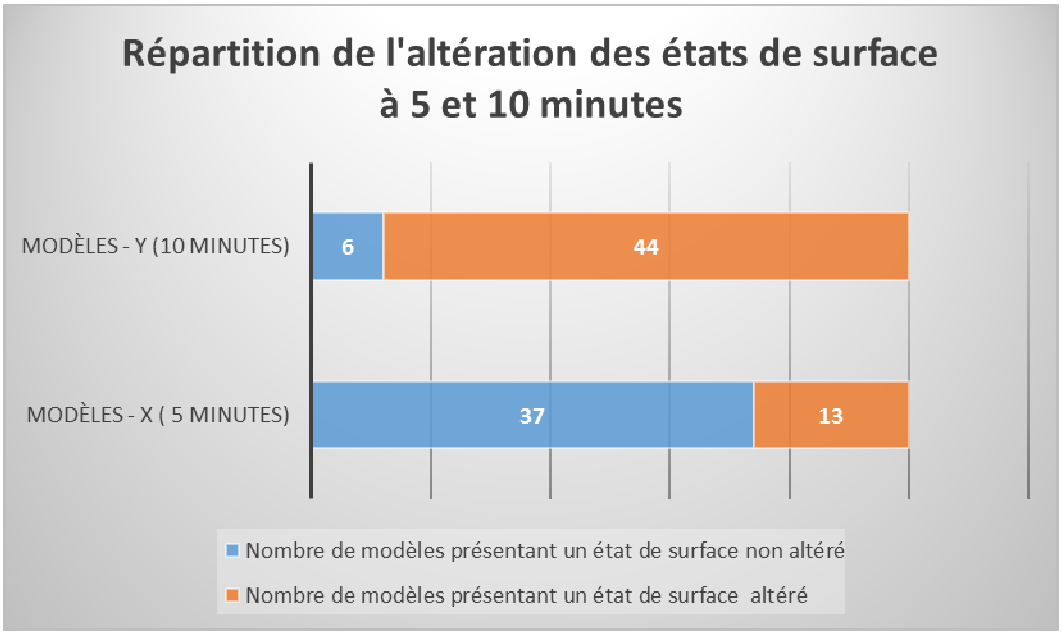


Figure 121 : Répartition du nombre de modèles X et Y, en fonction de la dégradation ou non de leur état de surface

Remarque :

La phase physique de l'expérimentation, s'est déroulée en 24 mois.

V. Discussion

Ce travail s'inscrit dans le cadre de l'évaluation, et de la prévention contre les risques de contaminations croisées dans la chaine prothétique, particulièrement ceux liés aux empreintes dentaires à l'alginate. Celles-ci doivent impérativement passer par une étape de décontamination avant d'être acheminées au laboratoire de prothèse.

Ceci dit, tout traitement efficace sur ce type de matériau, ne pourra se faire sans de possibles altérations, sur les qualités physiques de précision du matériau à empreinte, et par voie de conséquence sur l'empreinte, à savoir : la stabilité dimensionnelle et l'état de surface.

Comme nous l'avons précédemment abordé dans notre problématique, la littérature scientifique propose de nombreuses recommandations ; les premières en date ont été établies entre 1985 et 1991 par l'association dentaire américaine (ADA / American Dental Association), qui fut pionnière en matière de désinfection des empreintes [124].

Le CDC d'Atlanta (Center for Disease Control and Prevention) en 1986, puis l'ADA en 1988, ont préconisé une immersion totale de toutes les empreintes pendant une durée inférieure à 30 minutes dans une solution désinfectante [125-127, 141], procédé réactualisé *par* ***Blair et Coll,*** en 1996 [128].

Le même Protocole a également été adopté par la BDA (British Dental Association- ***Kohn et Coll. 2003****)*[130], ainsi que par l'ADF (Association Dentaire Française) en 2006 .

Depuis 1997, Le ministère français de la solidarité et de l'emploi a adopté quant à lui une méthode de décontamination différente, qui consiste en une vaporisation d'hypochlorite de sodium à 0,5% des empreintes suivie d'une mise en sachet hermétique pendant environ 10 à 15 minutes avant leur coulée [8, 108, 128, 130, 131].

Nous rappelons qu'il n'existe à ce jour aucun consensus, ou de procédures uniformisées pour la désinfection des empreintes, en particulier celles à l'alginate.

La difficulté de mise au point d'un « protocole unique » est due à la variabilité des procédés, du temps d'application, de la nature et de la concentration des solutions, mais également du mode opératoire ***(Pizzardini et Coll. 2004 ; Fournier et Coll. 2009 ; Kosiomiti et Coll. 2007 ; Danish et Muzaffar. 2012)*** [1, 14, 31, 121].

Il est toutefois important de rappeler, que dans notre pays, il n'existe aucunes recommandations en ce qui concerne la décontamination des empreintes. En effet le code

de déontologie médicale en algérie n'aborde, à aucun moment, le problème des risques de contaminations liés aux empreintes dentaires.

Pour cette étude nous avons opté pour la décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, par un procédé : « d'immersion totale dans du glutaraldéhyde à 2 % ». Ce choix de procédé est motivé par le fait que, de nombreux auteurs considèrent que l'immersion offre de meilleurs performances sur le plan antimicrobien que la pulvérisation ***(Owen et Goolam 1993 et Bergman 1989).*** Effectivement, si l'empreinte est totalement immergée , l'action antimicrobienne est plus large, et donc plus efficace, y compris dans les petites anfractuosités. Quant au choix du glutaraldéhyde, son action antibactérienne s'avère plus étendue que l'hypochlorite de sodium, avec la particularité d'une action détergente, que les halogénés chlorés ne possèdent pas, rendant ainsi le rinçage à l'eau courante facultatif [4, 22, 31].

La plupart des références bibliographique que nous avons étudié, avaient pour unique objectif l'étude des répercussions du procédé adopté, sur la stabilité dimensionnelle, et sur l'état de surface, compte tenu du caractère particulièrement hydrophile de l'alginate ***(Lecerf et Merlet 1992, Matyas et coll. 1990, Muller et Bolla 1998, Sadeghi et coll. 1993, Samaranayake et coll. 1991, Tramba 1993)*** [31, 142-144].
Seulement quelques études se sont intéressées à l'efficacité antimicrobienne des différents procédés déjà adoptés ***(Beyerle et coll. 1994, Jennings et coll. 1991, Kaplan et coll. 1994)*** [31, 145, 146], et ceci sans pouvoir proposer un équilibre, ou une synthèse entre : efficacité antimicrobienne et préservations des qualités physiques de précision.
Au cours de notre revue de la bibliographie, nous avons pu relever qu'une seule étude associant les deux objectifs précédemment décrits ***(Pizzardini et coll.2004)*** [31].

Notre étude s'inscrit dans le cadre d'une évaluation expérimentale, qui s'est déroulée en deux phases successives, et complémentaires l'une de l'autre, à savoir :

- Une première phase bactériologique, réalisée sur des échantillons d'alginates classe A, volontairement contaminés, par une quantité connue et quantifiée de souches bactériennes de référence, qui par la suite ont été décontaminés par des immersions totales, dans du glutaraldéhyde à 2 %, pendant 5, puis 10 minutes.

L'objectif de cette phase de l'étude, est de déterminer le temps nécessaire pour une décontamination optimale, selon les normes AFNOR décrites dans le protocole de départ.

- La deuxième phase de notre étude, est une phase physique qui a été réalisée sur 150 modèles en plâtre extra dur, issus de 50 malades chez lesquels 03 empreintes ont été effectuées : la 1^{ére} empreinte décontaminée par immersion dans du glutaraldèhyde à 2 % pendant 5 minutes, la 2^{éme} également décontaminée par immersion durant 10 minutes, et enfin une 3^{éme} et dernière empreinte non décontaminée servant de témoin.

L'objectif de cette phase était double, à savoir :

1- L'évaluation de l'impact du procédé de décontamination adopté dans notre étude, après 5 puis 10 minutes d'immersion, sur la stabilité dimensionnelle.

2- L'analyse des répercussions du procédé de décontamination, sur la qualité de l'état de surface, des modèles en plâtre issus des empreintes décontaminées à 5 et à 10 minutes, en comparaison avec les modèles témoins respectifs.

1- Analyse et discussion de la phase bactériologique de l'étude

Cette phase de l'étude avait pour objectif, d'évaluer l'efficacité antibactérienne d'une méthode de décontamination des empreintes aux alginates de classe A. ceci par un procédé d'immersion totale dans une solution de glutaraldéhyde à 2 %, en évaluant le temps nécessaire pour une décontamination optimale.

Nous rappelons, que notre protocole opératoire est basé sur une : ***« approche strictement quantitative ».*** En effet, toutes les empreintes ont été contaminées par le même nombre de bactéries (0,5 Mc Farland correspondant à 10^8 UFC/ml pour chaque souche bactérienne).

- **A 5 minutes d'immersion :**

Les résultats obtenus au cours de notre étude démontrent, qu'après une durée de 5 minutes d'immersion, la norme AF EN a été satisfaite à 95 %, soit 57 empreintes sur les 60 du protocole. Nous rappelons que cette norme s'appuie sur le principe qu'il doit y avoir impérativement, une diminution de 10^5 UFC, après 5 minutes d'immersion sur l'ensemble des souches bactériennes de référence.

Toutes les empreintes contaminées par la souche A *(S.aureus)*, ont satisfait la norme dès 5 minutes d'immersion.

Pour les empreintes contaminées par la souche B *(P. aeruginosa)*, 19 empreintes ont satisfait la norme, et seulement une seule ne l'a pas été.

Enfin, concernant les empreintes contaminées par la souche C *(E-coli),* 18 empreintes ont satisfait la norme AF EN.

En résumé, à 5 minutes d'immersion nous constatons que : 01 empreinte contaminée par *Pseudomonas*, et 02 empreintes contaminées par *E-coli* n'ont pas réussies à satisfaire la norme AF EN.

- **A 10 minutes d'immersion :**

Les résultats montrent un passage de la satisfaction globale pour l'ensemble des souches , de **95 % à 97 %**, soit un passage de **57** empreintes ayant satisfait la norme à 5 minutes, à **58** après 10 minutes.

Après analyse des résultats, nous avons constaté que : concernant les souches contaminées par la souche B *(P. aeruginosa)* : il y a eu gain d'une empreinte par rapport à l'immersion à 5 minutes (de 19 à 20). Et concernant les empreintes contaminées par la souche C *(E-coli)* : il n'y a eu aucun changement, et aucune évolution n'a pu être observée.

Un test statistique de ***X^2 de Mc Nemar*** a été appliqué pour l'efficacité du procédé à 5 et à 10 minutes d'immersion pour chaque souche bactérienne :

- Pour la souche A *(S.aureus)* : **$X^2 = 1$, et $p = 0,31$ ($p > 0,05$)** :

La différence est non significative.

- Pour la souche B *(P. aeruginosa)* : **$X^2 = 0$, et $p = 0,99$ ($p > 0,05$)** :

La différence est non significative.

- Pour la souche C *(E- coli)* : **$X^2 = 1$, et $p = 0.31$ ($p > 0,05$) :**

La différence est non significative.

Pour l'efficacité globale du procédé à 5 et 10 minutes et pour l'ensemble des souches bactériennes de référence :

X^2 Mc Nemar = 0, et $p = 100$ ($p > 0,05$), la différence est : *non significative*.

A la lumière des résultats obtenus au cours de cette phase bactériologique de notre étude, nous considérons que la validité du procédé de décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, par immersion totale dans du glutaraldéhyde à 2 %, a été démontrée. Ainsi, en se basant sur une approche bactériologique quantitative des normes AF EN, nous considérons *: **qu'il n y a pas de différence significative entre 5 et 10 minutes d'immersion***. Nous estimons à ce titre, que les objectifs escomptés au cours de cette phase de l'étude ont été atteints.

Plusieurs études se sont également intéressées à l'efficacité antibactérienne dans la décontamination des empreintes aux hydrocolloides irréversibles, parmi lesquelles :

L'étude de ***Samra, R,K et Bhide, S,V*** (2010) [147] , qui décrit une évaluation sur différents procédés de décontamination, particulièrement ceux ayant recours à l'immersion dans du glutaraldéhyde, ou dans de l'hypochlorite de sodium. Cette étude définit également un procédé de décontamination utilisant des chambres à ultraviolets (UV).

Les résultats obtenus au cours de cette étude ont démontré que : l'efficacité antibactérienne s'est avérée satisfaisante, quelque soit le procédé utilisé. Avec une préférence pour la chambre à UV, dont les résultats semblent être plus probants.

L'immersion dans le glutaraldéhyde pendant 10 minutes, s'est montrée efficace de l'ordre de **64 % à 72 %,** représentant ainsi des résultats inférieurs en efficacité en comparaison avec les nôtres, ce qui ne concorde pas tout à fait avec les résultats de notre étude. Néanmoins le protocole opératoire qui a été adopté s'apparente plutôt, à une étude **« qualitative »**, qui a été réalisée sur un groupe de patients chez lesquels plusieurs empreintes ont été faites, et sur lesquelles des écouvillonnages furent réalisés avant et après décontamination. Cette étude serait donc axée sur l'identification des germes retrouvés, à partir des écouvillonnages.

Les germes identifiés à partir des empreintes des patients après décontamination, sont : ***Staphylocous aureus*** et ***Pseudomonas aeruginosa***, ce qui ne concorde absolument pas avec nos résultats, car dans notre étude l'immersion à seulement 5 minutes s'est montrée efficace à **100 %** contre ces 2 bactéries. Les résultats de cette étude décrivent la persistance, après décontamination des souches suivantes : ***Streptococcus pneumoniae, Streptococcus diphteroides,*** et ***Streptococcus faecalis,*** qui ne font pas parti des souches de référence sur lesquelles est basée la norme AF EN.

L'étude de ***Himanshu,A et Sunit, KR*** **(2010)** [148] , a également abordé une évaluation de l'activité antimicrobienne de certains antiseptiques (parmi lesquels : le glutaraldéhyde à 2% et l'hypochlorite de sodium), dans la décontamination des empreintes à l'alginate.

Ces travaux ont été réalisés comme pour l'étude précédente, sur un échantillon de malades chez lesquels des empreintes à l'alginate furent pratiquées. Par la suite ces empreintes ont été décontaminées au glutaraldéhyde à 2%, et à l'hypochlorite de sodium. Cependant le protocole microbiologique a été réalisé sur des prélèvements par écouvillonnage avec un comptage des UFC, sur cultures à 37 ° C pendant 24 heures avant et après décontamination, ce qui represente en fait, une étude ***« semi quantitative »***, voire même ***« qualitative ».***

Les résultats obtenus au cours de cette étude, ont révélés une réduction importante du nombre des colonies bactériennes, quel que ce soit le produit antiseptique utilisé. ceci sans qu'il y est une différence significative, de ce fait une efficacité démontrée du procédé.

Ceci semble concorder avec les résultats de notre étude, néanmoins le procédé adopté est une ***« pulvérisation »,*** à l'aide d'un spray contenant une solution de glutaraldéhyde à 2 %. Ce qui rend discutable, quant à l'efficacité antimicrobienne réelle du procédé, sur l'ensemble de la surface des empreintes. Qui plus est, aucune identification des souches n'a été effectuée, seule une coloration de Gram a été adoptée.

De ce fait les résultats obtenus sont difficilement comparables à ceux de notre étude, qui s'appuie sur des principes ***« quantitatifs »,*** et sur une identification bactérienne d'espèces référenciées basées sur les normes AF EN.

L'étude la plus récente que l'on a pu retrouver dans notre recherche bibliographique, est celle de ***Demajo, J.K (2016)*** [149]. Celle-ci objective une analyse de l'efficacité antibactérienne de différentes méthodes de décontamination des empreintes à l'alginate et aux silicones. Les méthodes utilisées au cours de cette étude étaient : la pulvérisation et l'immersion, et les antiseptiques préconisés : le glutaraldéhyde, l'hypochlorite de sodium ainsi que les alcools.

Les résultats obtenus au cours de cette étude, ont démontré que le glutaraldéhyde s'est avéré plus efficace sur le plan antibactérien, que l'hypochlorite de sodium. Et que les résultats les plus médiocres sont ceux obtenus avec les différents types d'alcool. ***Demajo,*** démontre également que : quelle que soit la méthode utilisée, à savoir la pulvérisation ou

l'immersion, une diminution de la moitié du nombre des UFC, est observée après décontamination, ce qui semble également concorder avec les résultats de notre étude. Toutefois la méthode de comptage adoptée au cours de cette étude, est exclusivement **« qualitative »** et non spécifique à des souches bactériennes particulières. La quantification des UFC ne répondant pas aux normes AF EN, font que toute comparaison avec les résultats observés au cours de notre étude, reste subjective.

D'autres études ont également traité la problématique, de l'évaluation de l'efficacité antibactérienne des procédés de décontamination des empreintes à l'alginate. On peut citer à titre d'exemple celles de : ***Satheesh, B et coll. (2012), Osama, Al Jabrah, BDS et coll. (2007), Dolores, C et coll. (2009), Rentzia (2011)*** [123, 150, 151].

Cependant aucune de ces études ne s'est basée sur les normes internationales, du contrôle de qualité des antiseptiques telle que l'AFNOR. En effet, les protocoles adoptées sont pour la plus part, des prélèvements par écouvillonnage de surface des empreintes dentaires, et de ce fait des résultats discutables concernant les bactéries incriminées.

Toutes ces études, présentent une approche **« qualitative »**, s'appuyant sur une identification des souches bactériennes après décontamination, et non pas **« quantitative »**, comme c'est le cas dans notre étude. De plus les temps d'action des procédés restent indéfinis, ce qui ne répond pas aux objectifs de détermination du temps nécessaire à une décontamination optimale, et rend nos résultats non superposables avec ceux des auteurs précédemment cités.

A notre connaissance, l'étude dont nous nous rapprochons le plus, dans notre travail, est celle réalisée par ***Pizzardini, P et coll*** (2004) [31], car les cultures ont été réalisées avec des souches similaires à celles utilisées dans notre protocole (à savoir : *S.aureus, P. aeruginosa, et E-coli*, mais avec des ATCC différents), donnant un caractère **« semi-quantitatif »** à cette étude. Quoi que la méthode de comptage des souches bactériennes n'a pas été révélé.

Les résultats obtenus ont démontré une diminution de 10^5 UFC, après 10 minutes d'action du procédé sur l'ensemble des échantillons. Le procédé consiste en un spray d'hypochlorite de sodium sur des empreintes d'alginate, réalisées in vitro. Celles-ci ont été par la suite enfermés dans des sachets hermétiques. Ces résultats semblent concorder avec ceux de notre étude, sauf que l'antiseptique utilisé est différent (hypocchlorite de sodium).

Le mode de décontamination diffère aussi (procédé par pulvérisation), ainsi que le temps choisi qui reste arbitraire. Pour rappel les normes AF EN, considèrent que la bactéricidie est satisfaite, qu'après une réduction de 10^5 UFC après 5 minutes d'action.
Ces objectifs ont été largement atteints dans notre étude, et ce dès 5 minutes d'immersion dans du glutaraldéhyde à 2% (10 minutes étant le temps d'action adopté dans cette étude).

Pizzardini et coll. décrivent qu'un rinçage à l'eau est indispensable au préalable, alors que d'autres auteurs, parlent d'une diminution de 10^2 UFC après un rinçage à l'eau courante pendant 15 secondes ***(Johnson et coll en 1990, Blair et Wassel en 1996, et Ruggerberg en 1992)***[128]. Cette action devient facultative dans un procédé d'immersion, spécialement dans du glutaraldéhyde, qui possède des propriétés détergentes, contrairement à l'hypochlorite de sodium [107, 120].

2- Analyse et discussion de la phase physique de l'étude

Il s'agit de la seconde phase du protocole de notre étude. Réalisée au niveau de l'unité de prothèse du service de médecine dentaire de l'hôpital militaire régional universitaire d'Oran (HMRUO), où nous avons pratiqué des empreintes sur un échantillon de patients.
La stabilité dimensionnelle, ainsi que l'état de surface ont été évalués au niveau de l'école militaire polytechnique de Bordj El Bahri d'Alger (ex ENITA), par des analyses à la machine à mesurer tridimensionnelle (MMT), et par des observations au microscope électronique à balayage (MEB). Nous rappelons que notre phase physique avait un double intérêt :

1- Evaluer l'impact de notre procédé d'immersion sur la stabilité dimensionnelle de nos modèles en plâtre, issus d'empreintes décontaminées à 5 et 10 minutes.

2- Analyser par des observations précises au MEB, la qualité de l'état de surface de ces mêmes modèles, en les comparants à des modèles témoins issus d'empreintes non décontaminées.

L'étude de l'impact du procédé de décontamination par immersion totale dans une solution de glutaraldéhyde à 2%, sur la stabilité dimensionnelle des empreintes à l'alginate de classe A, et l'analyse de leur état de surface a été réalisée selon le protocole suivant :

Sélection d'un nombre de malades (50 malades), dont le recrutement a été effectué lors de la consultation spécialisée en prothèse, dans le service de médecine dentaire de l'HMRUO,

et chez lesquels nous avons réalisé au cours de la même séance, 03 empreintes à l'arcade maxillaire supérieure, et ce dans les mêmes conditions cliniques, ainsi :

- La 1^{ére} empreinte a été décontaminée par immersion pendant **5 minutes**.
- La seconde empreinte a été décontaminée par immersion pendant 10 **minutes**.
- Enfin, la troisième et dernière empreinte, n'a subi aucun traitement **(témoin).**

Pour un total de 03 empreintes, pour chaque patient.

Toutes les empreintes obtenues ont été coulées au plâtre dur immédiatement après retrait du bac d'immersion (celles immergées à 5 et 10 minutes), il fut de même pour les empreintes témoins, à savoir dès leur retrait de la cavité buccale.

A l'issu du protocole adopté, nous fûmes en mesure d'obtenir, pour la phase physique de notre étude, un total de **150 modèles en plâtre extra dur**, qui ont servi à l'évaluation des éventuelles variations : d'une part de la *stabilité dimensionnelle*, et d'autre part les altérations possibles de l'*état de surface*.

2-1- Evaluation de la stabilité dimensionnelle

Des mensurations standardisées ont été réalisées selon des points anatomiques pris comme référence, sur la totalité des modèles. Les résultats obtenus au cours de cette phase ont permis d'estimer l'impact du procédé de décontamination, sur la stabilité dimensionnelle.

Le choix de l'arcade maxillaire, comme nous l'avons déjà précisé, était justifié par son anatomie plus large que celle de l'arcade mandibulaire. De plus la surface d'appui est plus grande nécessitant de ce fait, une quantité de matériau à empreinte plus importante, donc plus difficile à décontaminer.

De ce fait une surface plus grande et plus large, serait soumise à plus de risques de déformations et d'altérations sur le plan dimensionnel.

L'alginate de classe A choisi dans cette phase de l'étude, fut identique à celui utilisé dans la phase bactériologique précédente.

Les résultats obtenus ont permis de déterminer deux paramètres, à savoir : la **« surface »,** et le **« périmètre »** afin d'évaluer la stabilité dimensionnelle.

Après recueil des données métriques, l'analyse statistique des résultats obtenus au cours de cette étude d'évaluation, consiste en une comparaison des moyennes de toutes les mesures obtenues, de la surface et du périmètre. Et ceci concerne, les 150 modèles représentant notre échantillonnage, qui sera considéré en : 03 séries dites « non appareillées » :

- **50 modèles- X** (à 5 minutes).
- **50 modèles- Y** (à 10 minutes).
- **50 modèles -Z** (témoins).

Concernant les moyennes obtenues, que ce soit pour le périmètre ou pour la surface, la comparaison des moyennes a été effectuée de la façon suivante :

1- Comparaison des moyennes des **modèles- X**, des **modèles -Y** et des **modèles- Z** entre eux, et application du test statistique **ANOVA,** avec la constante de **Fisher**. Ceci afin de déterminer si la différence obtenue, est considérée comme significative ou non.

Une autre approche statistique a été envisagée afin de compléter et argumenter nos résultats avec plus de précisions en utilisant le test de **Student**, en prenant en compte également la :

2- Comparaison de la moyenne des modèles-X (à 5 minutes), avec la moyenne des modèles-Z (témoins).

3- Comparaison de la moyenne des modèles-Y (à 10 minutes), avec la moyenne des modèles-Z (témoins).

4- Comparaison de la moyenne des modèles-X (à 5 minutes), avec la moyenne des modèles-Y (à 10 minutes).

2-1-1- Analyse des données dans l'évaluation de la surface

Les résultats obtenus pour les différentes moyennes du calcul de la surface sont :

- ***1612,8148 mm²*** pour les **modèles-X** (à 5 minutes), ***1639,9034 mm²*** pour les **modèles-Y** (à 10 minutes), et ***1598,3772 mm²*** pour les **modèles-Z** (témoin) **(Tableau 39).**

Nous avons constaté une légère augmentation des moyennes, pour le calcul de la surface des **modèles-X et Y**, par rapport à la moyenne des **modèles-Z** (témoin).

Pour l'étude statistique **(Figure 122)** :

- Comparaison des 3 moyennes des résultats obtenus, par test **ANOVA**

F = 0.346482, p = 0.707748. p > 0.05 (NS)

La différence est non significative.

- Comparaison entre les modèles –Z (témoin), et les modèles –X (5 minutes)

Test de Student : T = - 0.279964, p = 0.7801. p > *0.05 (NS),*

La différence est non significative.

- Comparaison entre les modèles- Z (témoin), et les modèle- Y (10 minutes)

Test de Student : T = - 0.811867 p = 0.4188. p > *0.05 (NS),*

La différence est non significative.

- Comparaison entre les modèles –X (5 minutes), et les modèles –Y (10 minutes)

Test de Student : T = - 0.543232, p = 0.5882. p > 0.05 (NS),

La différence est non significative.

Les intervalles de confiances étant de **95 %.**

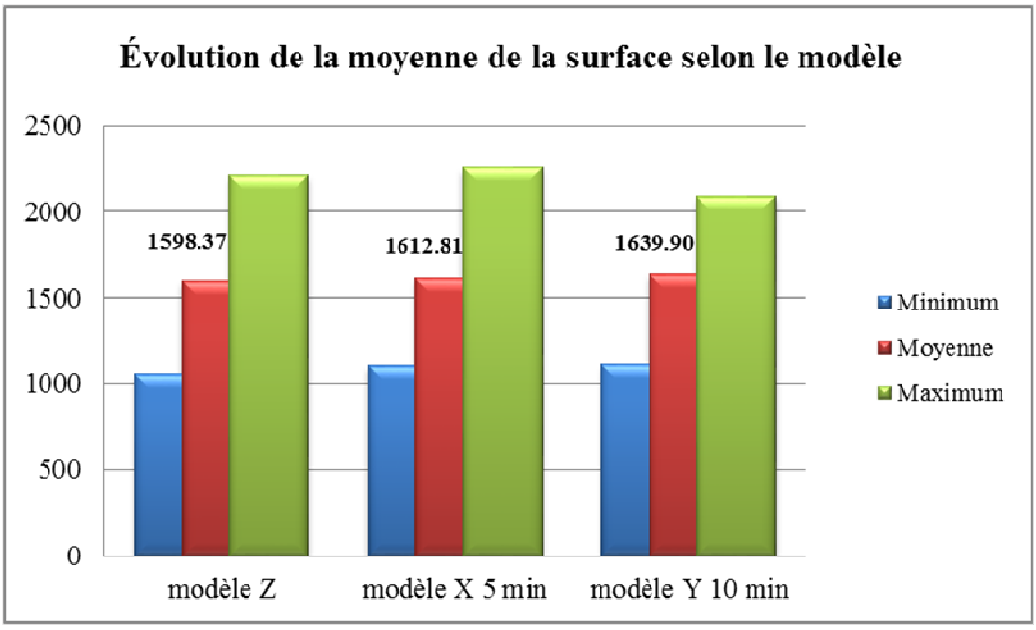


Figure 122 : Evolution de la moyenne des surfaces à 0min, 5min, et 10min.

2-1-2- Analyse des données dans l'évaluation du périmètre

Les résultats obtenus pour les différentes moyennes du calcul du périmètre sont :

- ***171,7390 mm*** pour les **modèles-X** (à 5 minutes), ***172.2206 mm*** pour les **modèles-Y** (à 10 minutes), et ***173,5568 mm*** pour les **modèles-Z** (témoin) **(Tableau 40).**

Nous avons également constaté, comme ce fut le cas pour le calcul précèdent de la surface, une légère augmentation, des moyennes pour le calcul du périmètre des **modèles-X et Y**, par rapport à la moyenne des **modèles-Z** (témoin).

Pour l'étude statistique **(Figure 123)** :

- Comparaison des 3 moyennes, par le test **ANOVA**

F = 0.413223 p = 0.662281 p > 0.05 (NS),

La différence est non significative.

- Comparaison entre les modèles -Z (témoin), et les modèles –X (5 minutes)

Test de Student : T = - 0.454545 P = 0.6504, p > 0.05 (NS),

La différence est non significative.

- Comparaison entre les modèles- Z (témoin), et les modèles- Y (10 minutes)

Test de Student : T = -0.909091 P = 0.3655, p > 0.05 (NS),

La différence est non significative.

- Comparaison entre les modèles –X (5 minutes), et les modèle –Y (10 minutes)

Test de Student : ***T = -0.454545 P = 0.6504.*** **p >** ***0.05*** **(NS),**

La différence est non significative.

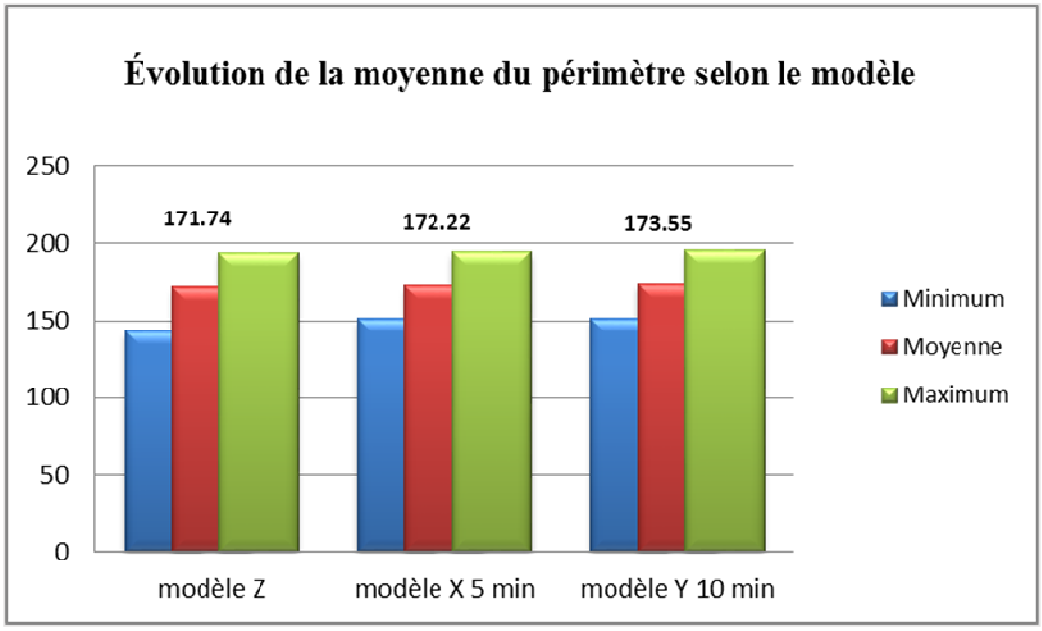


Figure 123 : Evolution de la moyenne du périmètre à 0min, 5min, et 10min.

A la lumière des résultats obtenus au cours de cette phase physique de notre étude, pour l'évaluation de la stabilité dimensionnelle, et après analyse des données de la surface et du périmètre : nous considérons que n'avons pas pu observer une différence significative, entre les différents modèles issus d'empreintes décontaminées à 5 et à 10 minutes, par rapport à ceux issus d'empreintes non décontaminées.

Les variations dimensionnelles observées sont considérées comme non significatives, et de ce fait une décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, par immersion à 5, ou à 10 minutes, ne provoque pas des répercussions sur la stabilité dimensionnelle.

Au terme de cette analyse, et en se basant sur une approche physique par l'application des différents tests statistiques, nous considérons : ***qu'il n'y a pas de différence significative entre 5, et 10 minutes d'immersion***, sur le plan de la stabilité dimensionnelle, pour la décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, par immersion dans du glutaraldéhyde à 2 %.

Nous estimons à ce titre que les objectifs escomptés au cours de cette première partie de la phase physique de l'étude ont été atteints.

Plusieurs études se sont également intéressées aux effets de la décontamination des empreintes aux hydrocolloides irréversibles et sur les répercussions des différents procédés sur la stabilité dimensionnelle ***(Herrera et coll., Durr, Jones, Peutzfeldt, Matyas et coll., Kern, Jhonson, Jagger et coll.)*** [152-160].

Kotsiomiti en 2007 [161], a proposé une revue de littérature de 1980 à 2005, regroupant une liste de 41 articles et travaux, qui se sont intéressés à la décontamination des empreintes, par différents procédés et différents produits antiseptiques. Ainsi que des conséquences de ces procédés sur la fiabilité des empreintes, après décontamination.

Sur les articles proposés, 9 ont étudié les hydrocolloides irréversibles, et leur décontamination par des procédés d'immersion. Les résultats de ces publications sont tous en faveur d'une immersion par rapport à la pulvérisation, mais avec des temps d'immersion relativement courts allant de 5 à 30 minutes. Néanmoins les plus récentes en date, ont démontrées qu'une immersion d'au-delà des 10 minutes présenterait des altérations trop importantes, pour préserver la stabilité dimensionnelle.

Dans ce contexte, ***Nassar*** en 2011 [162], a également proposé une revue de la littérature plus approfondie qui s'étale de 1970 à 2010, dans laquelle de nombreuses publications ont évoqué la décontamination des empreintes, spécialement celles aux hydrocolloides irréversibles. Celle qui a le plus retenu notre attention et qui se rapproche le plus de notre étude, est celle de ***Hiraguchi et coll.*** en 2005 [163]. En effet, les conclusions de l'étude de cet auteur sont : quel que soit le produit antiseptique adopté en pulvérisation (à savoir l'hypochlorite ou le glutaraldéhyde 2 %), ceci provoquerait un minimum d'instabilité dimensionnelle, considéré comme négligeable.

Néanmoins le procédé adopté par ***Hiraguchi*** dans son étude, est la pulvérisation, alors que dans notre étude nous avons opté pour l'immersion totale. D'autre part la majorité des études, décrites par ***Kotsiomiti*** et reprises par ***Nassar,*** démontrent clairement, que la pulvérisation par spray à montrer une efficacité antimicrobienne aléatoire [161-164].

L'étude de ***Muzzafar et coll*****. en 2012** [121], s'est intéressée aux effets des solutions antiseptiques, sur la stabilité dimensionnelle des empreintes à l'alginate. Cette étude a été réalisée sur des échantillons d'alginate, sur lesquels des mesures effectuées au MEB avec une précision ***de 0,001 cm***, ont été pratiquée, après décontamination.

Plusieurs antiseptiques ont été testés, parmi lesquels le glutaraldéhyde, avec des immersions de 5 minutes. Les résultats décrits sont en faveur d'une légère expansion non significative, sur le plan de la stabilité dimensionnelle, ce qui concorde avec les résultats de notre étude. Néanmoins, l'étude en question n'a pas été confrontée avec une analyse de l'efficacité antimicrobienne du procédé. De surcroit, le protocole expérimentale de l'étude s'arrête à 5 minutes d'immersion, et ne décrit pas les éventuels effets après 10 minutes.
Les mesures effectuées au cours de cette étude ont été réalisées avec une précision inferieure à celles pratiquées dans notre protocole (la MMT proposant des performances de précision plus élevées). De plus ***Danish et coll.*** proposent une évaluation de la stabilité dimensionnelle, sur des échantillons d'alginate, et non pas sur les modèles en plâtre, et n'objectivant pas les répercussions possibles sur l'état de surface.

L'étude de ***Dolores et coll.*** En 2010 [151], a proposé une évaluation des répercussions sur la stabilité dimensionnelle, ainsi que sur l'état de surface de modèles en plâtre, issus d'empreintes à l'alginate ayant subi une immersion de 10 minutes.
Les résultats de cette étude sont en faveur de variations non significatives, à la fois sur la stabilité dimensionnelle, mais également sur la qualité de l'état de surface des modèles en plâtre analysés dans le mode opératoire. Ceci semble concorder avec les résultats de notre étude. Néanmoins dans cette étude, ***Dolores et coll.*** ont utilisé comme solution de décontamination l'hypochlorite de sodium et non pas le glutaraldéhyde, de plus les empreintes, ont été effectuées sur un maitre modèle en acier inoxydable, ce qui garantit, effectivement la reproductibilité du mode opératoire, mais qui s'éloigne de la réalité des conditions cliniques.
L'étude en question, ne précise pas le mode ou l'instrument de mesure, ni la précision des calculs, et qui plus est, ne confronte pas les résultats obtenus, avec une évaluation de l'efficacité antimicrobienne du procédé adopté. De ce fait la comparaison avec les résultats de notre étude, s'avère peu évocatrice.

L'étude de ***Rentzia en 2011*** [150], propose une évaluation de la stabilité dimensionnelle d'empreintes à l'alginate, réalisées sur un maitre-modèle en acier inoxydable, et décontaminées par immersion dans du glutaraldéhyde pendant 5 minutes. Les résultats obtenus dans cette étude, montrent que les variations de la stabilité dimensionnelle, sont négligeables. Ceci concorde parfaitement avec nos résultats.

Toutefois, l'auteur en question, utilise un maitre-modèle qui ne reflète pas forcement la réalité clinique d'une part, et d'autre part le temps d'immersion de 5 minutes est semble-t-il, choisit arbitrairement, puisque l'étude ne propose pas une évaluation de l'efficacité antimicrobienne du procédé. Ainsi, nous ne pouvons pas en déduire, que 5 minutes d'immersion soient suffisantes pour une décontamination efficace.

Il est de même pour l'étude de ***Martin en 2007*** [165], qui a démontré qu'une immersion des empreintes à l'alginate, n'a pas objectivé une différence significative sur le plan de la stabilité dimensionnelle, en comparaison avec des alginates non décontaminés, ou immergés dans une eau physiologique. Ceci semble concorder avec nos résultats.
Cette étude, comme c'est le cas pour de la quasi-totalité des études que nous avons relevé dans notre revue de la littérature scientifique, ne propose pas en parallèle une évaluation microbiologique, susceptible de valider le procédé de décontamination sur le plan de l'efficacité antimicrobienne. Ceci rend la comparaison avec nos résultats, peu évocatrice, même si au final, la plupart les résultats convergent vers une **« non significativité »** de changements sur le plan dimensionnel.

2-2- Analyse de l'état de surface

Il s'agit du second paramètre intéressant la phase physique. Cette analyse fut totalement réalisée au niveau du laboratoire de recherche en génie des matériaux, de l'Ecole Militaire Polytechnique (EMP). L'analyse de la qualité de l'état de surface a été effectuée au microscope électronique à balayage (MEB), sur les 150 modèles en plâtre issus de l'étude physique du volet précédent (évaluation de la stabilité dimensionnelle).
Cette partie de l'étude physique, a permis d'analyser et d'évaluer les répercussions du procédé de décontamination par immersion totale dans du glutaraldéhyde à 2 %, sur l'état de surface des modèles en plâtre, issus d'empreintes décontaminées à 5 et à 10 minutes.

La méthode d'analyse adoptée, fut l'observation au microscope électronique à balayage (MEB), de la même zone anatomique, à savoir : ***« la cuspide disto-vestibulaire de la 16 ».*** Ce repère anatomique nous a servi de repère constant et reproductible sur tous les modèles (ce qui correspond à la première molaire supérieure droite).

Tous les modèles ont été étudiés afin de mettre en évidence les éventuelles altérations de l'état de surface des modèles- X et Y, issus des empreintes décontaminées

pendant 5 et 10 minutes, en comparaison avec les modèles- Z respectifs, issus d'empreintes non décontaminées (témoin) de chaque malade.
Les observations au MEB, ont été réalisées par un physicien expert, avec des grossissements progressifs : X 60, X 500, X 1000, X 2000, et ceci sur le même repère anatomique de référence précédemment décrit.

Les résultats obtenus sous forme de prise de vue pour chaque grossissement des modèles issus d'un même malade, ont été confrontés aux modèles témoin (modèle- Z de chaque malade).

Pour rappel, les 150 modèles de l'étude sont reparties comme suit :

- ✓ **50 modèles** représentant les modèles-Z (témoins), non décontaminés.
- ✓ **50 modèles** représentant les modèles -X, issus d'empreintes décontaminées à **5 minutes.**
- ✓ **50 modèles** représentant les modèles-Y, issus d'empreintes décontaminées à **10 minutes**.

L'analyse des altérations de l'état de surface a été effectuée par comparaison des images des observations au MEB, des 50 **modèles- X** (à 5 minutes), et les **50 modèles-Y** (à 10 minutes), avec leurs **modèles-Z** (témoin) respectifs.
Les résultats obtenus ont démontrés que :

- Concernant les 50 **modèles- X** (5 minutes), ***13*** ont subi une altération significative de leur état de surface, ce qui représente un pourcentage de : ***26 %*** d'altération de l'état de de surface après 5 minutes d'immersion.
- En revanche, pour les **modèles-Y** (10 minutes), ***44*** ont présentés un état de surface altéré et dégradé, soit ***31*** de plus que les **modèles –X**, représentant un pourcentage de ***88 %,*** de dégradation de l'état de surface.

Ainsi, après analyse des images obtenues au MEB, nous avons constaté que la quasi-totalité des **modèles-Z** (témoin), ont montré une qualité d'état de surface typique des matériaux en plâtre. A savoir une configuration sous forme de structure cristalline arborescente, homogène, avec très peu de défauts de surface, une taille de grains semblables, et absence de porosités. De plus l'analyse sous MEB ayant été complétée par une observation

d'échantillons d'alginate, a confirmé que l'alginate témoin non décontaminé, a montré une reproduction des détails satisfaisante, avec un état de surface rugueux.

Par contre, les observations sur les **modèles-X** et les **modèles-Y**, ont montrés des images différentes objectivant des modifications de structures de surface en comparaison avec les **modèles –Z** qui ont servi de témoin. En effet, en comparaison avec les modèles témoin issus d'empreintes non décontaminées, **les modèles X et Y**, ont présenté une relative dégradation de leur état de surface. Celle-ci est matérialisée par une déstructuration de la forme arborescente et cristalline, ainsi que par l'apparition de porosités. Les défauts de surface sont objectivés par des grains différents en forme et en taille, avec une disparition progressive des cristaux, en fonction du temps d'immersion.

L'analyse de l'état de surface des modèles en plâtre, issus des empreintes décontaminées à 5 et 10 minutes, a démontré que le procédé de décontamination par immersion dans du glutaraldéhyde à 2 %, provoquerai des altérations de l'état de surface par des phénomènes érosifs, aboutissant à une destruction du relief, ce qui engendrerai des modifications non négligeables sur la reproduction des détails, et par conséquent sur la précision des empreintes.

Nous avons au final constaté, que l'altération de l'état de surface a été plus fréquemment observée sur les **modèles-Y** (à 10 minutes), soit : ***88 %*** de notre échantillonnage, par rapport aux **modèles-X**, qui représentent seulement ***26 %.***

A la lumière des résultats obtenus au cours du second volet de la phase physique de notre étude. Nous constatons, que l'altération de la qualité de surface, est proportionnelle au temps d'immersion.

En effet, un temps d'immersion de 10 minutes a provoqué ***3,3 fois*** plus de nuisances sur la reproduction des détails. De ce fait, des prothèses élaborées sur des modèles en plâtre issus d'empreintes à l'alginate de classe A, et décontaminées, par une immersion de 10 minutes pourraient présenter une précision relative, voire même incertaine.

De nos jours, parmi les matériaux hydrophiles, l'alginate est clairement celui qui est le plus utilisé, ce matériau est retrouvé dans la majorité des cliniques et cabinets dentaires.

L'utilisation des alginates est pratiquement indiquée dans tous les types d'empreintes, ainsi que dans toutes les situations cliniques ; allant de la prothèse partielle, à la prothèse totale, en passant par les empreintes en orthodontie. Grâce à l'évolution qu'ont connue les

biomatériaux dentaires, et l'avènement d'alginates plus performants, tels que les hydro-alginates et les alginates de classe A. Certains auteurs ont préconisé leur utilisation de manière plus large, y compris en prothèse conjointe, ou pour certains types de prothèses nécessitants une précision optimale. Ce qui par le passé était considéré comme un matériau à empreinte inapproprié à cet effet [33, 35, 39, 41].

Plusieurs études ont estimé l'endommagement potentiel que la désinfection pourrait engendrer sur de l'état de surface des empreintes dentaires [159, 166-168]. Les résultats sont parfois controversés, et comme les conditions expérimentales (solutions utilisées et temps d'exposition) sont variables, leur comparaison est difficile.
Parmi les études les plus récentes, qui se sont intéressées à la question des répercussions des procédés de décontamination sur l'état de surface des empreintes, nous citerons :

L'étude de ***Rentzia et coll.*** en 2011 [150], qui propose une analyse de l'état de surface sur des modèles en plâtre, issus d'empreintes décontaminées par immersion, dans du glutaraldéhyde pendant 5 minutes. L'analyse de la qualité de surface a été réalisée à l'aide à d'un microscope optique sous de faibles grossissements, sans précision de la zone observée.
Les résultats de cette étude étaient en faveur d'une augmentation croissante et significative de la rugosité de surface, en fonction du temps d'immersion, et de ce fait d'une certaine dégradation, ainsi qu'une altération de l'état de surface. Ceci semble concorder avec les résultats de notre étude.

Néanmoins, et comme nous l'avions déjà dit, l'auteur utilisait dans son protocole expérimental, un maitre-modèle en acier inoxydable, réalité clinique non respectée. De plus l'analyse de la qualité de l'état de surface a été réalisée, à l'aide d'un microscope optique sous de faibles grossissements. Tandis que notre analyse, propose des grossissements plus précis grâce à un microscope électronique, et qui plus est sur la même zone anatomique. Le temps d'immersion choisi dans le protocole, à savoir 5 minutes, a été choisi arbitrairement. Compte tenu que l'étude ne propose pas en parallèle une évaluation de l'efficacité antimicrobienne du procédé.
Ainsi, nous ne pouvons pas en déduire que 5 minutes d'immersion soient suffisantes pour une décontamination optimale, vue que l'étude ne propose pas une évaluation sur le plan

microbiologique. Ceci rend la comparaison avec les résultats de notre étude difficilement superposables.

L'étude de ***Pizzardini et coll.*** en 2004 [169], sur la qualité de l'état de surface, d'empreintes à l'alginate après décontamination par pulvérisation à l'hypochlorite de sodium. Cette étude a été réalisée sur un échantillon de 24 empreintes pratiquées sur des blocs test en acier inoxydables comportant 3 stries de largeurs différentes (75, 50 et 25 µ). Un nombre de 12 empreintes a été décontaminé par pulvérisation à l'hypochlorite de sodium, puis enfermé dans un sachet hermétique pendant 20 minutes. Toutes les empreintes ont été coulées au plâtre et analysées sous MEB, avec un grossissement X 100.
Les résultats de cette étude ont démontré que la reproduction des détails n'a pas été modifiée, ce qui ne concorde pas avec les résultats de notre étude. De plus la qualité de l'état de surface semble avoir été améliorée après décontamination, ce qui ne concorde absolument pas avec nos résultats.
Toutefois, l'étude de ***Pizzardini*** est basée sur un procédé de décontamination par pulvérisation à l'hypochlorite de sodium, ce dont de nombreux auteurs ont démontrés des limites sur le plan de l'efficacité antimicrobienne. D'autre part, l'étude porte l'accent sur une analyse sous MEB, avec des grossissements de seulement X100, sur un échantillon réduit, à savoir 24 empreintes. Alors que notre protocole expérimental décrit un échantillon beaucoup plus important (150 modèles), traités par un procédé d'immersion avec un paramètre temps, et ses deux variables (5 et 10 minutes), un antiseptique qui est le glutaraldéhyde à 2 %. Mais aussi et surtout des observations au MEB, qui sont nettement plus précises.

L'étude de ***Montovani et coll.*** en 2010 [170]**,** propose une évaluation des répercussions sur l'état de surface de modèles en plâtre, issus d'empreintes à l'alginate décontaminées par un procédé utilisant des vapeurs d'hypochlorite de sodium dans un caisson durant 10 minutes.
Cet auteur décrit des variations non significatives, de l'état de surface des modèles en plâtre obtenus après décontamination. Ces analyses semblent concorder avec les résultats de notre étude, Sauf que l'étude en question adopte comme procédé, une nébulisation par des vapeurs d'hypochlorite de sodium, et non pas du glutaraldéhyde en immersion. Les

empreintes ont été effectuées sur un maitre modèle en acier inoxydable, ne reflétant pas les conditions cliniques réelles.

L'étude en question, ne précise pas les outils ou les instruments de mesure, tout en gardant à l'esprit que ce type de procédures de décontamination, n'est retenu dans aucunes des recommandations que nous avons pu noter dans notre revue de la littérature. En notant également qu'il n'y a pas d'évaluation de l'efficacité antimicrobienne dans cette étude, et ceci rend la comparaison avec les résultats de nos observations difficilement superposables.

L'étude la plus récente que nous avons pu relever dans notre revue de la littérature scientifique, est celle d'***Iwasaki*** en 2016 [171]. Cet auteur propose une évaluation des répercussions des procèdes d'immersion sur l'état de surface, d'empreintes à l'alginate réalisées sur des maitre modèles en acier inoxydables. Les solutions d'immersion utilisées sont : l'hypochlorite de sodium à 0,5 %, et d'autres antiseptiques de la famille des aldéhydes (l'orthophtalaldéhyde). L'auteur en question précise que, les procédés d'immersion ne doivent pas excéder les 10 minutes.

Les résultats de cette étude indiquent que, l'immersion d'empreintes à l'alginate dans une solution de 0,55% d'orthophtalaldéhyde, provoque une dégradation des propriétés de surface des modèles en plâtre issus de ces empreintes. Contrairement à l'immersion dans une solution d'hypochlorite de sodium, qui a montré une préservation des qualités de surface.

Cette altération de l'état de surface, décrite par ***Iwasaki***, après immersion dans une solution d'orthophtalaldéhyde, concorde avec les résultats de notre étude.

Néanmoins, cette étude ne propose pas une étude microbiologique quantitative en parallèle, et les empreintes ont été réalisées sur des modèles en acier inoxydables s'éloignant des conditions cliniques réelles.

Cette étude, comme c'est le cas pour de la plupart des travaux que nous avons étudié dans notre revue de la littérature scientifique, ne propose pas d'évaluation microbiologique susceptible de valider le procédé de décontamination sur le plan de l'efficacité antimicrobienne. Ce qui rend la comparaison avec nos résultats, peu évocatrice.

3- Synthèse

Notre étude avait donc pour premier objectif, d'évaluer l'efficacité antibactérienne du procédé de décontamination des empreintes aux alginates, par immersion dans du glutaraldéhyde, et déterminer le temps nécessaire à une décontamination optimale. Nos résultats ont démontré, selon les normes AFNOR, que la décontamination a été efficace, et considérée comme satisfaisante, aussi bien à 5 minutes qu'à 10 minutes, sans pour autant obtenir une stérilisation totale.

Ainsi, dans un souci d'une meilleure efficacité sur le plan antimicrobien, nous serions tentés de laisser nos empreintes, en immersion jusqu'à 10 minutes.

Le second objectif de notre étude, était l'évaluation de la stabilité dimensionnelle en fonction du temps d'immersion.

Nos résultats ont démontré que, les modifications observées sont considérées comme non significatives, et n'influent en rien sur la précision des empreintes.

De ce, fait des décontaminations par immersion à 5 ou à 10 minutes, sont statistiquement identiques. Au même titre que l'objectif antibactérien soit, atteint aussi bien à 5 et qu'à 10 minutes, nous serions tentés de poursuivre la décontamination, par une immersion jusqu'à 10 minutes, en espérant obtenir une meilleure décontamination.

De nombreuses études ont pu également démontrer que les matériaux à empreinte y compris les alginates, peuvent être désinfectés par immersion sans subir de déformation sur le plan de la stabilité dimensionnelle cliniquement significative [159, 166, 172-177].

Pour le dernier objectif, qui concerne l'analyse de l'état de surface, la plupart des empreintes aux alginates sont utilisées pour la réalisation de modèles primaires, dont la précision n'est pas considérée comme critique. Une certaine altération de l'état de surface peut alors être tolérée suite à la désinfection [178].

Toutefois, si l'alginate est utilisé pour une empreinte finale d'une prothèse partielle métallique, où la précision et la qualité de l'état de surface sont essentielles. Ceci ne garantirait, peut-être pas une bonne adaptation des futures armatures métalliques.

Ainsi, selon notre étude et nos constats à partir des observations sous MEB, une décontamination par immersion dans du glutaraldéhyde, ne doit pas excéder les 5 minutes,

sous peine d'observer une altération significative de l'état de surface, et de la précision de la reproduction des détails [178].

L'évolution des matériaux à empreintes, spécialement les alginates de classe A, a permis une utilisation beaucoup plus large, même en prothèse conjointe, où l'utilisation des hydrocolloides irréversibles, fut par le passé considéré comme une contre-indication absolue [37, 41, 179].

En effet, la précision des enregistrements, en particulier dans la région du sillon gingivo-dentaire, devient primordiale. Ainsi, les empreintes doivent atteindre une précision optimale, afin d'obtenir un joint dento-prothétique de qualité. De ce fait, une décontamination par immersion dans du glutaraldéhyde, ne doit en aucun cas dépasser les 5 minutes, avec l'obligation d'une coulée, immédiate après décontamination, sans excéder les 15 minutes, même sans décontamination [36, 37, 49, 180].

Même si de nombreux auteurs considèrent que, le glutaraldéhyde présente des risques de toxicité quant à son utilisation, nous noterons que ce produit reste à l'heure actuelle un antiseptique encore utilisé, et recommandé par de nombreuses institutions, comme par exemple la société japonaise : ***« Japan Prosthodontics »*** [171], dans la décontamination des empreintes dentaires.

VI. Conclusion et perspectives

Conclusion

Ce travail avait pour ambition l'évaluation expérimentale des répercussions d'un procédé de décontamination des empreintes à l'alginate de classe A, sur la stabilité dimensionnelle, ainsi que sur l'état de surface. Le procédé consistait en une immersion totale dans du glutaraldéhyde à 2 %. Les objectifs de notre étude étaient :

- La détermination du temps d'immersion nécessaire pour une décontamination optimale sur le plan antibactérien, selon les normes AFNOR.
- L'évaluation de la stabilité dimensionnelle, en fonction du temps d'immersion.
- L'analyse de l'état de surface, en fonction du temps d'immersion.

A la lumière des résultats obtenus, et après analyse de toutes les données des deux phases de l'étude, nos résultats ont démontré que :

- L'immersion à 5 et à 10 minutes, ont toutes deux satisfait la norme AFNOR de bactéricidie.
- L'évaluation de la stabilité dimensionnelle à 5 et à 10 minutes, n'a pas objectivé des modifications significatives.
- L'analyse de l'état de surface a, par contre, démontré une altération importante, à la fois sur la qualité de l'état de surface, mais également sur la reproduction des détails.

Au final, nous considérons que pour la décontamination des empreintes à l'alginate de classe A :

5 minutes d'immersion totale dans du glutaraldéhyde à 2%, représente le compromis idéal pour une décontamination optimale du point de vue antibactérien, avec la préservation des qualités physiques de précision, à savoir : la stabilité dimensionnelle, et l'état de surface.

Perspectives

Comme perspectives, nous proposons d'étendre le protocole adopté dans notre étude, vers d'autres approches, à savoir :

- Inclure dans une étude biologique d'autres espèces bactériennes, telles que les bactéries sporulées et les mycobactéries.
- Inclure également dans une étude future, d'autres agents microbiens tels que : les virus, les champignons et les levures.
- Elargir également l'axe de recherche en matière de décontamination des empreintes par immersion, à d'autres matériaux.
- Tester avec le même protocole, d'autres antiseptiques.
- Apporter à la phase physique de l'étude, d'autres outils d'évaluation de l'état de surface, tel que le profilomètre (qui est un instrument de mesure des reliefs de surface). Ce qui représentera un complément d'analyse intéressant, du point de vue de la reproduction des détails, et de la qualité de surface.
- Proposer l'adoption d'un ***consensus national*** en matière de décontamination des empreintes, et qui pourrait être obligatoire dans chaque structure de médecine dentaire.

VII. Références bibliographiques

Références bibliographiques

1. ***Fournier, P ; Dot, D***. Cross-contamination and dental impressions. Revue d'odontostomatologie. 2009 ; 38 :157-173.

2. ***Soufou, A ; Larsen, T ; Fiehn, N-E ; Owall, B***. Contamination level of alginate impressions arriving at a dental laboratory. Clinical oral investigations 2002 ; 06 : 161-165.

3. ***Hbibi, A.*** Impression decontamination : interest in prosthesis. W Journal dentaire. 2013 ; 07 (01).

4. ***Missika, P ; Drouhet, G.*** Hygiène, asepsie et ergonomie : Un défi permanent. 2001 : 1-7, 19-23, et 103-18.

5. ***Benbelaid, R ; Kamagate, SF ; Tramba, P***. La désinfection des empreintes au cabinet dentaire. Strategie prothetique. 2005 ; 05 (01).

6. ***Runnells, R.*** Overview of disinfection control in dental practice. Journal of prosthetic dentistry. 1988 ; 59 (05) : 217-222.

7. ***Cottone, J.A ; Goebel, W.M.*** Hepatitis B : the clinical detection of chronic carrier dental patient and the effeccts of immunization via vaccine. Oral surg. 1983 ; 56 (04) : 449-454.

8. ***Thiveaud, D ; .Grimond, A.M ; Marty, N ; lodter, J.P ; Chabanon, G.*** Hygiène, structure, matériels, méthodes. Encyclopédie médico-chirurgicale. 2010 ; 23 - 815 -A - 10.

9. ***Berteretche, M.V ; Citterio, H.*** Décontamination dans la chaine prothétique. Les cahiers de l'ADF. 1998 ; 01 (1er trimestre) : 30-35.

10. ***Almortadi, N ; Chacwick, R***. Decontaminating /disinfecting dental impressions. Dental Abstracts. 2011 ; 56 (4) : 187-188.

11. ***Connor, C.*** Cross-contamination cotrol in prosthodontic practice. International journal prosthodontic. 1991 ; 04 : 377-440.

12. ***Matalon, S ; Eini, E ; Gorfil, C ; Ben-amar, A ; Slutzky, H.*** Do dental impression material play a role in cross contamination ? Quintessence Internationale. 2011 ; 42 (10) : 124-130.

13. ***Alcan, T ; Ceylanoglu, C ; Baysal, B.*** The relationship between digital model accuracy and time-dependent deformation of alginate impressions. Angle Orthod. 2009 ; (79) : 30-36.

14. ***Egusa, H ; Wattamoto, T ; Mastumoto, T ; Abe, K ; Kobayashi, M ; Akashi, Y ; Yatani, H.*** Clinical evaluation of the efficacy of removing microorganisms to disinfect patient-derived. The Journal of Prosthetic Dentistry. 2008 ; 21 (531-538).

15. ***Samaranayake, L.P ; Hunjan, M ; Jennings, K.J.*** Carriage of oral flora on irreversible hydrocolloid and elastomeric impression materials. Journal of prosthetic dentistry. 1991 ; (65) : 244-249.

16. ***Muller, M ; Bolla, M.*** Nettoyage et décontamination des empreintes. Prothèses dentaires. 1995 ; (13) : 107-125.

17. ***Bonnal, C ; Hedoux-Queau, B ; Charpinet, C.*** Le risque infectieux en odontologie : conséquences en pratique quotidienne. Hôpital Bretonneau, Paris XVIIIème. 2012 ; BHQ/CB/Gères 2012.

18. ***Le code de déontologie médicale. Algérie***. 1992.

19. ***Association française dentaire*** (ADF). Les recommandations d'hygiène et asepsie au cabinet dentaire. 1996.

20. ***Petty, T.L***. Guide de l'ADC sur la prévention et le contrôle des infections dans les cabinets dentaires. . 2006.

21. ***McCarthy, G.M.*** Universal precautions. J Can Dent Assoc. 2000 ; 66 (10) : 559-570.

22. ***Owens, P.C ; Goolam, R.*** Disinfection or impression materials to prevent viral cross contamination : a review and a protocole. International journal prosthodontic. 1993 ; (06): 480-494.

23. ***Mariane, H.A.*** La santé du prothésiste prévention et communication (67).2004-2006 ; 10.

24. ***Caubet, A***. Affections professionnelles rencontrées chez le personnel de santé. . IUMT/ Rennes. 2002.

25. ***Hamalian, T.A ; Nasr, E ; Chidiac, J.J.*** Impression materials. Dental Abstracts. 2012 ; 57(1) : 30-31.

26. ***Rudd, R.*** Infection control recommandations for the dental office and the dental laboratory. JADA. 1996 ; (127) : 672-680.

27. ***Moussier, S.*** Risque infectieux et actes prothétiques. (Article de thèse de doctorat) Clermont-Ferrand 2000.

28. ***Allou, AG.*** Evaluation des risques professionnels au centre de consultations et de traitement Odonto-stomatologiques d'Abidjan : cas du service de prothèse clinique et occlusodontie. 2008. Thèse Chir Dent, Abidjan. 2008.

29. ***Binhas, E.*** La gestion globale du cabinet dentaire : organisation interne. Ed CDP, Paris. 2013.

30. ***Martin, J.*** Le laboratoire de prothèse. Encyclopédie médico-chirurgicale. 1995 ; 23-350-A-10.

31. ***Pizzardini, P ; Muller-Bolla, M ; Fosse, T ; Bolla, M.*** Décontamination des empreintes a l'alginate efficacité antibactérienne ; stabilité dimensionnelle et état de surface Revue d'odontostomatologie 2004 ; (33) : 99-109.

32. ***Wakefiel, C.W.*** Laboratory contamination of dental prostheses. Journal prosthetics dental. 1980 ;(44) :143-146.

33. ***Begin, M ; Hurtado, S.*** les empreintes et leur traitement en prothèse partielle amovible. Synergie prothétique. 2000 ; 02 (01).

34. ***Bentayeb, H***. Traitement des empreintes globales en prothèse fixée. Université de monastir, Tunisie (article de thèse de doctorat) 2006.

35. ***Schitly, J ; Petit-jean, Y.*** Les empreintes en prothèse. Ed. CDP, Paris, 1994.

36. ***Djeredou, K.B ; Thiam, A ; Pesson, D.M., Haidra-Ntagary, F ; Toure, S.*** Fiabilité des empreintes à l'alginate classe A. Journal d'odontostomatologie Tropicale. 2001 ;(95) :28-32.

37. ***Chauvel, B ; Turvel, Y-L.*** Les matériaux à empreinte. Société Francophone des Biomatériaux Dentaires (SFBD). 2010.

38. ***Donovan, T.E ; Chee, W.W.*** A review of contemporary impression materials and techniques. Dent Clin North Am. 2004 ; (48) : 445-470.

39. ***Serre, D.*** Les matériaux à empreinte. Encyclopédie médico-chirurgicale. 1998 ; 23-064-A-10.

40. ***Jaudoin, P ; Millet, C ; Misfud, S.*** Les empreintes en prothèse complète. Encyclopédie médico-chirurgicale. 2006 ; 23-325-C-10.

41. ***Bugugnani, R ; Landez, C.*** Les empreintes en prothèse conjointe. 1979.

42. ***Tramba, P.*** La désinfection des matériaux d'empreintes : revue de la littérature. Réalités cliniques. 1993 ; (4) : 541-550.

43. ***Degrange, M.*** Structures, propriétés des élastomères et précision des empreintes. Actualités Odonto-stomatologiques 1995 ; (191) : 369-385.

44. ***O'brien, W.J.*** Dental materials and their selection. Quintessence Internationale. 1997: 421-430.

45. ***Skinner, E.W ; Phillips, R.W.*** Science des matériaux dentaires. 1976.

46. ***Vidyashree, N.V ; Venkatesh, K.V ; Chandrasekharan, N.*** Alginate impressions : A practical perspective. Journal of coservative dentistry. 2008 ; 11 (01) : 37-41.

47. ***Huebsch, N ; Mooney, D.J***. Inspiration and application in the evolution of biomaterials. Nature. 2009 ; (32) 462 : 26.

48. ***Kuen, Y. L ; Mooney, J.D.*** Alginate : properties and biomedical applications. Progress in Polymer Science 2012 ; (37) : 106- 126.

49. ***Bedouin, Y ; Houee, M.*** Alginate, caractéristiques et perspectives. Biomatériaux et odontologie. 2010.

50. ***Navina, A ; Nallamuthu, Michael, Braden ; Mangala , P ; Patel.*** Some aspects of the formulation of alginate dental impression materials—Setting characteristics and mechanical properties. Dent Mater J. 2012 ; 28 (2012) :756-762.

51. ***Eriksson, A ; Ockert-Eriksson, G ; Lockowandt, P.*** Accuracy of irreversible hydrocolloids (alginates) for fixed prosthodontics. A comparison between irreversible hydrocolloid, reversible hydrocolloid, and addition silicone for use in the syringe-tray technique. Eur J Oral Sci. 1998 ; 106 : 651-660.

52. ***Cohen, B ; Pagnillo, M ; Deutsch, AS ; Musikant, BL ; Musikant, B.L.*** Dimensional accuracy of three different alginate impression materials. J Prosthodont Res 1995 ; (4) : 195-199.

53. ***Imbery, T.A ; Nehring, J ; Janus, C ; Moon, PC.*** . Accuracy and dimensional stability of extended- pour and conventional alginate impression materials. J Am Dent Assoc 2010 ; (141) : 32-9.

54. ***Coleman, R.M ; Hembree, J.H Jr ; Weber, FN.*** Dimensional stability of irreversible hydrocolloid impression material. Am J Orthod. 1979 ; (75) : 438 -446.

55. ***Kuen Yong Leea, B.D ; David, J ; Mooneya, R***. Alginate : Properties and biomedical applications. Progress in Polymer Science. 2012 ;(37) : 106- 126.

56. ***Torassian, G ; Kau, CH ; English, JD ; Powers, J ; Bussa, HI ; Marie Salas-Lopez, A et al.*** Digital models vs. plaster models using alginate and alginate substitute materials. Angle Orthod. 2010 ; (80) : 474-481.

57. ***Badet, C.*** Ecosystème buccale. Pole d'odontologie et de santé buccale (article de thèse de doctorat), CHU de bordeaux 2010.

58. ***Dedet, JP***. La Microbiologie, de ses origines aux maladies émergentes. Collection : Sciences de la vie, Dunod 2007.

59. ***Dubois, R.S ; Leluong, T ; Tran, B.*** Le risque infectieux en dehors des établissements de santé. Adsp. 2002 ; 38 (03) :32-40.

60. ***Drouhet, E.*** Le monde microbien : partie 1 microbes et microbiologie. 2010.

61. ***Chardin, H ; Bassotti.*** Microbiologie en odontostomatologie. 2006 : 130-140.

62. ***Denis, F.*** Bactériologie médicale : Techniques Usuelles 2007.

63. ***Pellat, B.*** Salives et milieu buccal. Encyclopédie médico-chirurgicale. 2010 ; 28-150-H-10.

64. ***Sbordone, L ; Bortalaia, C***. Oral microbial biofilm and plaque - related diseases: microbial communities and their role in the shift from oral health to disease. Clinical oral investigations. 2004 ; 07 (04) :181-188.

65. ***Hart, T ; Shears, P.*** Atlas de Microbiologie 1997.

66. ***Dunn, W.j.*** Bacterial adhesion : seen any good biofilm lately ? Clinical microbial revue. 2002 ; 15 (02) : 155-166.

67. ***Ferrin, D.*** Biologie appliquée à la chirurgie bucco-dentaire. ed. elsevier. 2005.

68. ***Rudney, J ; .Chee, R.*** Human salivary function in relation to the prevalence of tannerella forsythia, and other periodental pathogenes in early supragingival biofilm. Arch oral biol. 2004 ; 07 (49) : 523- 527.

69. ***Portier, H ; Grappin, M ; Belon, J.P.*** Infectiologie, thérapeutique pour le pharmacien, 1998.

70. ***Declerck, D ; Jannes, H.*** Recommandations du conseil supérieur d'hygiène, en matière d'hygiène dans la pratique dentaire. Rapport d'expertise, Ministère des affaires sociales, de la santé publique et de l'environnement. Belgique 2010.

71. ***Bezerianos J.*** Étude transversale sur l'asepsie des articles transférés entre la clinique et le laboratoire. Université de Montréal (article de thèse de doctorat) 2009 ; (27-30).

72. ***Office fédérale de la santé publique***. Maladies infectieuses et agents pathogènes à déclaration obligatoire, Guide de la déclaration obligatoire. 2016 ; département fédéral de l'intérieur, confédération suisse : 1-60.

73. ***Azarpazhooh, A.*** Prions in Dentistry, What Are They, Should We be concerned, and what can we do. Journal of canadian association. 2006 ; 72 (01) : 53-60.

74. ***Jonquet, O***. Rapport sur la lutte contre les infections nosocomiales (Thèse) 2013.

75. ***Alice Schauer Weissfeld.*** Infection Control in the Dental Office, newsletter. Clinical Microbiology Newsletter 2014 ; 36 (11) : 79-84.

76. ***ADA guidelines for infection control.*** . Australian Dental Association Inc. 2012 ; 2nd ed.

77. ***Ordre des dentistes du Québec/ Ordre des hygiénistes du Québec.*** Asepsie en santé dentaire publique. Document d'information sur le contrôle des infections Médecine dentaire. 2009 ; Edition 2009.

78. ***Amory, C.*** Risques professionnels au cabinet dentaire : identification, prévention et législation. (Thèse d'exercice 2004).

79. ***Zeitoun, R.*** Lutte contre les risques d'infections liées aux soins au cabinet dentaire. Association pour la formation du personnel du cabinet dentaire (AFPPCD) 2006 ; 07 (avril).

80. ***Scully, C ; Moles, D.R and Fiske, J.*** Infection control : a survey of UK special care dentists and dental care professionals. Prim Dent Care. 2007 ; 2 (14) : 40-46.

81. ***Molinari, J.A.*** Point of care. JCDA. 2007-2008 ; 73 (December 2007- January 2008) : 911-922.

82. ***Thomas, M.V, and Frazer, R.Q.*** Infection control in the dental office. Dental clinical of north america 2008 ; 52 (03) : 609-628.

83. ***Trardivo, D.*** Prevention et gestion du risque contentieux en odontologie. Les cahiers de prothèse, édition CDP 2015.

84. ***Al-Omari, M.A ; and Al-Dwairi, Z.N.*** Compliance with infection control programs in private dental clinics in Jordan. J Dent Educ. 2005 ; 69 (6) : 693-708.

85. ***Bârlean L.D, I ; Săveanu, I.*** Prevention of infection transmission in dental laboratories. Rev Med Chir Soc Med Nat Iasi. 2011 ; Apr-Jun ; 115 (2) : 548-53.

86. ***Radcliffe, R.A et all.*** Hepatitis B virus transmissions associated with a portable dental clinic, West Virginia. Assoc. J Am Dental. 2009 ; 144 : 1110 -1118.

87. **Palenik, C.J.** Dental laboratory asepsis. Dent Today. 2005 ; 1 (24) : 52- 54.

88. ***Rutala, W and Weber, D.J.*** Disinfection, sterilization, and antisepsis : An overview. American Journal of Infection Control. 2016 ; 44 : E1-E6.

89. ***Centre de coordination de la lutte contre les infections nosocomiales, de l'interrégional Paris Nord.*** Antiseptiques et désinfectants mai 2000.

90. ***David, D.*** Hygiène bucco-dentaire du XII ème au XIX ème siècle en France. Édition l'hamatan. 2010.

91. ***Auroy, M ; Bennite, P.*** Normes européennes relatives aux antiseptiques et désinfectants. Cclin sud-est. Fiches conseils pour la prévention du risque infectieux – agents antiinfectieux (Mai 2010) ; (1-4).

92. ***L'antiseptoguide.*** Guide d'utilisation ; 3ème édition. 2006.

93. ***Kaestli, L.Z ; Vogt-frrier, N.*** Terminologie : désinfection et antiseptiques. Bulletin d'information du contact avis pharmacologique et pharmaceutique (CAPP-INFO). 2007 ; 46 (juin).

94. ***Fonzo -Christe, C ; Kuntheavy, R***. Désinfectants et antiseptiques (thèse) 2015.

95. ***Blanc, D.*** Antiseptiques et désinfectants (Thèse) 2005.

96. ***Hôpitaux universitaires de Genève*** (Hud-Publications). Modes d'action des désinfectants, quelques notions (avril 2013).

97. ***Badrikian, L ; Boiko-Alaux, V.*** AFNOR, antiseptiques et désinfectants. Recueil normes et règlementation. Bulletin d'information, hygiène hospitalière / CHU Clermont-Ferrand. 1998.

98. ***Agence française de normalisation***. Guide pour la décontamination, nettoyage et la stérilisation des instruments en chirurgie (AFNOR). 1992.

99. ***Agarwal P, Singh, M. and Sharma, D.*** Bacteriological Evaluation of Antiseptic Solutions. Indian Journal of Surgery 2015 ; 77 : S 1027 -S 1031.

100. ***Weber, D.J, Consoli, S.A. and Rutala, W.A.*** Occupational health risks associated with the use of germicides in health care. American Journal of Infection Control 2016 ; 44 (E85 - E89).

101. ***Brücker, G ; Huchon, Becel,*** D. Antiseptiques et désinfectants. Centre de coordination de la lutte des infections nosocomiales de l'interrégional Paris-nord. 2000.

102. ***Castel, O***. Modes of action of désinfectant (Thèse) 2008.

103. ***Maillard, J***. Bacterial target sites for biocide action. J Appl Microbiol. 2002 ; 92 (Suppl) : 16S-27S.

104. ***Russel, H.*** Principles and Practice of disinfection, preservation and sterilization. Oxford, Blackwell. 2004 ; 4ème Ed.

105. ***Rodgers, N and Murdaugh, A***. Chlorhexidine-induced elastic and adhesive changes of Escherichia coli cells within a biofilm. . Biointerphases 2016 ; 11 (7).

106. ***Cheung H-Y, Wong, M.M.-K., Cheung, S. H., Liang, L.Y., Lam, Y and Chiu, S.-K.*** Differential actions of chlorhexidine on the cell wall of Bacillus subtilis and Escherichia coli. PLoS One 7. 2012 ; e 36659.

107. ***Wessels, S and Ingmer, H.*** Modes of action of three disinfectant active substances : A review. Regulatory Toxicology and Pharmacology. 2013 ; 67 : 456-67.

108. ***United States Department of Labor***. Occupationnal Safety and health administration. Safety and healthy topics in Dentistry. OSHA, Washington, DC. Accessed 21. 2014 ; March.

109. ***Swiss - NOSO***. Désinfectants : Généralités. Infections nosocomiales et hygiène hospitalière. 1994 Volume 1 (décembre, Numéro 2).

110. ***Bonnard, M ; Broneau, M.T ; Jargo, D ; Malard, S ; Sbneider, O ; Serre, P.*** Glutaraldéhyde fiche toxicologique. Institut national de la recherche et de sécurité. 2010 : (1-9).

111. ***Calles, J.A ; Ressia, J.A ; Llabot, J.M ; Valles, E.M. and Palma, S.D***. Hyaluronan-Itaconic Acid-Glutaraldehyde Films for Biomedical Applications : Preliminary Studies. . Scientia Pharmaceutica. 2016 ; (84) : 61-72.

112. ***Zhenhua ia, c ; Lian Duana,b ; LeiWua ; Lirui- Shenc, Guoying Li, a,c.*** Rheological properties of glutaraldehyde-crosslinked collagen solutions analyzed quantitatively using mechanical models. Materials Science and Engineering 2016 ; 63 (C) : 10–7.

113. ***Wenshu Lin ; Xiao Guan ; Jing Cao ; Bing Niu ; Qin Chen***. Bactericidal mechanism of glutaraldehyde-didecyldimethylammonium bromide, as a disinfectant against Escherichia coli. Dent Mater J. 2016.

114. ***Association dentaire française (ADF).*** Liste positive des produits désinfectants dentaires. Commission des dispositifs médicaux de l'Association Dentaire Française 2003.

115. ***Sheldon A.T, Jr ;*** The antiseptic resistance Clin Infect Dis. 2005 ; 46 (15) : 259-263.

116. ***Sheldon A, TJ***. Antiseptic " resistance " : real or perceived threat ? Clin Infect Dis 2005 ; 40 (11) : 1650-1656.

117. ***Hu, H ; Johani, K ; Gosbell, IB ; Jacombs AS, Almatroudi, A ; Whiteley, GS et al***. Intensive care unit environmental surfaces are contaminated by multidrug-resistant bacteria

in biofilms : combined results of conventional culture, pyrosequencing, scanning electron microscopy, and confocal laser microscopy. . J Hosp Infect. 2015 ; 91: 35-44.

118. ***Christiana da costa, luciano ; Nancy, Olson ; Anaclara Ferreira Veiga Tipple ; Michelle Alfa***. Evaluation of the ability of different detergents and disinfectants to remove and kill organisms in traditional biofilm. American Journal of Infection Control 2016 ; 56 (12): 1-7.

119. ***Meunier, O.*** Memo : Hygiène au cabinet dentaire. Ed CDP, Paris. 2011.

120. ***Zeitoun, R ; Sztaainman, A.*** l'hygiène bucco-dentaire pour garde le sourire. Édition, Alphen. 2014.

121. ***Muzaffar, D ; Brade, M ; Parker, S ; Patel, M.P.*** The effect of disinfecting solutions on the dimensional stability of dental alginate impression materials. Dental materials : official publication of the Academy of Dental Materials. 2012 ; 28 (7) : 749-755.

122. ***Kamagate, SF ; Helfer, M.*** Comment tendre vers l'asepsie en prothèse ? L'information dentaire 2007 ; 14 (04) :716-720.

123. ***Al Jabrah, O ; Al Sshumailan, Y ; Al Rashdan, M***. Antimicrobial effect of 4 disinfectants on alginate, polyether and polyvinyl siloxane impression materials. . Quintessence international. 2007 ; 20 (03) : 299 - 307.

124. ***Guidelines for infection control in the dental office and the commercial dental laboratory.*** Council on Dental Therapeutics. Council on Prosthetic Services and Dental Laboratory Relations. Am Dent J Assoc. 1985 ; 110 (6) : 969-72.

125. ***Disinfection of impressions***. Council on Dental Materials, Instruments and Equipment JADA. 1991 ; 122 : p. 110.

126. ***American dental association (ADA).*** Council on Dental Materials, Instruments and Equipment, Council on Dental Practice, Council on Dental Therapeutics. Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory. J Amer dent Ass 1988 ; 116 : 241-248.

127. ***American dental association (ADA)***. Council on scientific affairs and council on dental practice Infection control recommandations for the dental office and the dental laboratory. J Amer dent Ass 1996 ; 127 (4) : 672-680.

128. ***Blair, FM ; Wessel, R.W.*** A survey of the methods of disinfection of dental impressions used in dental hospitals in the United Kingdom. British Dental Journal. 1996 ; 180 (10) : 369-375.

129. ***Britisch dental association (BDA)***. Advice reference A12. Infection control in dentistry. BDA (lond) 2002.

130. ***Kohn, W.G et al***. Guidelines for infection control in dental health care settings. J Am Dent Assoc, 2004 ; 1(135) : p : 33-47.

131. ***Ministère de l'emploi et de la solidarité.*** Guide de la prévention de la transmission des maladies infectieuses. Stomatologie-Odontologie. Ed : Imprimerie Nationale, Paris. 1997.

132. ***Schwartz, R ; Kinyon, T and Mayhew, R***. Infection control in thedental laboratory : A review of the literature, Mil Med. 1996 ; 1 (156) : p. 1-4.

133. ***Suprono, J ; Montry, S ; Kattadiyil, M ; Goodacre, T ; Charles J ; Winer Myron, S***. Effect of disinfection on irreversible hydrocolloid and alternative impression materials and the resultant gypsum casts. The Journal of Prosthetic Dentistry. 2012 ; 108 (4) : 250-258.

134. ***Drennon, DG ; Johnson, G.H and Powell, G.L.*** The accuracy and efficacy of disinfection by spray atomization on elastomeric impressions. J Prosthet Dent, 1989 ; 62(4) : p. 468-475.

135. ***Rutala, W.A ; Weber, D.J.*** Disinfection, sterilization, and antisepsis : An overview. American Journal of Infection Control 2016 ; 44 : E1-E6.

136. ***Rodriguez, J.M ; Bartlett, D.W.*** The dimensional stability of impression materials and its effect on in vitro tooth wear studies. Dent Mater J. 2011 ; 27 (3) : 253-258.

137. ***Tortora, G.J ; Funke, R ; Case, C***. Introduction à la microbiologie. 2003.

138. ***Guezlane-Tebibel, N ; Kahlouche, B ; Athmani-Guemouri, S.*** Microbiologie, travaux pratiques. Office des publications universitaires. 2012 ; 5ème édition corrigée.

139. ***Sigee, DC***. Freshwater Microbiology, biodiversity and dynamic interactions of microorganisms in the aquatic environment. university of manchester, UK. 2005.

140. ***FEI - Company.*** The Quanta 250 / 450 / 650, User Operation Manual. 1st Edition. 12/ 03/2009.

141. ***Center for disease control and Prevention (CDC).*** Centre of disease control, Recommended infection-control practices for dentistry. 1993 ; (RR-8) : 1-12.

142. ***Lecerf, J.M.Y***. Comportement dimensionnel des matériaux à empreintes face aux techniques de décontamination. J Biomat Dent 1992 ; (7) : 85-91.

143. ***Sadeghi, M.G.F ; Bousquet, F ; Duffaut-Laguarigue, D.*** Décontamination des empreintes en prothèse et stabilité dimensionnelle. J Biomat Dent. 1993 ; 8 : 199-203.

144. ***Tramba, P.*** Décontamination des empreintes, altérations des surfaces et variations volumétriques. . Ed : Entretiens de Bichat Paris 1993.

145. ***Samaranayake, L.P ; Hunjan, M ; Jennings, K.J.*** The persistance of microorganisms on impression materials following disinfection. Int J Prosth. 1991 ; 4 (4) : 382-387.

146. ***Kaplan, BAG, G.R. ; Boylan, R.*** Effectiveness of a professional formula disinfectant for irreversible hydrocollid. J prosth Dent. 1994 ; 71 (6) : 603-606.

147. ***Samra, RK ; Bhide, SV.*** Efficacy of different disinfectant systems on alginate and addition silicone impression materials of Indian and international origin: a comparative evaluation. Journal of Indian Prosthodontic Society. 2010 ; 10 (3) : 182-189.

148. ***Himanshu, AS, KR ; Jurel, C ; Ashwin D.*** Antimicrobial efficacy of spray disinfectants on dental impressions. Indian Journal of dental sciences. 2010 ; 02(06) : 10-13.

149. ***Demajo, JKC, V ; Farrugia, Bch ; Millan-sang, D ; Sammut, C and coll.*** Effectiveness of disinfactants on antimicrobial and physical properties of dental impression materials. Quintessence international. 2016 ; 29 (01) : 63-67.

150. ***Rentzia, AC ; Coleman, D ; O'Donnell, M J ; Dowling, A.H ; O'Sullivan, M.*** Disinfection procedures : Their efficacy and effect on dimensional accuracy and surface quality of an irreversible hydrocolloid impression material. Joournal of dentistry. 2011 ; (39) : 133-140.

151. ***Dolores, C ; Montovani, F.G.F***. Disinfection of irreversible hydrocolloid impressions with sodium hypochlorite steam : assesment of surface rouhgness and dimensions of gypsum models. Revodonto ciénc. 2010 ; 25 (3) : 276-281.

152. ***Herrera, S ; Merchant, V.A.*** Dimensional stability of dental impressions after immersion disinfection. J Am Dent Assoc. 1986 ; 113 : 419-422.

153. ***Durr, D ; Novak, E.V.*** Dimensional stability of alginate impressions immersed in disinfecting solutions. ASDC J Dent Chil. 1987 ; (54) : 45-48.

154. ***Jones, M.L ; Newcombe, R.G ; Barry, G ; Bellis, H ; Bottmley, J.*** A reflex plotter investigation into three-dimensional stability of alginate impressions following disinfection by varying regimes employing 2.2 % glutarldéhyde. British Journal orth 1988 ; (15) : 185-192.

155. ***Peutzfeldt, A ; Asmussen, E .*** Effect of disinfecting solutions on accuracy of alginate and elastomeric impressions. Scand J dent Res. 1989 ; (97) : 470-475.

156. ***Jones, M.L ; Newcombe, R.G ; Barry, G ; Bellis, H ; Bottmley, J*** The dimensional stability of self-disinfecting alginate impressions compared to various impression regimes. Angle Orthod. 1990 ; (60) : 123-128.

157. ***Matyas, J ; Dao, N ; Caputo, AA ; Lucatorto, FM.*** Effects of disinfectants on dimensional accuracy of impression materials. J Prosthet Dent. 1990 ; (64) : 25-31.

158. ***Kern, M ; Rathmer, RM ; Strub, JR.*** Three-dimensional investigation of the accuracy of impression materials after disinfection. J prosthet Dent. 1993 ; (70) : 449-456.

159. ***Johnson, GH ; Chellis, KD ; Gordon, GE ; Lepe, X***. Dimensional stability and detail reproduction of irreversible hydrocolloid and elastomeric impressions disinfectesd by immersion. J prosthet Dent. 1998 ; (79) : 446-453.

160. ***Jagger, d.c ; Al Jabra, O ; Harisson, A ; Vowles, R.W ; Mc Nally, L***. The effect of disinfectants on the dimensional accuracy of some impression materials. Eur J Prosthodont Restor Dent. 2004 ; (12) :154-160.

161. ***Kotsiomiti, E ; Tzialla, A ; Hatjivasiliou, K.*** Accuracy and stability of impression materials subjected to chemical disinfection. A literature review. Journal of Oral Rehabilitation 2007 ; (35) : 291-299.

162. ***Nassar, U ; Tehnia, A ; Flores-Mir, C***. Dimensional stability of irreversible hydrocolloid impression materials as a function of pouring time : A systematic review. J Prosthet Dent. 2011 ; (106) : 126-133.

163. ***Hiraguchi, H ; Nakagawa, H ; Wakashima, M ; Miyanaga, K ; Sakaguchi, S ; Nishiyama, M.*** Effect of storage period of alginate impressions following spray with disinfectant solutions on the dimensional accuracy and deformation of stone models. Dent Mater J. 2005 ; (24) : 36-42.

164. ***Muller-Bolla, M ; Lupi-Pegurier, L ; Velly, AM ; Bolla, M.*** A survey of disinfection of irreversible hydrocolloid and silicone impressions in European Union dental schools : epidemiologic study. Int J Prosthodont 2004 : 17 (2) : 165 - 171.

165. ***Martin, N ; Martin, M.V ; Jedynakiewicz, N.M .***The dimensional stability of dental impression materials following immersion in disinfecting solutions. Dental materials 2007 ; 23 : 760-768.

166. ***Taylor, RL ; Wright, PS ; Maryan, C.*** Disinfection procedures: their effect on the dimensional accuracy and surface quality of irreversible hydrocolloid impression materials and gypsum casts. . Dent Mater J. 2002 ; 18 (2) : 103-110.

167. ***Olsson, S ; B. Bergman ; Bergman, M.*** hydrocolloid impression materials, dimensional stability and surface detail sharpness following treatment with disinfectant solutions. . Swed Dent J. 1987 ; 11 (04) : 169-77.

168. ***Bergman, B ; M. Bergman, M ; Olsson, S.*** Alginate impression materials, dimensional stability and surface detail sharpness following treatment with disinfectant solutions. . Swed Dent J. 1985 ; 9 (06) : 255-262.

169. ***Pizzardin, PM-B MF, T ; Bolla, M.*** Décontamination des empreintes a l'alginate efficacité antibactérienne ; stabilité dimensionnelle et état de surface. Revue d'odontostomatologie. 2004 ; (33) : 99-109.

170. ***Montovani, G ; Antonio Soares Martins, G ; Feltrim, P.*** Desinfecçao de moldes de hidrocolide irreversible com vapor de hypoclorito de sodio Rev odonto cienc 2010 ; 25 (02) : 182-7.

171. ***Iwasaki, Y ; Hiraguchi, H ; Iwasaki, E ; Yoneyama, T.*** Effects of immersion disinfection of agar-alginate combined impressions on the surface properties of stone casts. Dental Materials Journal. 2016 ; 35 (1) : 45-50.

172. ***Merchant, V.A.*** Update on disinfection of impressions, prostheses, and casts. ADA guidelines. J Calif Dent Assoc. 1992 ; 20 (10) :31-5.

173. ***Jagger, D.*** The effect of a range of disinfectants on the dimensional accuracy of some impression materials. Eur J Prosthodont Restor Dent. 2004 ; 12 (4) : 154-60.

174. ***Lepe, X ; Johnson, G, H ; Berg, H.*** Surface characteristics of polyether and addition silicone impression materials after long-term disinfection. J Prosthet Dent. 1995, 74 (2) : 181-186.

175. ***Rios, MP et al.*** Effects of chemical disinfectant solutions on the stability and accuracy of the dental impression complex. J ProsthetDent. 1996 ; 76 (4) : 356-362.

176. ***Tullner, J.B ; Commette, J.A ; Moon, P.C.*** Linear dimensional changes in dental impressions after immersion in disinfectant solutions. J Prosthet Dent. 1988 ; 60 (6) : 725 - 728.

177. ***Davis, B.A ; Powers, J.M.*** Effect of immersion disinfection on properties of impression materials. J Prosthodont Res. 1994 ; 3 (1) : 31-34.

178. ***Bock, J.J ; Fuhrmann, R.A. ; Setz, J.*** The influence of different disinfectants on primary impression materials. . Quintessence International. 2008 ; 39 (3) : 93-98.

179. ***Lecerf JM Y.*** Comportement dimensionnel des matériaux à empreintes face aux techniques de décontamination. J Biomat Dent. 1992 ; (7) : 85-91.

180. ***Chen, S.Y ; Liang, W.M ; Chen, F.N.*** Factors affecting the accuracy of elastometric impression materials. J Dent Educ. 2004 ; 32 : 603-609.

VIII. Annexes

Liste des tableaux et figures

Liste des tableaux

Tableau 1 : Comparaison des caractéristiques entre les alginates A, B et C 24

Tableau 2 : La flore buccale en quelques chiffres 34

Tableau 3 : Principaux genres bactériens présents dans l'écosystème buccal 35

Tableau 4 : Classement des dispositifs médicaux et niveau de traitement requis 39

Tableau 5 : La différenciation entre les désinfectants et les antiseptiques..... 47

Tableau 6 : Spectre d'activité des antiseptiques et désinfectants 62

Tableau 7 : Principales familles des antiseptiques et désinfectants 63

Tableau 8 : Souches bactériennes résistantes aux désinfectants 66

Tableau 9: Associations d'antiseptiques et désinfectants antagonistes 66

Tableau 10 : Méthode pour le codage des modèles en plâtre de la phase physique.....107

Tableau 11 : Comptage des UFC après 5 et 10 minutes d'immersion 122

Tableau 12 : Comptage des UFC après 5 et 10 minutes d'immersion 123

Tableau 13 : Comptage des UFC après 5 et 10 minutes d'immersion 124

Tableau 14 : Efficacité à 5 minutes, pour la souche A : *S.aureus*. 125

Tableau 15 : Efficacité à 5 minutes, pour la souche B : *P. aeruginosa*. 126

Tableau 16 : Efficacité à 5 minutes, pour la souche C : *E-coli*. 127

Tableau 17 : Efficacité globale, pour les 3 souches de référence : à 5 minutes. 128

Tableau 18 : Efficacité à 10 minutes, pour la souche A : *S.aureus*. 129

Tableau 19 : Efficacité à 10 minutes, pour la souche B : *P. aeruginosa.* 130

Tableau 20 : Efficacité à 10 minutes, pour la souche C : *E-coli*. 131

Tableau 21 : Efficacité globale, pour les 3 souches de référence : à 10 minutes. 132

Tableau 22 : Distribution du nombre des malades selon le sexe.....135

Tableau 23 : Distribution du nombre des malades selon la tranche d'âge 136

Tableau 24: Données brutes de la stabilité dimensionnelle (des malades n°01 au n°10) ..137

Tableau 25 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle.....138

Tableau 26 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle.....139

Tableau 27 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle.....140

Tableau 28 : Données brutes de la stabilité dimensionnelle.....141

Tableau 29 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°01 à n°10).....142

Tableau 30 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°11 à n°20) 143

Tableau 31 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°21 à n°30) 143

Tableau 32 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°31 à n°40) 144

Tableau 33 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°41 à n°50) 144

Tableau 34 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malades n°01 à n°10) 145

Tableau 35 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malade n°11 à n°20).....146

Tableau 36 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malades n°21 à n°30) 146

Tableau 37 : Valeurs brutes des mesures du périmètre (des malades n°31 à n°40) 147

Tableau 38 : Valeurs brutes des mesures de la surface (des malades n°41 à n°50) 147

Tableau 39 : Présentation des paramètres de tendances centrales et de dispersion pour l'évaluation de la surface 149

Tableau 40 : Présentation des paramètres de tendances centrales et de dispersion pour l'évaluation du périmètre 150

Tableau 41 : Nombre de modèle- X et de modèle- Y ayant subi une altération de leur état de surface.....170

Liste des figures

Figure 1 : Schéma représentant la contamination croisée 3

Figure 2 : Schéma représentant la chaine prothétique 7

Figure 3 : Schéma représentant la classification des matériaux à empreinte 14

Figure 4 : Schéma de la réversibilité : gel / sol 18

Figure 5 : Réaction de prise des alginates 21

Figure 6 : Schéma représentant la formule de la réaction de prise de l'alginate de potassium 21

Figure 7 : Schéma représentant la formule de la réaction de prise de l'alginate 22

Figure 8 : Formule chimique d'un gel d'alginate de calcium réticulé 22

Figure 9 : Empreinte aux alginates classe A 24

Figure 10 : Schéma représentant la formation du biofilm dentaire selon Kolenbrander et London 33

Figure 11 : Sites d'action des désinfectants sur les bactéries 54

Figure 12 : Structure de la paroi des Grams + ...76

Figure 13 : Structure de la paroi des Grams - 64

Figure 14 : Plan de travail de la phase bactériologique de l'étude 78

Figure 15 : Rajout de l'eau distillée stérile selon les recommandations du fabricant..... 81

Figure 16 : Malaxage manuel de la poudre et de l'eau 82

Figure 17 : Réalisation de l'empreinte sur la boite de Petri à l'alginate..... 82

Figure 18 : Aspect d'une empreinte d'alginate classe A sur boite de Petri 83

Figure 19 : Retrait de l'empreinte avec un bistouri stérile 83

Figure 20 : Préparation de la suspension bactérienne de contamination 84

Figure 21 : Réalisation d'une suspension de 0.5 Mc Farland 84

Figure 22 : Suspension de 0.5 Mc Farland correspondant à 10^8 UFC/ml, mesurée au densitomètre 85

Figure 23 : Contamination de l'empreinte par 1 ml (correspondant à 10^8 UFC) de la suspension bactérienne 85

Figure 24 : Etalement au râteau de la quantité déposée de la suspension 86

Figure 25 : Boite de gélose n°01 témoin..... 86

Figure 26 : Immersion totale de l'empreinte à l'alginate dans le bécher de décontamination contenant du glutaraldéhyde à 2 % 87

Figure 27 : 1ère Immersion de l'empreinte Pendant 5 minutes dans le bécher de décontamination 87

Figure 28 : Mise en contact avec la boite de gélose nutritive..... 88

Figure 29 : Nouvelle immersion totale de l'empreinte à l'alginate dans le bécher de décontamination contenant du glutaraldéhyde à 2 %..... 88

Figure 30 : 2ème immersion de l'empreinte Pendant 10 minutes dans le bécher de décontamination 89

Figure 31 : Mise en contact avec la boite de gélose nutritive Boite correspondant à 10 minutes de décontamination 89

Figure 32 : Etuve reglée à 37 °C 90

Figure 33 : Incubation pendant 24 heures à athmosphère aérobie de toutes les boites de gélose nutritive à l'etuve réglée à 37°C..... 90

Figure 34 : Schéma qui désigne la méthode utilisée pour la contamination des..... 91

Figure 35 : Exemple d'un simple dénombrement. Nombre des UFC égale à : 07..... 92

Figure 36 : Etalon de référence utilisé pour le dénombrement des UFC 92

Figure 37 : Boite de Petri où les UFC, ne sont pas comptables 93

Figure 38 : Satisfaction de la norme AFNOR à 5 et à 10 minutes..... 93

Figure 39 : Non satisfaction de la norme à 5, et satisfaction à 10 minutes 93

Figure 40 : Non satisfaction de la norme AFNOR ni à 5, ni à 10 minutes..... 94

Figure 41 : Culture à partir de la solution d'immersion finale 94

Figure 42 : Cabinet dentaire de l'unité de prothèse de l'HMRUO 99

Figure 43 : Plan de travail pour la décontamination des empreintes 99

Figure 44 : Préparation de la poudre d'alginate pour l'empreinte 100

Figure 45 : Rajout de la dose d'eau recommandée.....100

Figure 46 : Malaxage pendant 30 secondes 100

Figure 47 : Sélection de 3 portes empreintes de série 101

Figure 48 : Prise d'empreinte n°1 (5 minutes de décontamination) 102

Figure 49 : Retrait et rinçage de l'empreinte pendant 15 secondes 102

Figure 50 : Décontamination pendant 5 minutes 102

Figure 51 : Prise d'empreinte n°2 (10 minutes de décontamination) 103

Figure 52 : Retrait et rinçage de l'empreinte pendant 15 secondes 103

Figure 53 : Décontamination pendant 10 minutes 103

Figure 54 : Prise d'empreinte n°3 (témoin) 104

Figure 55 : Retrait et rinçage de l'empreinte pendant 15 secondes 104

Figure 56 : Les 3 empreintes pour le même malade 105

Figure 57 : Préparation du plâtre pour la coulée des 3 empreintes.....105

Figure 58 : Malaxage sous vide du plâtre 105

Figure 59 : Coulée des empreintes.....106

Figure 60 : Obtention des 3 modèles en plâtre extra dur.....106

Figure 61 : Exemple des 3 modèles codifiés pour le malade n° 20 106

Figure 62 : Exemple d'une arcade maxillaire et modèle en plâtre avec les distances de référence 108

Figure 63 : La machine à mesurer tridimensionnelle (MMT).....109

Figure 64 : Scanner laser d'un modèle témoin par la MMT.....109

Figure 65 : Transfert des données du scanner par triangulation sur PC.....110

Figure 66 : Détermination des points de référence des mensurations (pointe de la 13) ...110

Figure 67 : Calcul des mensurations (les distance AB, BC, CD, AD ; le périmètre et la surface) 111

Figure 68 : Mensurations sur modèle -X (5 minutes) 112

Figure 69 : Mensurations sur modèle- Y (10 minutes) 112

Figure 70 : Mensurations sur modèle- Z (témoin) 112

Figure 71 : Microscope électronique à balayage (MEB) (1) 113

Figure 72 : Microscope électronique à balayage (MEB) (2) 114

Figure 73 : Unité centrale EDAX et logiciel de traitement d'image du MEB 114

Figure 74 : Modèle-X en plâtre sous MEB (5 minutes de décontamination) 115

Figure 75 : Modèle-Y en plâtre sous MEB (10 minutes de décontamination) 116

Figure 76 : Echantillons d'alginates témoin et décontaminées 117

Figure 77 : Echantillons d'alginates précédents sous le MEB 117

Figure 78 : Echantillons d'alginates sous MEB.....118

Figure 79 : Aspect des échantillons d'alginate sous MEB sur l'unité centrale EDAX.....118

Figure 80 : Satisfaction à 5 minutes pour le S.aureus 125

Figure 81 : Satisfaction à 5 minutes pour le P. aeruginosa.....126

Figure 82 : Satisfaction à 5 minutes pour l'E-coli 127

Figure 83 : Satisfaction globale à 5 minutes 128

Figure 84 : Satisfaction à 10 minutes pour le S.aureus 129

Figure 85 : Satisfaction à 10 minutes pour le P. aeruginosa 130

Figure 86 : Satisfaction à 10 minutes pour l'E-coli 131

Figure 87 : Satisfaction globale à 10 minutes 132

Figure 88 : Satisfaction globale du procédé, sur les 3 souches bacteriennes 133

Figure 89: Répartition de l'échantillonnage selon le sexe des malades 135

Figure 90 : Répartition de l'échantillonnage selon la tranche d'âge 136

Figure 91 : Echantillons d'alginates classe A analysés sous MEB 151

Figure 92 : Echantillon témoin sous MEB (grossissement X 100) 152

Figure 93 : Echantillon témoin sous MEB (grossissement X 200) 153

Figure 94 : Echantillon n°2 (5 minutes) sous MEB (grossissement X 100) 154

Figure 95 : Echantillon n°2 (5 minutes) sous MEB (grossissement X 200) 154

Figure 96 : Echantillon n°3 (10 minutes) sous MEB (grossissement X 100) 155

Figure 97 : Echantillon n°3 (10 minutes) sous MEB (grossissement X 200) 156

Figure 98 : Image du modèle 05 - Z (Témoin) au MEB (x 60) 157

Figure 99 : Image du modèle 05 - Z (Témoin) au MEB (x 500) 158

Figure 100 : Image du modèle 05- Z (Témoin) au MEB (x 1000) 158

Figure 101 : Image du modèle 05 - X (5 minutes) au MEB (x 60) 159

Figure 102 : Image du modèle 05 - X (5 minutes) au MEB (x 500) 160

Figure 103 : Image du modèle 05 - X (5 minutes) au MEB (x 1000) 160

Figure 104 : Image du modèle 05 - Y (10 minutes) au MEB (x 60) 161

Figure 105 : Image du modèle 05 - Y (10 minutes) au MEB (x 500) 162

Figure 106 : Image du modèle 05 - Y (10 minutes) au MEB (x 1000) 162

Figure 107 : Image du modèle 12 –Z (Témoin) au MEB (x 60) 163

Figure 108 : Image du modèle 12 –Z (Témoin) au MEB (x 500) 163

Figure 109 : Image du modèle 12 –Z (Témoin) au MEB (x 1000) 164

Figure 110 : Image du modèle 12 –X (5 minutes) au MEB (x 60) 165

Figure 111 : Image du modèle 12 –X (5 minutes) au MEB (x 500) 165

Figure 112 : Image du modèle 12 –X (5 minutes) au MEB (x 1000) 166

Figure 113 : Image du modèle 12 –Y (10 minutes) au MEB (x 60) 166

Figure 114 : Image du modèle 12 –Y (10 minutes) au MEB (x 500).....167

Figure 115 : Image du modèle 12 –Y (10 minutes) au MEB (x 1000).....167

Figure 116 : Image du modèle 23 –X (5 minutes) au MEB (x 1000).....168

Figure 117 : Image du modèle 46 –Y (10 minutes) au MEB (x 1000).....168

Figure 118 : Image du modèle 37 –X (5 minutes) au MEB (x 250).....169

Figure 119 : Image du modèle 9 –Y (10 minutes) au MEB (x 500).....169

Figure 120 : Image du modèle 29 –Y (10 minutes) au MEB (x 1000).....169

Figure 121 : Répartition du nombre de modèles X et Y, en fonction de la dégradation ou non de leur état de surface 171

Figure 122 : Evolution de la moyenne des surfaces à 0min, 5min, et 10min.....183

Figure 123 : Evolution de la moyenne du périmètre à 0min, 5min, et 10min. 185

Annexe 1

Fiches du recueil des données de la phase bactériologique de l'étude

Comptage des UFC lors des 2 phases de décontamination Souche de référence A (*Staphylococcus aureus* ATCC 25923)

Empreinte	Comptage des UFC A 5 minutes	Comptage des UFC à 10 minutes
Empreinte n° 01		
Empreinte n° 02		
Empreinte n° 03		
Empreinte n° 20		

Comptage des UFC lors des 2 phases de décontamination Souche de référence B (*Pseudomonas aeruginosa* ATCC 27853)

Empreinte	Comptage des UFC à 5 minutes	Comptage des UFC à 10 minutes
Empreinte n° 01		
Empreinte n° 02		
Empreinte n° 03		
Empreinte n° 20		

Comptage des UFC lors des 2 phases de décontamination Souche de référence C (*Escherichia coli* ATCC 25922)

Empreinte	Comptage des UFC à 5 minutes	Comptage des UFC à 10 minutes
Empreinte n° 01		
Empreinte n° 02		
Empreinte n° 03		
Empreinte n° 20		

Tableau représentant le pourcentage de respect de la norme AFNOR à 5 minutes

	Norme AFNOR Satisfaite (En pourcentage %)	Norme AFNOR Non Satisfaite (En pourcentage %)
Staphylococcus aureus		
Pseudomonas aeruginosa		
Escherichia coli		

Tableau représentant le pourcentage de respect de la norme AFNOR à 10 minutes

	Norme AFNOR Satisfaite (En pourcentage %)	Norme AFNOR Non Satisfaite (En pourcentage %)
Staphylococcus aureus		
Pseudomonas aeruginosa		
Escherichia coli		

Annexe 2

Fiche technique d'exploitation pour recueil des données de la phase physique / évaluation de la stabilité dimensionnelle

Malade n° …… date : .....

Nom : …….

Prénom : ……. Age :.....

Sexe (facultatif) : .....

Référence du Porte empreinte de série (U1 – U2 – U3)

Mensurations des modèles

Modèle -X = 5 minutes.
Modèle- Y = 10 minutes.
Modèle- Z = témoin (non décontaminé).
Valeurs distances en mm
Surface en mm2
Périmètre en mm

	Modèle -X (5 minutes)	**Modèle- Y (10minutes)**	**Modèle -Z (témoin)**	**Ecart/témoin**
Distance A-B				
Distance B-C				
Distance C-D				
Distance A-D				
Surface				
Périmètre				

	Modèle- X (5 minutes) (mm)	Modèle-Y (10minutes) (mm)	Modèle -Z (Témoin) (mm)	Surface (mm^2)	Périmètre (mm)
Malade n°01					
Malade n°02					
Malade n°50					

Résumé

La phase de la prise d'empreinte, constitue le maillon le plus fragile de la chaine prothétique, du point de vue du risque de contamination croisée qu'elle peut engendrer. Ainsi toutes les empreintes doivent être décontaminées avant leur acheminement au laboratoire de prothèse. Néanmoins une décontamination efficace ne saurait se faire sans de possibles détériorations des qualités de précision des empreintes.
Notre étude est une évaluation expérimentale d'un procédé de décontamination d'empreintes à l'alginate classe A, par immersion dans du glutaraldéhyde à 2 %. L'étude a pour ambition de proposer un compromis entre l'efficacité antibactérienne, et la préservation des qualités physiques des empreintes. Cette évaluation a été réalisée avec un double objectif :
1- Définir un temps nécessaire pour une décontamination optimale sur le plan de l'efficacité antibactérienne.
2- Analyser l'impact du procédé sur la stabilité dimensionnelle et l'état de surface après décontamination, en fonction du temps d'immersion.

Mots clés

Empreinte, alginate classe A, décontamination, immersion, glutaraldéhyde, stabilité dimensionnelle, état de surface, efficacité antibactérienne, contamination croisée, chaine prothétique.

Abstract

The phase of impression taking is the most fragile link in the prosthetic chain, from the point of view of the risk of cross contamination that it can generate. Thus, all of the impression materials must be decontaminated before their transport to the prosthesis laboratory. Nevertheless an effective decontamination cannot be done without possible deterioration of impression material's precision qualities.
Our study is an experimental evaluation of a process for the decontamination of alginate class A impressions by immersion in 2% glutaraldehyde. The study aims to propose a compromise between antibacterial efficacy, and preservation of the physical qualities of the impressions. This evaluation was carried out with a dual objective:
1- Define a time required for optimal decontamination in terms of antibacterial efficacy.
2- Analyse the impact of the process on the dimensional stability and the surface quality after decontamination, as a function of the immersion time.

Keywords

Impression material, alginate class A, decontamination, immersion, glutaraldehyde, dimensional stability, surface quality, antibacterial effectiveness, cross contamination, prosthetic chain.

ملخص

مرحلة أخذ بصمات الأسنان هي الحلقة الأكثر هشاشة في السلسلة الاصطناعية، من وجهة نظر خطر التلوث المتبادل التي يمكن أن تولدها. وبالتالي يجب أن تطهر جميع البصمات قبل أن يتم نقلها إلى المختبر الاصطناعي. ومع ذلك لا يمكن القيام بتطهير فعال دون حدوث أي تدهور محتمل في صفات دقة بصمات الأسنان.

دراستنا تقييم تجريبي لعملية إزالة التلوث من الجينات لبصمات صنف آ بالغطس في غلوتارالدهيد 2٪. تهدف الدراسة إلى اقتراح حل وسيطي بين الفعالية المضادة للجراثيم والحفاظ على الصفات الفيزيائية للبصمات. وقد أجري هذا التقييم بهدف مزدوج:

1- تحديد الوقت اللازم لإزالة التلوث الأمثل من حيث فعالية مضادة للجراثيم

2- تحليل تأثير العملية على استقرار الأبعاد وحالة السطح بعد إزالة التلوث بأخذ بعين الاعتبار وقت الغطس

الكلمات الرئيسية

بصمات الأسنان , ألجينات صنف أ , إبطال العدوى , تغطيس , الغلوتارألدهيد, استقرار الأبعاد , حالة السطح , فعالية مضادة للبكتيرياء, علاقة التهاب متقاطعة , السلسلة الترقيعية