

CONTAMINATION DE LA CHAÎNE PROTHÉTIQUE : ÉTUDE MICROBIOLOGIQUE.

CONTAMINATION OF PROSTHETIC CHAIN : MICROBIOLOGY STUDY

KOFFI NJ, KOUADIO AA, KOUAME K.A, KOUAME KM, ALLOU AG, ASSI K.D.

Service de Prothèse et Occlusodontie. CHU de Cocody, Abidjan, Côte d'Ivoire

Correspondance : Pr KOFFI N'goran Justin

Maître de conférences agrégé en prothèse

UFR Odonto-Stomatologie d'Abidjan 22 BP 612 Abidjan

RESUME

But : mettre en évidence la colonisation des pièces prothétiques par les micro-organismes.

Méthodes : des prélèvements ont été réalisés au cours des réhabilitations prothétiques au Centre de Consultations et de Traitements Odonto-Stomatologiques (CCTOS) pour analyse microbiologique à l'Institut Pasteur d'Abidjan.

Résultats : l'étude microbiologique des pièces prothétiques a mis en évidence des germes du biofilm. Les levures venaient en tête avec 41,1% dont une prédominance de *Candida albicans*, suivies de *Pseudomonas aeruginosa* (16,1%), de *Staphylococcus spp* avec 14,6% et 13% pour les entérobactéries. En plus, la multi-résistance aux antibiotiques a été observée chez plusieurs espèces bactériennes dont de *Pseudomonas aeruginosa* avec 11,1% avec pour phénotype de résistance TicarR ImpR GentR colR. Le taux de *Staphylococcus aureus* métilino-résistant (SARM) était de 33,3%. Quant aux Entérobactéries, *Enterobacter cloacae* produisait une céphalosporinase à haut niveau (CHN) dans 75% au niveau des porte-empreintes individuels (PEI).

Conclusion : la qualité des soins en prothèse odontologique passe par une démarche globale de prévention du risque infectieux. Ce qui dépend de la mise en place d'un programme d'approche qualité incluant singulièrement la formation de tous les acteurs de la chaîne prothétique.

MOTS-CLÉS : CHAÎNE PROTHÉTIQUE, CONTAMINATION, RISQUE INFECTIEUX, PIÈCES PROTHÉTIQUES.

SUMMARY

Goal: highlight the colonization of prosthetic parts by micro-organisms.

Methods: samples were made in the prosthetic rehabilitation Centre Consultations and treatments to dentistry (CCTOS) for microbiological analysis at the Institut Pasteur of Abidjan.

Results: the microbiological study of prosthetic components has revealed biofilm bacteria. Yeast led the way with 41.1pc., with a predominance of *Candida albicans*, *Pseudomonas aeruginosa*, followed by 16.1 pc. of *Staphylococcus spp* (14.6pc.) and 13pc. for enterobacteria. In addition, the multi-antibiotic resistance has been observed in several bacterial species including *Pseudomonas aeruginosa* 11.1% with the resistance phenotype TicarR Print GentR colR. The rate of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) was 33,3%. regard to Enterobacteriaceae, *Enterobacter cloacae* cephalosporinase produced a high level (CHN) in 75% at the level of individual trays (IEP).

Conclusion: it appears that the quality of care in implant dentistry through a comprehensive approach to prevention of infectious risk. Which depends on the establishment of an outreach program including quality singularly training of all actors in the prosthetic chain.

KEYWORDS: PROSTHETIC CHAIN, CONTAMINATION, RISK OF INFECTION, PROSTHETIC TOOLS.

INTRODUCTION

Le traitement des patients par la prothèse odontologique, fait intervenir le chirurgien-dentiste et le prothésiste dentaire localisés à deux endroits différents [5,7]. Ces derniers vont exécuter l'ensemble des étapes cliniques et de laboratoire de la réhabilitation, composantes de la chaîne prothétique, dont le bénéficiaire est le patient. En conséquence, des facteurs liés au praticien, au prothésiste et au patient peuvent engendrer des risques divers, dont celui très important de la contamination pour tous les acteurs de la chaîne [3,5]. Les manifestations de cette possible contamination de la chaîne prothétique peuvent être des infections bactériennes, virales et mycosiques en relation essentiellement avec la flore microbienne buccale cosmopolite, posant ainsi un véritable problème de santé publique [9,10]. En Côte d'Ivoire, à l'exception de travaux concernant les empreintes, les investigations sont quasi inexistantes à propos des agents de contamination spécifiques à toutes les étapes de réalisation des pièces prothétiques [4]. Ce qui se traduit par l'absence de démarche codifiée pour la prévention éventuelle de la contamination de la chaîne prothétique.

La présente étude avait pour objectif général d'évaluer la contamination de la chaîne prothétique. Au plan spécifique, il s'est agit de :

- identifier les différents germes de la contamination de la chaîne prothétique ;
- déterminer la distribution des germes isolés selon les différentes étapes.
- déterminer le niveau de résistance aux antibiotiques des germes isolés.

I-MATERIEL ET METHODES

1-1-CADRE D'ÉTUDE

L'étude a été effectuée au centre de consultations et de traitements odonto-stomatologiques (CCTOS) au cours des séances cliniques de prothèse adjointe du service de prothèse clinique et occlusodontie et à l'unité de bactériologie clinique du département de bactériologie-virologie de l'institut PASTEUR de Côte d'Ivoire.

1-2- TYPE D'ÉTUDE

Il s'agit d'une étude transversale descriptive qui s'est déroulé sur une période de 3 mois (septembre à novembre 2009).

1-3-POPULATION D'ÉTUDE ET ÉCHANTILLON

Pour l'étude la cible était les pièces prothétiques des patients venus consulter au CCTOS au service de prothèse clinique et occlusodontie. Un nombre de cinquante (50) prélèvements ont été réalisés.

1-4-MATÉRIEL

1-4-1- Matériel de prélèvement

- Fiche de prélèvement
- Kit de prélèvement (écouvillon ; sérum physiologique stérile)
- Matériels d'empreinte primaire et pièces prothétiques en provenance du laboratoire de prothèse (porte empreinte individuel, bourrelet d'occlusion, maquettes en cire dentée, prothèse avant mise en bouche).

1-4-2- Matériel d'analyse microbiologiques

- Consommables (markers et stylos, gants propres, Lames, Alcool 90°C ; Colorants de GRAM; Tubes; Anse de 'platine; Hypochlorite 1,2° ; Pipettes Pasteur...)
- Milieux de culture et réactifs
 - Milieux d'isolement : géloses au sang frais, éosine bleu de méthylène(EMB), Chapman, ce-trimide, sabouraud.
 - Milieux d'identification : portoir réduit de Leminor, plaque Api20E, gélose Dnase, Slidex Staph Plus, bio Mérieux®.
- Equipement : étuve à 37°C, étuve à CO2 ; microscope optique, bec Bunsen.

1-4-3- Matériel de réalisation de l'antibiogramme

- Matériel et milieux : gélose Mueller-Hinton, suspension medium 5ml (sérum physiologique), bio Mérieux® ; disques antibiotiques.

1-5- MÉTHODES

1-5-1- Prélèvements

Les prélèvements ont été réalisés sur les matériels d'empreinte primaire et les pièces prothétiques en provenance du laboratoire de prothèse à l'aide d'écouvillons stériles imbibés de sérum physiologique avant les différents actes.

Puis, les écouvillons ont été transférés à l'unité de bactériologie-virologie de l'institut PAS-TEUR à température ambiante.

1-5-2- Etude microbiologique

- Phase pré-analytique : enregistrement des prélèvements, nettoyage et désinfection, dépose, identification sur les boites de Pétri, allumage bec Bunsen.

- Phase analytique : ensemencement des échantillons sur gélose, mise à l'étuve à 5% de CO2 pour une durée de 24 à 48heures, puis étuve à 37°C pour une durée de 24 heures, enfin identification des germes.

- Phase post-analytique : enregistrement des résultats, conservation des souches pour l'antibiogramme.

1-5-3- Réalisation de l'antibiogramme

La méthode utilisée est celle de Kirby-Bauer, par la diffusion des disques (papier buvard) imprégnés d'antibiotiques en milieu gélosé (milieu MUELLER- HINTON).

- Préparation de l'inoculum bactérien et des dilutions : à partir de colonies pures et jeunes de 24 heures isolées sur gélose nutritive, densité ajustée à l'échelle 0,5 de la gamme de Mac-Farland et dilution faite selon les bactéries (Entérobactéries, Pseudomonas, Staphylococcus).

- Ensemencement : application des disques d'antibiotiques, placement dans le distributeur et dépose à la surface de la gélose Mueller-Hinton.

- Pré-diffusion : Géloses ensemencées à température ambiante pendant 15mn.

- Incubation pendant 18 à 24 heures à 37°C en atmosphère normale.

Mais, la boîte contenant l'oxacilline a été incubée à 30°C en atmosphère normale.

- Lecture et interprétation : après la mesure du diamètre de la zone d'inhibition de la croissance bactérienne, l'enregistrement des diamètres, la lecture et l'interprétation ont été effectuées selon les normes de contrôle- qualité avec la souche de référence d'Escherichia coli ATCC25922.

II-RESULTATS

2- 1 - RÉSULTAT DE L'ANALYSE MICROBIOLOGIQUE

2-1-1- Répartition des germes isolés

Tableau I : Distribution des germes isolés sur les pièces prothétiques

Morphologie	Espèces		N	%
Bacilles à Gram négatif (n=20)	Entérobactéries	Klebsiella pneumoniae		
		Enterobacter cloacae	4	5,8
		Enterobacter aerogenes	1	1,4
		Citrobater koseri	1	1,4
	Non Entérobactéries	Pseudomonas aeruginosa	11	16,1
Cocci à Gram positif (n=20)	Staphylococcus	Staphylococcus aureus	4	5,8
		Staphylococcus spp	6	8,8
	Micrococcus	Micrococcus	10	14,7
Levures (n=28)	Candida	Candida albicans	11	16,1
	Autres levures		17	25,0

Le taux de culture positive était de 76% avec une prédominance de la flore polymorphe dans 60,4% des cas. Parmi les levures, *Candida albicans* était l'espèce la plus fréquente avec 11 souches sur 28.

2-1-2-Association des bactéries isolées

Tableau II : Répartition des associations de germes

Nombre de germes		Np	Ng	%
DEUX (2)	Staphylococcus sp+Levure	3	16	72,7
	Candida albicans+Micrococcus	1		
	Pseudomonas aeruginosa+ Candida albicans	1		
	Pseudomonas aeruginosa+ Micrococcus	1		
	Enterobacter cloacae+Levure	1		
	Micrococcus+Levure	4		
	Pseudomonas aeruginosa+Levure	1		
	Pseudomonas aeruginosa+ Candida albicans	1		
	Candida albicans+ Staphylococcus sp	1		
	Enterobacter aéroènes+ Citobater koseri	1		
Candidas albicans+Micrococcus	1			
TROIS (3)	Candida albicans+Staphylococcus aureus+ Enterobacter cloacae	1	6	27,3
	Candida albicans+Staphylococcus sp+ Enterobacter cloacae	1		
	Pseudomonas aeruginosa+ Candida albicans+Micrococcus	1		
	Pseudomonas aeruginosa+ Micrococcus+Levure	1		
	Pseudomonas aeruginosa+ Staphylococcus aureus+Levure	1		
	Pseudomonas aeruginosa+ Klebsiella pneumoniae+Levure	1		
TOTAL		22	100,0	

Np : effectif partiel ; Ng: effectif global

Les associations de deux germes étaient les plus fréquentes avec plus de 70%. Elles étaient marquées par la prédominance Micrococcus+Levure.

2-1-3- Répartition des germes isolés selon les étapes de la chaîne prothétiques

Tableau III: Répartition des germes isolés selon les étapes de la chaîne prothétiques

	Entérobactéries	Pseudomonas aeruginosa	Staphylococcus spp	Levures
A : PEC	0 (0,0%)	0 (0,0%)	1 (100,0%)	0 (0,0%)
B : PEI	4 (40%)	2 (20%)	0 (0,0%)	6 (60%)
C : MO	0 (0,0%)	2 (20%)	4 (40%)	8 (80%)
D : MDC	2 (20%)	3 (30%)	0 (0,0%)	7 (70%)
E : Proth	3 (30%)	5 (50%)	5 (50%)	6 (60%)

A : étape de réalisation des empreintes primaires ; PEC : porte- empreinte de commerce.

B : étape de réalisation des empreintes secondaires ; PEI : porte- empreinte individuel.

C : étape enregistrement des rapports intermaxillaires ; MO : maquettes d’occlusion

D : étape essayage esthétiques et fonctionnelle ; MDC : maquette dentée en cire.

E : étape de pose des prothèses ; Proth: prothèse

Staphylococcus est présent à 4 étapes et les autres germes à 3 étapes.

2-2-RÉSULTAT DE L’ANTIBIOGRAMME

2-2-1- Niveau de résistance aux antibiotiques des bactéries isolées

2-2-1-1- Entérobactéries

Tableau IV : Répartition des entérobactéries selon les groupes

Entérobactéries	Espèces	n	Total
Entérobactéries groupe II	Klebsiella pneumoniae	2	3
	Citrobacter koseri	1	
Entérobactéries groupe III	Enterobacter cloacae	4	5
	Enterobacter aerogenes	1	

Le groupe III est prédominant avec un nombre de 5.

Tableau V: Répartition des entérobactéries en fonction de leur niveau de résistance aux bêta-lactamines

Antibiotiques	Groupe II (n=3)		Groupe III (n=5)	
Amoxicilline + clav ^R	3	100,0%	RN	
Cefalotime ^R	2	66,6%	RN	
Cefotaxime ^R	1	33,3%	3	60,0%
Aztreonam ^R	2	66,6%	4	80,0%
Cefoxitine ^R	1	33,3%	RN	
Imipenème ^R	2	66,6%	3	60,0%

Cla : acide clavulanique ; *RN* : résistance naturelle

Les entérobactéries présentent toutes des résistances aux bêta-lactamines.

2-2-1-1-2- Entérobactéries et autres antibiotiques

Tableau VI: Niveau de résistance des entérobactéries aux autres antibiotiques

Antibiotiques	Groupe II (n=3)		Groupe III(n=5)	
	n	%	n	%
Acide nalidixique ^R	2	66,6	5	100,0
Ciprofloxacine ^R	0	0,0	1	20,0
Colistine ^R	2	66,6	2	40,0
Gentamicine ^R	0	0,0	0	0,0
Amikacine ^R	0	0,0	0	0,0
Netilmicine ^R	0	0,0	0	0,0
Tobramycine ^R	0	0,0	0	0,0
Kanamycine ^R	0	0,0	1	20,0

Les entérobactéries sont sensibles à la majorité des antibiotiques.

2-2-1-2 -Pseudomonas aeruginosa

Tableau VII: Pseudomonas aeruginosa et profils de résistance aux antibiotiques

Antibiotiques	N	%
Ticarcilline ^R	3	33,3
Ticarcilline + clav ^R	2	22,2
Ceftazidime ^R	1	11,1
Imipenème ^R	1	11,1
Amikacine ^R	1	11,1
Netilmicine ^R	0	0,0
Gentamicine ^R	1	11,1
Tobramycine ^R	0	0,0
Fosfomycine ^R	3	33,3
Colistine ^R	1	11,1
Ciprofloxacine ^R	0	0
BMR	1	11,1

BMR : bactéries multi-résistante

Sur les souches de Pseudomonas aeruginosa d’origine humaine, on relevait un taux de BMR de 19,1%^[5]. Sur les pièces prothétiques 11,1% des souches de Pseudomonas

aeruginosa isolées étaient multi-résistantes.

2-2-1-3- Staphylococcus spp

Tableau VIII : Niveau de résistance Staphylococcus spp aux antibiotiques

Antibiotiques	Staphylococcus aureus (n=3)		Staphylococcus spp	
	N	%	N	%
Cefoxitine ^R	1	33,3	0	0,0
Lincomycine ^R	2	66,6	4	66,6
Erythromycine ^R	1	33,3	1	16,6
Pristinamycine ^R	0	0,0	0	0,0
Kanamycine ^R	0	0,0	0	0,0
Tobramycine ^R	0	0,0	0	0,0
Gentamicine ^R	0	0,0	0	0,0
Fosfomycine ^R	0	0,0	1	16,6
Rifampicine ^R	1	33,3	4	66,6
Tétracycline ^R	1	33,3	0	0,0
Vancomycine ^R	1	33,3	1	16,6
Ciprofloxacine ^R	0	0	0	0,0
BMR	1	33,3	1	16,6

Staphylococcus aureus sensible à tous les antibiotiques testés sauf à l'érythromycine. Concernant, Staphylococcus aureus résistant à la méticilline (SARM), le taux était de 33,3%

2-2-1-4-Répartition selon les phénotypes de résistance et les sites de prélèvements

Tableau IX : Répartition selon les phénotypes de résistance et les sites de prélèvements

Matériel	Germes	Phénotype de résistance	n	%
PEC	Staphylococcus aureus (n=3)	EryR		
PEI	Klebsiella pneumoniae (n=2)	PHN	2	100
		Enterobacter cloacae (n=4)	PHN	1
		CHN	3	75
MO	Staphylococcus sp (n=6)	linRRifR	3	50
	Pseudomonas aeruginosa (n=4)	TicarRImpRgentaRcolR	1	25
MDC	Citrobacter koseri(n=1)	CHN	1	100
P	Pseudomonas aeruginosa (n=4)	TicarRFosfoR	2	50
		FosfoR	1	25
	Enterobacter cloacae (n=4)	CHN	3	75
	Enterobacter aerogenes (n=1)	CHN	1	100
	Staphylococcus aureus (n=3)	linR	1	33,3
		MetRlinRRifRTetRVanR	1	33,3
Staphylococcus sp (n=6)	EryRRifRFosfoRVanR	1	16,6	
	linR	1	16,6	

Le phénotype de résistance le plus fréquent était TicarR ImpR GentR col R . Trois souches d'Enterobacter cloacae produisaient une céphalosporinase de haut niveau (CHN).

III-DISCUSSION

Le taux de culture positive était de 76% avec une prédominance de la flore polymorphe dans 60,4% des cas (Tableau I). Le mode de confection des pièces prothétiques pourrait expliquer la colonisation par plusieurs germes ; ceci est dû au non respect des mesures d'hygiène au laboratoire de prothèse. Cependant, sur un total de 10 porte-empreintes de commerce, une seule culture positive a été observée. La souche isolée était Staphylococcus aureus qui était sensible à tous les antibiotiques testés sauf à l'érythromycine (Tableau VIII). Cette différence est due au fait que les porte-empreintes sont systématiquement stérilisés avant leur utilisation; ce qui n'est le cas des porte-empreintes individuels confectionnés au laboratoire. Parmi les germes isolés, les levures prédominaient avec 41,1%. Ils étaient suivis de Pseudomonas aeruginosa avec 16,1%, de Staphylococcus spp avec 14,8% et des Entérobactéries avec 13% dont une fréquence plus élevée d'Enterobacter cloacae. Parmi les levures, Candida albicans était l'espèce la plus fréquente avec 11 souches sur 28 (Tableau I). La présence de Candida albicans sur les pièces prothétiques pourrait faire évoquer plusieurs hypothèses : la nature du matériau de confection des prothèses, notamment l'aspect poreux de la résine favoriserait l'adhésion des germes et la mauvaise technique de polissage. Plusieurs travaux ont également signalé la prédominance de Candida albicans. VANDEN et coll. [11] ont rapporté en Belgique un taux de 78% sur les prothèses maxillaires [3]. De plus, il est incriminé dans les stomatites. Au Sénégal en 1999, une étude portant sur 30 patients porteurs de prothèses amovibles a montré que 50% de ceux-ci présentaient une candidose buccale [10]. Ce qui rejoint les travaux de GIUMELLI et coll. [3] en France, qui a montré que ce champignon est l'un des principaux agents de la stomatite prothétique. Quant à DAVENPORT [2], il a été démontré que Candida albicans est isolé plus fréquemment et en grand nombre sur les prothèses dentaires que la sur muqueuse sur laquelle repose cette prothèse [5,7]. Certains facteurs sont connus pour favoriser l'adhérence de Candida albicans, comme la présence de sucrose et la congrégation avec d'autres microorganismes de la plaque. En effet,

l'adhésion des levures est facilitée par l'adhésion initiale de Streptocoques à l'acrylique et la production de glucans par ceux-ci. *S. mutans* et *S. sanguis* sont des espèces majoritaires de la flore des prothèses dentaire et pourraient jouer ce rôle [4]. En plus des levures, le biofilm est constitué de bactéries telles que *Pseudomonas aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae* et *Staphylococcus* spp. Le rôle du biofilm est établi dans les infections nosocomiales d'origine exogène [5, 7, 11]. Les bactéries souvent incriminées dans les infections nosocomiales sont multi-résistantes. Des travaux réalisés à Abidjan en 2006 sur les souches de *Pseudomonas aeruginosa* d'origine humaine ont révélé un taux de BMR de 19,1% [5] (Tableau VII). Sur les pièces prothétiques, 11,1% des souches de *Pseudomonas aeruginosa* isolées étaient multi-résistantes. Le phénotype de résistance le plus fréquent était TicarR ImpR GentR col R (Tableau IX). D'autres études réalisées en 2006 à Abidjan dans un environnement hospitalier rapportaient un taux de BMR de *Pseudomonas aeruginosa* de 8,4% [4]. Concernant *Staphylococcus aureus* résistant à la méticilline (SARM), le taux était de 33,3% (Tableau VIII). En France, en 2002, la surveillance des infections à bactéries multi-résistantes a rapporté un taux de SARM de 30 à 40% [4, 5]. Dans notre étude, la souche de *Staphylococcus aureus* a été retrouvée sur des prothèses définitives. En Italie, en 2008, PETRELLI et coll. [7] rapportaient sur les cathéters un taux de SARM de 43%. Parmi les entérobactéries, *Enterobacter cloacae* était le plus fréquent avec 4 souches sur 9. Trois souches d'*Enterobacter cloacae* produisaient une céphalosporinase de haut niveau (CHN) (Tableau IX). De plus, ces souches ont été observées sur les prothèses définitives. Il ressort également que la colonisation par les bactéries résistantes était plus importante à la phase de pose des prothèses (Tableau IX). La présence de germes à cette phase pourrait être transmise lors de la prise en charge des patients et être à l'origine des infections nosocomiales.

CONCLUSION

En somme, le risque infectieux au cabinet dentaire est une évidence. A cet effet, elle doit constituer l'une des préoccupations majeures dans la pratique quotidienne du chirurgien-dentiste et du prothésiste dentaire. Car, l'étude microbiologique du biofilm microbien des pièces prothétiques révélait la présence d'une flore microbienne composite. De même que la présence de marqueurs de résistance aux antibiotiques des

bactéries isolées. Ce qui atteste de l'existence de risques évidents de contamination lors de l'exécution de différentes composantes de la chaîne prothétique.

Ces résultats mettent en évidence l'impérieuse nécessité de respecter les règles d'hygiène lors de la réhabilitation prothétiques aussi bien en clinique qu'au laboratoire de prothèse, de même que l'importance de mieux former tous les acteurs à la prévention par une démarche qualité adaptée.

RÉFÉRENCES

1. DAVENPORT JC. The denture surface. *Brit. Dent J*, 1972 : 101-105 ,133.
2. GIUMELLI B, CHEVEAU J M, NANFI C, BROCKER P. Candidose oropharyngée et prothèse amovible chez les sujets âgés : facteurs favorisants. *Inform. Dent*, 6 mars 2002 n°10 : 603-610.
3. GUESSENND N, GBONON V, KACOU-N'DOUBA A, LOUBIENG S.W, FAYE-KETTE H, DOSSO M. Niveau de résistance aux antibiotiques des 351 souches de *Pseudomonas aeruginosa* isolées d'infections pariétales post opératoires à Abidjan de 1998 à 2003. *J. Sci. Pharm. Biol.*, vol. 6, n°2-2005: 66-72
4. KOFFI NJ, ALLOU G. Typologie des risques professionnels en odontologie : exemple de la chaîne prothétique. *Le Chir Dent de Fr*, 2012, septembre, 1542 :1-5.
5. MBODJ EB, DIOUF M, NDIAYE C, SECK MT, FAYE D, DIENG L, TOURE A. Pratique de la prothèse amovible complète : étude sur une population de dentistes. *Rev Iv Odonto-Stomatol.*, 2009 ; 11(2) : 33-37.
6. PETRELLI D, REPETTO A, D'ERCOLE, ROMBILI S, RIPA S, PRENNA M, VITALI LA. Analysis of meticillin- susceptible and meticillin- resistant biofilm-forming *Staphylococcus aureus* form catheter infections isolated in a large Italian hospital. *J Med Microbiol*, 2008, Mar, 57 (Pt 3):364-72.
7. RIGNON-BRET C., RIGNON-BRET JM. Prothèse amovible, prothèse immédiate, prothèse supraradiculaire et implantaire. *Paris: Editions CdP*, 2002. 240 p.
8. RUNNELL E. Risque infectieux et responsabilité au cabinet dentaire ou « le syndrome des doigts mouillés ». *Zones de traitement dentaire et laboratoire. Genève: Unident S.A ; 1984 : 51-55.*
9. SECK M.T. et coll. Candidose buccale des porteurs de prothèse. *Revue Odonto-stomatol Chir maxillo-fac Afr.* Vol. 6, N°1, 1999: pp. 41-46.
10. VANDEN A, DE MEEL A, AHARIZ M, PERRAUDIN JP, BEYER I, COURTOIS P. Denture contamination by yeasts in the elderly Gerodontologie. 2008 Dec; 25(4):222- 8.