

UNIVERSIDADE DO SAGRADO CORAÇÃO

DIULLY RODRIGUES DOS SANTOS

O USO DE SOLUÇÕES DESINFETANTES PARA A DESINFECÇÃO DE PRÓTESES TOTAIS

BAURU
2016

DIULLY RODRIGUES DOS SANTOS

**O USO DE SOLUÇÕES DESINFETANTES PARA A
DESINFECÇÃO DE PRÓTESES TOTAIS**

Trabalho de conclusão de curso,
apresentado ao Centro de Ciências da
Saúde da Universidade do Sagrado
Coração, como parte dos requisitos para
obtenção do título de bacharel em
Odontologia, sob a supervisão da Profa.
Dra. Flora Freitas Fernandes Távora.

BAURU
2016

Santos, Diully Rodrigues dos

S2373u

O uso de soluções desinfetantes para a desinfecção de próteses totais / Diully Rodrigues dos Santos. -- 2016.
35f.

Orientadora: Profa. Dra. Flora Freitas Fernandes Tavora.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Odontologia) – Universidade do Sagrado Coração – Bauru – SP.

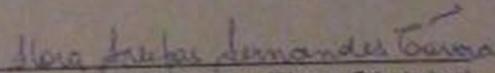
1. Resinas Acrílicas. 2. Desinfecção. 3. Próteses Totais. 4. Higienização. I. Távora, Flora Freitas Fernandes. II. Título.



ATA DE DEFESA DE TRABALHO DE CONCLUSÃO DE CURSO

Ata de Defesa do Trabalho de Conclusão de Curso em Odontologia de Diully Rodrigues dos Santos

Ao dia oito de dezembro de dois mil e dezesseis, reuniu-se a banca examinadora do trabalho apresentado como Trabalho de Conclusão de Curso em Odontologia de Diully Rodrigues dos Santos intitulado: "O uso de desinfetantes na desinfecção de bases de próteses". Compuseram a banca examinadora os professores Dra. Flora Freiras Fernandes Távora, Dra. Carolina Ortigosa Cunha e Dr. Luis Eduardo Butignon. Após a exposição oral, a candidata foi arguida pelos componentes da banca que se reuniram, e decidiram, aprovada com a nota 100 a monografia. Para constar, fica redigida a presente Ata, que aprovada por todos os presentes, segue assinada pelo Orientador e pelos demais membros da banca.


Dra. Flora Freiras Fernandes Távora (Orientadora)

AGRADECIMENTOS

A vida por ser tão magnífica comigo e me conceder força todos os dias para seguir em frente, com persistência e fé, para atingir o meu objetivo maior durante esses anos dentro da universidade.

A Deus por me guiar, me orientar e me mostrar o melhor caminho.

A universidade, a qual escolhi com carinho e sou eternamente grata, ao longo dos anos virou minha segunda casa, onde eu amadureci, aprendi e hoje estou realizando um sonho.

Aos meus pais Edson e Nilcéia que desde sempre me mostraram o melhor caminho a seguir, o do bem, e que mesmo tão longe nunca me deixaram desamparada, sempre junto comigo, me protegendo, repassando calma, amor e compreensão. Fizeram essa caminhada ser mais fácil, o meu agradecimento não cabem em palavras, sou totalmente grata a minha vida á vocês, minha base, meu maior tesouro. Amo vocês!

Aos meus irmãos, Gustavo e Leandro que somos tão diferentes, mas ao mesmo tempo somos iguais. Trouxe muitas coisas de vocês quando sai de casa, atrás do meu sonho; a perseverança e a garra do Guga pra ir atrás dos seus objetivos, e a calma e paciência do Le pra lidar com os problemas do dia-a-dia.

A minha família, sempre me dando suporte longe de casa, principalmente a tia Edilene minha companheira diária durante os anos morando em Bauru.

Aos meus amigos, os que tive a oportunidade de conhecer dentro da universidade e os que trouxe comigo fora dela, foi com vocês que muita vezes desabafei, lamentei e compartilhei momentos maravilhosos, vocês também fazem parte dessa conquista.

Ao meu namorado Márcio, desde sempre me incentivando a ir atrás do meus sonhos, conquistar o meu lugar com honestidade e calma, tenho você como espelho, uma pessoa estudiosa, esforçada e determinada. Durante esses cinco

anos você somou na minha vida e me fez crescer muito, essa vitória é nossa, vou ter muitas outras, e quero estar com você do meu lado, te amo!

Aos meus professores, ao qual não tenho palavras pra descrever minha eterna gratidão, aprendi amar, zelar e cuidar das pessoas e da saúde bucal graças a vocês.

A minha orientadora, Flora, quando te escolhi pra me orientar não foi em vão, sou apaixonada pela prótese e você com seu jeito de asas para os alunos voar, ensina com amor, ama o que faz. Você é dez, sou eternamente grata pelos ensinamentos e pela amizade que temos, vou levar muito de você comigo.

A minha banca Carol e Valdey, obrigada por aceitarem meu convite e também por me repassarem o que vocês sabem, aos demais professores da Prótese sou muito feliz por ter tido mestres como vocês ao longo da minha graduação, muito obrigado.

A todos que direta ou indiretamente fizeram parte da minha formação, o meu muito obrigado.

RESUMO

Durante a realização de uma reabilitação oral protética, várias etapas clínicas oferecem dificuldades para prevenção da contaminação cruzada. As próteses trazidas das clínicas para os laboratórios para ajustes e reparos contêm bactérias, vírus e fungos, colocando em risco a saúde dos técnicos em prótese dental se não forem corretamente desinfetadas. Muitos microorganismos orais e não orais associados a doenças locais e sistêmicas têm sido cultivados a partir de próteses contaminadas, materiais e instrumentais de laboratório, tais como escovas de polimento, discos de feltro, brocas e pedras montadas, evidenciando a importância da desinfecção não apenas dos materiais enviados aos laboratórios, mas também das próteses vindas dos laboratórios para a clínica odontológica, principalmente as próteses totais imediatas que têm contato direto com o sangue do paciente. Se por um lado é imprescindível a realização de desinfecções de próteses para controle da infecção cruzada entre consultório e laboratório, por outro, é de extrema importância a realização de desinfecções, controladas pelo paciente, como método de higiene da prótese, visando ao controle do biofilme microbiano e conseqüentemente, a prevenção de doenças. A desinfecção provoca a destruição da maioria dos microorganismos patogênicos, sendo que a redução dos níveis de contaminação microbiana depende do desinfetante usado, concentração do mesmo, tempo de contato, espectro de atividade antimicrobiana, temperatura e reutilização.

Palavras-chave: Resinas acrílicas. Desinfecção

ABSTRACT

During prosthetic oral rehabilitation, many clinical steps present difficulties in preventing cross-contamination. The prostheses brought from the clinics to the laboratories for adjustments and repairs contain bacteria, viruses and fungi, putting the health of dental technicians in risk if they are not properly disinfected. Many oral and non-oral microorganisms associated with local and systemic diseases have been cultured from contaminated prostheses, as materials and laboratory instruments such polishing brushes, felt disks, drills and assembled stones, highlighting the importance of disinfecting not only materials sent to the laboratories, but also the prostheses coming from the laboratories to the dental clinic, mainly the immediate total dentures that have direct contact with the patient's blood. If on the one hand it is essential to perform prosthesis disinfection to control cross-infection between the clinic and the laboratory, on the other hand it is extremely important to perform disinfections, controlled by the patient as a method of hygiene of the prosthesis, aiming at microbial biofilm control and consequently, to disease prevention. Disinfection causes the destruction of most pathogenic microorganisms, and the reduction of microbial contamination levels depends on the disinfectant used, the concentration of the disinfectant, contact time, spectrum of antimicrobial activity, temperature and reuse.

Palavras-chave: Acrylic Resin. Disinfection

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO E SÍNTESE BIBLIOGRÁFICA-----	10
1.1. Resinas acrílicas para confecção de bases para próteses totais-----	10
1.2. Elos de contaminação cruzada-----	10
1.3. Controle da formação de biofilme microbiano na base da prótese-----	11
1.4. Desinfecção química-----	14
1.4.1.Soluções para limpeza das dentaduras-----	14
1.4.2.Perborato de sódio-----	15
1.4.3.Digluconato de clorexidina-----	15
1.4.4.Ácido cítrico-----	15
1.4.5.Hipoclorito de sódio-----	16
1.5. Desinfecção de próteses totais-----	17
1.6. Efeitos adversos das soluções desinfetantes sobre as bases de prótese total-----	21
2. DISCUSSÃO-----	24
3. CONCLUSÃO-----	25
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS-----	26

1. INTRODUÇÃO E SINTESE BIBLIOGRAFICA

1.1. Resinas acrílicas para confecção de bases para próteses totais

Uma prótese total é constituída de uma base onde são montados os dentes artificiais. Essa base, além de suporte, é também responsável pela estabilidade, retenção e distribuição das forças mastigatórias ao rebordo subjacente. Em 1937, surgiu a resina acrílica nas formas de pó e líquido, com o nome de Crystolex (Kerr Dental Manufacturing Company) e, mais tarde, surgiu a resina Lucitone (L. D. Caulk Company) também nas formas de pó e líquido (SEARS,1958). Um ano depois, a American Dental Association (ADA) testou e aprovou as propriedades físicas e mecânicas do polimetil metacrilato (PMMA), composição básica das resinas acrílicas. Juntamente com a aprovação do National Bureau of Standarts, o PMMA passou a fazer parte do contexto da odontologia (SEARS,1958).

As resinas acrílicas à base de PMMA apresentam uma combinação de características favoráveis, como facilidade da manipulação, estética satisfatória e bom desempenho clínico, as quais, associadas ao seu custo acessível, têm resultado em ampla utilização (JAGGER *et al.* , 2001).

1.2. Elos de contaminação cruzada

Grande atenção tem sido dada, desde a descoberta da AIDS, na década de 80, aos procedimentos de controle de infecção cruzada, tanto na área médica quanto na odontológica.

Durante a realização de uma reabilitação oral protética, várias etapas clínicas oferecem dificuldades para prevenção da contaminação cruzada (MERCHANT; MOLINARI, 1989). Segundo BRACE; PLUMER, 1993, as próteses trazidas das clínicas para os laboratórios para ajustes e reparos

contêm bactérias, vírus e fungos, colocando em risco a saúde dos técnicos em prótese dental se não forem corretamente desinfetadas. Em outro estudo, POWELL *et al.*, 1990, constataram que 67% de todos os materiais enviados ao laboratório de prótese estavam infectados com vários graus de bactérias patógeno-opportunistas. Além disso, a presença de altos números de bactérias foi encontrada em pedra pomes de uso laboratorial, para polimento de próteses, quando não eram mantidas práticas de controle de higiene, esterilização e desinfecção nos laboratórios de prótese dentária (WILLIAMS *et al.*, 1985). Desse modo, muitos microorganismos orais e não orais associados a doenças locais e sistêmicas têm sido cultivados a partir de próteses contaminadas, materiais e instrumentais de laboratório, tais como escovas de polimento, discos de feltro, brocas e pedras montadas (WILLIAMS *et al.*, 1985), evidenciando a importância da desinfecção não apenas dos materiais enviados aos laboratórios, mas também das próteses vindas dos laboratórios para a clínica odontológica, principalmente as próteses totais imediatas que têm contato direto com o sangue do paciente (KING; MATTIS, 1991).

1.3. Controle da formação de biofilme microbiano na base da prótese

Se por um lado é imprescindível a realização de desinfecções de próteses para controle da infecção cruzada entre consultório e laboratório, por outro, é de extrema importância a realização de desinfecções, controladas pelo paciente, como método de higiene da prótese, visando ao controle do biofilme microbiano e conseqüentemente, a prevenção de doenças.

Muitos autores pesquisaram a composição e a formação do biofilme microbiano em bases de próteses de pacientes sadios e portadores de estomatite por uso de dentadura (THEILADE; BUDTZ – JORGENSEN, 1980, BUDTZ – JORGENSEN *et al.*, 1981, THEILADE; BUDTZ – JORGENSEN; BUDTZ – JORGENSEN; THEILADE, 1983, FRANK; STEUER, 1985) e constataram que alguns microorganismos desse biofilme poderiam estar

presentes tanto na superfície externa da base da prótese, quanto na interna, e também invadindo o tecido conjuntivo adjacente (CATALÁN; HERRERA; MARTINEZ, 1987).

A colonização de microorganismos na base da prótese é facilitada, principalmente, pela degradação química do acrílico e por sua rugosidade superficial (YAMAUCHI *et al.* , 1990).

Os processos de degradação química das resinas ocorrem pela ação de microorganismos orais que utilizam o carbono presente na estrutura química do metil metacrilato como fonte de nutrientes, contribuindo para o aumento da porosidade desse material (ENGELHARDT, 1974). Já a rugosidade superficial é inerente às técnicas de acabamento e polimento, e seu valor (Ra) varia de acordo com a técnica utilizada, tanto para resinas acrílicas termopolimerizáveis, quanto para as autopolimerizáveis. O polimento sempre promove uma redução dos valores de rugosidade superficial, (ULUSOY; ULUSOY; AYDIN, 1986) e, embora esses valores não sejam tão claros na literatura, preconiza-se ser inferior a 0,2µm para dificultar a adesão microbiana (QUIRYNEN *et al.* , 1990, BOLLEN; LAMBRECHTS; QUIRYNEN, 1997).

Todavia, as técnicas convencionais de acabamento e polimento de bases de próteses totais dificilmente atingem níveis de rugosidade superficial inferiores a 0,2 µm e mesmo em superfícies lisas, qualquer irregularidade no polimento já é suficiente para facilitar o acúmulo de microorganismos (VERRAN; MARYAN, 1997). Dessa forma, as bases de próteses totais são potentes reservatórios de microorganismos, podendo atuar como foco de infecções orais (SARAMANAYAKE; McCOURTIE; Mac FARLANE, 1980).

Sabe-se que o biofilme da prótese está intimamente relacionado com o desenvolvimento de patologias inflamatórias, como a estomatite por uso de dentadura, principalmente por conter em sua composição leveduras de *Candida albicans*. Para alguns autores, o biofilme da prótese, associado à presença de *Candida albicans*, é o principal fator etiológico desta doença (PIRES *et al.* , 2002).

Estudos de NIKAWA; HAMADA; YAMAMOTO, 1998, e ARKEL; SHINNICK, 2003, verificaram outras patologias associadas ao biofilme da prótese. Segundo os autores, sua presença pode estar relacionada a infecções orais, gastrointestinais e pulmonares, principalmente em pacientes imunossuprimidos ou idosos, que fazem deglutição e aspiração contínua de microorganismos do biofilme da prótese.

Portanto, controlar a formação do biofilme microbiano na base da prótese é imprescindível para a manutenção da saúde. Isto deve ser promovido por meio de técnicas diárias de higienização e desinfecção das mesmas, realizadas pelo próprio paciente, orientado sempre pelo cirurgião - dentista. Essa rotina do regime de limpeza deve ter como objetivo remover e prevenir o acúmulo de biofilme microbiano, mucina, restos de alimentos, cálculo e coloração exógena (BUDTZ – JORGENSEN, 1979).

Várias técnicas e produtos para higienização de próteses foram desenvolvidos no final dos anos 60 e na década de 70 e grande parte dos trabalhos preconiza a combinação da remoção mecânica do biofilme, por meio de escovação da prótese com sabão neutro ou dentifrícios, com o uso de soluções químicas (ODMAN, 1992; LOMBARDI, 1993). Embora tais estudos comprovem a preferência do paciente pelo uso da escovação da prótese somente, os resultados afirmam que a limpeza mecânica sozinha não é suficiente para garantir a higienização adequada, e são contundentes na associação da técnica mecânica com produtos químicos para limpeza eficiente das próteses.

A literatura aponta uma variedade de produtos químicos que podem ser utilizados para o controle da formação de biofilme microbiano sobre a base das próteses. Enquanto alguns autores destacam o uso de soluções higienizantes para diminuição da quantidade de microorganismos (GHALICHEBAF; GRASER; ZANDER, 1982; MOORE; SMITH; KENNY), outros consideram que somente o uso de soluções químicas desinfetantes é capaz de eliminar microorganismos que invadem o interior do acrílico (CHAU *et al.* , 1995, LIN *et al.* , 1999).

1.4. Desinfecção química

A desinfecção provoca a destruição da maioria dos microorganismos patogênicos, sendo que a redução dos níveis de contaminação microbiana depende do desinfetante usado, concentração do mesmo, tempo de contato, espectro de atividade antimicrobiana, temperatura e reutilização. (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION, 1992, COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS; COUNCIL ON DENTAL PRACTICE, 1996).

Os procedimentos de desinfecção podem ser realizados por meio de imersão do instrumento ou por spray de desinfetante aplicado sobre as superfícies. No entanto, sempre que possível, a imersão deve ser utilizada, pois esse método assegura a exposição de todas as superfícies do objeto pela substância química durante o período recomendado (MERCHANT; MOLINARI, 1989).

Idealmente os desinfetantes químicos devem ter espectro antimicrobiano o mais amplo possível; ação rápida sobre formas vegetativas e esporos de bactérias e fungos, protozoários e vírus; não ser afetado por fatores físicos, tais como matéria orgânica (sangue, saliva), outros sabões, detergentes ou substâncias químicas; ser atóxicos aos tecidos; inodoros; econômicos; de fácil utilização; e ao mesmo tempo não promover alterações superficiais que causem danos ao objeto desinfetado (MOLINARI; SCHAEFER; RUNNELLS, 1996).

Obviamente, nenhum desinfetante disponível preenche todos os critérios de um desinfetante ideal (WHITACRE, 1991). Deve-se considerar que a eficácia dos desinfetantes de superfície e de imersão depende de vários fatores: concentração e tipo de microorganismos, concentração da substância química, tempo de exposição, quantidade de resíduos orgânicos acumulados (RUTALA; WEBER, 1997) e natureza do objeto (se possui poros).

1.4.1 Soluções para limpeza das dentaduras.

Os limpadores de dentaduras podem ser divididos dentro de cinco grupos. Peróxidos alcalinos, hipocloritos alcalinos, ácidos, desinfetantes e enzimas (NAKAMOTO; TAMAMOTO; HAMADA, 1991). O uso de limpadores químicos esta normalmente associado aos métodos mecânicos e a sua eficácia em relação a redução da formação de biofilme sobre as irregularidades de superfície tem sido relatada (PARANHOS *et al.* , 2007). Discutiremos abaixo sobre os produtos mais utilizados atualmente para a desinfecção dessas próteses.

1.4.1.1 Perborato de sódio

Pastilhas efervescentes de peróxidos alcalinos possuem excelentes propriedades de remoção do biofilme (MOFFA *et al.* , 2011). Quando dissolvido na água, o perborato de sódio rapidamente se decompõe para formar um solução alcalina de peróxido que libera oxigênio em contato com a água, permitindo portanto uma limpeza mecânica pelas bolhas de oxigênio assim como a limpeza química (MOFFA *et al.* , 2011).

1.4.1.2 Digluconato de clorexidina

A clorexidina tem sido mostrada como sendo efetiva no tratamento da estomatite por dentadura (MOFFA *et al.* , 2011) reduzindo a formação do biofilme e melhorando a saúde da mucosa do paciente.

1.4.1.3 Acido cítrico

Outro tipo de limpador de dentadura contem acido cítrico e esta disponível como uma solução concentrada, que pode ser usada nas diluições de 1-5 e 1-8 após diluição apropriada como recomendado pelo fabricante. Esse limpador atua como um agente quimioterápico que pode efetivamente romper os biofilmes através de um mecanismo de sequestro de íons cálcio. Esse mecanismo permite que o acido cítrico quebre as pontes de cálcio e conseqüentemente rompe a matriz do biofilme, o que pode levar a uma atividade anti-biofilme (NTROUKA *et al.* , 2011).

As soluções de acido cítrico foram avaliadas quanto a sua capacidade de descontaminar a superfície de implantes (NTROUKA *et al.* ,

2011), demonstrando uma redução no número das espécies patogênicas. Apesar das soluções também serem efetivas contra biofilmes de *Streptococcus mutans* e biofilmes derivados de várias espécies que se desenvolvem nas superfícies do titânio, o efeito dos limpadores a base de ácido cítrico contra os biofilmes de *Candida* sobre as superfícies das dentaduras ainda é pouco estudado (NTROUKA *et al.*, 2011).

Baseado na literatura, o ácido cítrico e o agente quimioterapêutico com o maior potencial para remover biofilmes das superfícies contaminadas de titânio, apesar de ele não alcançar uma remoção completa (NTROUKA *et al.*, 2011).

1.4.1.4 Hipoclorito de sódio

Os hipocloritos são os compostos de cloro mais antigos e mais amplamente utilizados no campo da desinfecção química, pois são germicidas poderosos, de amplo espectro antimicrobiano, não prejudiciais ao homem nas concentrações comercializadas, sem resíduos nocivos nem alteração da cor da solução, e por serem de fácil manuseio e baixo custo (BLOCK, 1991).

As soluções de hipoclorito de sódio podem apresentar concentrações variando de 1 a 15%, dependendo da finalidade de uso, uma vez que são utilizadas tanto para uso doméstico, quanto para uso industrial, além de serem empregadas como desinfetantes hospitalares, para consultório odontológico e outros locais (BLOCK, 1991).

Em odontologia, essas soluções foram introduzidas como anti-sépticos em 1835, podendo ser empregados na concentração de 5,25%, que é uma combinação de cloro ativado com bases fortes; ou em concentrações menores, de 2%, 1% ou até mesmo diluída 0,5%. O tempo de imersão é variável, de acordo com a concentração utilizada, podendo oscilar entre 5 e 30 minutos, não sendo recomendado exceder mais de 30 minutos. (COUNCIL ON DENTAL THERAPEUTICS; COUNCIL ON PROSTHETIC SERVICES AND DENTAL LABORATORY RELATIONS, 1985, WOOD, 1992).

Como o hipoclorito de sódio tende a ser instável, alguns autores consideram que as soluções devem ser preparadas diariamente e descartadas após o uso (COUNCIL ON DENTAL THERAPEUTICS; COUNCIL ON PROSTHETIC SERVICES AND DENTAL LABORATORY RELATIONS, 1985, MOLINARI; RUNNELLS, 1991). Entretanto, GERHARDT; WILLIAMS, 1991, em seu estudo sobre os efeitos do tempo, armazenamento e uso na estabilidade de soluções cloradas, preparadas para desinfecção de materiais de moldagem odontológicos, concluíram que uma mesma solução de cloro, para fins de desinfecção, se mantém efetiva num período de 1 semana.

Desinfetantes a base de hipoclorito de sódio são apropriados para desinfecção por imersão da maioria dos itens transportados para e do laboratório odontológico, contudo, podem distorcer e danificar certos materiais (MERCHANT, 1997), provocar corrosão de metais, irritação da pele e mucosas, manchar tecidos (COUNCIL ON DENTAL THERAPEUTICS; COUNCIL ON PROSTHETIC SERVICES AND DENTAL LABORATORY RELATIONS, 1985, MOLINARI; RUNNELLS, 1991, RUTALA; WEBER, 1997), degradar instrumentos de plástico e de borracha, além de apresentarem odor forte e desagradável (COTTONE; MOLINARI, 1987).

Os efeitos esporocidas são conseguidos somente com altas concentrações de cloro e sua atividade biocida é diminuída na presença de matéria orgânica (COTTONE; MOLINARI, 1987, RUTALA; WEBER, 1997)

1.5. Desinfecção de próteses totais

Em vista do acúmulo de biofilme microbiano na superfície do acrílico das próteses totais (VERRAN; MARYAN, 1997) e considerando que os microorganismos os quais o compõe são causadores de patologias locais e sistêmicas (NIKAWA; HAMADA; YAMAMOTO, 1998, PIRES *et al.*, 2002), é de extrema importância a realização de procedimentos de desinfecção para assegurar a saúde do paciente.

O uso de soluções químicas é uma alternativa eficaz para desinfecção, porém, existem muitas controvérsias quanto ao tipo de desinfetante, ao período de desinfecção das próteses e à concentração da

solução (MA; JOHNSON; GORDON, 1997, SAUNDERS *et al.* , 1998, WEBB *et al.* , 1998, FURUKAWA *et al.* , 1998, LIN *et al.* , 1999, PAVARINA *et al.* , 2003). Apesar da incongruência de resultados de alguns trabalhos, o objetivo sempre será o de oferecer ao paciente a possibilidade de desinfetar as próteses totais em um menor tempo possível.

Embora alguns trabalhos tenham testado desinfetantes como o dióxido de cloro (BELL *et al.* , 1989, BRACE; PLUMMER, 1993, CHAU *et al.* , 1995, FURUKAWA *et al.* , 1998, LIN *et al.* , 1999) e iodóforos (CHAU *et al.* , 1995, MA; JOHNSON; GORDON, 1997, PAVARINA *et al.* , 2003), a maioria dos estudos encontrados na literatura testou as soluções desinfetantes de hipoclorito de sódio (GHALICHEBAF; GRASER; ZANDER, 1982, RUDD *et al.* , 1984, COTTONE; MOLINARI, 1987, HENDERSON *et al.* , 1987, MC GOWAN; SHIMODA; WOOLSEY, 1988, BELL *et al.* , 1989, CHAU *et al.* , 1995, MA; JOHNSON; GORDON, 1997, SAUNDERS *et al.* , 1988, WEBB *et al.* , 1998, PAVARINA *et al.* , 2003, glutaraldeído (POLYZOIS; ZISSIS; YANNIKAKIS, 1995, HENDERSON *et al.* , 1987) e gluconato de clorexidina (ASAD; WATKINSON; HUGGET, 1992, PAVARINA *et al.* , 2003, PAVARINA *et al.* , 2003, NEPPELENBROEK *et al.* , 2005, AZEVEDO *et al.* , 2006).

Alguns trabalhos, os quais apresentaram culturas negativas, recomendam a imersão de próteses totais em hipoclorito de sódio a 5,25% diluído a 1:10 por 10 minutos (SAUNDERS *et al.* , 1998), enquanto outros aconselham a mesma concentração diluída 1:5 a 1:100 em intervalos de 10 a 30 minutos (COTTONE; MOLINARI, 1987).

O tempo de imersão em hipoclorito de sódio na concentração de 5,25%, não diluído, capaz de promover a desinfecção de uma prótese total foi descrito por RUDD *et al.* , em 1984. Para os autores, o tempo ideal de imersão seria de 5 minutos. No entanto, outros estudos, comparando diferentes soluções, utilizaram tempos diferentes para a desinfecção com hipoclorito de sódio a 5,25% (BELL *et al.* , 1989, CHAU *et al.* , 1995, SAUNDERS *et al.* , 1998).

A concentração de 5,25% não diluída de hipoclorito de sódio atingiu níveis significativamente melhores de desinfecção, em imersão de 4 minutos,

quando comparado a imersões em dióxido de cloro durante 2 e 3 minutos (BELL *et al.* , 1989). CHAU *et al.* , em 1995, também compararam as duas soluções, mas com tempo de imersão de 10 minutos, e constataram que somente o hipoclorito de sódio foi capaz de desinfetar a porção interna das resinas acrílicas.

Esta concentração de hipoclorito de sódio também se revelou mais eficaz no estudo de SAUNDERS *et al.* , 1998, quando comparada aos compostos iodóforos, em um experimento onde amostras de resina acrílica eram desinfetadas, durante 10 minutos, por essas substâncias.

Preocupado com a possibilidade de desinfetar materiais diferentes em uma prótese (resina e metal), MC GOWAN; SHIMODA; WOOLSEY, 1988, avaliaram o efeito desinfetante do hipoclorito de sódio nas concentrações de 2%, 3%, 4% e 5,25%, durante 3, 5 e 30 minutos para desinfecção de próteses parciais removíveis sem causar danos à estrutura metálica. As imersões por 5 minutos em hipoclorito de sódio a 2% e a 5,25% por 3 minutos foram efetivas para desinfecção das bases de resina sem causar corrosão ao metal da prótese.

Comparação entre as soluções de hipoclorito de sódio a 5,25% e a 2% foi realizada também em um estudo de YILMAZ *et al.* , 2005. Concluiu-se que em 5 minutos de imersão, a solução de concentração 5,25% foi mais efetiva que a de 2%, no entanto, ambas reduziram significativamente o número de microorganismos testados. A concentração de 1%, testada por PAVARINA *et al.* , 2003, também apresentou culturas negativas em imersões de 10 minutos, quando eram mantidas em agitação ou não.

Ainda em estudos comparativos avaliando a eficácia de soluções desinfetantes sobre próteses totais, HENDERSON *et al.* , 1987 utilizaram, além do hipoclorito de sódio a 5,25%, a solução de glutaraldeído em duas concentrações (2% concentrado e 2% diluído 1:16), com imersão de 10 minutos. Verificou-se redução significativa de bactérias na superfície de próteses totais para ambas as soluções testadas.

Além das soluções de hipoclorito de sódio e glutaraldeído, o gluconato de clorexidina também foi utilizado para desinfecção de próteses totais, através de imersão. A concentração de 4%, em imersões de 10 minutos, garantiu eficácia na desinfecção, independente da agitação em ultra-som. (PAVARINA *et al.*, 2003).

A eficiência da clorexidina no tratamento da estomatite por dentadura já é relatada desde 1970. Budtz-Jorgensen and Loe, em 1972, mostraram que a desinfecção das dentaduras com clorexidina a 2% por 15 minutos, duas vezes ao dia, foi capaz de reduzir a inflamação causada pela estomatite e eliminou completamente a presença das hifas de *Candida*. Vários estudos mostraram que a desinfecção de dentaduras com digluconato de clorexidina a 2% ou 4%, bem como a utilização das soluções de bochecho baseadas em clorexidina a 0.12% ou a 0.2% e efetivo na redução de *Candida albicans* aderidas a superfície da resina acrílica e, conseqüentemente, efetivo na prevenção e tratamento da estomatite por dentadura, especialmente quando ambos os métodos estão associados (SOUSA *et al.*).

Um estudo avaliou a eficácia do limpador de prótese com ácido cítrico para a remoção ou destruição do biofilme de *C. albicans* formado sobre a superfície dos espécimes de PMMA. O efeito a longo prazo de outra solução limpadora de dentadura foi demonstrado em estudos anteriores. VIEIRA *et al.*, 2010 e DHAMANDE; PAKHAN; THOMBARE, 2012 que também incluiu a avaliação da solução padrão ouro (hipoclorito de sódio). Nesse estudo, somente água purificada foi utilizada como controle. Considerando que já é bem sabido que o hipoclorito de sódio é eficiente contra os biofilmes de *Candida*, esse estudo objetivou mostrar as diferenças entre o limpador de dentadura a base de ácido cítrico e a ausência de um tratamento químico. O presente estudo mostrou que o tratamento com ácido cítrico foi mais efetivo do que a ausência de tratamento, contudo, comparações com uma solução padrão ouro ainda precisam ser realizadas (FAOT *et al.*). O ácido cítrico utilizado nesse estudo foi uma mistura de uma água purificada e ácido cítrico, resultando em uma solução química de baixa viscosidade, solúvel em água e não tóxica. Dentro das limitações desse estudo, os autores verificaram que os

limpadores de dentaduras a base de ácido cítrico reduziram a viabilidade celular mas não preveniram a recolonização dentro de 48 horas (FAOT *et al.*)

1.6. Efeitos adversos das soluções desinfetantes sobre as bases de prótese total

Diante de inúmeras evidências na literatura salientando a importância do uso de soluções químicas para desinfecção de bases de próteses totais e controle de infecção cruzada, esta prática tem se tornado rotineira, porém, tão importante quanto saber qual o tipo de solução utilizar é conhecer se a solução química, a concentração e o tempo de imersão escolhidos são compatíveis com a base que compõe uma prótese total, para evitar efeitos adversos nas resinas acrílicas.

Grande parte dos estudos encontrados na literatura apresenta apenas avaliações em curto prazo sobre os efeitos das soluções desinfetantes sobre as resinas acrílicas (SHEN; JAVID; COLAIZZI, 1989, ASAD; WATKINSON; HUGGET, 1992).

De acordo com ZISSIS *et al.*, 2000, dentre as propriedades requeridas dos materiais usados na confecção de dentaduras, aquelas relacionadas com a superfície, rugosidade, tensão superficial, interações eletrostáticas e microdureza são de importância clínica, desde que possam causar acúmulo de biofilme e manchamento. Em particular, a rugosidade de superfície provoca adesão e retenção de *Candida albicans*, a qual é de importância específica na indução de estomatites.

PAVARINA *et al.*, 2003, estudaram o efeito de soluções desinfetantes na microdureza de dentes de resina acrílica, utilizando três soluções (gluconato de clorexidina a 4%, hipoclorito de sódio a 1% e perborato de sódio a 3,78%) com tempo de imersão de 10 minutos. Não houve diferenças significantes na microdureza após imersão nas soluções. Os mesmos autores avaliaram os efeitos destas substâncias na resistência flexural de duas resinas acrílicas termopolimerizáveis, utilizadas para confecção de bases de próteses totais, após duas imersões de 10 minutos cada. Os resultados demonstraram

que a resistência flexural de ambas as resinas não foram afetadas pelos diferentes tratamentos desinfetantes (PAVARINA *et al.* , 2003).

A dureza de duas resinas acrílicas termopolimerizáveis foi avaliada por NEPPELENBROEK *et al.* , 2005, após 4 procedimentos de desinfecção, simulando as desinfecções que devem ocorrer entre os procedimentos clínicos e laboratoriais, em soluções de gluconato de clorexidina a 4%, hipoclorito de sódio a 1% e perborato de sódio a 3,78%, em imersões de 10 minutos e após serem armazenadas em água durante 15, 30, 60, 90 e 120 dias. Observou-se uma diminuição dos valores de dureza, após a desinfecção, de ambos os materiais testados, independente da solução desinfetante utilizada. No entanto, após o armazenamento em água, os valores aumentaram, até a análise de 60 dias. Os períodos seguintes não apresentaram aumento nos valores de dureza.

AZEVEDO *et al.* , 2006, analisou as alterações de rugosidade e dureza de três resinas acrílicas termopolimerizáveis após desinfecção com soluções de hipoclorito de sódio 1% e gluconato de clorexidina 4% e perborato de sódio a 3,78%. Os testes foram realizados 1 hora após a polimerização, após 48h de armazenamento em água destilada, após 2 ciclos de desinfecção, sendo cada um de 10 minutos, e finalmente, após 7 dias de imersão nos desinfetantes. Apenas um dos materiais testados apresentou alteração discreta, embora significativa, nos valores de dureza, após imersão nas soluções durante 7 dias. Não houve alterações nos valores de rugosidade dos materiais testados após 7 dias de imersão nas soluções desinfetantes testadas.

Na literatura, vários estudos *in vitro* tem relatado um branqueamento ou descoloração da resina acrílica após uma exposição prolongada aos agentes de desinfecção química. A capacidade de um material de manter a sua cor quando esta em função é um dos fatores que determina a sua longevidade.

Em um estudo clínico randomizado, MOFFA *et al.* , 2011, verificaram a estabilidade de cor de resinas acrílicas quando imersas em duas soluções desinfetantes (digluconato de clorexidina e Corega Tabs). Ocorreram alterações de cor dos parâmetros testados para a resina Tokuyama, quando as dentaduras foram desinfetadas com soluções de perborato de sódio e digluconato de clorexidina a 2%. . Essas alterações de cor das resinas testadas

podem ser causadas por fatores intrínsecos ou extrínsecos. Os fatores intrínsecos estão relacionados a alterações internas do material resultantes de reações físico-químicas ou oxidação do monômero residual. Além disso, fatores extrínsecos que podem influenciar a alteração de cor incluem adsorção e absorção de pigmentos resultantes dos hábitos de dietas dos pacientes, hábito de fumar e acúmulo de biofilme.

O potencial de manchamento da clorexidina já está bem descrito na literatura (MOFFA *et al.* , 2011). Dentre os fatores que interferem na prevalência e severidade da mudança de cor são a concentração, tempo de imersão e volume da clorexidina que foi utilizada. Portanto, concentrações menores, em volumes maiores podem causar um menor manchamento mas com a mesma efetividade. Portanto, o tempo de imersão deve ser considerado, já que tempos prolongados de imersão podem influenciar e alterar a estrutura do polímero e assim causar uma maior alteração de cor.

Quanto a essas alterações de cor das resinas, existe uma variação individual grande no grau de pigmentação de pessoa pra pessoa, e isso torna a explicação mais difícil já que essas alterações podem ser causadas por fatores intrínsecos, fatores extrínsecos diferentes ou ambos. Portanto, outros estudos *in vivo* são necessários para avaliar a contribuição dos mecanismos discutidos no processo de pigmentação das resinas (MOFFA *et al.* , 2011).

2. DISCUSSÃO

O objetivo da imersão de próteses totais em soluções químicas desinfetantes é obter limpeza e descontaminação, através do controle da formação de biofilme sobre a base de resina acrílica, e é desejável que esse processo não cause danos à estrutura química e mecânica desses materiais, tais como alterações na morfologia superficial, resistência flexural e microdureza.

Além disso, não há muitos trabalhos avaliando os danos que os desinfetantes podem causar nas propriedades mecânicas das resinas acrílicas, mesmo em avaliações de curto prazo (SHEN; JAVID; COLAIZZI, 1989, ASAD; WATKINSON; HUGGET, 1992, MA; JOHNSON; GORDON, 1997, POLYZOIS; ZISSIS; YANNIKAKIS, 1995, ZISSIS *et al.* , 2000, PAVARINA *et al.* , 2003, NEPPELENBROEK *et al.* , 2005, AZEVEDO *et al.* , 2006).

Apesar do uso contínuo de limpadores com ácido cítrico por 3 meses ter mostrado efeitos adversos com uma maior liberação de íons das ligas Co-Cr, (FELIPUCCI *et al.* , 2011),(DAVI *et al.* , 2012) nenhum efeito deletério tem sido demonstrado para os materiais dentários de maneira geral (DURKAN *et al.* , 2013). Em contraste, outros limpadores de dentaduras, principalmente aqueles contendo hipoclorito de sódio, puderam aumentar a rugosidade superficial, diminuir a dureza e eventualmente mudar a cor das resinas acrílicas e reembasadores de dentaduras (DURKAN *et al.* , 2013). Portanto, limpadores a base de ácido cítrico podem ser adequados para as próteses removíveis e aparelhos ortodônticos e para a remoção de biofilmes e prevenção de sua recolonização.

3.CONCLUSÃO

Existe uma ampla quantidade de informação sobre o efeito dos procedimentos de desinfecção química sobre as dentaduras. Diversas soluções químicas são eficientes sobre os microorganismos estudados, no entanto, as alterações provocadas sobre as propriedades desses materiais é grande. Estudos clínicos randomizados devem ser realizados para capacitarem os clínicos a darem recomendações baseadas em evidências para os pacientes sobre os cuidados com as dentaduras e sobre higiene oral.

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

Abe Y, Sato Y, Akagawa Y, Ohkawa S. An in vitro study of high-strength resin posterior denture tooth wear. *Int J Prosthodont.* 1997; 10(1):28-34.

Abe Y, Sato Y, Taji T, Akagawa Y, Lambrechts P, Vanherle G. An in vitro wear study of posterior denture tooth materials on human enamel. *J Oral Rehabil.* 2001; 28(5):407-12.

Abelson DC. Denture plaque and denture cleansers: review of the literature. *Gerodontology.* 1985; 1(5):202-6.

American Dental Association. Infection control recommendations for the dental office and dental laboratory. *J Am Dent Assoc.* Chicago 1992; suppl:1-8.

Arab J, Newton JP, Lloyd CH. The effect of an elevated level of residual monomer on the whitening of a denture base and its physical properties. *J Dent.* 1989; 17(4):189-94.

Arima T, Murata H, Hamada T. The effects of cross-linking agents on the water sorption and solubility characteristics of denture base resin. *J Oral Rehabil.* 1996; 23(7):476-80.

Arkell S, Shinnick A. Update on oral candidosis. *Nurs Times.* 2003; 99(48):52-3.

Asad T, Watkinson AC, Huggett R. The effect of disinfection procedures on flexural properties of denture base acrylic resins. *J Prosthet Dent.* 1992; 68(1):191-5.

Asad T, Watkinson AC, Huggett R. The effects of various disinfectant solutions on the surface hardness of an acrylic resin denture base material. *Int J Prosthodont.* 1993; 6(1):9-12.

Azevedo A, Machado AL, Vergani CE, Giampaolo ET, Pavarina AC, Magnani R. Effect of disinfectants on the hardness and roughness of relined acrylic resins. *J Prosthodont.* 2006; 15(4):235-42.

Barbeau J, Seguin J, Goulet JP, de Koninck L, Avon SL, Lalonde B, et al. Reassessing the presence of *Candida albicans* in denture-related stomatitis. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 2003; 95(1):51-9.

Basson NJ, Quick AN, Thomas CJ. Household products as sanitising agents in denture cleansing. *J Dent Assoc S Afr.* 1992; 47(10):437-9.

Bell JA, Brockmann SL, Feil P, Sackuvich DA. The effectiveness of two disinfectants on denture base acrylic resin with an organic load. *J Prosthet Dent.* 1989; 61(5):580-3.

Block SS. *Disinfection, sterilization, and preservation* 4ed. Philadelphia: Lea & Febiger; 1991.1162.

Bollen CM, Lambrechts P, Quirynen M. Comparison of surface roughness of oral hard materials to the threshold surface roughness for bacterial plaque retention: a review of the literature. *Dent Mater.* 1997; 13(4):258-69.

Brace ML, Plummer KD. Practical denture disinfection. *J Prosthet Dent.* 1993; 70(6):538-40.

Braden M. The absorption of water by acrylic resins and other materials. *J Prosthet Dent.* 1964; 14:307-316.

Braun KO, Mello JA, Rached RN, Del Bel Cury AA. Surface texture and some properties of acrylic resins submitted to chemical polishing. *J Oral Rehabil.* 2003; 30(1):91-8.

Budtz-Jorgensen E. Materials and methods for cleaning dentures. *J Prosthet Dent.* 1979; 42(6):619-23.

Budtz-Jorgensen E, Theilade E. Regional variations in viable bacterial and yeast counts of 1-week-old denture plaque in denture-induced stomatitis. *Scand J Dent Res.* 1983; 91(4):288-95.

Budtz-Jorgensen E, Theilade E, Theilade J, Zander HA. Method for studying the development, structure and microflora of denture plaque. *Scand J Dent Res*. 1981; 89(2):149-56.

Catalan A, Herrera R, Martinez A. Denture plaque and palatal mucosa in denture stomatitis: scanning electron microscopic and microbiologic study. *J Prosthet Dent*. 1987; 57(5):581-6.

Chan EC, Iugovaz I, Siboo R, Bilyk M, Barolet R, Amsel R, et al. Comparison of two popular methods for removal and killing of bacteria from dentures. *J Can Dent Assoc*. 1991; 57(12):937-9.

Chandra J, Mukherjee PK, Leidich SD, Faddoul FF, Hoyer LL, Douglas LJ, et al. Antifungal resistance of candidal biofilms formed on denture acrylic in vitro. *J Dent Res*. 2001; 80(3):903-8.

Chau VB, Saunders TR, Pimsler M, Elfring DR. In-depth disinfection of acrylic resins. *J Prosthet Dent*. 1995; 74(3):309-13.

Ciancio SG. Drugs in dentistry. Chemical sterilizing agents: glutaraldehydes. *Dent Manage*. 1986; 26(11):76-7.

Cottone JA, Molinari JA. Selection for dental practice of chemical disinfectants and sterilants for hepatitis and AIDS. *Aust Dent J*. 1987; 32(5):368-74.

Council ODMLaE, Council ODP, Council ODT. Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory. *J Am Dent Assoc*. Chicago 1988; 116(2):241-248.

Council ODT, Council OPSaDLR. Guidelines for infection control in the dental office and the commercial dental laboratory. *J Am Dent Assoc*. Chicago 1985; 110:969-972.

Craig RG. *Materiais dentários : propriedades e manipulação*. 3 ed. Rio de Janeiro: Guanabara; 1988.204.

Crawford JJ. State-of-the-art: practical infection control in dentistry. *J Am Dent Assoc.* 1985; 110(4):629-33.

Cucci AL, Vergani CE, Giampaolo ET, Afonso MC. Water sorption, solubility, and bond strength of two autopolymerizing acrylic resins and one heat-polymerizing acrylic resin. *J Prosthet Dent.* 1998; 80(4):434-8.

Davi LR, Felipucci DN, de Souza RF, Bezzon OL, Lovato-Silva CH, Pagnano VO, Paranhos HF: Effect of denture cleansers on metal ion release and surface roughness of denture base materials. *Braz Dent J* 2012, 23:387–393.

DePaola LG, Minah GE, Elias SA, Eastwood GW, Walters RA. Clinical and microbial evaluation of treatment regimens to reduce denture stomatitis. *Int J Prosthodont.* 1990; 3(4):369-74.

Dhamande MM, Pakhan AJ, Thombare RU, Ghodpage SL: Evaluation of efficacy of commercial denture cleansing agents to reduce the fungal biofilm activity from heat polymerized denture acrylic resin: An in vitro study. *Contemp Clin Dent* 2012, 3:168–172. 9. de Freitas Fernandes FS, Pereira-Cenci T, da Silva W

Diaz-Arnold AM, Dunne JT, Jones AH. Microhardness of provisional fixed prosthodontic materials. *J Prosthet Dent.* 1999; 82(5):525-8.

Dills SS, Olshan AM, Goldner S, Brogdon C. Comparison of the antimicrobial capability of an abrasive paste and chemical-soak denture cleaners. *J Prosthet Dent.* 1988; 60(4):467-70.

Dogan A, Bek B, Cevik NN, Usanmaz A. The effect of preparation conditions of acrylic denture base materials on the level of residual monomer, mechanical properties and water absorption. *J Dent.* 1995; 23(5):313-8.

Durkan R, Ayaz EA, Bagis B, Gurbuz A, Ozturk N, Korkmaz FM: Comparative effects of denture cleansers on physical properties of polyamide and polymethyl methacrylate base polymers. *Dent Mater J* 2013, 32:367–375.

Engelhardt JP. The microbial decomposition of dental resins and its importance to the microbial balance of the oral cavity. *Int Dent J*. 1974; 24(3):376-86.

Felipucci DN, Davi LR, Paranhos HF, Bezzon OL, Silva RF, Pagnano VO: Effect of different cleansers on the surface of removable partial denture. *Braz Dent J* 2011, 22:392–397.

Frank RM, Steuer P. Transmission electron microscopy of plaque accumulations in denture stomatitis. *J Prosthet Dent*. 1985; 53(1):115-24.

Furukawa KK, Niagro FD, Runyan DA, Cameron SM. Effectiveness of chlorine dioxide in disinfection on two soft denture liners. *J Prosthet Dent*. 1998; 80(6):723-9.

Gerhardt DE, Williams HN. Factors affecting the stability of sodium hypochlorite solutions used to disinfect dental impressions. *Quintessence Int*. 1991; 22(7):587-91.

Ghalichebaf M, Graser GN, Zander HA. The efficacy of denture-cleansing agents. *J Prosthet Dent*. 1982; 48(5):515-20.

Glass RT, Bullard JW, Conrad RS, Blewett EL. Evaluation of the sanitization effectiveness of a denture-cleaning product on dentures contaminated with known microbial flora. An in vitro study. *Quintessence Int*. 2004; 35(3):194-9.

Gornitsky M, Paradis II, Landaverde G, Malo AM, Velly AM. A clinical and microbiological evaluation of denture cleansers for geriatric patients in long-term care institutions. *J Can Dent Assoc*. 2002; 68(1):39-45.

Harrison A, Huggett R. Effect of the curing cycle on residual monomer levels of acrylic resin denture base polymers. *J Dent*. 1992; 20(6):370-4.

Harrison Z, Johnson A, Douglas CW. An in vitro study into the effect of a limited range of denture cleaners on surface roughness and removal of *Candida albicans* from conventional heat-cured acrylic resin denture base material. *J Oral Rehabil*. 2004; 31(5):460-7.

Henderson CW, Schwartz RS, Herbold ET, Mayhew RB. Evaluation of the barrier system, an infection control system for the dental laboratory. *J Prosthet Dent.* 1987; 58(4):517-21.

Iacopino AM, Wathen WF. Oral candidal infection and denture stomatitis: a comprehensive review. *J Am Dent Assoc.* 1992; 123(1):46-51.

Jagger D, Harrison A, Vowles R, Jagger R. The effect of the addition of surface treated chopped and continuous poly (methyl methacrylate) fibres on some properties of acrylic resin. *J Oral Rehabil.* 2001; 28(9):865-72.

Kahn RC, Lancaster MV, Kate W, Jr. The microbiologic cross-contamination of dental prostheses. *J Prosthet Dent.* 1982; 47(5):556-9.

Katberg JJ. Cross-contamination via the prosthodonticlaboratory. *J Prosthet Dent.* 1974; 32:412-419.

Kedjarune U, Charoenworulak N, Koontongkaew S. Release of methyl methacrylate from heat-cured and autopolymerized resins: cytotoxicity testing related to residual monomer. *Aust Dent J.* 1999; 44(1):25-30.

King AH, Matis B. Infection control of in-office dental laboratories. *Dent Clin North Am.* 1991; 35(2):415-26.

Kwon TY, Imai Y. Polymerization characteristics of ethyl methacrylate-based resin initiated by TBB. *Dent Mater J.* 2004; 23(2):161-5.

Lamb DJ, Ellis B, Priestley D. Loss into water of residual monomer from autopolymerizing dental acrylic resin. *Biomaterials.* 1982; 3(3):155-9.

Lamfon H, Porter SR, McCullough M, Pratten J. Formation of *Candida albicans* biofilms on non-shedding oral surfaces. *Eur J Oral Sci.* 2003; 111(6):465-71.

Lee SY, Lai YL, Hsu TS. Influence of polymerization conditions on monomer elution and microhardness of autopolymerized polymethyl methacrylate resin. *Eur J Oral Sci.* 2002; 110(2):179-83.

Lin CT, Lee SY, Tsai TY, Dong DR, Shih YH. Degradation of repaired denture base materials in simulated oral fluid. *J Oral Rehabil.* 2000; 27(3):190-8.

Lin JJ, Cameron SM, Runyan DA, Craft DW. Disinfection of denture base acrylic resin. *J Prosthet Dent.* 1999; 81(2):202-6.

Lombardi T, Budtz-Jorgensen E. Treatment of denture-induced stomatitis: a review. *Eur J Prosthodont Restor Dent.* 1993; 2(1):17-22.

Loney RW, Moulding MB. The effect of finishing and polishing on surface roughness of a processed resilient denture liner. *Int J Prosthodont.* 1993; 6(4):390-6.

Loney RW, Moulding MB, Hacker CH, Ritsco RG. Finishing and polishing of a poly (fluoroalkoxyphosphazene) resilient denture liner. *Int J Prosthodont.* 1994; 7(4):362-7.

Ma T, Johnson GH, Gordon GE. Effects of chemical disinfectants on the surface characteristics and color of denture resins. *J Prosthet Dent.* 1997; 77(2):197-204.

MacCallum M, Stafford GD, MacCulloch WT, Combe EC. Which cleanser? A report on a survey of denture cleansing routine and the development of a new denture cleanser. *Dent Pract Dent Rec.* 1968; 19(3):83-9.

Mc Donnell G, Russel AD. Antiseptics and desinfectants: activity, action and resistance. *Clin Microbiol Rev.* Washington 1999; 12(1):147-179.

McGowan MJ, Shimoda LM, Woolsey GD. Effects of sodium hypochlorite on denture base metals during immersion for short-term sterilization. *J Prosthet Dent.* 1988; 60(2):212-8.

Merchant VA. An update on infection control in the dental laboratory. *Quintess Dent Technol.* Lombard 1997:157-169.

Merchant VA, Molinari JA. Infection control in prosthodontics: a choice no longer. *Gen Dent.* 1989; 37(1):29-32.

Minagi S, Tsunoda T, Yoshida K, Tsuru H. Objective testing of the efficiency of denture-cleansing agents. *J Prosthet Dent.* 1987; 58(5):595-8.

Moffa EB, Giampaolo ET, Izumida FE, Pavarina AC, Machado, AL, Vergani CE. Color Stability of relined dentures after chemical disinfection. A randomised clinical trial. *Journal of Dentistry.* 2011., 39..65-71.

Molinari JA, Gleason MJ, Cottone JA, Barrett ED. Cleaning and disinfectant properties of dental surface disinfectants. *J Am Dent Assoc.* 1988; 117(1):179-82.

Molinari JA, Merchant VA, Gleason MJ. Controversies in infection control. *Dent Clin North Am.* 1990; 34(1):55-69.

Molinari JA, Runnells RR. Role of disinfectants in infection control. *Dent Clin North Am.* 1991; 35(2):323-37.

Molinari JA, Schaefer ME, Runnells RR. *Practical infection control in Dentistry.* 1 ed. Baltimore: Williams & Wilkins; 1996.161-175.

Moore TC, Smith DE, Kenny GE. Sanitization of dentures by several denture hygiene methods. *J Prosthet Dent.* 1984; 52(2):158-63.

Nakamoto K, Tamamoto M, Hamada T. Evaluation of denture cleansers with and without enzymes against *Candida albicans*. *Journal of Prosthetic Dentistry.* 1991.,66..792-95.

Neppelenbroek KH, Pavarina AC, Vergani CE, Giampaolo ET. Hardness of heat-polymerized acrylic resins after disinfection and long-term water immersion. *J Prosthet Dent.* 2005; 93(2):171-6.

Nikawa H, Chen J, Hamada T, Nishimura M, Polyzois G. *Candida albicans* colonization on thermal cycled maxillofacial polymeric materials in vitro. *J Oral Rehabil.* 2001; 28(6):526-33.

Nikawa H, Hamada T, Yamamoto T. Denture plaque--past and recent concerns. *J Dent.* 1998; 26(4):299-304.

Ntrouka V, Hoogenkamp M, Zaura E, van der Weijden F: The effect of chemotherapeutic agents on titanium-adherent biofilms. *Clin Oral Implants Res* 2011, 22:1227–1234.

O'Brien WJ. *Dental materials and their selection* 2ed. Chicago: Quintessence Pub. Co.; 1997.421.

Odman PA. The effectiveness of an enzyme-containing denture cleanser. *Quintessence Int.* 1992; 23(3):187-90.

Orsi IA, Andrade VG. Effect of chemical disinfectants on the transverse strength of heat-polymerized acrylic resins submitted to mechanical and chemical polishing. *J Prosthet Dent.* 2004; 92(4):382-8.

Pavarina AC, Machado AL, Giampaolo ET, Vergani CE. Effects of chemical disinfectants on the transverse strength of denture base acrylic resins. *J Oral Rehabil.* 2003; 30(11):1085-9.

Pavarina AC, Pizzolitto AC, Machado AL, Vergani CE, Giampaolo ET. An infection control protocol: effectiveness of immersion solutions to reduce the microbial growth on dental prostheses. *J Oral Rehabil.* 2003; 30(5):532-6.

Pavarina AC, Vergani CE, Machado AL, Giampaolo ET, Teraoka MT. The effect of disinfectant solutions on the hardness of acrylic resin denture teeth. *J Oral Rehabil.* 2003; 30(7):749-52.

Paranhos HFO, Silva-Lovato CH, Souza RF, Cruz PC, Freitas KM, Peracini A. Effects of mechanical and chemical methods on denture biofilm accumulation. *Journal of Oral Rehabilitation.* 2007., 34..606-12.

Phillips RW. *Phillips materias dentários* 11 ed. Rio de Janeiro: Elsevier; 2005.764.

Pires FR, Santos EB, Bonan PR, De Almeida OP, Lopes MA. Denture stomatitis and salivary *Candida* in Brazilian edentulous patients. *J Oral Rehabil.* 2002; 29(11):1115-9.

Polyzois GL, Zissis AJ, Yannikakis SA. The effect of glutaraldehyde and microwave disinfection on some properties of acrylic denture resin. *Int J Prosthodont.* 1995; 8(2):150-4.

Powell GL, Runnells RD, Saxon BA, Whisenant BK. The presence and identification of organisms transmitted to dental laboratories. *J Prosthet Dent.* 1990; 64(2):235-7.

Quirynen M, Marechal M, Busscher HJ, Weerkamp AH, Darius PL, van Steenberghe D. The influence of surface free energy and surface roughness on early plaque formation. An in vivo study in man. *J Clin Periodontol.* 1990; 17(3):138-44.

Radford DR, Challacombe SJ, Walter JD. Denture plaque and adherence of *Candida albicans* to denture-base materials in vivo and in vitro. *Crit Rev Oral Biol Med.* 1999; 10(1):99-116.

Radford DR, Sweet SP, Challacombe SJ, Walter JD. Adherence of *Candida albicans* to denture-base materials with different surface finishes. *J Dent.* 1998; 26(7):577-83.

Rudd RW, Senia ES, McCleskey FK, Adams ED, Jr. Sterilization of complete dentures with sodium hypochlorite. *J Prosthet Dent.* 1984; 51(3):318-21.

Rutala WA. APIC guideline for selection and use of disinfectants. 1994, 1995, and 1996 APIC Guidelines Committee. Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology, Inc. *Am J Infect Control.* 1996; 24(4):313-42.

Rutala WA, Weber DJ. Uses of inorganic hypochlorite (bleach) in health-care facilities. *Clin Microbiol Rev.* 1997; 10(4):597-610.

Sadamori S, Kotani H, Hamada T. The usage period of dentures and their residual monomer contents. *J Prosthet Dent.* 1992; 68(2):374-6.

Samaranayake LP, McCourtie J, MacFarlane TW. Factors affecting the in-vitro adherence of *Candida albicans* to acrylic surfaces. *Arch Oral Biol.* 1980; 25(8-9):611-5.

Saunders TR, Guillory VL, Gregoire ST, Pimsler M, Mitchell MS. The effect of bioburden on in-depth disinfection of denture base acrylic resin. *J Calif Dent Assoc.* 1998; 26(11):846-50.

Sears V. Developments in the denture field during the past half-century. *J Prosthet Dent.* St. Louis 1958; 8(1):61-70.

Shen C, Javid NS, Colaizzi FA. The effect of glutaraldehyde base disinfectants on denture base resins. *J Prosthet Dent.* 1989; 61(5):583-9.

Sofou A, Emmanouil J, Peutzfeldt A, Owall B. The effect of different polishing techniques on the surface roughness of acrylic resin materials. *Eur J Prosthodont Restor Dent.* 2001; 9(3-4):117-22.

Sousa FACG, Paradella TC, Koga-Ito CY, Jorge AOC. Effect of sodium bicarbonate on *Candida albicans* adherence to thermally activated acrylic resin.

Suzuki S. In vitro wear of nano-composite denture teeth. *J Prosthodont.* 2004; 13(4):238-43.

Takahashi Y, Chai J, Kawaguchi M. Effect of water sorption on the resistance to plastic deformation of a denture base material relined with four different denture reline materials. *Int J Prosthodont.* 1998; 11(1):49-54.

Takahashi Y, Chai J, Kawaguchi M. Equilibrium strengths of denture polymers subjected to long-term water immersion. *Int J Prosthodont.* 1999; 12(4):348-52.

Teughels W, Van Assche N, Sliepen I, Quirynen M. Effect of material characteristics and/or surface topography on biofilm development. *Clin Oral Implants Res.* 2006; 17 Suppl 2:68-81.

Theilade E, Budtz-Jorgensen E, Theilade J. Predominant cultivable microflora of plaque on removable dentures in patients with healthy oral mucosa. *Arch Oral Biol.* 1983; 28(8):675-80.

Theilade J, Budtz-Jorgensen E. Electron microscopic study of denture plaque. *J Biol Buccale.* 1980; 8(4):287-97.

Ulusoy M, Ulusoy N, Aydin AK. An evaluation of polishing techniques on surface roughness of acrylic resins. *J Prosthet Dent.* 1986; 56(1):107-12.

Vallittu PK. The effect of surface treatment of denture acrylic resin on the residual monomer content and its release into water. *Acta Odontol Scand.* 1996; 54(3):188-92.

Verran J, Maryan CJ. Retention of *Candida albicans* on acrylic resin and silicone of different surface topography. *J Prosthet Dent.* 1997; 77(5):535-9.

Vieira AP, Senna PM, Silva WJ, Del Bel Cury AA: Long-term efficacy of denture cleansers in preventing *Candida* spp. biofilm recolonization on liner surface. *Braz Oral Res* 2010, 24:342–348.

Wakefield CW. Laboratory contamination of dental prostheses. *J Prosthet Dent.* 1980; 44(2):143-6.

Weaver RE, Goebel WM. Reactions to acrylic resin dental prostheses. *J Prosthet Dent.* 1980; 43(2):138-42.

Webb BC, Thomas CJ, Harty DW, Willcox MD. Effectiveness of two methods of denture sterilization. *J Oral Rehabil.* 1998; 25(6):416-23.

Whitacre RJ. Environmental barriers in dental office infection control. *Dent Clin North Am.* 1991; 35(2):367-81.

Whitman DJ, McKinney JE, Hinman RW, Hesby RA, Pelleu GB, Jr. In vitro wear rates of three types of commercial denture tooth materials. *J Prosthet Dent.* 1987; 57(2):243-6.

- Williams HN, Falkler WA, Jr., Hasler JF, Libonati JP. The recovery and significance of nonoral opportunistic pathogenic bacteria in dental laboratory pumice. *J Prosthet Dent.* 1985; 54(5):725-30.
- Wood PR. Cross infection control in dentistry. A practical illustrated guide. 1 ed. London: Mosby; 1992.
- Yamauchi M, Yamamoto K, Wakabayashi M, Kawano J. In vitro adherence of microorganisms to denture base resin with different surface texture. *Dent Mater J.* 1990; 9(1):19-24.
- Yilmaz H, Aydin C, Bal BT, Ozcelik B. Effects of disinfectants on resilient denture-lining materials contaminated with *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus sobrinus*, and *Candida albicans*. *Quintessence Int.* 2005; 36(5):373-81.
- Yiu CK, King NM, Pashley DH, Suh BI, Carvalho RM, Carrilho MR, et al. Effect of resin hydrophilicity and water storage on resin strength. *Biomaterials.* 2004; 25(26):5789-96.
- Zissis AJ, Polyzois GL, Yannikakis SA, Harrison A. Roughness of denture materials: a comparative study. *Int J Prosthodont.* 2000; 13(2):136-40.