

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL

FACULDADE DE ODONTOLOGIA

PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ODONTOLOGIA

AVALIAÇÃO DA EFICÁCIA DO ÁCIDO PERACÉTICO COMO DESINFETANTE DE
RESINAS ACRÍLICAS.

Ana Lúcia Campani Chassot

Dissertação apresentada como parte dos
requisitos obrigatórios para obtenção do
título de Mestre em Odontologia, na
Área de concentração Clínica
Odontológica – Materiais Dentários.

Profª. Dra. Susana Maria Werner Samuel
ORIENTADORA

Porto Alegre, agosto de 2001

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho a três pessoas muito importantes na minha vida:

à minha mãe Dione, grande amiga, por sua espiritualidade e alegria, e ao meu pai Attico, por seu amor incondicional e sua capacidade intelectual. Ambos são exemplos de vida para mim;

ao meu noivo Eduardo, pelo seu jeito humano, afetivo e amoroso de ser companheiro.

Nossa convivência torna minha vida muito mais completa.

AGRADECIMENTOS

Há muitas pessoas que estiveram presentes na elaboração desta Dissertação, a quem desejo expressar minha gratidão especial:

à Professora Dra. Susana Maria Werner Samuel que, como orientadora, de maneira continuada, com competência, precisão e amizade, apontou caminhos, corrigiu rotas e mostrou a direção;

à Professora Maria Inês Pereira Poisl que, com seu permanente apoio durante o curso de graduação e pós-graduação, foi uma profissional que estimulou muito minha trajetória acadêmica;

à Professora Carmem Beatriz Borges Fortez, que esteve sempre disposta a dar um conselho e uma palavra amiga;

aos docentes e mestrandos do Programa de Pós-Graduação em Odontologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, pelo competente e fraterno convívio;

aos colegas que comigo participaram do Programa Especial de Treinamento (PET-CAPES) e às Professoras Dra. Maria Antonieta Lopes de Souza e Dra. Susana Maria Werner

Samuel, que como tutoras competentes me possibilitaram realizar uma iniciação científica que me estimulasse a prosseguir meus estudos;

às bibliotecárias da Faculdade de Odontologia e às secretárias do Programa de Pós-Graduação em Odontologia, pela disponibilidade em me ajudar na elaboração desta dissertação;

aos alunos do PET – Odontologia, que participaram como voluntários deste trabalho;

aos farmacêuticos Luciano Azzolin e Alexandre Seib da Contatti Comércio e Representações Ltda., que me ofereceram amostras do material estudado e literatura técnica;

aos meus pacientes, que são um grande estímulo para que eu sempre prossiga me aperfeiçoando profissionalmente;

às minhas colegas Maria Fernanda Nascimento e Josiane Ribeiro, pela amizade de todas as horas;

ao meu noivo Eduardo Schorr, que amorosa e competentemente me ajudou na realização das fotografias e confecção dos aparelhos deste trabalho e sempre me estimulou na realização do Curso de Mestrado;

à minha mãe Dione Fernandes Campani, aos meus irmãos Bernardo e André e à minha irmã Clarissa pela convivência fraterna e incentivo;

ao meu pai Attico Chassot e à Gelsa Knijnik, mais do que pelo o apoio nas discussões acadêmicas, por me darem um continuado estímulo afetivo.

RESUMO

Para prevenir a transmissão de doenças entre pacientes e profissionais, é necessária a adoção de medidas de controle de infecção cruzada. Uma dessas medidas é a desinfecção de aparatos de resina acrílica. O glutaraldeído e o hipoclorito de sódio têm sido recomendados para a desinfecção deste material, entretanto estes desinfetantes não são ideais para tal fim. O ácido peracético, utilizado na Medicina para desinfecção de materiais termossensíveis, é um desinfetante eficaz (e) não deixa resíduos tóxicos (e) pode ser uma alternativa. Sendo assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a eficácia antimicrobiológica do ácido peracético na desinfecção de resinas acrílicas. Foram testadas as resinas acrílicas termicamente ativada, quimicamente ativada e polimerizada em forno de microondas. As resinas foram contaminadas através do uso intraoral durante sete noites e também através do contato com microrganismos conhecidos: *Bacillus subtilis* e *Bacillus stearothermophilus*. Os corpos de prova de resina acrílica contaminada foram imersos em ácido peracético 0,2% (Sterilife®/Lifemed, São Paulo, SP) durante 5^{1/2} minutos e então colocados no meio de cultura BHI (*Brain Heart Infusion*). Após o período de incubação, a observação do crescimento bacteriano foi feita através da análise da turvação do meio de cultura. Cem por cento dos corpos de prova contaminados e colocados diretamente no meio de cultura (grupo controle) provocaram turvação do meio de cultura enquanto que nenhum dos demais corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada, de resina acrílica quimicamente ativada e de resina acrílica polimerizada em microondas turvaram o meio, após imersão em ácido peracético por 5 minutos, comprovando a eficácia do mesmo. Concluiu-se que a imersão em ácido peracético durante 5 minutos é eficaz na desinfecção de resinas acrílicas contaminadas com *Bacillus subtilis*, ou com *Bacillus stearothermophilus* ou com saliva humana. Para que se estabeleça um protocolo de desinfecção de resinas acrílicas, são necessários trabalhos que provem a inércia do ácido peracético sobre as propriedades físicas e químicas das resinas.

ÍNDICE DE FIGURAS

- Figura 1 – Fase inicial da confecção da placa intrabucal. Adaptação dos grampos 35
- Figura 2 – Muflo e contra-muflo preparados para a prensagem da resina, após a remoção da cera 36
- Figura 3 – Secção da placa intrabucal para obtenção dos corpos de prova de resina acrílica 40
- Figura 4 – Tubos de ensaio com corpos de prova de meio de cultura após incubação em anaerobiose mostrando turbidez no tubo com o corpo de prova de RATA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão 50
- Figura 5 – Tubos de ensaio com os meios de cultura e corpos de prova contaminados com *Bacillus subtilis* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RATA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão 56

Figura 6 – Tubos de ensaio com os meios de cultura e corpos de prova contaminados com *Bacillus subtilis* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RAQA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão 57

Figura 7 – Tubos de ensaio com os meios de cultura e corpos de prova contaminados com *Bacillus subtilis* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RAMO do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão 58

Figura 8 – Tubos de ensaio com os meios de cultura e corpos de prova contaminados com *Bacillus stearothermophilus* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RATA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão 60

Figura 9 – Tubos de ensaio com os meios de cultura e corpos de prova contaminados com *Bacillus stearothermophilus* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RAQA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão 61

Figura 10 – Tubos de ensaio com os meios de cultura e corpos de prova contaminados com *Bacillus stearothermophilus* após incubação. Apresenta meio de cultura turvo para o corpo de prova de RATA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão 62

ÍNDICE DE QUADROS

- Quadro 1 – Composição das resinas acrílicas, conforme o fabricante 33
- Quadro 2 – Materiais, marcas comerciais e fabricantes 33
- Quadro 3 – Programação do forno de microondas para a polimerização, segundo o fabricante da resina acrílica 39
- Quadro 4 – Distribuição dos grupos de acordo com os tratamentos: controle/imersão e aerobiose e anaerobiose 41
- Quadro 5 – Distribuição dos corpos de prova de acordo com o material e o tratamento, após contaminação com *Bacillus subtilis* e *Bacillus stearothermophilus* 45

ÍNDICE DE TABELAS

- Tabela 1 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica termicamente ativada após incubação em aerobiose 48
- Tabela 2 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica termicamente ativada após incubação em anaerobiose 49
- Tabela 3 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica quimicamente ativada após incubação em aerobiose 51
- Tabela 4 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica quimicamente ativada após incubação em anaerobiose 52
- Tabela 5 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica polimerizada através de energia de microondas após incubação em aerobiose 53
- Tabela 6 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica polimerizada através de energia de microondas após incubação em anaerobiose 54
- Tabela 7 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica previamente contaminados com *Bacillus subtilis* após incubação em aerobiose 55
- Tabela 8 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica previamente contaminados com *Bacillus stearothermophilus* após incubação em aerobiose 59

LISTA DE ABREVIATURAS

ADA - American Dental Association (Associação Dentária Americana)

APIC - Association of Professionals in Infection Control

BHI - Brain Heart Infusion

BSI- British Standards Institution

CDC - Center for Disease Control

DNA - Ácido desoxinucleico

EPI - equipamento de proteção individual

FDA - Food and Drug Administration

HIV - Vírus da imunodeficiência humana

ISO - International Organization for Standardization

PMMA - polimetacrilato de metila

RAMO - resina acrílica polimerizada em microondas

RAQA - resina acrílica quimicamente ativada

RATA - resina acrílica termicamente ativada

RNA - Ácido desoxirribonucleico

SIDA- síndrome da imunodeficiência adquirida

TECPAR - Instituto de Tecnologia do Paraná

VHS- vírus herpes simples

SUMÁRIO

DEDICATÓRIA	<i>II</i>
AGRADECIMENTOS	<i>III</i>
RESUMO	<i>V</i>
ÍNDICE DE FIGURAS	<i>VI</i>
ÍNDICE DE QUADROS	<i>VIII</i>
ÍNDICE DE TABELAS	<i>IX</i>
LISTA DE ABREVIATURAS	<i>X</i>
1 INTRODUÇÃO	<i>01</i>
2 REVISÃO DE LITERATURA	<i>05</i>
2.1 Resinas acrílicas	<i>05</i>
2.1.1 Fases da mistura do monômero e polímero	<i>05</i>
2.1.2 Polimerização das resinas acrílicas	<i>06</i>
2.1.3 Normalizações	<i>06</i>
2.1.4 Classificação	<i>07</i>
2.1.4.1 Resina acrílica termicamente polimerizável (tipo 1)	<i>07</i>
2.1.4.2 Resina acrílica quimicamente ativada (tipo 2)	<i>08</i>

2.1.4.3 Resina acrílica polimerizada por microondas (tipo 5)	08
2.1.5 Propriedades	11
2.1.5.1 Contração de polimerização	11
2.1.5.2 Sorpção d'água	11
2.1.5.3 Solubilidade	12
2.1.5.4 Resistência	12
2.1.6 Falhas	12
2.1.6.1 Porosidade	12
2.1.6.2 Trincas	13
2.1.7 Requisitos básicos	14
2.2 Risco de transmissão de infecções durante a prática odontológica	15
2.3 Controle de infecções no consultório odontológico	19
2.4 Contaminação de aparatos odontológicos	22
2.5 Desinfecção de materiais termossensíveis	23
3 PROPOSIÇÃO	31
4 MATERIAIS E MÉTODOS	32
4.1 Materiais	32
4.2 Metodologia	34
4.2.1 Confeção das placas intrabucais	34
4.2.1.1 Placas intrabucais de resina acrílica termicamente ativada	35
4.2.1.2 Placas intrabucais de resina acrílica quimicamente ativada	37

4.2.1.3 Placas intrabucais de resina acrílica polimerizada através de energia de microondas	37
4.2.2 Utilização das placas intrabucais	39
4.2.3 Obtenção dos corpos de prova	40
4.2.4 Imersão na solução desinfetante	41
4.2.5 Incubação dos corpos de prova	42
4.2.6 Avaliação do crescimento bacteriano	42
4.2.7 Controle dos meios de cultura	43
4.3 Eficácia do ácido peracético sobre microrganismos controle de estufa e autoclave	43
4.3.1 Confecção dos corpos de prova	43
4.3.1.1 Confecção dos corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada (RATA)	43
4.3.1.2 Confecção dos corpos de prova de resina acrílica quimicamente ativada (RAQA)	43
4.3.1.3 Confecção dos corpos de prova de resina acrílica polimerizada em microondas (RAMO)	44
4.3.2 Contaminação dos corpos de prova	44
4.3.3 Imersão na solução desinfetante	46
4.3.4 Incubação dos corpos de prova	46
4.3.5 Avaliação do crescimento bacteriano	47
5 RESULTADOS	48
5.1 Resina acrílica termicamente ativada	48

5.2 Resina acrílica quimicamente ativada 50

5.3 Resina acrílica polimerizada em microondas 52

5.4 Teste com o *Bacillus subtilis* 54

5.5 Teste com o *Bacillus stearothermophilus* 58

6 DISCUSSÃO 63

CONCLUSÕES 69

SUMMARY 72

REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS 71

ANEXOS

Anexo A- Termo de aprovação na Comissão Científica e de Ética da Faculdade de
Odontologia da UFRGS 77

Anexo B- Termo de Consentimento informado 78

1 INTRODUÇÃO

Durante a prática profissional da Odontologia, o cirurgião-dentista e sua equipe estão expostos constantemente a uma extensa variedade de microrganismos da cavidade bucal do paciente. Estes microrganismos podem ser patogênicos e transmitir diversas doenças infecto-contagiosas. Os microrganismos presentes na microflora bucal podem sobreviver por longos períodos de tempo fora da boca, isto representa um risco de contaminação tanto durante o atendimento de pacientes quanto durante as fases laboratoriais através da manipulação de materiais contaminados.

Para prevenir a transmissão de doenças entre pacientes e profissionais e a infecção cruzada entre os pacientes, há mais de três décadas a *American Dental Association* (ADA) recomenda a adoção de medidas de controle de infecção nos consultórios odontológicos, como o uso de equipamento de proteção individual (EPI), esterilização de instrumentais,¹ desinfecção de superfícies, entre outras medidas.

No Brasil, o pioneirismo nesta área ocorreu no Estado de São Paulo, quando em 04 de julho de 1995 o Centro de Vigilância Sanitária de São Paulo através da Portaria CVS-11 determinou que os estabelecimentos de assistência odontológica são locais onde o controle de doenças transmissíveis deve ser exercido em caráter permanente e é de responsabilidade do cirurgião-dentista a orientação da equipe de saúde bucal para manutenção do controle de infecção na prática odontológica. A mesma portaria recomenda também que as impressões de alginato devam

ser desinfetadas por imersão em solução de glutaraldeído a 2% ou hipoclorito de sódio a 10% durante 10 minutos (SÃO PAULO, 1995).

Em 1998, a Prefeitura Municipal de Porto Alegre aprovou a norma técnica número 01/98 que dispõe sobre os requisitos básicos para um efetivo controle de doenças transmissíveis em estabelecimentos odontológicos, bem como a proteção dos usuários e trabalhadores destes estabelecimentos (PIRES, 1998).

Em dezembro de 2000, a Secretaria da Saúde do Estado do Rio Grande do Sul, através da portaria número 40/2000, aprovou a norma técnica de biossegurança em estabelecimentos odontológicos e laboratórios de próteses no Rio Grande do Sul. Esta norma obriga a desinfecção de impressões devido à presença de sangue e saliva em contato com o material (RIO GRANDE DO SUL, 2000). De uma maneira geral, a vigilância sanitária tem mostrado uma preocupação especial quanto ao risco potencial de infecção cruzada quando da manipulação de impressões. No entanto, LEUNG e SCHONFELD, já em 1983, comprovaram a contaminação também em modelos de gessos e concluíram que estes são uma fonte de contaminação cruzada. Como as próteses são construídas sobre modelos de gesso, é de se esperar que também estas sejam contaminadas, no entanto, não se observa uma preocupação quanto à desinfecção de próteses, núcleos, placas miorelaxantes, aparelhos ortodônticos removíveis etc. As próteses totais e parciais removíveis de resinas acrílicas e aparelhos ortodônticos removíveis podem ser considerados artigos semicríticos pois entram em contato com mucosas íntegras, exigindo, portanto, desinfecção de alta atividade biocida ou esterilização.

Segundo ANUSAVICE (1998), a resina acrílica apresenta a capacidade de sorção de líquidos e, ao entrar em contato com a cavidade bucal, é capaz de absorver e adsorver saliva e

sangue, tornando-a um veículo de contaminação cruzada. Uma vez que esse material entra em contato com mucosas, deve ser desinfetado para evitar a transmissão de doenças entre pacientes e profissionais. Como a resina acrílica é um material termossensível ela não pode ser esterilizada em autoclave ou forno de Pasteur, devendo ser desinfetada ou esterilizada através de agentes químicos.

O glutaraldeído tem sido recomendado para a desinfecção e esterilização deste material (PIRES, 1998), pois nas concentrações utilizadas, 2% a 3,2% é um desinfetante de alto nível, sendo efetivo contra todos os microrganismos incluindo o *Mycobacterium tuberculosis* (SHARBAUGH, 1997). Entretanto, o glutaraldeído libera vapores e provoca toxicidade cutânea, inviabilizando o contato com a mucosa (GUANDALINI, MELO e SANTOS, 1997). Como a resina acrílica possui a capacidade de sorção, o glutaraldeído não é ideal para fazer a desinfecção deste material, pois a resina poderá absorver o glutaraldeído e liberar na mucosa do paciente.

Levando em consideração as desvantagens do glutaraldeído, uma solução poderia ser o ácido peracético que tem rápida atuação e é efetivo contra bactérias, fungos e bactérias esporuladas (SHARBAUGH, 1997). Ao contrário da maioria dos desinfetantes químicos, o ácido peracético não é inativado na presença de matéria orgânica. Além disto, é esporicida e é usado extensivamente na esterilização automatizada de instrumentos médicos e cirúrgicos. O ácido peracético não deixa resíduos e não produz subprodutos nocivos. Resta saber se é eficaz na desinfecção de resinas acrílicas, tendo em vista ser a sorção uma peculiaridade deste material e o fato de que após a desinfecção a prótese vai ficar em contato com a mucosa bucal.

Esta desinfecção dos aparatos de resina acrílica é importante para evitar a contaminação dos técnicos de prótese dentária durante as fases de confecção das próteses e consertos das mesmas e também para proteção dos pacientes, muitas vezes imunocomprometidos. A desinfecção das próteses deve ser feita, segundo GUANDALINI, MELO DE SANTOS (1997) antes de enviar o material para o laboratório e ao retornar ao consultório, antes de entregar aos pacientes.

Sendo assim, o objetivo deste trabalho foi avaliar a eficácia antimicrobiológica do ácido peracético na desinfecção de resinas acrílicas após o uso em boca e após a contaminação com microrganismos conhecidos: *Bacillus subtilis* e *Bacillus stearothermophilus*.

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 Resinas acrílicas

As resinas acrílicas têm sido usadas na Odontologia há mais de 60 anos para a confecção de diversos aparatos. Segundo ANUSAVICE (1998), as resinas acrílicas se solidificam quando são polimerizadas. A polimerização ocorre através de reações em que os monômeros formam a macromolécula ou polímero. O monômero é geralmente o metacrilato de metila, que é um líquido claro e transparente à temperatura ambiente. Apresenta uma alta pressão de vapor e é um excelente solvente orgânico. O grau de polimerização depende da temperatura, do método de ativação da polimerização, do tipo de iniciador, da pureza dos agentes químicos dentre outros fatores. O polímero é composto de microesferas pré-polimerizadas do polimetilmetacrilato, o qual exibe uma tendência de absorver água pelo processo de embebição. A estrutura do polímero é não-cristalina e possui uma alta energia interna. Pelo fato de ser necessária uma menor energia de ativação, uma difusão poderá ocorrer no interior da resina acrílica. Além disto, o grupo polar carboxílico presente na resina é capaz de formar pontes de hidrogênio com a água.

2.1.1 Fases da mistura do monômero e polímero

Quando o pó e o líquido são misturados, o material passa por cinco fases distintas. Segundo ANUSAVICE (1998), estas fases são a arenosa, fibrilar ou fibrosa, plástica ou massa, borrachóide e densa. Durante a fase arenosa, pouca ou nenhuma reação química ocorre, apenas, as pérolas do polímero se molham com o monômero. Na fase fibrosa, o monômero ataca a

superfície das pérolas do polímero, dispersando algumas cadeias poliméricas e com isto aumentando a viscosidade da mistura. Durante esta fase há formação de “fios” quando a espátula toca a mistura. A seguir, o material entra em uma fase plástica, onde, um maior número de cadeias poliméricas entram em solução. Esta é considerada a fase de trabalho, pois as características físicas e químicas são ideais para a compressão do material. Após esta, a mistura entra em uma fase borrachóide ou elástica, já não apresenta o escoamento necessário para preencher a forma do molde quando, quimicamente, há uma menor quantidade de monômero. Após esta fase, a mistura torna-se rígida e resistente a deformações mecânicas.

2.1.2 Polimerização das resinas acrílicas

A polimerização é o processo através do qual os monômeros formam o polímero. O ativador da reação de polimerização depende do tipo e composição da resina acrílica. Algumas resinas têm a reação ativada pelo calor, outras pela luz e outras por uma substância química presente na composição do material. A reação de polimerização é exotérmica, ou seja, libera calor. Este calor liberado pode afetar significativamente as propriedades físicas da resina polimerizada. Se a temperatura no interior da resina ultrapassar a temperatura de ebulição do monômero, que é 100,8°C, o monômero irá evaporar, tendo como consequência a porosidade interna na resina polimerizada (CLERK, 1987; ANUSAVICE, 1998).

2.1.3 Normalizações

Sobre resinas acrílicas existe a especificação da *International Organization for Standardization* (ISO) número 1567, que classifica os polímeros e copolímeros para base de dentadura e especifica os requisitos básicos para sua utilização. Esta norma também descreve os

testes que devem ser usados para determinar se um material está de acordo com as características básicas a fim de permitir a sua comercialização.

2.1.4 Classificação

Segundo a especificação 1567 da ISO, as resinas acrílicas são classificadas em cinco tipos diferentes, de acordo com a forma de polimerização. O tipo 1 inclui as resinas termicamente polimerizáveis, o tipo 2 inclui as resinas autopolimerizáveis, o tipo 3 inclui os materiais termoplásticos, o tipo 4 inclui os materiais ativados por luz e o tipo 5 inclui os materiais polimerizados em microondas.

2.1.4.1 Resina acrílica termicamente polimerizável (tipo 1)

De acordo com CLERK (1987) e ANUSAVICE (1998), as resinas acrílicas do tipo polimetilmetacrilato contém peróxido de benzoíla, que é o iniciador da reação de polimerização. Após a ativação do iniciador as moléculas de peróxido de benzoíla se decompõe formando radicais livres. Estes radicais vão reagir com o monômero formando radicais acrílicos ativados. Estes radicais vão reagindo com outros monômeros aumentando a cadeia polimérica. Quando a reação é termicamente ativada e a temperatura chega a 60°C, ocorre a ativação do peróxido de benzoíla.

O ciclo de polimerização é o aquecimento empregado para que ocorra a polimerização. Existem inúmeros ciclos de polimerização. ANUSAVICE (1998) descreve dois ciclos de polimerização. Um deles consiste em imergir o muflo contendo a resina em banho de água a 74°C, durante 8 horas ou mais. O outro ciclo consiste em imergir o muflo em água a 74°C, durante 2 horas, após aumentar a temperatura até 100°C e deixar em banho por mais 1 hora. Após

o ciclo de polimerização o muflo deve ser resfriado a temperatura ambiente para evitar distorções na resina devido às diferenças de contração térmica da resina e do gesso.

2.1.4.2 Resina acrílica quimicamente ativada (tipo 2)

As resinas quimicamente ativadas também são conhecidas como resinas de polimerização a frio, autopolimerizáveis ou resinas de autocura. A ativação da polimerização destas resinas é química, não sendo necessária a aplicação de uma energia térmica.

Juntamente com o monômero, a resina apresenta na sua composição uma amina terciária, que é responsável pela ativação do peróxido de benzoíla, formando radicais livres e iniciando a polimerização.

Segundo ANUSAVICE (1998), o grau de polimerização nas resinas quimicamente ativadas é menor do que o das termicamente ativadas, permanecendo uma quantidade maior de monômero residual, não reagido. A resina quimicamente ativada apresenta em média 3 a 5% de monômero livre enquanto que a termicamente ativada apresenta 0,2 a 0,5%. Esta maior quantidade de monômero não reagido resulta em uma menor resistência do material e o monômero atua como um irritante para as mucosas. A estabilidade de cor das resinas quimicamente ativadas é menor quando comparada às termicamente ativadas, isto porque as aminas terciárias estão sujeitas à oxidação. Por outro lado, as resinas quimicamente ativadas apresentam uma melhor adaptação marginal devido a uma menor contração de polimerização.

2.1.4.3 Resina acrílica polimerizada por microondas (tipo 5)

A energia térmica necessária para a ativação da reação e quebra do peróxido de benzoíla pode ser fornecida por um banho de água ou forno de microondas. A resina de

polimetilmetacrilato pode ser polimerizada empregando-se a energia de microondas. As microondas geram calor dentro da resina. Estas ondas eletromagnéticas são produzidas em um gerador chamado magnetron. Os fornos de microondas domésticos possuem a frequência de 2450 MHz que produz um comprimento de onda de aproximadamente 12 cm. As moléculas de metilmetacrilato são capazes de se orientar em um campo eletromagnético das microondas. Em uma frequência de 2450 MHz, a direção das moléculas muda aproximadamente 5 bilhões de vezes por segundo, ocorrendo inúmeras colisões intermoleculares e causando um aquecimento rápido do material (CLERK, 1987).

Uma grande vantagem desta técnica é a velocidade da polimerização, que é muito mais rápida do que o ciclo de polimerização em banho de água (SANDERS, LEVIN e REITZ, 1987; ANUSAVICE, 1998). A polimerização em microondas é afetada pelo volume de gesso usado dentro do muflo, pela quantidade de água do gesso, pela proporção de polímero e monômero utilizada, pela condutividade térmica da muflo e pela translucidez do material do muflo (CLERK, 1987).

Existem muflos feitos especialmente para a polimerização dentro do forno de microondas, pois muflos metálicos não podem ser usados (CLERK, 1987; ANUSAVICE, 1998) Segundo CLERK (1987), o muflo deve ser feito de resina, cerâmica ultra-resistente ou vidro inquebrável.

REITZ, SANDERS e LEVIN (1985) não encontraram diferenças estatisticamente significantes nas propriedades físicas (resistência transversal, dureza e porosidade) quando compararam resinas polimerizadas em forno de microondas e resinas polimerizadas em banho de água.

CLERK, em 1987, concluiu que processar as resinas acrílicas em microondas é uma forma de economizar tempo e dinheiro. As resinas polimerizadas em forno de microondas possuem em média menos monômero residual e as mesmas propriedades físicas que resinas polimerizadas de forma convencional em banho de água.

SANDERS, LEVIN e REITZ (1987) realizaram um estudo com o objetivo de determinar se havia diferenças na quantidade de porosidade em cinco marcas comerciais de resina acrílica para próteses totais polimerizadas em microondas. Utilizaram dois diferentes métodos de resfriamento após a polimerização em microondas e compararam com o banho de água. A diferença dos dois métodos utilizados foi que, em um, os espécimes de resina foram resfriados em água corrente por 20 minutos e no outro, os corpos de prova foram deixados resfriar durante 2h30min em temperatura ambiente. Todas as marcas de resina utilizadas nos três métodos de polimerização apresentaram porosidade. Os autores concluíram que para minimizar a porosidade em áreas espessas é importante selecionar a marca comercial adequada para o método de processamento escolhido.

ILBAY, S.G.; GUVENER, S. e ALKUMRU, H.N. (1994) realizaram um estudo para avaliar a influência do ciclo de polimerização no forno de microondas sobre a dureza, propriedades físicas e mecânicas. Foram testados 21 diferentes métodos de polimerização, variando a potência e o tempo. A resina acrílica utilizada foi uma resina convencional, termicamente ativada. O ciclo recomendado pelos autores foi o de 3 minutos, com potência de 550W. Observaram que com este ciclo a resina acrílica possui dureza, sorção, solubilidade e resistência dentro dos padrões recomendados pela especificação da ADA. Os autores concluíram que a resina acrílica convencional também pode ser polimerizada em microondas, podendo esta técnica de polimerização ser aplicada com segurança para a produção de bases de próteses totais.

Com este método de polimerização, a resina possui maior resistência a fraturas do que a resina polimerizada pelo método convencional.

MAY e colaboradores (1996) estudaram a estabilidade de cor de sete marcas de resinas termicamente ativadas e uma com formulação especial para polimerização através de microondas, após a polimerização de todas em forno de microondas. Todos os materiais testados, com exceção de um, apresentaram alterações de cor.

2.1.5 Propriedades

2.1.5.1 Contração de polimerização

Quando o metilmetacrilato é polimerizado para formar o polimetilmetacrilato ocorre uma contração volumétrica de 21% do material. Para diminuir esta contração, uma fração do material é pré-polimerizada. O material pré-polimerizado é misturado com o monômero para formar uma massa a ser polimerizada. A proporção de polímero e monômero recomendada pelo fabricante é de três porções de polímero para uma porção de monômero, em volume. Com esta proporção a contração volumétrica de polimerização fica em torno de 6%. A contração linear observada nestes materiais é em torno de 1% (ANUSAVICE, 1998).

2.1.5.2 Sorção d'água

As resinas do tipo polimetilmetacrilato absorvem água que permanece no interior e na superfície do material. A água entra na resina acrílica por um processo de difusão e fica entre as moléculas do polímero, afastando-as. A absorção de água também é facilitada pela polaridade das moléculas do polímero (ANUSAVICE, 1998). A presença de água entre as cadeias poliméricas tem duas conseqüências principais: uma expansão do material e interferência no entrelaçamento da cadeia polimérica, agindo como um plastificador. Segundo a especificação n.º 1567 da ISO, o

peso ganho após a imersão durante sete dias, em água destilada, não pode ser maior do que $32 \mu\text{g}/\text{mm}^3$.

2.1.5.3 Solubilidade

As resinas acrílicas são praticamente insolúveis nos fluidos da cavidade oral. Segundo a especificação n.º 1567 da ISO, a solubilidade da resina acrílica termicamente ativada, após imersão em água, não deve ser maior que $1,6\mu\text{g}/\text{mm}^3$ e $8,0\mu\text{g}/\text{mm}^3$ para as quimicamente ativadas.

2.1.5.4 Resistência

De acordo com ANUSAVICE (1998), a resistência das resinas acrílicas depende de vários fatores como a composição da resina, técnica de processamento e condições presentes no meio bucal. A resistência do material depende do grau de polimerização do mesmo, sendo o ciclo de polimerização um ponto muito importante para o sucesso das próteses. As resinas acrílicas quimicamente ativadas por terem uma maior quantidade de monômero residual, ou seja, menor grau de polimerização apresentam menores valores de resistência e dureza quando comparadas com as resinas termicamente ativadas.

2.1.6 Falhas

2.1.6.1 Porosidade

As resinas acrílicas polimerizadas incorretamente apresentam porosidades que podem prejudicar as propriedades físicas, estéticas e higiênicas do material (ANUSAVICE, 1998). As propriedades físicas são afetadas, pois as porosidades causam uma perda de resistência do

material. A estética e a higiene também são afetadas pois as porosidades facilitam uma alteração de cor da resina e acúmulo de bactérias.

Segundo ANUSAVICE (1998), as principais causas de porosidade são a vaporização do monômero e polímeros de baixo peso molecular, como consequência da elevada temperatura e a mistura inadequada do monômero e polímero, que faz com que as áreas com maior quantidade de monômero contraiam mais, devido à pressão inadequada do material durante a polimerização.

WOLFAARDT, CLEATON-JONES e FATTI (1986) confirmaram a observação que a porosidade é mais freqüentemente encontrada em regiões espessas da prótese de resina. Isto ocorre, pois nas regiões espessas a temperatura interna da resina aumenta mais, havendo a evaporação do monômero. Nas regiões mais finas, a temperatura é dissipada para o gesso.

SAMUEL, GONZATO e SUZUKI (1996) testaram a influência da volatilização do monômero decorrido entre o fechamento do mufla e a polimerização na porosidade de resinas acrílicas termicamente ativadas. Testaram diferentes intervalos de tempo entre o fechamento do mufla e a polimerização (15 min, 24h, 44h, 1 semana, 2 semanas) e avaliaram a porosidade através do método visual e através da sorção de água. Concluíram que o aumento do tempo decorrido entre o fechamento do mufla e a polimerização não é um fator determinante na porosidade.

2.1.6.2 Trincas

As trincas são fissuras, fendas ou micro-rachaduras que podem afetar as propriedades físicas e estéticas de uma prótese. Segundo ANUSAVICE (1998), as trincas são produzidas por separação mecânica individual das cadeias de polímeros na aplicação de tensões ou por contato prolongado com solventes.

2.1.7 Requisitos básicos

Para a utilização da resina acrílica existem requisitos básicos para a parte líquida e para a parte sólida do material. O líquido deve ser homogêneo, livre de depósitos ou sedimentos que possam ser observados pela inspeção visual, consistindo essencialmente do monômero compatível com o pó. O componente sólido ou semi-sólido, ou seja, o polímero deve ser livre de outro material que possa ser observado em inspeção visual.

De acordo com a especificação 1567 da ISO, a resina acrílica já polimerizada segundo as recomendações do fabricante deve ter uma superfície dura, lisa e polida. Em relação à coloração, a cor da resina acrílica deve apresentar não mais de que uma leve diferença de cor em comparação à escala de cores. Em relação à translucidez, deve ser vista, através da resina acrílica, a sombra de um disco opaco iluminado. Segundo ANUSAVICE (1998), o material deve exibir uma translucidez ou transparência suficiente para que possa se igualar à aparência dos tecidos orais que irá substituir. O material deve ser passível de pintura ou pigmentação, porém após a sua fabricação não deve ocorrer nenhuma mudança na sua cor ou aparência.

A norma 1567 da ISO também faz referência a outros requisitos das resinas acrílicas, como a ausência de porosidade, o módulo flexural, a resistência flexural, a sorção, a solubilidade e a presença de monômero residual. Em relação às propriedades físicas, ANUSAVICE (1998) escreve que as resinas devem possuir adequada resistência, resiliência e resistência à compressão ou às forças mastigatórias. O material também deve ter estabilidade dimensional nas mudanças de temperatura e variações de carga.

2.2 Risco de transmissão de infecções na prática odontológica

Apesar dos significativos avanços científicos e tecnológicos na Odontologia, a infecção cruzada representa um risco no exercício médico-odontológico, pois há um constante contato com veículos, como o sangue e a saliva, capazes de transmitir microrganismos patogênicos

A transmissão de microrganismos pode ocorrer por diferentes formas, como por exemplo, por contato direto com lesões, sangue ou saliva contaminados; por contato indireto através de objetos contaminados e transferência de microrganismos por aerossóis. Durante o tratamento odontológico, muitas doenças infecciosas são passíveis de transmissão, como a sífilis, gonorréia, tuberculose, difteria, sarampo, parotidite virótica, rubéola, influenza, herpes, varicela, citomegalovirus, hepatite virótica, síndrome da imunodeficiência humana adquirida e virose linfotrófica pela célula T humana (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A sífilis é causada pela bactéria *Treponema pallidum* e apresenta um período de incubação de uma a três semanas. A vida extracorpórea do microrganismo é de alguns segundos, a 25°C. Esta doença é, na grande maioria das vezes, sexualmente transmissível. Também pode ser transmitida verticalmente da mãe para o feto, sendo conhecida como sífilis congênita (GOLEGÃ e colaboradores, 2000). Os cirurgiões-dentistas também têm a possibilidade de contágio no atendimento de pacientes portadores de lesões bucais em fase contagiosa (ARAÚJO e ARAÚJO, 1984).

A gonorréia é causada pela bactéria *Neisseria gonorrhoeae* e também, como a sífilis, é uma doença sexualmente transmissível. A sobrevivência extracorpórea da bactéria é de poucas horas, em ambiente seco. Uma forma comum de expressão da doença são lesões bucais e o habitat do microrganismo é a boca e a nasofaringe (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A tuberculose é causada pelo *Mycobacterium tuberculosis* e tem incubação superior a seis meses. A doença afeta os rins, gânglios, sistema nervoso central, mucosa bucal e, principalmente, os pulmões. A forma de transmissão mais comum é através de secreção nasofaríngea eliminada pela tosse, que lança gotículas contendo o bacilo. É muito importante o uso de máscaras para prevenir a contaminação do cirurgião dentista e equipe. O *Mycobacterium tuberculosis* é extremamente resistente, sua vida extracorpórea é de várias semanas em ambiente seco e temperatura de 25°C (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A difteria é causada pela bactéria *Corynebacterium diphtheriae*. A transmissão pode ser direta, através de contato com a pele lesionada, ou indireta, através do ar. O período de incubação é em média de 1 a 6 dias. A bactéria tem sobrevivência extracorpórea de 12 a 16 horas (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

O sarampo é uma infecção das vias respiratórias que tem período de incubação de 10 dias, podendo variar de 7 a 18 dias. A doença é causada pelo vírus *Paramyxovirus*, que possui sobrevivência extracorpórea superior a 24 horas no meio ambiente. A transmissão pode acontecer através de secreções nasofaríngeas transmitidas pela tosse ou espirro ou através dos aerossóis. O período de transmissão da doença compreende 4 a 6 dias anteriores ao aparecimento das lesões cutâneas até 4 dias após o desaparecimento do exantema (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A parotidite virótica também conhecida como caxumba é causada pelo vírus do gênero *Paramyxovirus* e o seu período de incubação é de 12 a 25 dias. A transmissão pode ocorrer através de contato direto com gotículas de saliva. A fase de transmissão compreende os 7 dias anteriores ao estabelecimento dos sinais clínicos, até 9 dias após o desaparecimento dos sintomas.

O vírus fica viável durante vários dias, em ambiente com temperatura de 4°C, mas pode ser inativado à temperatura de 55 a 60°C durante 10 minutos (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A rubéola é uma infecção respiratória causada pelo vírus *Togavirus*, que possui vida extracorpórea de 14 horas a 4°C, mas é inativado a 56°C, por 30 minutos. O período de incubação é de 14 a 21 dias (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A influenza, mais conhecida como gripe, é uma infecção causada pelo vírus *Ortomyxovirus*. Este vírus sobrevive em superfície não absorvente por oito 8 a 24 horas e em tecido ou papel por 8 horas a 12 horas. A transmissão ocorre principalmente durante os três primeiros dias da doença. Durante o exercício da Odontologia, os cirurgiões-dentistas e auxiliares estão sujeitos a contaminação por influenza, devido à facilidade de transmissão e a proximidade com o paciente durante o atendimento (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

O herpes simples é uma infecção virótica causada pelo vírus do herpes simples, que apresenta dois sorotipos distintos: VHS-1 e VHS-2. O período de incubação é de 1 a 26 dias. A transmissão do vírus do herpes simples pode ocorrer através do contato direto com lesões ou objetos contaminados, através de fluidos corporais (saliva, sangue e secreções vaginais) e através de lesões crostosas. O vírus apresenta uma sobrevivência extracorpórea de 45 minutos em peças de mão, de duas horas na pele, até três horas em tecidos, quatro horas em superfícies plásticas e 72 horas em gaze seca. Os procedimentos odontológicos em pacientes com herpes simples devem ser adiados sempre que possível (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A varicela, também conhecida como catapora, é causada pelo vírus *Varicella zoster*. Este vírus apresenta pequena sobrevivência extracorpórea, pois é sensível ao calor e luz solar. O período de incubação é de 10 dias a 20 dias. A doença é muito contagiosa, é facilmente transmitida por

inalação ou contato direto com a pele. Quando há recorrência da infecção no indivíduo adulto, esta é chamada de herpes zoster, que pode acometer o sistema nervoso central, causar paralisia periférica e lesões oftálmicas (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

O *Citomegalovirus* apresenta uma sobrevivência extracorpórea de 8 horas em superfície não absorvente. A transmissão deste vírus pode ocorrer através do contato com excreções ou secreções contaminadas, principalmente saliva ou urina. A preocupação é maior quando a transmissão ocorre em gestantes, pois a infecção é responsável pela morte de 0,1% dos recém-nascidos (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A hepatite virótica é um processo infeccioso que acomete o fígado. Existem sete tipos de vírus já identificados como causadores de hepatite. A sobrevivência extracorpórea do vírus da hepatite A pode ser de meses, em água e para o vírus da hepatite B pode ser de semanas, a 25°C. Para os profissionais da Odontologia, o vírus de maior risco é considerado o da hepatite B. O principal veículo é o sangue, mas também é transmitido por saliva e fluido crevicular (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A síndrome da imunodeficiência adquirida (SIDA) é causada pelo vírus HIV, que têm período médio de incubação de 10 anos. O período de transmissão compreende desde o momento de infecção até o final da vida do paciente. A vida extracorpórea do vírus é curta, devido à sua sensibilidade à luz solar e calor (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

A virose linfotrófica pela célula T humana é uma doença caracterizada por linfadenopatia e hepato-esplenomegalia rapidamente progressivas. É causada por um retrovírus que apresenta período de incubação de vários anos. A sobrevivência média dos portadores da doença é 8 meses (GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

2.3 Controle de infecções no consultório odontológico

Como durante o atendimento odontológico há um constante contato com veículos, como o sangue e a saliva, capazes de transmitir microrganismos patogênicos, é de extrema importância a adoção pelos profissionais de um conjunto de medidas de segurança a serem aplicadas com todos os pacientes (CARMO e COSTA, 2001). Segundo GUANDALINI, MELO e SANTOS (1997), o principal meio de controle de infecções cruzadas é o uso de equipamento de proteção individual (EPI) pelo cirurgião-dentista e pessoal auxiliar. Além disto, os instrumentais devem ser esterilizados preferencialmente em estufas ou autoclaves. Alguns materiais são termossensíveis devendo, então, ser desinfetados ou esterilizados através de agentes químicos.

A eficiência do método de esterilização deve ser comprovada através dos métodos químicos, físicos e biológicos (ANDRÉS, TEJERINA e FIERRO (1995); PIRES (1998); GOLEGÃ e colaboradores, 2000). Os testes envolvem a observação da temperatura e pressão durante a esterilização e utilização de manômetros e registradores de equipamento (GOLEGÃ e colaboradores, 2000). Os testes químicos consistem na utilização de fitas de papel termossensíveis, impregnadas com tinta termocrômica que altera a coloração quando exposta à temperatura por determinado tempo (PIRES, 1998; GOLEGÃ e colaboradores, 2000). Os testes biológicos constituem-se de tiras impregnadas com esporos, que, depois de secos em temperatura ambiente, são colocados em envelopes de papel ou tubos de polipropileno com tampa permeável ao vapor. A prova de destruição dos esporos, após o ciclo de esterilização, é usada para inferir que todos microrganismos expostos ao mesmo ciclo foram também destruídos (GOLEGÃ e colaboradores, 2000). O uso de indicadores biológicos, através de testes com esporos, para verificar a esterilização tem sido recomendado pela American Dental Association (ADA) e Center for Disease Control (CDC) (ANDRÉS, TEJERINA e FIERRO, 1995). Para a

monitorização de estufas é usado o *Bacillus subtilis* e para a monitorização de autoclaves é usado o *Bacillus stearothermophilus* (ANDRÉS, TEJERINA e FIERRO, 1995; PIRES 1998; GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

OSÓRIO e colaboradores em 1998 comprovaram, através da análise de lâminas, a presença de microrganismos nos meios de cultura *Brain Heart Infusion* (BHI) que se apresentam turvos após a incubação.

Uma das medidas de controle de infecção odontológica é a indispensável desinfecção de impressões, modelos e próteses, de acordo com GUANDALINI, MELO e SANTOS (1997). No caso das próteses, estas devem ser desinfetadas antes de serem enviadas ao laboratório de prótese e quando retornadas ao consultório. ANUSAVICE (1998) escreve que peças novas de resina acrílica deveriam ser desinfetadas antes de sair do laboratório de prótese e as próteses já em uso deveriam ser desinfetadas antes de serem levadas ao laboratório e após os procedimentos laboratoriais, a fim de prevenir a contaminação cruzada entre pacientes e profissionais. O autor escreve ainda que todos os materiais empregados para dar acabamento e polimento deveriam ser esterilizados ou descartados após o procedimento. Itens como rodas de pano deveriam ser autoclavados e materiais como pedra-pomes deveriam ser usados em doses únicas e, logo após, descartados.

Em 1983, LEUNG e SCHONFELD comprovaram também a contaminação em modelos de gesso e concluíram que estes são uma fonte de contaminação cruzada.

GUIMARÃES Jr. (1992) escreveu sobre as medidas de controle de infecção no consultório odontológico, ressaltando a importância do uso de equipamento de proteção individual, métodos de desinfecção e esterilização de materiais e instrumentais. O autor não escreve sobre métodos de

desinfecção de resinas acrílicas. Neste artigo o autor mostra o tempo de sobrevivência de alguns microrganismos sobre superfícies (papel, bancadas...), justificando a importância de cuidados com a biossegurança em estabelecimentos odontológicos.

JAGGER, HUGGETT e HARRISON (1995) pesquisaram as atitudes em relação aos cuidados com a biossegurança em 800 laboratórios de prótese da Grã-Bretanha. Apenas 175 laboratórios (22%) responderam o questionário de 20 questões. Dos laboratórios que responderam o questionário, 45% têm um controle de infecção na rotina de trabalho, e dos que não possuem, 64% pretendem implementar no futuro. Trinta por cento dos laboratórios recebem material não desinfetado dos cirurgiões-dentistas. Dos materiais que os laboratórios recebem, que já vêm desinfetados, os mais frequentes são as impressões (77%) e as próteses totais (51%). Os principais agentes químicos usados para desinfecção são o hipoclorito, clorexidine e glutaraldeído. Apenas 44% dos laboratórios usam luvas ao manipular material vindo de consultórios odontológicos e 74% usam óculos de proteção para desgastar ou polir próteses. Noventa e três por cento dos laboratórios não desinfetam o instrumental usado para polimento e apenas 46% faz imunização contra hepatite B na equipe de trabalho.

Segundo PIRES (1998) um desinfetante químico ideal deveria preencher os seguintes requisitos: alta atividade biocida, ação rápida, efetividade na presença de restos orgânicos, baixa toxicidade, solubilidade em água e líquidos orgânicos, não ser corrosivo, não manchar superfícies, ser de fácil uso, ser inodoro ou de odor agradável e econômico. Entretanto, nenhum dos produtos disponíveis no mercado preenche todos os requisitos citados. O desinfetante químico a ser usado no consultório odontológico deve estar registrado no Ministério da Saúde como desinfetante hospitalar e deve ser efetivo contra o bacilo da tuberculose, vírus hidrofílicos (herpes simples 1 e 2, influenza) e lipofílicos (rotavírus e polivírus). O risco ocupacional é muito

importante, pois a manipulação inadequada pode causar a hipersensibilidade do usuário, intoxicação, despigmentação da pele, dermatites de contato e problemas respiratórios.

CARMO e COSTA (2001) avaliaram, através de questionários, os métodos mais freqüentes empregados no controle de infecções em consultórios odontológicos e avaliaram o grau de conhecimentos de biossegurança de cirurgiões-dentistas e estudantes dos últimos semestres do curso de Odontologia. De acordo com os resultados do estudo, as autoras verificaram que 21,9% dos participantes da pesquisa desconhecem o processo de desinfecção de impressões ou o consideram desnecessário, 58,6% lavam a impressão em água corrente e 19,5% utilizam desinfetantes. Com relação aos cuidados de biossegurança quando da confecção do modelo de gesso, foi verificado que apenas 30,7% dos cirurgiões-dentistas vazam o gesso usando luvas.

2.4 Contaminação de aparatos odontológicos

Diversos autores estudaram a presença de microrganismos em próteses de resina acrílica. RADFORD e colaboradores (1996), em um estudo *in vitro*, avaliaram a aderência de *Cândida albicans* em resina acrílica, termicamente ativada, em superfícies com diferentes rugosidades. Observaram que superfícies rugosas promoveram adesão de *Cândida albicans*. VERRAN e MARYAN (1997) realizaram um estudo para avaliar a retenção de *Cândida albicans* na resina acrílica com superfície lisa e rugosa após a lavagem. Os autores encontraram um maior número de células em superfícies rugosas, mostrando o efeito da rugosidade na infecção e higiene das próteses. TAYLOR, MARYAN e VERRAN (1998) compararam a retenção de *Streptococcus oralis*, *Actinomyces viscosus* e *Cândida albicans* na resina acrílica com diferentes graus de acabamento e polimento. Verificaram que a superfície rugosa influi significativamente na

retenção bacteriana, pois nas ranhuras os microrganismos estão protegidos das forças da mastigação e dos procedimentos de higiene oral.

GLANTZ e LARSSON (1972) afirmaram que as superfícies rugosas em peças restauradoras podem ser irritantes mecânicos e podem facilitar a adesão de placa bacteriana, já que a remoção de placa bacteriana das superfícies rugosas pode ser dificultada pela presença de fôssulas e ranhuras inacessíveis à limpeza.

2.5 Desinfecção de materiais termossensíveis

GUANDALINI, MELO e SANTOS (1997) recomendam, para a desinfecção de próteses, a imersão durante 30 minutos em glutaraldeído, com subsequente lavagem abundante em água corrente. Segundo os mesmos autores, as medidas de proteção não devem se restringir ao cirurgião-dentista e auxiliares, mas se estender ao técnico de prótese dentária e auxiliares.

Atualmente a literatura biomédica apresenta artigos sobre novos métodos de esterilização. RUTALA e WEBER (1999) fazem uma revisão de esterilizantes químicos usados em desinfecção de alto nível. O termo desinfetante de alto nível foi descrito por SHARBAUGH (1997) como sendo o desinfetante capaz de matar todos os microrganismos, com exceção de esporos bacterianos. Alguns desinfetantes de alto nível, como o glutaraldeído, o peróxido de hidrogênio e o ácido peracético podem até ser esterilizantes dependendo do tempo de exposição. RUTALA e WEBER (1999) afirmam que a escolha de um desinfetante de alto nível é importante para que os profissionais possam fazer um efetivo controle de infecção. Os autores fazem a revisão de esterilizantes químicos, com o intuito de facilitar a escolha do agente de desinfecção. Esta revisão mostra que o glutaraldeído, que é um dialdeído saturado, tem sido o agente químico mais usado para a desinfecção geral. A atividade biocida do glutaraldeído é consequência da

alquilação de sulfidril, hidroxila, carboxila e grupos amino que alteram o RNA, DNA e síntese de proteínas nos microrganismos. O glutaraldeído possui uma atividade antimicrobiana de amplo espectro. A concentração mínima de glutaraldeído para uma desinfecção de alto nível é de 1% a 1,5%. Entretanto, segundo estes autores, os vapores de glutaraldeído são irritantes para os olhos, nariz, garganta e, em determinadas concentrações, podem causar dermatite alérgica de contato, asma e rinite.

Os mesmos autores também fazem uma revisão do ácido peracético ou ácido peroxiacético, um agente oxidante, que funciona similarmente ao peróxido de hidrogênio, através da desnaturação de proteínas, ruptura da permeabilidade da parede celular e oxidação de sulfidrilas e ligações de enxofre nas proteínas, enzimas e outros metabólitos. O ácido peracético é caracterizado como de ação rápida e com atividade antimicrobiana de amplo espectro. Este agente inativa bactérias Gram-positivas e Gram-negativas e fungos no espaço de até 5 minutos, com concentração menor que 100 ppm. Na presença de matéria orgânica, são necessários 200 ppm a 500 ppm. Para inativação de vírus, a concentração necessária é maior e polivírus são inativados em 15 minutos com concentrações de 1500 ppm a 2250 ppm. Esporos bacterianos são inativados de 15 segundos a 20 minutos com concentração de 500 ppm a 10000 ppm.

O relatório da *British Society of Gastroenterology Endoscopy Committee* (CLEANING and disinfection..., 1998) também examina, entre outros desinfetantes, o glutaraldeído e o ácido peracético na área biomédica, especialmente seus usos na endoscopia gastrointestinal, no Reino Unido. Destaca que o glutaraldeído a 2% é o desinfetante mais comumente utilizado naquele país. Salienta ser este um agente com alto grau de eficácia, apontando, por exemplo, que é efetivo contra bactérias vegetativas, fungos e a maioria dos vírus. Uma exposição de somente 2 minutos inativa a maioria dos agentes infecciosos, incluindo o HIV e enterovírus; uma exposição de 2,5

minutos a 5 minutos destrói o vírus da Hepatite B, enquanto 20 minutos são suficientes para destruir a maior parte dos microrganismos, incluindo o *Mycobacterium tuberculosis*. Este mesmo período de tempo de desinfecção é eficaz antes e após o uso do endoscópio em pacientes com sintomas manifestos de SIDA e outras imunodeficiências. Associado a este alto grau de eficiência, o relatório aponta para outros dois fatores que têm estimulado o uso do glutaraldeído a 2% no Reino Unido: seu custo relativamente baixo e a ausência de danos ao equipamento endoscópico. No entanto, reações adversas do glutaraldeído a 2% têm sido observadas em integrantes de equipes que realizam endoscopia. Esta constatação levou a *Health and Safety Commission* a recomendar substanciais reduções nos níveis atmosféricos de glutaraldeído de modo a satisfazer as exigências do *Control of Substances Hazardous to Health Regulations* (1994).

No que diz respeito ao ácido peracético, o relatório descreve que foi introduzido como agente desinfetante ou esterilizante em 1955 e que tem sido usado principalmente na indústria alimentícia e de fios de sutura. Ele tem sido utilizado para descontaminação de isolantes plásticos e equipamentos médicos. Trata-se de uma solução que, além do ácido peracético, é composta por peróxido de hidrogênio e ácido acético. Na decomposição esta solução deixa como subprodutos, água, ácido acético e oxigênio. O ácido peracético possui rápida ação contra bactérias vegetativas, fungos, esporos bacterianos e vírus. As bactérias vegetativas, incluindo *mycobacterium*, são inativadas em menos de 5 minutos e os esporos de *Bacillus subtilis* são destruídos em menos de 10 minutos. Neste artigo são descritas duas apresentações comerciais do ácido peracético. Uma delas apresenta-se num recipiente com dois compartimentos. O desinfetante é ativado quando o ácido peracético (5%) de um dos compartimentos é liberado pelo usuário para o outro compartimento que contém o anticorrosivo e o estabilizador de pH. O

recipiente é concebido de modo que o usuário não entre em contato com a solução até que seja alcançada a concentração de uso de 0,35%. Nesta concentração, a solução não causa irritação (CLEANING and disinfection..., 1998).

A outra marca comercial apresentada no relatório (CLEANING and disinfection..., 1998) e também descrita por RUTALA (1998) é um método de esterilização em baixa temperatura controlada por um microprocessador. No processo, o ácido peracético a 35% e um agente antioxidante são colocados em uma parte da máquina. O ácido peracético concentrado a 35% é diluído a 0,2% através da adição de água filtrada a temperatura aproximada de 50°C. O ácido peracético circula pelo interior da máquina e promove a desinfecção de um endoscópio em 12 minutos, sendo o tempo total do ciclo de 30 minutos.

Um terceiro artigo sobre métodos de esterilização é o de RUTALA, GERGEN e WEBER (1998). Os autores descrevem estudos envolvendo uma avaliação comparativa da atividade esporicida de quatro novas tecnologias de esterilização em baixas temperaturas, uma com óxido de etileno, duas com sistemas de esterilização com plasma e uma quarta com ácido peracético líquido. Nos estudos que os autores descrevem, foram feitos experimentos envolvendo a esterilização de lâminas de bisturi inoculadas *Bacillus stearothermophilus* e colocadas no interior de tubos de aço inoxidável de 40 cm de comprimento com diferentes diâmetros (1mm, 2mm e 3mm). Os autores escrevem que para os testes deve ser usado o microrganismo mais resistente ao processo de esterilização e que no caso de testes com ácido peracético deve ser usado o *Bacillus stearothermophilus*.

Um quarto trabalho sobre métodos de esterilização é o de STANLEY (1999), que descreve a eficácia do uso de peróxido de hidrogênio contra *Mycobacterias* resistentes a glutaraldeído. A

autora mostra que o gênero das *Mycobacterias*, que compreende espécies que causam graves doenças como a tuberculose e a lepra são espécies oportunistas que podem infectar seriamente pacientes debilitados, especialmente aqueles que tem problemas de deficiências imunológicas. O glutaraldeído, que já teve largo uso na esterilização, agora tem se mostrado impotente, pois foram detectadas bactérias resistentes ao mesmo. A autora escreve que a proposta inicial de se incluir experimentos envolvendo testes tendo o glutaraldeído como esterilizante foi abandonada em função destas bactérias resistentes ao mesmo. A autora sugere o uso alternativo de peróxido de hidrogênio, que indica o quanto é válido se testar a eficiência do ácido peracético, pois um e outro composto (ácido peracético e peróxido de hidrogênio ou água oxigenada) têm suas ações baseadas na produção de oxigênio atômico com alta ação bactericida.

Segundo GUIMARÃES Jr. (1992), os vapores de glutaraldeído são irritantes, tóxicos e alérgicos, exigindo o uso de luvas e máscara para a manipulação e devem ser manuseados em ambientes arejados.

Desde 1998, está disponível no mercado brasileiro uma apresentação comercial do ácido peracético chamada Sterilife® (Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda). O princípio ativo do Sterilife® é o ácido peracético, que é um peroxidado que apresenta rápida ação sobre todos os microrganismos, mesmo em concentrações baixas (KODA e NORCIA, 1999). A composição desta solução segundo laudo técnico número 52.250 do Instituto de Tecnologia do Paraná (TECPAR) é a seguinte:

1. Ácido peracético	princípio ativo	0,25g
2. Peróxido de hidrogênio	coadjuvante	3,50g

3. Ácido acético	coadjuvante	1,70g
4. Água	veículo	94,05g
5. Ácido (1-hidroxietilideno)-1,1 – difosfônico	estabilizante	0,50g
6. Benzotriazol	anti-corrosivo	0,08g
7. Molibdato de sódio	anti-corrosivo	0,05g
8. Fosfato dissódico	anti-corrosivo	1,12g

Segundo KODA e NORCIA (1999), o Sterilife® possui formulação inibidora de corrosão desenvolvida para que seu efeito ácido seja compatível com artigos da área odontológica, médica e hospitalar. Este produto é indicado para desinfecção de alto nível e esterilização de artigos críticos e semi-críticos. O fabricante do Sterilife® recomenda um tempo de imersão de 10 minutos para desinfecção de alto nível e de 1 hora para esterilização. O Sterilife® é produzido pela Peróxidos do Brasil Ltda, uma companhia coligada ao grupo *Solvay*, líder mundial na produção de peroxidados. Presente no Brasil desde 1970, com duas fábricas (Curitiba e Santo André), a Peróxidos do Brasil Ltda., é certificada pelo sistema de qualidade ISO 9002 e BSI-*British Standards Institution*.

Instituições de referência internacional na área de controle de infecção hospitalar como a FDA, *Center of Disease Control (CDC)* e *Association of Professionals in Infection Control (APIC)* consideram o ácido peracético uma alternativa eficaz e segura ao glutaraldeído. O Ministério da Saúde através da portaria número 122, de 29 de novembro de 1993, reconhece e declara o ácido peracético como um desinfetante e esterilizante e em 10 de março de 1999 o produto Sterilife® da empresa Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda foi registrado no Diário Oficial Nacional como esterilizante (KODA e NORCIA, 1999).

O Sterilife® (Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda) age pela reação de oxidação das ligações de sulfetos e entre sulfeto e hidrogênio da membrana celular, do conteúdo citoplasmático e do material genético. Com isto, enzimas essenciais para as reações bioquímicas de sobrevivência e reprodução dos microrganismos são oxidadas. As pontes entre sulfetos são responsáveis pela resistência da forma esporulada dos microrganismos à ação do calor e agentes químicos em geral. (KODA e NORCIA, 1999).

O TECPAR fez diversos ensaios com o ácido peracético 0,2% Sterilife® (Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda., São Paulo, SP). No laudo técnico número 52259-98006116 descreve os testes que verificaram a eficácia microbiológica do Sterilife® em relação ao *Bacillus subtilis* e ao *Clostridium sporogenes*.

No laudo técnico número 52.260 – 98000911, o TECPAR descreve o ensaio de irritação cutânea primária. O potencial de irritação dérmica foi testado em seis coelhos albinos Nova Zelândia. O produto foi misturado com o anticorrosivo e aplicado diretamente sobre o dorso tricotomizado dos coelhos. Os animais foram observados 24 e 72 horas após a aplicação do produto. O produto foi classificado como não irritante, pois os animais apresentaram eritema de muito leve a bem definido.

O laudo técnico do TECPAR número 52.260 – 98000912 descreve o ensaio de irritabilidade ocular em cinco coelhos albinos Nova Zelândia. O material foi aplicado diretamente no olho dos coelhos que foram observados após 24, 48, 72 horas e sete dias. O produto foi classificado como irritante, pois os animais apresentaram opacidade da córnea, irite e inflamação das mucosas oculares (hiperemia, quemose e secreção).

O Instituto de Microbiologia Professor Paulo Góes da Universidade Federal do Rio de Janeiro, no laboratório de análises microbiológicas de produtos (LAMP) testou a capacidade micobactericida do Sterilife® (Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda., São Paulo, SP) e concluíram que o ácido peracético testado apresentou atividade micobactericida para o *Mycobacterium smegmatis* e *Mycobacterium bovis* cepa moreau, quando usado de acordo com as instruções do fabricante, ou seja, imersão durante 10 minutos.

Segundo KODA E NORCIA (1999), o Sterilife® é uma alternativa, eficaz e segura para os usuários que se preocupam com os riscos ocupacionais e ambientais que o glutaraldeído apresenta.

MALCHESKY (1993), apud YOUNG (1997), estudou os riscos associados ao contato de humanos com o ácido peracético concentrado (35%) e a diluição de 0,2%. Os testes incluíram toxicidade aguda oral em ratos, toxicidade aguda dérmica em coelhos, irritação dérmica primária em coelhos, irritação ocular primária em coelhos e sensibilização dérmica em porcos da Índia. Os resultados indicaram que o ácido peracético a 35% produz efeitos similares a outros ácidos fortes. Foi verificado que a diluição a 0,2% tem pH aproximadamente neutro, não é tóxico na administração dérmica e oral e não tem efeito corrosivo na pele. A diluição de 0,2% pode causar alguma irritação reversível nos olhos mediante contato direto.

3 PROPOSIÇÃO

A proposição deste trabalho foi avaliar a eficácia do ácido peracético como desinfetante de resinas acrílicas termopolimerizáveis, resinas acrílicas quimicamente ativadas e resinas acrílicas polimerizadas em forno de microondas contaminadas *in vitro* com *Bacillus subtilis* ou com *Bacillus stearothermophilus* e através de uso intraoral.

4 MATERIAIS E MÉTODOS

O trabalho foi realizado no Laboratório de Materiais Dentários da Faculdade de Odontologia e no Laboratório de Microbiologia do Instituto de Ciências Básicas da Saúde da Universidade Federal do Rio Grande do Sul.

4.1 Materiais

Para confecção dos corpos de prova foram utilizados três tipos de resina acrílica: 1) resina acrílica de termopolimerização (Clássico® - Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo,SP), 2) resina acrílica quimicamente ativada (Jet® – Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo,SP) e 3) resina acrílica de polimerização através de energia de microondas (Ondacryl®- Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo,SP) que, segundo a especificação número 1567 da ISO, são classificados respectivamente como tipo 1, tipo 2 e tipo 5. Comercialmente, os materiais utilizados apresentam-se na forma de um conjunto de 440g de pó e 250ml de líquido.

A composição dos três tipos de resinas acrílica utilizados pode ser vista no quadro apresentado a seguir.

Tipos	Pó	Líquido
Tipo 1 - Resina acrílica termicamente ativada	- polimetacrilato de metila - ftalato de butila - peróxido de benzoíla	- metacrilato de metila - topanol
Tipo 2 - Resina acrílica quimicamente ativada	- polimetacrilato de metila - ftalato de butila - peróxido de benzoíla	- metacrilato de metila - topanol - amina terciária
Tipo 5 - Resina acrílica polimerizada em microondas	- co-polímero de metilmetacrilato e etilacrilato - dibutil ftalato - peróxido de benzoíla	- metacrilato de metila - topanol - etilenoglicol dimetacrilato

Quadro 1: Composição das resinas acrílicas, conforme o fabricante

Além das resinas acrílicas, o alvo deste trabalho foi o ácido peracético (Sterilife® – Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda., São Paulo, SP) proposto como desinfetante das referidas resinas acrílicas.

Os materiais com as marcas comerciais e os respectivos fabricantes estão apresentados no quadro 2.

Materiais	Nome comercial	Fabricante
Ácido peracético 0.2%	Sterilife®	Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda.
Resina acrílica termopolimerizável	Clássico®	Artigos Odontológicos Clássico Ltda
Resina acrílica quimicamente ativada	Jet®	Artigos Odontológicos Clássico Ltda
Resina acrílica polimerizada em microondas	Ondacryl®	Artigos Odontológicos Clássico Ltda

Quadro 2 - Materiais, marcas comerciais e fabricantes.

4.2 Metodologia

A metodologia consistiu em avaliar a eficácia do ácido peracético como desinfetante das resinas acrílicas descritas anteriormente.

A amostra foi formada por corpos de prova de resina acrílica, provenientes de 30 placas intrabucais, com grampos, utilizados voluntariamente por 10 estudantes da Faculdade de Odontologia da UFRGS. Cada estudantes usou três placas intrabucais, uma de cada tipo de resina acrílica. A faixa etária dos estudantes era de 18 a 25 anos.

4.2.1 Confeção das placas intrabucais

Inicialmente foi tomada uma impressão da arcada superior de cada voluntário, com alginato (Jeltrate – Dentsply, Petrópolis, RJ), utilizando a proporção recomendada pelo fabricante. O alginato foi espatulado por 60 segundos em gral de borracha. Após, a moldeira previamente esterilizada, foi carregada e então foi tomada a impressão. Decorrido o tempo de aproximadamente 4 minutos para a geleificação do alginato, a moldeira foi removida e a impressão lavada em água corrente e desinfetada com glutaraldeído 2% (Cidex – Jonhson e Jonhson, São José dos Campos, SP), por imersão, durante 10 minutos. Após a desinfecção, as impressões foram vazadas com gesso pedra tipo III (Mossoró- Mossoró, Rio de Janeiro, RJ) para obtenção dos modelos de gesso. A proporção utilizada para o gesso foi de 100g de pó para 30 ml de água.

A seguir, foram confeccionados, com fio ortodôntico 0,5mm (Morelli – São Paulo, SP), seis grampos de Kennedy para os primeiros molares e seis grampos de Jackson para os caninos, para cada um dos 10 modelos de gesso obtidos, totalizando 120 grampos, (Figura 1) a fim de

confeccionar 10 placas intrabucais de resina acrílica quimicamente ativada, 10 placas com resina acrílica termopolimerizável e 10 com resina acrílica polimerizável em energia de microondas.

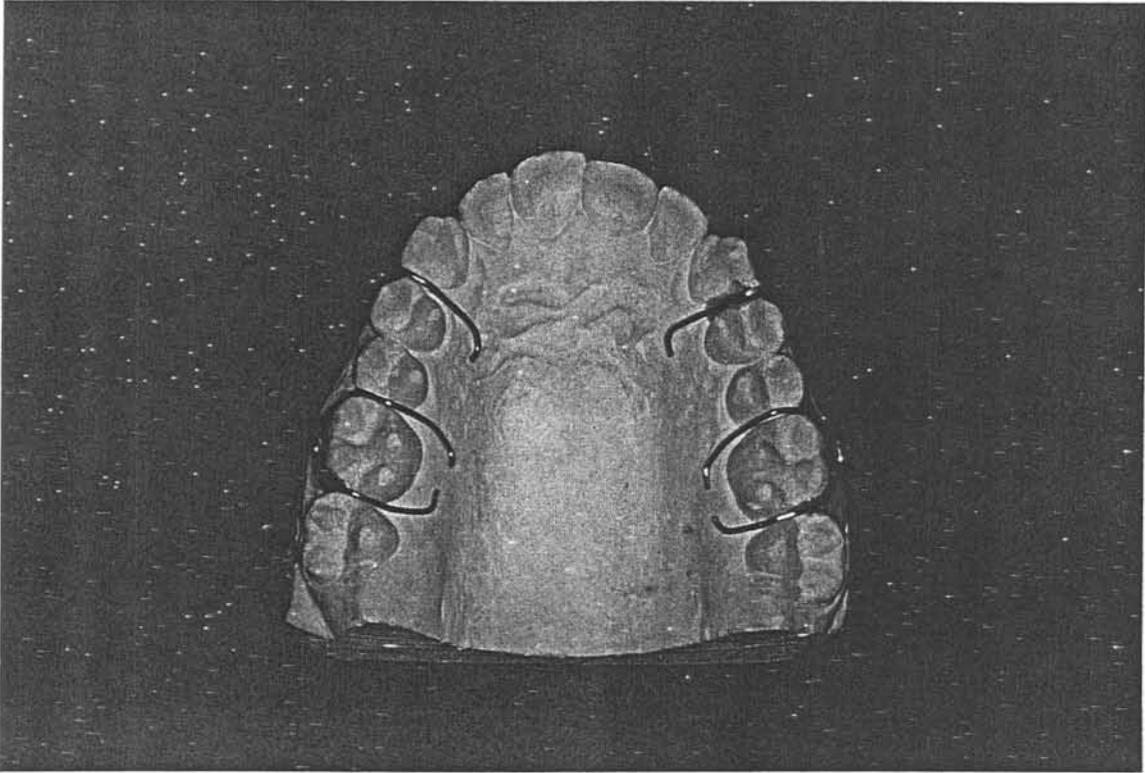


FIGURA 1- Fase inicial da confecção da placa intrabucal . Adaptação dos grampos.

4.2.1.1 Placas intrabucais de resina acrílica termicamente ativada

Para a confecção das 10 placas intrabucais de resina acrílica termicamente ativada, os grampos foram fixados com cera utilidade (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-SP) e o enceramento da placa foi feito com cera 7 (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-SP). Uma proteção para os dentes foi feita com silicona de adição (Express - 3M, Sumaré, SP). A seguir, o modelo de gesso foi incluído no muflo com gesso pedra (Mossoró- Mossoró, Rio de

Janeiro, RJ). Após a cristalização do gesso, o muflo foi separado do contra-muflo e a cera foi removida com água quente, conforme pode ser visto na Figura 2.

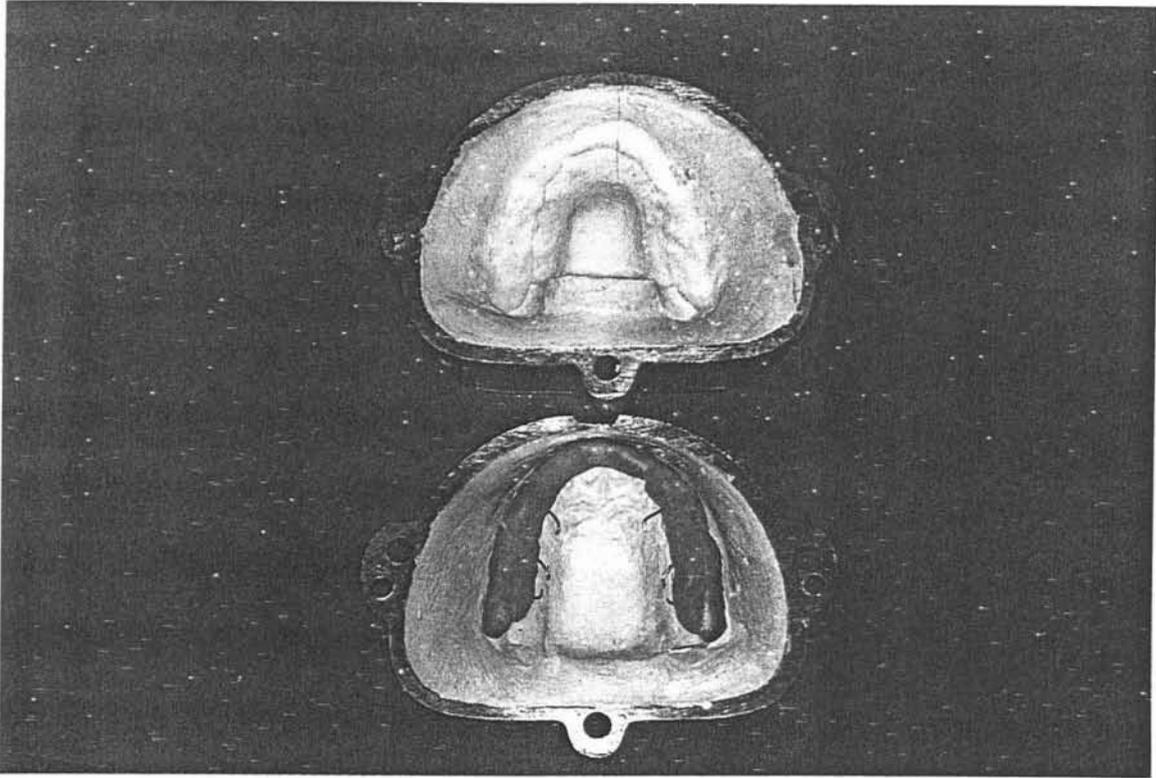


FIGURA 2- Muflo e contra-muflo preparados para a prensagem da resina, após a remoção da cera.

A resina termicamente ativada foi misturada em um pote para resina acrílica, utilizando-se a proporção volumétrica pó/líquido de 3:1, especificada pelo fabricante. Neste trabalho, foram utilizadas 15 partes de pó para 5 partes de líquido, equivalendo a 12g de pó para 6g de líquido. Passadas as fases arenosa e fibrosa da reação pó-líquido, a resina atingiu a fase de massa, também conhecida como fase de trabalho, quando foi colocada no muflo. O gesso foi previamente isolado com Celac; foram feitas duas prensagens preliminares para remoção de excessos, uma com e outra sem papel celofane. A seguir, os muflos foram levados para polimerização. O ciclo de polimerização utilizado foi o ciclo curto, recomendado por

ANUSAVICE (1998), que consiste em imergir o muflo na água a temperatura ambiente e elevar a temperatura até 74°C, permanecendo em banho, durante 2 horas. A seguir, a temperatura foi elevada a 100°C e mantida durante 60 min. Após a polimerização, o resfriamento do muflo ocorreu, inicialmente, na água da panela e após, à temperatura ambiente. A placa foi removida do muflo. A seguir, foi feita a remoção de excessos, o acabamento com lixas d'água com granulações decrescentes e o polimento com pedra pomes e branco de Espanha.

4.2.1.2 Placas intrabucais de resina acrílica quimicamente ativada

Para a confecção das placas intrabucais de resina acrílica quimicamente ativada para cada um dos 10 voluntários, os modelos de gesso foram previamente isolados com isolante para resina acrílica (Celac – SSWhite, Rio de Janeiro, RJ) e os grampos foram fixados com cera utilidade (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-SP). Foi utilizada a técnica do pincel, em que o monômero do acrílico foi sendo saturado pelo polímero, para a confecção da porção de acrílico do aparelho. Após a polimerização da resina, a placa intrabucal foi removida do modelo de gesso e passou pelos procedimentos de acabamento e polimento.

4.2.1.3 Placas intrabucais de resina acrílica polimerizada em microondas

Para a confecção das 10 placas intrabucais de resina acrílica polimerizada através da energia de microondas, os grampos também foram fixados com cera utilidade (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-SP) e foi feito o enceramento da placa com cera 7 (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-SP). Uma proteção para os dentes foi feita com silicona de adição (Express - 3M, Sumaré, SP). Após, o modelo foi incluído com gesso no muflo apropriado para polimerização em microondas (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-

SP). O muflo não é metálico, pois as microondas não penetram em metais, percorrem sua superfície e acumulam-se em determinado ponto. O muflo especial para o forno de microondas utiliza quatro parafusos metálicos para o fechamento, mas estes são dispostos de tal forma que não provoquem os inconvenientes mencionados. Após a cristalização do gesso do muflo foi vertido gesso também no contra muflo. Decorridos 60 min, o muflo foi aberto e a cera, removida com água quente. A resina foi misturada em um pote para resina acrílica, utilizando-se a proporção volumétrica pó/líquido de 3:1 especificada pelo fabricante. Neste trabalho, foram utilizadas 15 partes de pó para 5 partes de líquido, equivalendo a 12g de pó para 6g de líquido. Decorrida a fase arenosa da reação pó-líquido, a resina foi colocada no muflo na fase fibrosa, conforme recomendações do fabricante. O gesso foi previamente isolado com Celac (SSWhite, Rio de Janeiro, RJ), e foram feitas duas prensagens preliminares para remoção de excessos, uma com e outra sem papel celofane. Após 30 min, os muflos foram levados para polimerização em microondas. O ciclo de polimerização utilizado foi o ciclo recomendado pelo fabricante da resina acrílica. Foi utilizado um forno de microondas Brastemp de 1000 Watts de potência máxima. Após a polimerização, o resfriamento do muflo ocorreu à temperatura ambiente. O aparelho foi removido do muflo e passou pelos procedimentos de acabamento e polimento.

O ciclo de polimerização depende da potência máxima do aparelho de microondas e requer a programação do mesmo, como pode ser visto no quadro abaixo, segundo as recomendações do fabricante do material utilizado.

Potencia máxima em Watts (W)	1ª fase 3 minutos	2ª fase 4 minutos	3ª fase 3 minutos
De 800 a 900 W	Potência 40%	Potência 0%	Potência 90%
De 1000 a 1100 W	Potência 40%	Potência 0%	Potência 80%
De 1200 a 1300 W	Potência 30%	Potência 0%	Potência 60%

Quadro 3 : Programação do forno de microondas para a polimerização, segundo o fabricante da resina acrílica.

Neste trabalho foi usado o ciclo recomendado para aparelhos de 1000 a 1100 Watts, ou seja, a primeira fase foi de 3 min com 40% da potência máxima, a segunda fase foi 4 min com o aparelho desligado e a terceira fase foram 3 min com 80% da potência máxima do aparelho.

4.2.2 Utilização das placas intrabucais

Após a prova e os devidos ajustes das placas, os 10 voluntários receberam inicialmente as placas de resina acrílica quimicamente ativada. Os voluntários usaram a placa durante 7 noites. Após cada noite, as placas eram lavadas em água corrente e guardadas individualmente em uma caixa plástica fechada, durante o dia. Os voluntários foram instruídos a não escovar as placas intrabucais de resina acrílica, nem usar desinfetantes ou dentifrícios na limpeza das mesmas. As placas permaneceram em boca, por períodos intermitentes, durante aproximadamente 50 horas (7 noites). O mesmo ocorreu com as placas de resina acrílica termicamente ativada e resina acrílica polimerizada em microondas. Cada um dos 10 voluntários usou uma placa de cada tipo de resina acrílica por uma semana, intercalada por um período de uma semana entre um material e o outro, totalizando cinco semanas.

4.2.3 Obtenção dos corpos de prova

Após o período experimental, ou seja, após o uso de cada placa, as mesmas foram cortadas com o auxílio de discos de carbeto de tungstênio acoplados a um motor elétrico de 15000 rpm (Promeco Ind. Eletro Mecânica Ltda – Ind. Bras., São Paulo, SP), conforme figura 3. Para a manipulação das placas que estiveram em boca foi utilizado o equipamento de proteção individual (máscara, luvas e óculos). De cada placa foram obtidos seis fragmentos de resina acrílica de forma quadrada com aproximadamente 1cm de lado. Após a descontaminação, as demais partes da placa foram descartadas. Cada tipo de resina deu origem a 60 fragmentos, totalizando 180 corpos de prova.

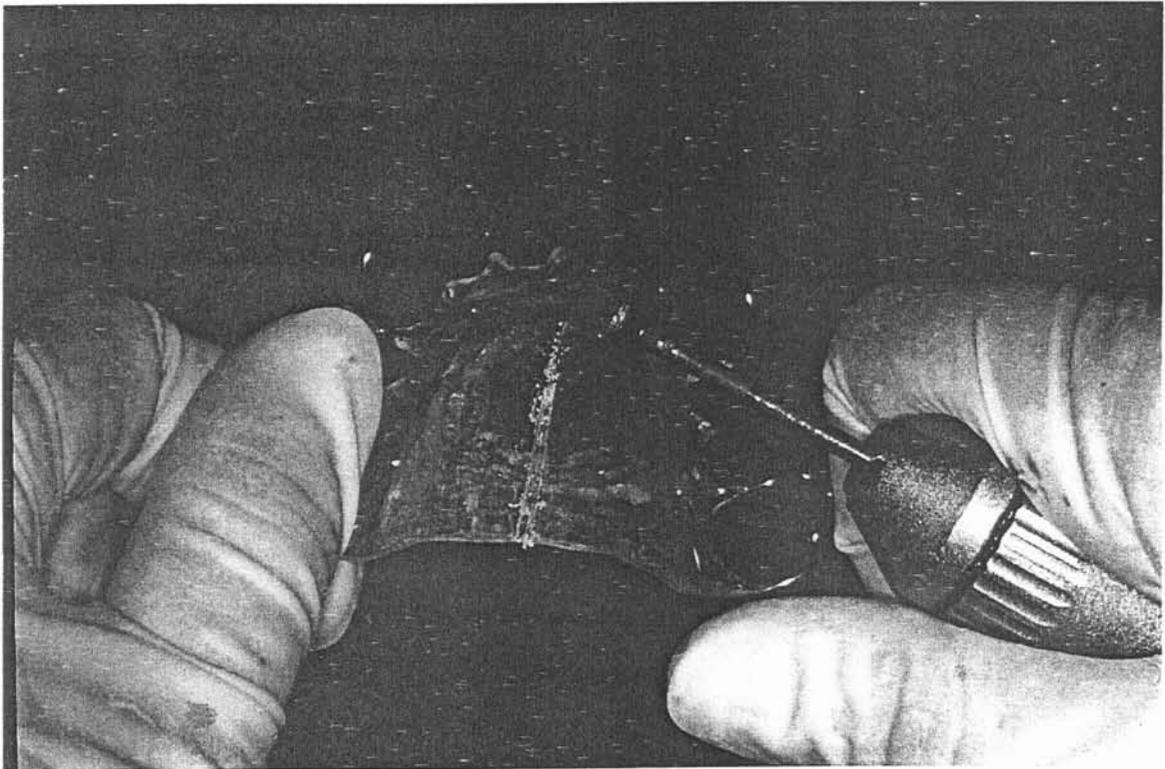


Figura 3- Secção da placa intrabucal para obtenção dos corpos de prova de resina acrílica.

4.2.4 Imersão na solução desinfetante

Quatro dos seis fragmentos obtidos de cada placa dos diferentes tipos de resina (40 corpos de prova) foram colocados em imersão na solução de ácido peracético a 0,2% (Sterilife® – Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda., São Paulo, SP) e os demais fizeram parte do grupo controle. Os dois grupos controle e os quatro grupos teste foram distribuídos conforme o quadro 4.

	Controle		Imersão - 5 min		Imersão - 10 min	
	Aerobiose / Anaero		Aerobiose / Anaero		Aerobiose / Anaero	
Grupos	1	2	3	4	5	6
N	10	10	10	10	10	10

Quadro 4 – Distribuição dos grupos de acordo com os tratamentos: controle/imersão e aerobiose/anaerobiose.

O quadro 4 apresenta a distribuição dos grupos efetuada para cada tipo de resina, de tal forma que cada grupo possuía 10 corpos de prova e o enquadramento apresentado a seguir:

1 – controle do crescimento bacteriano em aerobiose.

2 – controle do crescimento bacteriano em anaerobiose.

3 – teste, com imersão em ácido peracético por 5 minutos e incubação para crescimento em aerobiose.

4 – teste, com imersão em ácido peracético por 5 minutos e incubação para crescimento em anaerobiose.

5 – teste, com imersão em ácido peracético por 10 minutos e incubação para crescimento em aerobiose.

6 – teste, com imersão em ácido peracético por 10 minutos e incubação para crescimento em anaerobiose.

4.2.5 Incubação dos corpos de prova

Os fragmentos que fizeram parte do grupo controle (1 e 2), foram colocados individualmente em tubos de ensaio contendo 5ml do meio de cultura *Brain Heart Infusion* (BHI), totalizando 20 tubos de ensaio. A colocação foi com pinças metálicas, previamente esterilizadas, próximo à chama de um bico de Bunsen.

Os fragmentos que fizeram parte dos grupos tratados (3, 4, 5 e 6) foram imersos em ácido peracético pelo período determinado pelo grupo (5 ou 10 minutos), lavados em água destilada esterilizada e colocados individualmente em tubos de ensaio contendo BHI. Isto também foi feito próximo à chama de um bico de Bunsen e utilizando pinças previamente esterilizadas.

Para crescimento dos microrganismos aeróbios (grupos 3 e 5), os tubos de ensaio foram colocados em estufa a 37°C, por 48 horas. Para o crescimento dos anaeróbios (grupos 4 e 6), os tubos foram colocados em uma jarra para anaerobiose dentro da qual havia um disco (Anaerobac– Probac do Brasil Produtos Bacteriológicos Ltda., São Paulo, SP) que libera CO₂ para prover um ambiente de anaerobiose. A jarra foi colocada em estufa a 37° C, por uma semana.

4.2.6 Avaliação do crescimento bacteriano

A observação do crescimento bacteriano foi feita através da análise da turvação do meio de cultura após o período de incubação, que indica que no meio que se apresenta turvo houve crescimento bacteriano.

4.2.7 Controle dos meios de cultura

Tubos de ensaio contendo apenas o meio de cultura BHI foram incubados em aerobiose e anaerobiose sem o corpo de prova. Isto teve por objetivo fazer o controle do meio de cultura, para comprovar a esterilidade do mesmo.

4.3 Eficácia do ácido peracético sobre microrganismos utilizados para controle de estufa e autoclave.

4.3.1 Confecção dos corpos de prova

4.3.1.1 Confecção dos corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada (RATA)

Para confecção dos 12 corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada, primeiramente foram confeccionadas matrizes de forma quadrangular, com as dimensões 10mm X 10mm com 4mm de espessura, utilizando lâminas de cera 7 (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-SP). A seguir estes corpos de cera foram incluídos no muflão, a resina foi proporcionada e polimerizada conforme descrito no item 4.2.1.1. Os corpos de prova passaram pelos procedimentos de acabamento e polimento.

4.3.1.2 Confecção dos corpos de prova de resina acrílica quimicamente ativada (RAQA)

Para a confecção dos 12 corpos de prova com resina acrílica quimicamente ativada, o material foi proporcionado e misturado, conforme as instruções do fabricante. Ao atingir a fase de massa, a resina acrílica foi colocada entre duas placas de vidro e foi exercida pressão para que o material ficasse com uma espessura em torno de 4mm. Uma das placas de vidro foi removida e, com auxílio de uma espátula lecron, o material foi cortado a fim de produzir corpos de prova com

dimensões aproximadas de 10mm X 10mm. A seguir, foram feitos os procedimentos de acabamentos e polimento.

4.3.1.3 Confeção dos corpos de prova de resina acrílica polimerizada em microondas (RAMO)

Para confeção dos corpos de prova, primeiramente foram confeccionadas matrizes de forma quadrangular com as dimensões 10mm X 10mm, com 4mm de espessura, utilizando lâminas de cera 7 (Artigos Odontológicos Clássico Ltda., São Paulo-SP). A seguir estes corpos de cera foram incluídos no muflo, a resina foi proporcionada e polimerizada conforme o item 4.2.1.3. Após a polimerização, o resfriamento do muflo ocorreu à temperatura ambiente. Os 12 corpos de prova foram removidos do muflo e passaram pelos procedimentos de acabamento e polimento.

4.3.2 Contaminação dos corpos de prova

Em um tubo de ensaio contendo 10ml do meio de cultura BHI foi semeado o microrganismo *Bacillus subtilis* e em outro tubo de ensaio contendo também 10ml de BHI foi semeado o microrganismo *Bacillus stearothermophilus*. O *Bacillus subtilis* é o microrganismo usado para controle de estufas e o *Bacillus stearothermophilus* é o microrganismo utilizado para controle de autoclave. Estes tubos de ensaio foram incubados em estufa a 37°C, durante 48 horas.

Estes caldos de cultura foram colocados, separadamente, em placas de vidro previamente esterilizadas. Seis corpos de prova, de cada um dos três diferentes tipos de resina acrílica, foram contaminados através de imersão durante 5 minutos no caldo contendo o *Bacillus subtilis*,

totalizando 18 corpos de prova. O mesmo foi feito com outros dezoito corpos de prova para contaminação com o *Bacillus stearothermophilus*.

Os 36 corpos de prova foram distribuídos de acordo com o tipo de resina acrílica, o microrganismo presente e o tempo de imersão na solução esterilizante, conforme o quadro 5.

Microrganismo	Tratamento	RATA	RAQA	RAMO	Total
<i>Bacillus subtilis</i>	Controle	2	2	2	6
	Imersão 5 min	2	2	2	6
	Imersão 10 min	2	2	2	6
<i>Bacillus stearothermophilus</i>	Controle	2	2	2	6
	Imersão 5 min	2	2	2	6
	Imersão 10 min	2	2	2	6
Total	_____	12	12	12	36

Quadro 5 – Distribuição dos corpos de prova de acordo com o material e o tratamento, após contaminação com *Bacillus subtilis* e *Bacillus stearothermophilus*.

O quadro 5 apresenta a distribuição dos corpos de prova como segue:

- Corpos de prova de RATA, RAQA e RAMO contaminados com *Bacillus subtilis*, utilizados como controle, e tratados com imersão por 5 min e 10 min em ácido peracético.
- Corpos de prova de RATA, RAQA e RAMO contaminados com *Bacillus stearothermophilus*, utilizados como controle, e tratados com imersão por 5 min e 10 min em ácido peracético.

4.3.3 Imersão na solução desinfetante

Os corpos de prova utilizados como controle foram retirados do caldo contendo o microrganismo, com auxílio de pinças esterilizadas e colocados em tubos de ensaio contendo 10ml de BHI. Para estes corpos de prova não houve a imersão na solução desinfetante.

Os corpos de prova contaminados com *Bacillus subtilis* e *Bacillus stearothermophilus* foram imersos em solução de ácido peracético 0,2% (Sterilife®- Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda., São Paulo, SP) antes de serem colocados nos tubos de ensaio contendo o meio de cultura BHI. O tempo de imersão na solução foi de 5 minutos ou 10 minutos, de acordo com a distribuição previamente descrita.

4.3.4 Incubação dos corpos de prova

Os meios de cultura contendo os corpos de prova foram incubados em aerobiose, em estufa, a 37°C, durante 48 horas.

4.3.5 Avaliação do crescimento bacteriano

A avaliação do crescimento bacteriano foi realizada através da observação da turvação do meio de cultura, após o período de incubação.

5 RESULTADOS

Os resultados deste trabalho estão expressos na forma de tabelas. Todos os tubos de ensaio incubados para testar a esterilidade do meio de cultura ficaram isentos de turvação após o período de incubação, tanto em aerobiose como em anaerobiose, garantindo a confiabilidade do ensaio, ou seja, que os meios estavam esterilizados, antes dos ensaios.

5.1 Resina acrílica termicamente ativada (RATA)

A tabela 1 mostra a análise da turvação no meio do cultura, após incubação em aerobiose, com os corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada do grupo controle e dos grupos que foram submetidos à imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos.

Tabela 1 - Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica termicamente ativada após incubação em aerobiose.

Controle (n=10)		Imersão por 5 min (n=10)		Imersão por 10 min (n=10)	
Turvação		Turvação		Turvação	
+	-	+	-	+	-
100%	0%	0%	100%	0%	100%

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 1 mostra que 100% dos corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada imersos em ácido peracético, tanto por 10 minutos como por 5 minutos, não apresentaram turvação, indicando a ausência de crescimento bacteriano em aerobiose. Já os meios com os corpos de prova não imersos apresentaram turvação em 100% dos casos, indicando a presença de microrganismos.

A tabela 2 apresenta a análise da turvação do meio de cultura, após incubação em anaerobiose, com os corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada do grupo controle e dos grupos que foram submetidos à imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos.

Tabela 2 – Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica termicamente ativada após incubação em anaerobiose.

Controle (n=10)		Imersão por 5 min (n=10)		Imersão por 10 min (n=10)	
Turvação		Turvação		Turvação	
+	-	+	-	+	-
100%	0%	0%	100%	0%	100%

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 2 mostra que 100% dos corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada imersos em ácido peracético, tanto por 10 minutos como por 5 minutos, não apresentaram turvação, indicando a ausência de crescimento bacteriano em anaerobiose. Já os meios com os

corpos de prova não imersos apresentaram turvação em 100% dos casos, indicando a presença de microrganismos. (Figura 4)

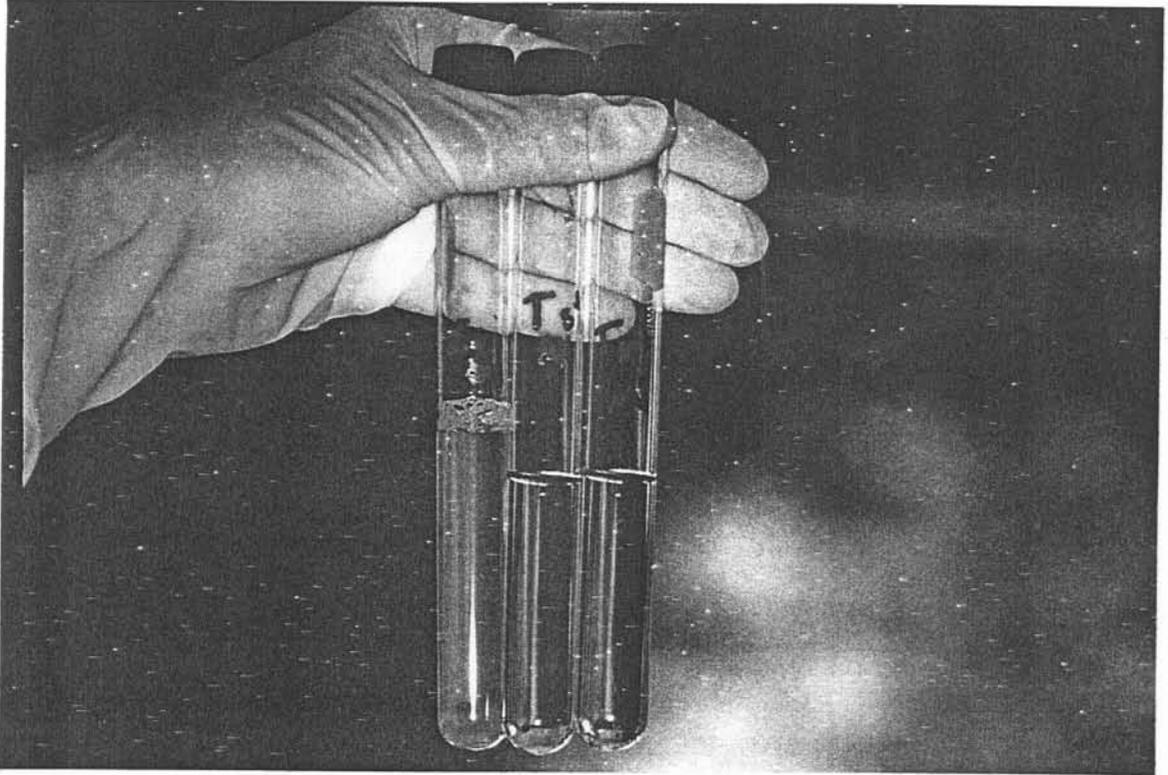


Figura 4- Tubos de ensaio com corpos de prova e meio de cultura após incubação em anaerobiose mostrando turbidez no tubo com o corpo de prova de RATA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão.

5.2 Resina acrílica quimicamente ativada (RAQA)

A tabela 3 mostra a análise da turvação do meio de cultura BHI, após incubação em aerobiose, com os corpos de prova de resina acrílica quimicamente ativada do grupo controle e dos grupos que foram submetidos à imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos.

Tabela 3 - Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica quimicamente ativada após incubação em aerobiose.

Controle (n=10)		Imersão por 5 min (n=10)		Imersão por 10 min (n=10)	
Turvação		Turvação		Turvação	
+	-	+	-	+	-
100%	0%	0%	100%	0%	100%

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 3 mostra que 100% dos corpos de prova de resina acrílica quimicamente ativada imersos em ácido peracético, tanto por 10 minutos como por 5 minutos, não apresentaram turvação, indicando a ausência de crescimento bacteriano em aerobiose. Já os meios com os corpos de prova não imersos apresentaram turvação em 100% dos casos, indicando a presença de microrganismos.

A tabela 4 mostra a análise da turvação do meio de cultura BHI, após incubação em anaerobiose, com os corpos de prova de resina acrílica quimicamente ativada do grupo controle e dos grupos que foram submetidos à imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos.

Tabela 4 - Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica quimicamente ativada após incubação em anaerobiose.

Controle (n=10)		Imersão por 5 min (n=10)		Imersão por 10 min (n=10)	
Turvação		Turvação		Turvação	
+	-	+	-	+	-
100%	0%	0%	100%	0%	100%

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 4 mostra que 100% dos corpos de prova de resina acrílica quimicamente ativada imersos em ácido peracético, tanto por 10 minutos como por 5 minutos, não apresentaram turvação, indicando a ausência de crescimento bacteriano em anaerobiose. Já os meios com os corpos de prova não imersos apresentaram turvação em 100% dos casos, indicando a presença de microrganismos.

5.3 Resina acrílica polimerizada através de energia de microondas (RAMO)

A tabela 5 mostra a análise da turvação no meio de cultura, após incubação em aerobiose, com os corpos de prova de resina acrílica polimerizada através de energia de microondas do grupo controle e dos grupos que foram submetidos à imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos.

Tabela 5- Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica polimerizada através de energia de microondas após incubação em aerobiose.

Controle (n=10)		Imersão por 5 min (n=10)		Imersão por 10 min (n=10)	
Turvação		Turvação		Turvação	
+	-	+	-	+	-
100%	0%	0%	100%	0%	100%

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 5 mostra que 100% dos corpos de prova de resina acrílica polimerizada em microondas imersos em ácido peracético, tanto por 10 minutos como por 5 minutos, não apresentaram turvação, indicando a ausência de crescimento bacteriano em aerobiose. Já os meios com os corpos de prova não imersos apresentaram turvação em 100% dos casos, indicando a presença de microrganismos.

A tabela 6 mostra a análise da turvação, após incubação em anaerobiose, nos corpos de prova de resina acrílica polimerizada através de energia de microondas do grupo controle e dos grupos que foram submetidos à imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos.

Tabela 6- Análise da turvação do meio de cultura com os corpos de resina acrílica polimerizada através de energia de microondas após incubação em anaerobiose.

Controle (n=10)		Imersão por 5 min (n=10)		Imersão por 10 min (n=10)	
Turvação		Turvação		Turvação	
+	-	+	-	+	-
100%	0%	0%	100%	0%	100%

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 6 mostra que 100% dos corpos de prova de resina acrílica polimerizada em microondas imersos em ácido peracético, tanto por 10 minutos como por 5 minutos, não apresentaram turvação, indicando a ausência de crescimento bacteriano em anaerobiose. Já os meios com os corpos de prova não imersos apresentaram turvação em 100% dos casos, indicando a presença de microrganismos.

5.4 Teste com o *Bacillus subtilis*

A tabela 7 mostra a análise da turvação do meio de cultura BHI com os corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada (RATA), resina acrílica quimicamente ativada (RAQA) e resina polimerizada em microondas (RAMO) contaminados com *Bacillus subtilis*. Foram confeccionados seis corpos de prova de cada material, sendo que, dois corpos de prova de cada material foram utilizados como controle (sem imersão em ácido peracético), dois foram imersos por 5 minutos e dois, por 10 minutos.

Tabela 7- Análise da turvação do meio de cultura BHI com os corpos de resina acrílica previamente contaminados com o *Bacillus subtilis* após incubação em aerobiose.

CORPO DE PROVA	CONTROLE	5 MINUTOS	10 MINUTOS
RATA 1	+	-	-
RATA 2	+	-	-
RAQA 1	+	-	-
RAQA 2	+	-	-
RAM 1	+	-	-
RAM 2	+	-	-

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 7 mostra que não houve turvação nos meios de cultura com os corpos de prova dos três tipos de resina acrílica contaminados com o *Bacillus subtilis* após imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos, indicando a ausência de crescimento do referido bacilo. Já nos meios com os corpos de prova não imersos houve turvação, confirmando a presença microbiana (Figuras 5, 6 e 7).

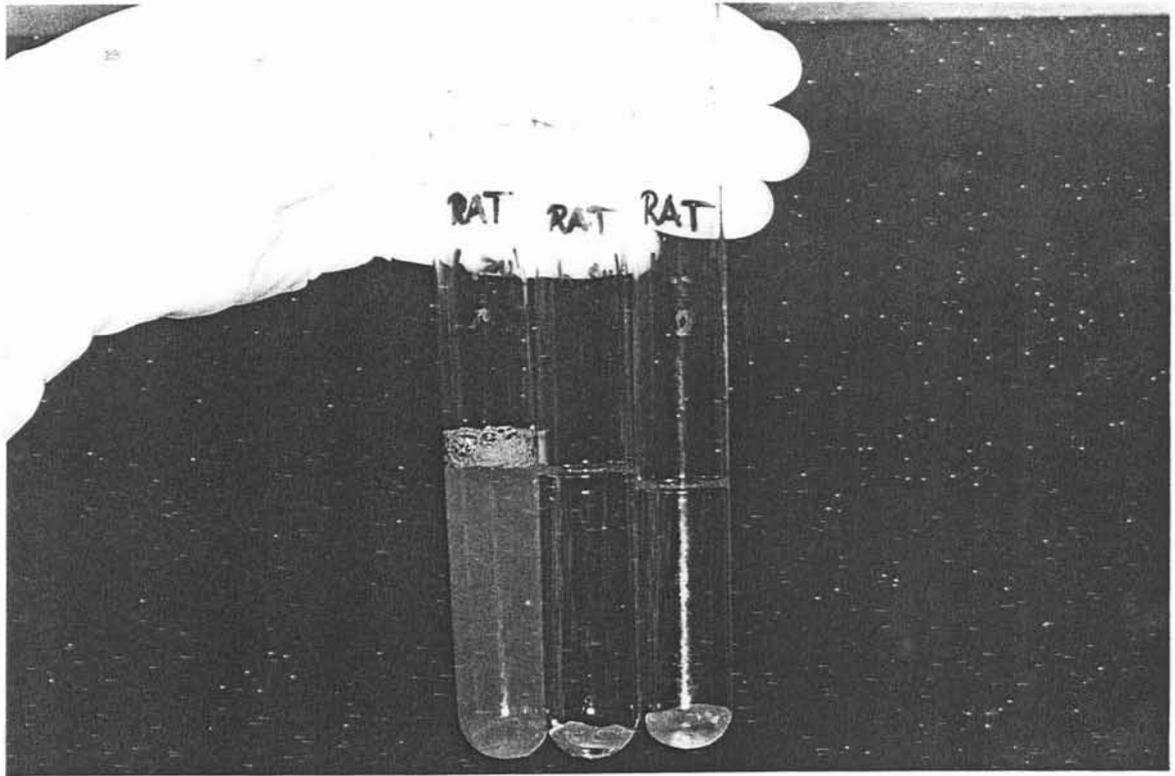


Figura 5- Tubos de ensaio com os meios de cultura e os corpos de prova contaminados com *Bacillus subtilis* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RATA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão.

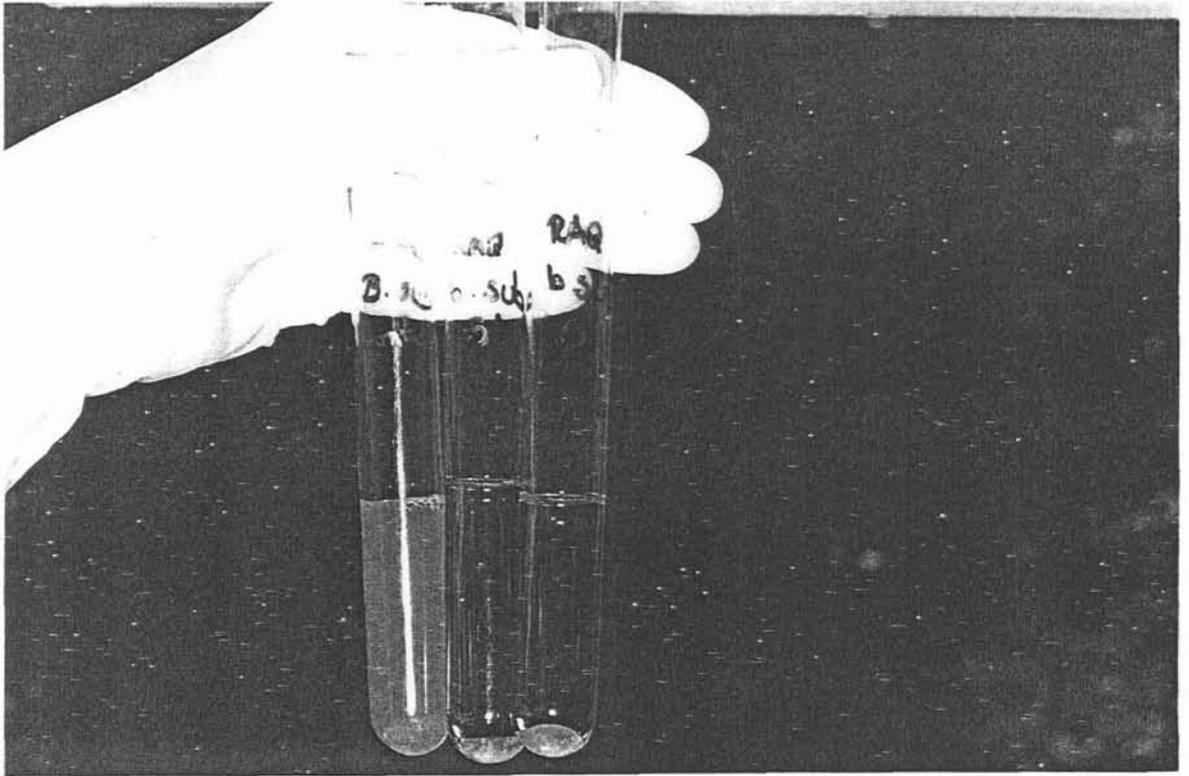


Figura 6- Tubos de ensaio com os meios de cultura e os corpos de prova contaminados com *Bacillus subtilis* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RAQA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão.

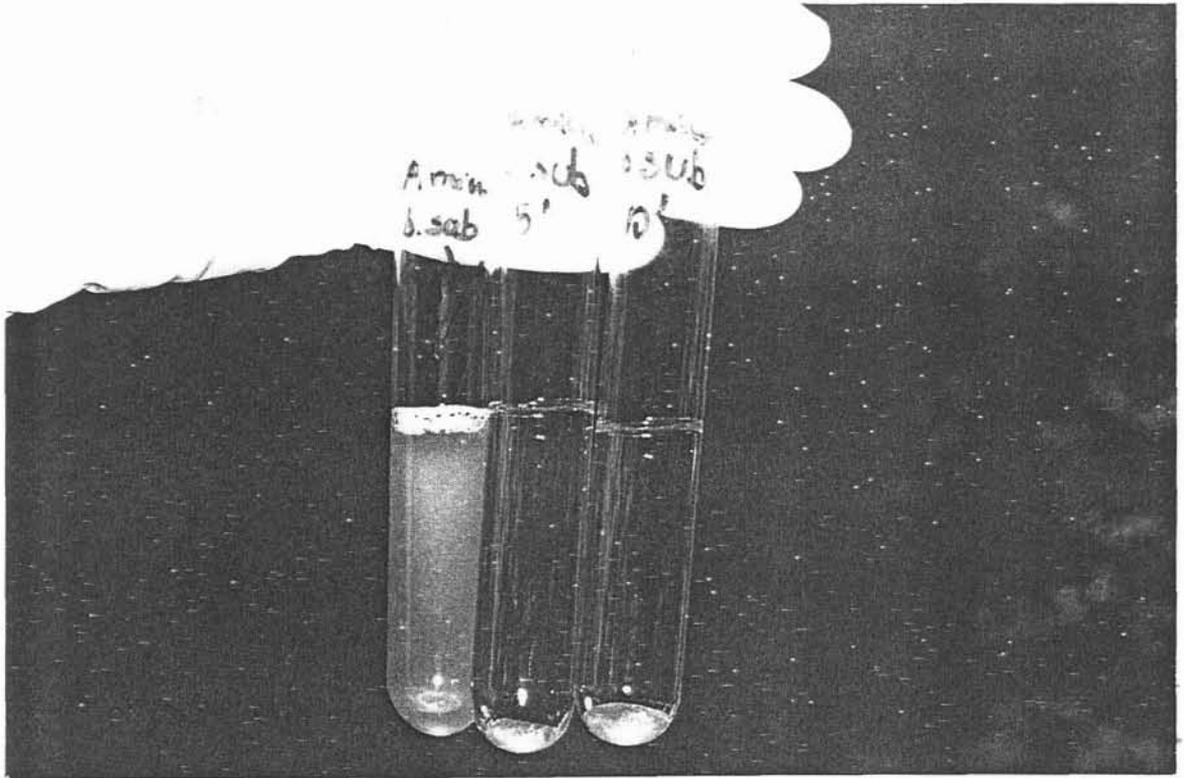


Figura 7- Tubos de ensaio com os meios de cultura e os corpos de prova contaminados com *Bacillus subtilis* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RAMO do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão.

5.5 Teste com o *Bacillus stearothermophilus*

A tabela 8 mostra a análise da turvação do meio de cultura BHI com os corpos de prova de resina acrílica termicamente ativada (RATA), resina acrílica quimicamente ativada (RAQA) e resina polimerizada em microondas (RAMO) contaminados com *Bacillus stearothermophilus*.

Foram confeccionados seis corpos de prova de cada material, sendo que, dois corpos de prova de cada material foram utilizados como controle (sem imersão em ácido peracético), dois foram imersos por 5 minutos e dois, por 10 minutos.

Tabela 8- Análise da turvação do meio de cultura BHI com os corpos de resina acrílica previamente contaminados com *Bacillus stearothermophilus* após incubação em aerobiose.

CORPO DE PROVA	CONTROLE	5 MINUTOS	10 MINUTOS
RATA 1	+	-	-
RATA 2	+	-	-
RAQA1	+	-	-
RAQA 2	+	-	-
RAM 1	+	-	-
RAM 2	+	-	-

(+) presença de turvação (-) ausência de turvação

A tabela 8 mostra que não houve turvação nos meios de cultura com os corpos de prova dos três tipos de resina acrílica contaminados com o *Bacillus stearothermophilus* após imersão em ácido peracético por 5 minutos e 10 minutos, indicando a ausência de crescimento do referido bacilo. Já nos meios com os corpos de prova não imersos houve turvação, confirmando a

presença microbiana. (Figuras 8, 9 e 10).

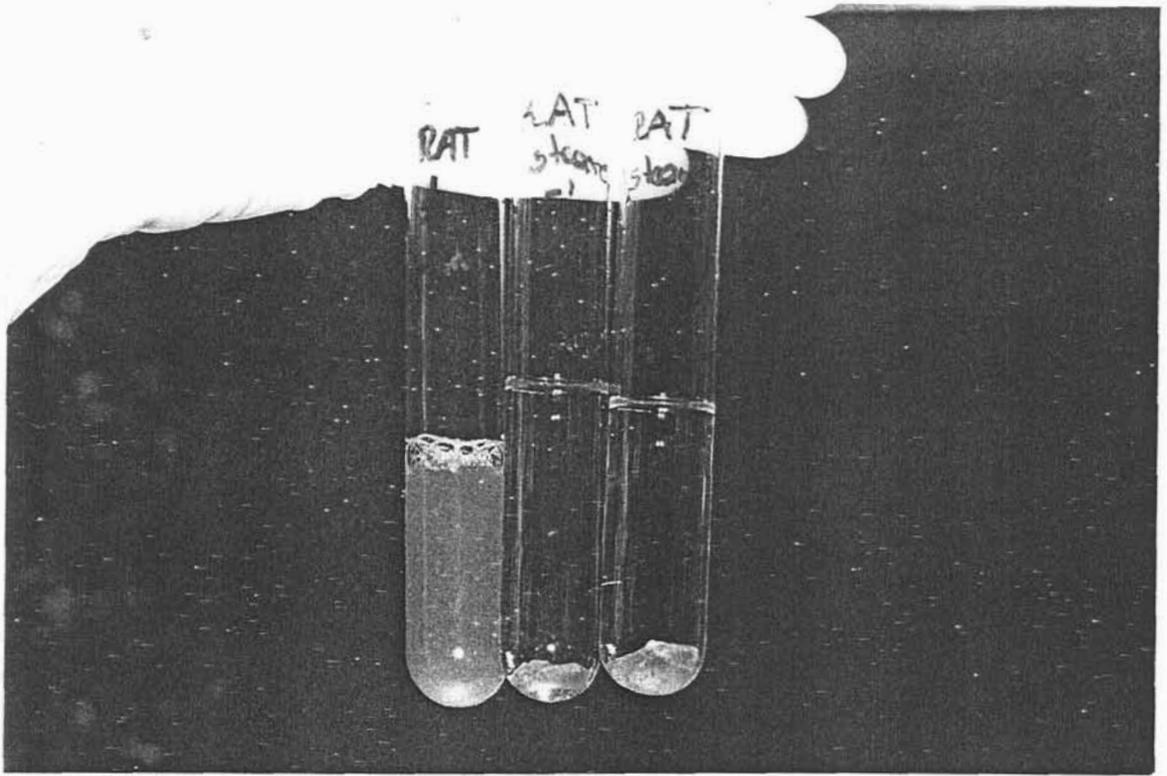


Figura 8- Tubos de ensaio com os meios de cultura e os corpos de prova contaminados com *Bacillus stearothermophilus*. após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RATA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão.

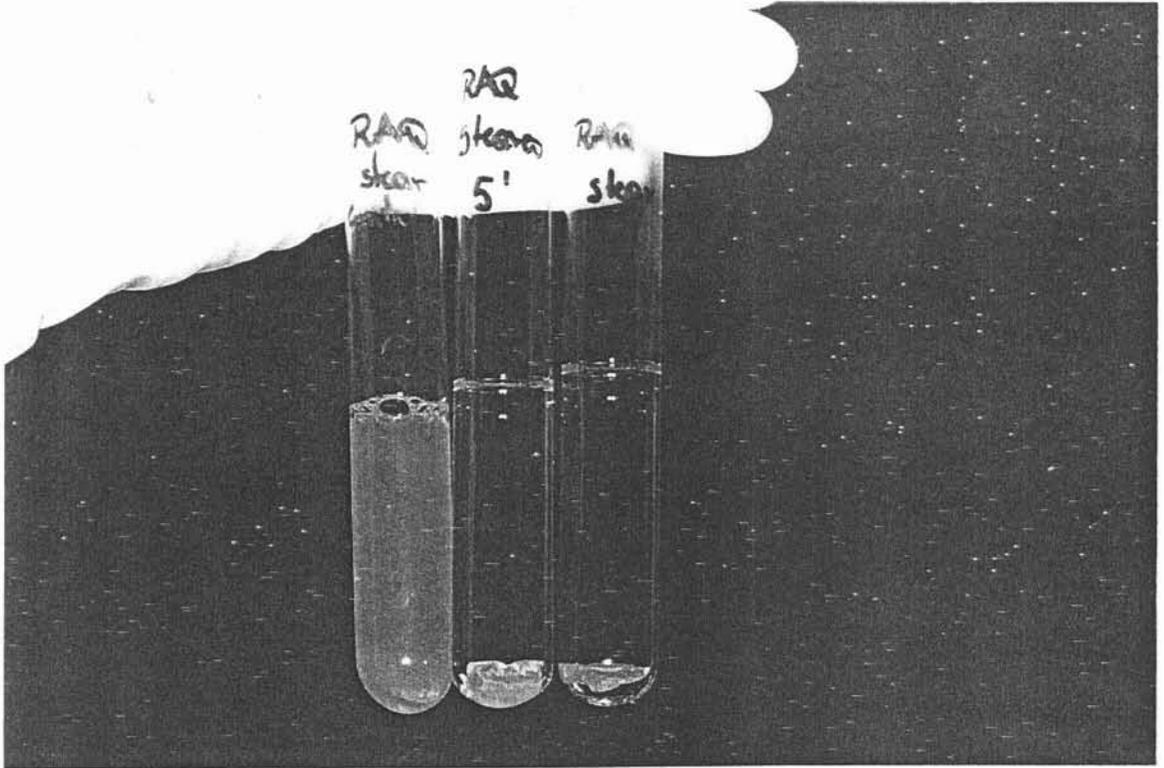


Figura 9- Tubos de ensaio com os meios de cultura e os corpos de prova contaminados com *Bacillus stearothermophilus* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RAQA do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão.

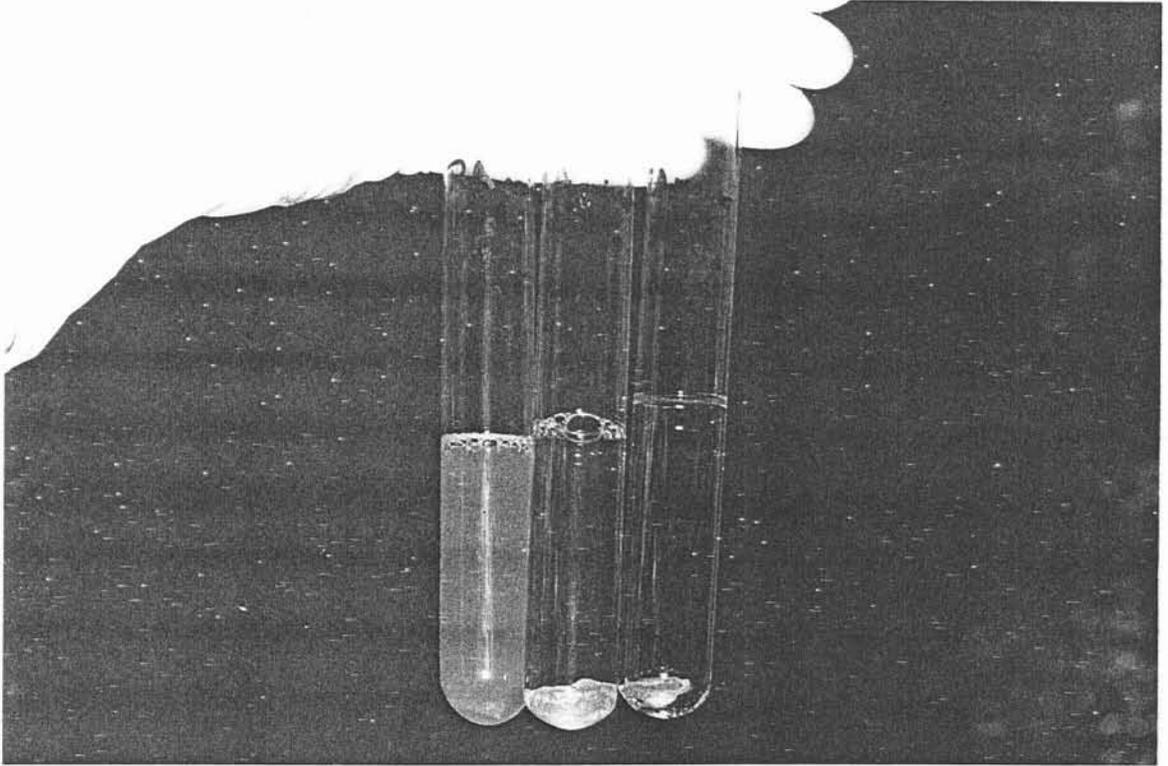


Figura 10- Tubos de ensaio com os meios de cultura e os corpos de prova contaminados com *Bacillus stearothermophilus* após incubação. Apresenta o meio de cultura turvo para o corpo de prova de RAMO do grupo controle e os meios não turvos para os grupos tratados com imersão.

6 DISCUSSÃO

São cada vez mais importantes, em todos os campos das Ciências da Saúde as preocupações com a biossegurança, pois são inúmeros os relatos de doenças contraídas quando pacientes buscam a saúde. Não são poucas as situações, onde, por problemas de contaminações, às vezes originadas por desatenções de profissionais da saúde, ocorrem perdas de vidas.

Mesmo que a humanidade tenha uma história de alguns milênios onde a busca da saúde é uma preocupação continuada, vale referir o quanto é significativo que maiores cuidados com as infecções sejam muito recentes, determinando modificações de paradigmas de nossos comportamentos.

Apesar de ilustrar com uma situação aparentemente simples, há um relato histórico ocorrido em meados do século 19, que merece ser referido. Ignác Fülöp Semmelweis em 1847 clinicava na maternidade do Hospital Geral de Viena e percebeu que as parturientes, quando assistidas por parteiras, morriam quatro vezes menos de febre puerperal do que quando examinadas por professores e estudantes de Medicina. Intuindo que eles mesmos eram os vetores de infecção, pois saíam das salas de autópsia de cadáveres para as mesas de parto, supôs que, se lavassem bem as mãos, a taxa de mortalidade cairia. Na verdade, esta se reduziu de 18% para 1,2%. Essa profilaxia de indiscutível bom senso (simplesmente lavar as mãos) revoltou os

colegas e superiores, e Semmelweis foi expulso do hospital e teve que deixar Viena. Vítima da hostilidade e da zombaria, ele morreu, demente, aos 47 anos (CÉLINE, 1998).

Quando se olha um caso como esse, numa Europa que já havia vivido o Século das Luzes, é necessário ficar atentos a qualquer proposta oferecida. É preciso recordar que, há pouco mais de 100 anos, antes de Pasteur¹ elucidar as ações dos microrganismos e terminar com a crença da existência da geração espontânea, pelo menos nove entre dez cirurgias terminavam com morte ou com infecção grave, que era apenas uma morte mais lenta e bem mais cruel (CÉLINE, 1998). Mas não é preciso ficar apenas em miradas históricas. Hoje, por exemplo, se houvesse uma campanha que incentivasse a necessidade de as mães lavarem as mãos com água e sabão antes de cuidar de seus bebês, estaria diminuindo significativamente a mortalidade infantil por diarreia. A diarreia, que ainda mata a muitos neste terceiro milênio, é causa dos altos índices de mortalidade infantil.

Se esta é uma realidade de saúde pública muito geral é importante que se considere o quanto na Odontologia deve-se estar atento para as diferentes possibilidades de minimizar cada vez mais as possibilidades de contaminação. Como foi descrito na revisão da literatura, as próteses devem ser desinfetadas antes de serem entregues aos pacientes, pois estas são fontes de contaminação (GUANDALINI, 1997). Neste trabalho pode-se observar que a resina acrílica, quando em uso na boca ou em contato com microrganismos conhecidos, fica contaminada, pois todos os corpos de prova do grupo controle provocaram turvação no meio de cultura após o

¹ Louis PASTEUR (1822-1895), químico e biólogo francês, responsável por importantes descobertas da Ciência. Depois de 1870 desenvolveu a parte mais frutífera de sua obra, fazendo muitas descobertas, entre outras a causa dos furúnculos e da osteomielite (micróbio denominado hoje de estafilococo); reconheceu que a infecção puerperal é causada por um micróbio denominado atualmente de estreptococo. Durante anos lutou para demonstrar que os microrganismos são, em medicina, agentes das moléstias contagiosas e, em cirurgia, os propagadores da infecção.

período de turvação. Sendo assim, é coerente sugerir que este material deva ser desinfetado antes de ser enviado ao laboratório, durante as fases de confecção ou conserto das próteses, para evitar a contaminação de técnicos de prótese dentária e auxiliares. Recomenda-se também que o material seja desinfetado antes de ser entregue aos pacientes para evitar a contaminação dos mesmos.

O objetivo deste trabalho foi avaliar a eficácia do ácido peracético como desinfetante para as resinas acrílicas, que são materiais de amplo uso na Odontologia. Estes materiais devem ser desinfetados pois entram em contato com a mucosa dos pacientes e por isto classificados como artigos semi-críticos. Entretanto, as resinas acrílicas são materiais termosensíveis (ANUSAVICE, 1998) não podendo ser submetidas a altas temperaturas em estufas e autoclaves.

Outros desinfetantes, como o glutaraldeído e o hipoclorito de sódio, têm sido usados para a desinfecção de resinas acrílicas, mas estes apresentam desvantagens que devem ser consideradas. O glutaraldeído possui toxicidade cutânea e libera vapores tóxicos (PIRES, 1998), o que representa um grande risco ocupacional. Deve ser utilizado em locais bem ventilados e com uso de máscaras, luvas e óculos. Além disto, por a resina apresentar a capacidade de sorção (ANUSAVICE, 1998), o glutaraldeído é absorvido pelo material e vai sendo liberado quando em contato com mucosa bucal. Deve ser feito um enxágüe rigoroso do material que foi imerso em glutaraldeído para evitar resíduos tóxicos do produto, principalmente em materiais porosos (PIRES, 1998) como é o caso das resinas acrílicas (ANUSAVICE, 1998). Este fato é importante visto que o glutaraldeído é um material tóxico. O hipoclorito de sódio, também usado para a desinfecção de resinas acrílicas, possui a característica de ser um agente branqueador (ESTRELA e FIGUEIREDO, 1999), o que pode prejudicar a estética das próteses.

O ácido peracético parece ser um substituto com vantagens sobre o glutaraldeído, pois além de ser efetivo contra as bactérias aeróbias e anaeróbias presentes em resina acrílica contaminada como pode ser visto neste estudo, é um material seguro para o paciente, para o operador e para o meio ambiente. Este material não é tóxico, não é alergênico em baixas concentrações e não possui efeitos residuais. Os produtos finais da decomposição do ácido peracético são água, oxigênio e dióxido de carbono, que são produtos biocompatíveis e já presentes na natureza (KODA e NORCIA, 1999). O ácido peracético já vem sendo utilizado na Medicina para esterilizar artigos termossensíveis como endoscópios (CLEANING and disinfection..., 1998; RUTALA, 1998).

Neste trabalho foram utilizadas placas intrabucais com grampos para a contaminação da resina acrílica, pois estas placas simulam a realidade de uso deste material, além de serem confortáveis de usar e fáceis de serem confeccionadas de forma padronizada. As placas estiveram em contato com os dentes e mucosa oral durante o período experimental. Os diversos artefatos feitos com resina acrílica na Odontologia, como próteses totais, próteses parciais removíveis, aparelhos ortodônticos removíveis, placas miorelaxantes, coroas provisórias também estão em contato com os dentes e mucosa bucal, sabidamente contaminados.

Foram utilizadas para a confecção das placas intrabucais três tipos de resinas acrílicas: termicamente ativada, quimicamente ativada e polimerizada em microondas, mesmo elas tendo composições muito semelhantes, para termos certeza que o fenômeno de desinfecção se repetia, pois os três materiais possuem graus de polimerização diferentes (ANUSAVICE, 1998) e com isto, diferentes índices de permeabilidade aos fluidos bucais e desinfetantes. Estes são os três tipos de resinas acrílicas mais utilizados na Odontologia. A resina acrílica polimerizada em

microondas vem sendo cada vez mais utilizada devido à rapidez e praticidade de polimerização e propriedades físicas favoráveis.

Foram escolhidos os microrganismos *Bacillus subtilis* e *Bacillus stearothermophilus* para testar a capacidade esterilizante do ácido peracético, pois estes microrganismos são usados rotineiramente como controle para testar a capacidade esterilizante de estufas e autoclaves, respectivamente (PIRES, 1998; GOLEGÃ e colaboradores, 2000). Se um agente esterilizante, seja ele físico ou químico, destrói estes microrganismos de controle, significa que o agente é capaz de destruir todos os outros microrganismos que forem submetidos ao agente esterilizante com as mesmas condições de temperatura e tempo. (ANDRÉS, TEJERINA e FIERRO, 1995; PIRES, 1998; GOLEGÃ e colaboradores, 2000).

Apesar de o fabricante do ácido peracético usado no trabalho recomendar um tempo de 10 minutos para a desinfecção de alto nível e 1 hora para esterilização em geral, foi testado também o tempo de 5 minutos, pois já há relatos de uso deste tempo menor para a desinfecção (CLEANING and disinfection..., 1998). Estes dois tempos de imersão foram testados para verificar qual o tempo mínimo necessário para promover a tão desejada desinfecção, evitando quebrar a cadeia asséptica, garantindo a biossegurança. Foi possível observar, através dos resultados deste estudo, que com 5 minutos de imersão em ácido peracético já é obtida a desinfecção das resinas acrílicas.

Como, de uma maneira geral, os aparatos de resina acrílica são considerados artigos semi-críticos, há necessidade de que se faça a desinfecção de alto nível ou esterilização. Pelos resultados do presente estudo, pode-se dizer que o ácido peracético promoveu não só a desinfecção como também a esterilização dos corpos de prova de resina acrílica, pois eliminou

microrganismos esporulados: *Bacillus subtilis* e *Bacillus stearothermophilus*, o que faz com que este desinfetante possa ser indicado também para a esterilização de artigos críticos, como guias cirúrgicas confeccionadas com resina acrílica, que entram em contato com osso e sangue.

No presente estudo foi utilizada a turvação do meio de cultura como indicativo de presença de bactérias. A turvação já foi comprovada por diversos autores como indicativo de contaminação, entre eles OSÓRIO e colaboradores em 1998.

Os resultados desta dissertação ratificam a eficácia do ácido peracético como desinfetante já descrita por autores como RUTALA (1998), INSTITUTO DE TECNOLOGIA DO PARANÁ (1998), UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO DE JANEIRO (1999), RUTALA e WEBER (1999), KODA e NORCIA (1999). Assim, espera-se que o uso sistemático do ácido peracético como desinfetante, em artefatos de resina acrílica de largo uso em Odontologia, possa contribuir para o controle de infecções e com isso minimizar o risco de contaminações cruzadas. Sugere-se a realização de trabalhos que comprovem que o desinfetante não interfere nas propriedades da resina acrílica, a fim de que se estabeleça um protocolo de controle de infecção que envolva todas as atividades profissionais, garantindo principalmente a biossegurança.

7 CONCLUSÕES

A partir dos resultados deste trabalho é possível concluir que a imersão por 5 minutos em ácido peracético a 0,2 % promove a desinfecção de resinas acrílicas termicamente ativadas, resinas acrílicas quimicamente ativadas e resinas acrílicas polimerizadas em microondas contaminadas através de uso intraoral e através de contato com *Bacillus subtilis* ou com *Bacillus stearothermophilus*.

8 SUMMARY

Measures to control cross-infection must be taken to prevent the transmission of diseases between patients and professionals. One of these measures is to disinfect equipment made of acrylic resin. Glutaraldehyde and sodium hypochlorite have been recommended to disinfect this material, but these disinfectants are not ideal for this purpose. Peracetic acid, used in Medicine to disinfect thermosensitive materials, is an effective disinfectant, and leaves no toxic residues, and could be an alternative. Thus, the purpose of this study was to assess the antimicrobiological efficacy of peracetic acid to disinfect acrylic resins. Acrylic resins that had been thermally activated, chemically activated and cured in a microwave oven were tested. The resins were contaminated by intraoral use for seven nights and also by contact with known microorganisms: *Bacillus subtilis* and *Bacillus stearothermophilus*. The contaminated acrylic resin test samples were immersed in peracetic acid at 0.2% (Sterilife®/Lifemed Produtos Médicos Comércio Ltda., São Paulo, SP) for 5 minutes and then placed in a BHI (Brain Heart Infusion) culture medium. After the incubation period, the observation of bacterial growth was done by analyzing turbidity in a culture medium. Hundred percent of the contaminated test samples placed directly in the culture medium (control group) provoked turbidity of the culture medium, while none of the other test samples of thermally activated acrylic resins, chemically activated acrylic resins and acrylic resin cured in microwaves made the medium turbid after immersion in peracetic acid for 5 minutes, proving its efficacy. It was concluded that immersion in peracetic acid for 5 minutes is effective to disinfect acrylic resins contaminated either with *Bacillus subtilis*, or *Bacillus stearothermophilus*, or human saliva. In order to establish a protocol for the disinfection of acrylic resins, it is necessary to perform studies that will prove the inertia of peracetic acid over the physical and chemical properties of the resins.

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ANUSAVICE, K.J. (Ed.) **Phillips materiais dentários**. 10.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1998, 412 p.

ANDRÉS, M.T.; TEJERINA, J.M.; FIERRO, J.F. Reliability of biological indicators in a mail-return sterilization-monitoring service: a review of 3 years. **Quintessence Int.**, Berlin, v.26, n.12, p. 865-870, Dec. 1995.

CARMO, M.R.C.; COSTA, A.M.D.D. Procedimentos de biossegurança em Odontologia. **JBC**, Curitiba, n.26, p.116-119, mar. 2001.

CÉLINE, L. F. **A vida e a obra de Semmelweis**. São Paulo: Companhia das Letras, 1998. 147 p.

DE ARAÚJO, N.S; DE ARAÚJO, V.C. **Patologia Bucal**. Porto Alegre: Artes Médicas, 1984. 239 p.

CLEANING and disinfection of equipment for gastrointestinal endoscopy. Report of a working party of the British Society of Gastroenterology Endoscopy Comittee. **GUT**, London, v.42, n.4, p.585-593, Apr. 1998.

DE CLERCK, J.P. Microwave polymerization of acrylic resins used in dental prostheses. **J. Prosthet. Dent.**, St. Louis., v.57, n.5, p. 650-658, May 1987.

ESTRELA, C.; FIGUEIREDO, J.A.P. **Endodontia Princípios biológicos e mecânicos**. Porto Alegre: Artes Médicas, 1999. 819p.

GLANTZ,P; LARSSON,L. Surface roughness of composite resins before and after finishing. **Acta Odontol. Scand.**, Turku, v.30, p.335-347, 1972.

GOLEGÃ, A.A.C. et al. **Controle de infecções e a prática odontológica em tempos de aids**: manual de condutas Brasília: Ministério da Saúde, 2000. 118 p.

GUANDALINI, S.L.; MELO, N.S.F.O.; SANTOS, E.C. P. **Como controlar a infecção na Odontologia**. [Ribeirão Preto]: GNATUS, (1997). 88p.

GUTMARÃES Jr, J. Controle de infecção cruzada no consultório odontológico. **Rev. Ass. Paul. Cirurg. Dent.**, São Paulo, v.46, n.2, p.711-716, mar./abr. 1992.

ILBAY, S.G.; GUVENER, S.; ALKUMRU, H.N. Processing dentures using microwave technique. **J. Oral Rehabil.**, Oxford, v.21, p. 103-109, Jan., 1994.

INSTITUTO DE TECNOLOGIA DO PARANÁ. Núcleo de qualidade em saúde e meio ambiente. Laboratório de Ensaio Biológicos. **Ensaio de irritação cutânea primária**: laudo técnico nº 52.260- 98000911, Curitiba, 1998. 8 f.

_____. **Ensaio de irritabilidade ocular**: laudo técnico nº 52.260- 98000912, Curitiba, 1998. 10 f.

INSTITUTO DE TECNOLOGIA DO PARANÁ. Núcleo de Qualidade em Saúde e Ambiente. Laboratório de Microbiologia. **Laudo técnico nº 52.250- 98006116**, Curitiba, 1998. 2f.

INTERNATIONAL STANDARDIZATION for ORGANIZATION (ISO). **Specification 1567**: Dentistry – Denture base polymers. 3rd ed., Switzerland, 1999, 32p.

JAGGER, D.C.; HUGGETT, R.; HARRISON, A. Cross-infection control in dental laboratories. **Br. Dent. J.**, London, v. 179, n.3, p.93-96, Aug. 1995.

KODA, E.; NORCIA, C.P. **STERILIFE®**: manual do usuário. [São Paulo]: Lifemed, 1999. 21p.

LEUNG, R.L.; SCHONFELD, S.E. Gypsum casts as a potential source of microbial cross-contamination. **J. Prosthet. Dent.**, St. Louis, v.49, n.2, p. 210-211, Feb. 1983.

MAY, K.B. et al. Color stability: denture base resins processed with the microwave method. **J. Prosthet. Dent.**, St. Louis, v.76, n.6, p. 581-589, Dec. 1996.

OSÓRIO, A. F. et al. Avaliação da eficácia de agentes químicos na desinfecção de moldes de alginato. **R. Fac.Odontol. Porto Alegre**, Porto Alegre, v.39, n.1, p.17-19, Julho, 1998.

PIRES, L.C. (Org.) **Manual de biossegurança para estabelecimentos odontológicos**, Porto Alegre: Secretaria Municipal de Saúde, 1998. 52 p.

RADFORD, D.R. et al. Adherence of *Candida albicans* to denture-base materials with different surface finishes. **J.Dent.**, Kidlington, v.26, n.7, p.577-583, Sept., 1996.

REITZ, P.V.; SANDERS, J.L.; LEVIN, B. The curing of denture acrylic resins by microwave energy. Physical Properties. **Quintessence Int.**, Berlin, v.16, p.547-551, Aug., 1985.

RIO GRANDE DO SUL. Secretaria da Saúde. Portaria 040/2000 de 26 de dezembro de 2000. Aprova a norma técnica de biossegurança em estabelecimentos odontológicos e laboratórios de prótese no Rio Grande do Sul. **Diário Oficial [do] Estado do Rio Grande do Sul**. Porto Alegre, n.247, p.26, 29 dez. 2000.

RUTALA, W.A. Clinical effectiveness of low-temperature sterilization technologies. **Infect Control Hosp Epidemiol**, Thorofare, NJ, v.19, n.10, p.798-804, Oct., 1998.

RUTALA, W.A.; GERGEN, M.F.; WEBER, D.J. Comparative evaluation of the sporicidal activity of new low-temperature sterilization technologies: Ethylene oxide, 2 plasma sterilization systems, and liquid peracetic acid. **Am. J. Infect. Control**, St. Louis, v.26, n.4, p.393-398, Aug. 1998.

RUTALA, W.A.; WEBER, D.J. Disinfection of endoscopes: review of new chemical sterilants used for high-level disinfection. **Infect. Control Hosp. Epidemiol.**, Thorofare, NJ, v.20, n.1, p.69-76, Jan. 1999.

SAMUEL, S.M.V; GONZATTO, D. e SUZUKI, R.M. Avaliação da porosidade de resinas acrílicas de termo-polimerização. 1. **R. Fac. Odontol. Porto Alegre**, Porto Alegre, v.37, n.1, p.18-20, jul. 1996.

SANDERS, J.L.; LEVIN, B.; REITZ, P.V. Porosity in denture acrylic resins cured by microwave energy. **Quintessence Int.**, Berlin, v.18, n.7, p. 453- 456, July 1987.

SÃO PAULO (Estado). Centro de Vigilância Sanitária. Portaria CVS – 11 de 04 de julho de 1995. Depõe sobre as condições ideais de trabalho relacionadas ao Controle de doenças transmissíveis em estabelecimentos de assistência odontológica. **Diário Oficial [do] Estado de São Paulo**, São Paulo, p. 105- 108, 5 jul. 1995. Seção 1.

SHARBAUGH, R.J. Decontamination: principles of disinfection. In: REICHERT, M.; YOUNG, J.H. (Ed.) **Sterilization technology for helth care facility**. 2nd ed. Gaithersburg, MD.: Aspen Publishers, 1997. cap.3, p.21-28.

STANLEY, P.M. Efficacy of peroxygen compounds against glutaraldehyde-resistant mycobacteria. **Am. J. Infect. Control**, St. Louis, v.27, n.4, p.339-343, Aug. 1999.

TAYLOR, R.; MARYAN,C.; VERRAN,J. Retention of oral microorganisms on cobalt-chromium alloy and dental acrylic resin with different surface finishes. **J. Prosthet. Dent.**, St. Louis, v.80, n.55, p.592-597, Nov 1998.

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO DE JANEIRO. Instituto de Microbiologia Professor Paulo Góes. Laboratório de analyses Microbiológicas de Produtos. **Teste de atividade micobactericida (método confirmatório)**: pedido nº 101/00. Rio de Janeiro, 1999. 1f. Nome do produto: Sterilife®

_____. **Teste de atividade micobactericida (método presuntivo)**: pedido nº 101/00. Rio de Janeiro, 1999. 1f. Nome do produto: Sterilife®

VERRAN, J.; MARYAN, C. Retention of *Candida albicans* on acrylic resin and silicone of different surface topography. **J. Prosthet. Dent.**, St. Louis, v.77, n.5, p.535-539, May, 1997.

WOLFAARDT, J.F.; CLEATON-JONES, P. and FATTI, P. The occurrence of porosity in the heat-cured poly (methyl methacrylate) denture base resin. **J. Prosthet. Dent.**, v.55, p. 393-400, Mar. 1986.

YOUNG, J.H. New sterilization technologies In: REICHERT, M.; YOUNG, J.H. (Ed.) **Sterilization technology for health care facility**. 2nd ed. Gaithersburg, MD.: Aspen Publishers, 1997. cap.26, p.228-235.

UNIVERSIDADE FEDERAL DO RIO GRANDE DO SUL
FACULDADE DE ODONTOLOGIA

COMITÊ DE ÉTICA EM PESQUISA

PARECER

O Comitê de Ética em Pesquisa, da Faculdade de Odontologia da Universidade Federal do Rio Grande do Sul, reunido na presente data, analisou o projeto a seguir descrito, reapresentado para análise por haver modificações da pesquisa, aprovado anteriormente por este Comitê.

Projeto: "AVALIAÇÃO DA EFICÁCIA DO ÁCIDO PERACÉTICO COMO
DESINFETANTE DE RESINAS ACRÍLICAS"

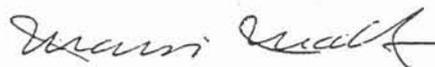
Autores: *Ana Lúcia Campani Chassot e Susana Maria Werner Samuel*

Parecer: *Pela aprovação*

Relator: *Prof. Manoel Sant'Ana Filho*

Outrossim, alerta o CEP para o fato de que deverão ser entregues os relatórios parciais e final do protocolo, bem como da comunicação e justificativa de eventuais alterações que venha sofrer o projeto ou da interrupção do mesmo.

Porto Alegre, 26 de abril de 2001.



Profa. Marisa Maltz

Coordenadora

FACULDADE DE ODONTOLOGIA DA UFRGS

CONSENTIMENTO INFORMADO

Prezado(a) voluntário (a)

Vimos por meio desse solicitar a sua colaboração para participar de um estudo desenvolvido na Faculdade de Odontologia da UFRGS.

NOME DO ESTUDO: Avaliação da eficácia do ácido peracético com desinfetante de resinas acrílicas.

INSTITUIÇÃO: Faculdade de Odontologia da UFRGS

PESQUISADORES RESPONSÁVEIS: O estudo será realizado pela mestranda em Clínica Odontológica – Materiais Dentários da UFRGS Ana Lúcia Campani Chassot sob orientação da Professora Doutora Susana Maria Werner Samuel, com a colaboração da Professora Maria Inês Poisl, mestre em Microbiologia da UFRGS.

OBJETIVOS DO ESTUDO: O objetivo deste estudo é avaliar a capacidade desinfetante do ácido peracético em resina acrílica quimicamente ativada, termopolimerizável e polimerizada por microondas.

SIGILO: Todas as informações obtidas nesse estudo podem ser publicadas com finalidade científica, mantendo-se o sigilo pessoal, ou seja, os nomes das pessoas envolvidas não serão divulgados em qualquer momento.

POSSÍVEIS RISCOS E DESCONFORTOS: Não há risco nenhum em participar do estudo, pois a impressão da arcada será feita utilizando moldeira metálica esterilizada e o aparelho ortodôntico será passivo sem influência sobre o posicionamento dos dentes, servindo apenas para manutenção da resina acrílica na boca. Os voluntários poderão desistir da pesquisa, em qualquer momento, sem nenhum prejuízo.

CONSENTIMENTO: Declaro ter lido as informações acima antes de assinar este formulário e estar disposto a participar do presente estudo.

Assinatura

Data: