



TCE/UNICAMP  
Sa59c  
FOP

**EROALDO DOS SANTOS**  
**Cirurgião - Dentista**

## **CONTROLE DE INFECÇÃO EM ODONTOLOGIA**

**Monografia apresentada à Faculdade de Odontologia de Piracicaba, da Universidade Estadual de Campinas, como um dos requisitos para a obtenção do Título de Especialista em Cirurgia e Traumatologia Buco - Maxilo - Faciais .**

**PIRACICABA**  
**- 1995 -**

**EROALDO DOS SANTOS**  
**Cirurgião - Dentista**

## **CONTROLE DE INFECÇÃO EM ODONTOLOGIA**

**Monografia apresentada à Faculdade de Odontologia de Piracicaba, da Universidade Estadual de Campinas, como um dos requisitos para a obtenção do Título de Especialista em Cirurgia e Traumatologia Buco - Maxilo - Faciais .**

**Orientador: Prof. Dr José Ricardo A. Barbosa**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS  
FACULDADE DE ODONTOLOGIA DE PIRACICABA  
BIBLIOTECA**

153

**PIRACICABA  
- 1995 -**

N.º Classif. \_\_\_\_\_  
 N.º autor \_\_\_\_\_  
 Nome \_\_\_\_\_

Unidade - FOP/UNICAMP

FCE/UNICAMP

a 59 c Ed. \_\_\_\_\_

ol. \_\_\_\_\_ Ex. \_\_\_\_\_

ombo 5279

C ☐ D ☒

roc 16 p - 134/2010

reço R\$ 11,00

ata 18/12/10

registro 727854

Ficha Catalográfica elaborada pela Biblioteca da FOP/UNICAMP

S59c

Santos, Eraldo dos.

Controle de infecção em odontologia / Eraldo dos Santos.

- Piracicaba : [ s.n. ], 1995.

71 f. : il.

Orientador: José Ricardo A. Barbosa.

Monografia (especialização) - Universidade Estadual de  
Campinas, Faculdade de Odontologia de Piracicaba.

1. Odontologia. 2. Esterilização. 3. Desinfecção. I. Barbosa,  
José Ricardo A. II. Universidade Estadual de Campinas. Faculdade de  
Odontologia de Piracicaba. III. Título.

19. CDD - 617. 6  
- 614.48

Índice para Catálogo Sistemático

1. Odontologia - 617. 6
2. Esterilização - 617.48
3. Desinfecção - 617.48

## **DEDICATÓRIA**

"À **Kelen**, esposa querida, pelo carinho e apoio, fundamentais nos momentos difíceis";

"Aos queridos filhos **Jemina e Helom**, estímulo constante da minha luta",

dedico este trabalho!

## **AGRADECIMENTOS**

**À Deus**, por tudo!

Ao prof. **Dr José Ricardo A. Barbosa**, coordenador do Curso, e orientador seguro deste trabalho, pela amizade e consideração em todos os momentos.

Aos professores e ex-professores do Departamento de Cirurgia e Traumatologia Buco-Maxilo-Faciais da FOP/UNICAMP:

- Dr **Luis Augusto Passeri**
- Dr **Ronaldo Célio Mariano**
- Dr **Renato Mazzonetto**
- Dr **Márcio de Moraes**
  
- Dr **Ennes Macari de Abreu**
- Dr **Edy Walter de Souza**,

pelos conhecimentos compartilhados!

À Sra **Sueli Duarte de Oliveira Soliani**, pela orientação e correção da bibliografia utilizada.

À Sra **Sueli S. T. Cruz**, secretária do Departamento de Cirurgia da FOP/UNICAMP, pela amizade e presteza constante.

À Sra **Maria Ap. R. Rovay**, auxiliar das clínicas de especialização da FOP/UNICAMP, pelo carinho e atenção durante todo o curso.

Aos **colegas e amigos do curso**,

- Ana Célia
- Claudia
- Isaura
- Jaime
- Jaqueline
- Karina
- Mara
- Maria Luíza
- Raquel,

pelo convívio saudável durante os anos de 1994 e 1995!

Sucesso a todos!



## RESUMO

O ambiente odontológico deve ser considerado como potencialmente infeccioso, devido ao contato com saliva e, principalmente, sangue. Para evitar a infecção cruzada, que pode envolver membros da equipe, pacientes, instrumentais e equipamentos, devem ser adotadas algumas normas rotineiras de controle, por toda a equipe, sob supervisão do profissional. Esse controle de infecção deve ser adaptado à rotina e ao tipo de procedimentos executados no ambiente, de modo consciente e prático. Todas as normas aplicadas para proteção da equipe automaticamente protegerá o paciente, e vice-versa. No controle das infecções, os seguintes itens devem receber análise e vigilância, para garantir sua eficiência: anamnese, proteção da equipe (lavagem das mãos, vestimenta, luvas, gorro, máscara, protetor ocular, vacina), esterilização (calor seco, calor úmido, químicos), monitorização (química ou biológica), lavagem (manual ou ultra-sônica), empacotamento, armazenamento, desinfecção (instrumentos, superfícies, equipamentos, água), descarte do lixo, circulação dos materiais, e adequação ambiental.

Palavras-chave: Odontologia  
Esterilização  
Desinfecção

## SUMÁRIO

|                                                     | Pág. |
|-----------------------------------------------------|------|
| 1- Introdução.....                                  | 01   |
| 2- Desenvolvimento.....                             | 05   |
| 2. 1- Infecção.....                                 | 06   |
| 2.1.1- Doenças de interesse do cirurgião-dentista.. | 07   |
| 2. 2- Avaliação do paciente.....                    | 10   |
| 2. 3- Proteção pessoal                              |      |
| 2.3.1- Higiene.....                                 | 11   |
| 2.3.2- Vestimenta.....                              | 13   |
| 2.3.4- Luvas.....                                   | 14   |
| 2.3.5- Protetores oculares.....                     | 17   |
| 2.3.6- Gorros e máscaras.....                       | 18   |
| 2.3.7- Aspiração e ventilação.....                  | 19   |
| 2.3.8- Manipulação de bordas cortantes.....         | 19   |
| 2.3.9- Imunização.....                              | 21   |
| 2. 4- Esterilização.....                            | 22   |
| 2.4.1- Autoclave.....                               | 29   |
| 2.4.2- Estufa.....                                  | 32   |
| 2.4.3- Quimiclave.....                              | 34   |
| 2.4.4- Ultravioleta.....                            | 34   |
| 2.4.5- Óxido de etileno.....                        | 35   |
| 2. 5- Limpeza pré-esterilização                     |      |
| 2.5.1- Descontaminação pré-lavagem.....             | 36   |
| 2.5.2- Lavagem.....                                 | 36   |
| 2.5.2.1- Manual.....                                | 37   |
| 2.5.2.2- Ultra-sônica.....                          | 37   |
| 2.5.3- Secagem.....                                 | 38   |
| 2. 6- Embalagem e armazenamento.....                | 38   |
| 2. 7- Monitorização.....                            | 40   |
| 2. 8- Desinfecção.....                              | 42   |
| 2.8.1- Superfícies.....                             | 48   |
| 2.8.2- Equipamentos.....                            | 49   |
| 2.8.3- Peças de mão.....                            | 50   |
| 2.8.4- Unidade central de água.....                 | 51   |
| 2.8.5- Sugadores.....                               | 53   |
| 2.8.6- Filmes radiográficos.....                    | 53   |
| 2. 9- Antissepsia bucal.....                        | 54   |
| 2.10- Descarte do lixo.....                         | 55   |
| 2.11- Lavanderia.....                               | 55   |
| 2.12- Infecção laboratorial.....                    | 56   |
| 2.13- Circulação dos instrumentos.....              | 58   |
| 2.14- Disposição ambiental.....                     | 58   |
| 2.15- Biopsia.....                                  | 59   |
| 3 - Discussão.....                                  | 60   |
| 4 - Conclusão.....                                  | 63   |
| 5 - Summary.....                                    | 66   |
| 6 - Referências Bibliográficas.....                 | 67   |

## **INTRODUÇÃO**

## INTRODUÇÃO

A atuação dos profissionais da Odontologia, seja do Cirurgião-Dentista ou do pessoal auxiliar (Técnico em Higiene Dental - THD, Atendente de Consultório Dentário - ACD, Técnico em Prótese Dentária - TPD) está associada a muitos riscos, dentre os quais a "Infecção" apresenta-se como inimigo de alto poder, e que necessita de cuidado especial. Todos os consultórios odontológicos são, potencialmente, transmissores de doenças infecciosas, e isso deve ser de interesse primário dos profissionais que atuam nesse ambiente.

O cirurgião-dentista deve conhecer a flora bacteriana da sua área de atuação, a cavidade bucal, e os procedimentos necessários para destruir ou atenuar o potencial patogênico dos microorganismos agressores. A transmissão dos conhecimentos básicos de microbiologia ao pessoal auxiliar, em tons claros e objetivos, é importante para que as medidas necessárias sejam postas em prática como rotina.

É grande o número de irregularidades no controle de infecção verificados no dia-a-dia de atuação do profissional da odontologia, por ignorância ou negligência. Durante séculos os riscos de infecção foram ignorados

completamente. Mas, a partir da compreensão e divulgação popular dos riscos de transmissão de doenças potencialmente letais, como a Síndrome da Imunodeficiência Adquirida (AIDS) e a Hepatite Tipo B, os conceitos de Infecção Cruzada vieram à tona, e muitos estudos foram desenvolvidos sobre o assunto<sup>2</sup><sup>16, 22</sup>. A preocupação com a possível contaminação sua e de seus pacientes levou o cirurgião-dentista a reavaliar as técnicas de esterilização e desinfecção que não vinham sendo utilizadas corretamente<sup>1, 16, 22</sup>. Deste modo, chegamos às modernas recomendações de instituições dedicadas a este fim, como a ADA (American Dental Association / Associação Dentária Americana), CDC (Centers for Disease Controls / Centro de controle de doenças), OSHA (Occupational Safety and Health Administration / Administração de Saúde e Seguro Profissional), AAMI (Association for the Advancement of Medical Instrumentation / Associação para Avanço de Instrumentais Médicos), AORN (Association of Operating Room Nurses / Associação das Enfermeiras Cirúrgicas) e a APIC (Association for Practitioners in Infection Control / Associação dos Trabalhadores em Controle de Infecção)<sup>10</sup>.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), a Cirurgia Bucal tem sido vista com grande preocupação, desde a publicação das regulamentações da ADA, em 1978, devido ao enfoque dado sobre o risco de contaminação pelos vírus HBV e HIV nos procedimentos odontológicos; isto gerou grande impacto na prática odontológica.

Os microorganismos existentes em toda a natureza, e por conseguinte no organismo humano, desempenham papel importante e insubstituível na cadeia alimentar dos seres vivos; muitos atuam inofensivamente e ainda defendem o equilíbrio do organismo, disputando com os microorganismos patogênicos o espaço e os nutrientes do ambiente. Quando existe Homeostase, os microorganismos são inofensivos; em algumas situações eles devem ser controlados ou até excluídos, como por exemplo nas feridas cirúrgicas ou abertas e ainda nos ambientes cirúrgicos. Apesar de ser impossível excluí-los totalmente é indispensável o seu controle.

Além do aumento da consciência do profissional sobre a responsabilidade no controle de infecção, os próprios pacientes têm desenvolvido conhecimentos, ao menos leigos, sobre os perigos que enfrentam quando se submetem a um procedimento odontológico, cobrando explicações sobre os métodos utilizados pelo profissional no controle do problema.

Todas as especialidades da odontologia exigem metodologia adequada para controlar infecções, pois a presença da saliva e a possibilidade de sangramento fazem com que exista risco potencial em todos os procedimentos. Em se tratando de Cirurgia Buco-Maxilo-Facial este cuidado caracteriza-se de importância ainda maior, pois tecidos serão expostos ao ambiente e a sangramentos superiores a um procedimento clínico comum. Todos os cuidados devem ser tomados para proteger não só a integridade do paciente atual, mas dos profissionais da área e dos futuros pacientes.

CRAWFORD, 1979, apud COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, realizou um estudo na Universidade da Carolina do Norte demonstrando que a contaminação ocorre no ambiente odontológico pelo "Borrifo" de gotículas de sangue e saliva, principalmente na utilização de peças de mão com sprays. Associado ao estudo, que foi repetido posteriormente por outros pesquisadores, o autor dividiu o programa de controle de infecções nos seguintes requisitos:

- 1) História médica;
- 2) Proteção pessoal;
- 3) Esterilização;
- 4) Desinfecção;
- 5) Antissepsia do equipamento;
- 6) Antissepsia do laboratório;
- 7) Técnica asséptica.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), as regulamentações, de instituições que cuidam da atuação profissional do cirurgião-dentista, foram se aproximando das práticas de controle de infecções hospitalares. Atualmente, os mesmos cuidados e técnicas aplicados nos ambientes de um hospital são os recomendáveis para o ambiente da clínica odontológica, diminuindo o risco de infecções a um mínimo possível.

Neste trabalho, nosso objetivo é levantar as opiniões de pesquisadores e os resultados de trabalhos desenvolvidos, em anos recentes, buscando todos os detalhes e técnicas alternativas que dizem respeito ao Controle de Infecção para o Ambiente Odontológico.

## **DESENVOLVIMENTO**

## DESENVOLVIMENTO

### 1- Infecção

Infecção é a presença de microorganismos nos tecidos de um ser vivo, provocando reação dos mesmos. Para que haja possibilidade de infecção existe a necessidade de número suficiente de microorganismos em um local suscetível<sup>36</sup>; nisto consiste a **dose infecciosa**, que é diretamente proporcional à virulência do microorganismo e à sensibilidade do hospedeiro.

Infecção cruzada é a transmissão de microorganismo(s) de um indivíduo para outro, sendo que este último apresenta suscetibilidade ao agente infeccioso. Para que ocorra a transmissão são necessários: 1) uma **fonte**, 2) um **veículo** e 3) uma **via de transmissão**<sup>42</sup>.

A fonte consiste de: 1) pacientes na fase prodrômica da doença; 2) pacientes com infecção aberta; e 3) pacientes saudáveis portadores de microorganismos patogênicos<sup>42</sup>.

Os meios ou veículos são: sangue, saliva, instrumentos e objetos contaminados<sup>42</sup>.



A Infecção cruzada pode ocorrer através do **contato direto** com líquidos orgânicos infecciosos, **inalação** de aerossóis infecciosos e **inoculação**, mediante instrumentos contaminados. Estas são as vias de contaminação. Na clínica odontológica é possível acontecer da seguinte maneira:

- 1) Dos pacientes para a equipe clínica;
- 2) Da equipe clínica para os pacientes;
- 3) De paciente para paciente, via equipe clínica;
- 4) De paciente para paciente, via instrumentais.

Além da saliva, com o seu alto potencial de transmissão infecciosa, o tratamento odontológico comumente provoca sangramento, e o sangue é o principal meio de contaminação.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991) recomendam que os procedimentos de proteção e controle de infecção sejam padronizados; devem permitir o atendimento de qualquer paciente, sabendo-se ou não que o mesmo é portador de microorganismo causador de doença infecciosa, com margem de segurança tanto para os profissionais como para os demais pacientes.

Segundo MOLINARI<sup>36</sup>, (1994), a informação dos pacientes sobre os métodos aplicados pelo profissional no controle de infecção pode ser feita verbalmente, através de um folheto ilustrativo, ou pela elaboração de um vídeo.

HUDSON-DAVIES et al.<sup>25</sup>, (1995), realizaram uma pesquisa no nordeste da Inglaterra para avaliar o conhecimento, a opinião e a conduta dos profissionais diante das recomendações para controle de infecção. Concluiu-se que os profissionais recentemente formados estavam mais informados que os mais velhos de profissão. Independente da idade, as mulheres usavam mais luvas que os homens; 65% acham que as recomendações são praticáveis, enquanto 43% consideram que o custo as tornam proibitivas.

#### 1.1 - Doenças infecciosas de interesse do cirurgião-dentista

É indiscutível a suscetibilidade infecciosa imbutida nos consultórios odontológicos, e todos os pacientes, mesmo crianças, devem ser considerados como infectantes em potencial<sup>16, 36</sup>. Não se pode comparar o ambiente clínico com o cirúrgico, mas, conhecendo-se o potencial infeccioso da cavidade bucal, é necessário o empreendimento de esforços para manutenção da cadeia assética<sup>7</sup>.

A possibilidade de infecção é considerável mesmo quando o paciente apresenta-se com saúde plena<sup>42</sup>, o que deve-se a:

- 1) Doença na fase prodrômica;
- 2) Infecção sub-clínica;
- 3) Portador assintomático;
- 4) Resistência em revelar a doença<sup>36</sup>.

As principais doenças infecciosas ligadas à atuação do cirurgião-dentista são: Herpes Simplex, Hepatites, AIDS.

O vírus do herpes simplex é o mais comumente transmitido na odontologia, e seu tratamento é apenas paliativo. Se aplicado no início, o Aciclovir diminui os sintomas e o número de recorrências.

A hepatite pode ser causada por vários tipos de vírus, por volta de 14, dos quais os principais são: A (Hepatite A / Infecciosa); B (Hepatite B / Hepatite Sérica); D (Hepatite Delta); e Hepatite Não-A e Não-B<sup>16</sup>.

A hepatite A é uma doença amplamente disseminada, devido à via de transmissão Fecal-Oral, através de alimentos e água contaminados. A disseminação é maior nos locais onde as condições sanitárias são precárias, normalmente em baixos níveis sócio-econômicos; principalmente em crianças e jovens. Não há estado de portador associado à hepatite A.

A hepatite B é muito conhecida pelo seu potencial de transmissão por via parenteral. Antigamente foi conhecida como hepatite pós-transfusional, hepatite por soro homólogo, hepatite MS-2, hepatite sérica ou ainda como hepatite do Antígeno Austrália. Além do sangue, o vírus (HBV) é transmitido pela saliva, leite materno, secreção vaginal, sêmen, suor, exsudatos de úlceras mucosas e demais líquidos orgânicos<sup>16</sup>. Desta maneira, o HBV pode ser transmitido nas relações sexuais, transfusões, agulhas e bordas cortantes contaminadas, através da via feto-placentária ou pela amamentação. Devido às variadas fontes de disseminação, é alta a prevalência da hepatite B. O período médio de incubação é de 60 a 90 dias, variando de 40 a 180; porém o indivíduo já apresenta potencial infectante semanas antes de qualquer sintomatologia. O Cirurgião-Dentista encontra-se na população de alto risco, apresentando incidência de quatro a sete vezes maior que a população em geral<sup>16</sup>. O grande problema da hepatite B é que o indivíduo pode tornar-se portador crônico, mesmo curado clinicamente, e continuar eliminando o vírus HBV através dos

líquidos orgânicos. Estima-se a existência de 300 milhões de portadores crônicos do vírus HBV no mundo, sendo que 6,5 estão na América Latina. Cerca de 2 milhões morrem anualmente vítimas da hepatite B, sendo 300 mil por carcinoma e 700 mil por cirrose, as duas maiores e piores complicações da doença<sup>16</sup>. O vírus HBV é um dos microorganismos infecciosos mais resistentes, podendo permanecer ativo em instrumental infectado, seco, por até duas semanas. Grande parte dos desinfetantes nada causa ao HBV, com exceção do hipoclorito de sódio (1%), glutaraldeído (2%) e os iodóforos<sup>16</sup>.

A hepatite Não-A e Não-B (NANBH) é assim chamada devido ao fato de que no diagnóstico laboratorial o resultado é negativo para os vírus causadores da hepatite A e da hepatite B. É um nome grupal para as hepatites causadas por vírus transmitidos por via parenteral (PT-NANB ou C) ou por via enteral (ET-NANB), mas que são ainda desconhecidos.

A hepatite D (Delta) é a forma de hepatite descoberta mais recentemente. O vírus causador desta forma de doença hepática apresenta-se defeituoso, necessitando da superfície do HBV para duplicar-se e exercer sua patogenicidade. Devido a isso, sua transmissão e epidemiologia está ligada à do vírus da hepatite B. Causa lesões hepáticas graves<sup>16</sup>.

AIDS. Esta doença imunodepressiva é grave, manifestando-se de várias formas. Na cavidade bucal, as manifestações da infecção e do desenvolvimento da AIDS são: candidíase bucal, leucoplasia capilar, sarcoma de Kaposi, gengivite, periodontite e herpes orolabial recorrente. O vírus causador é o HIV, que infecta células do sistema imune e do sistema nervoso central, particularmente os linfócitos T. O sangue é o principal meio de contaminação, e o risco na odontologia deve-se ao fato da ocorrência de sangramentos gengivais durante as intervenções<sup>16</sup>. A maior parte dos profissionais que contraíram AIDS o fizeram através de punção acidental por agulha contaminada com sangue de paciente aidético<sup>16</sup>. O risco do desenvolvimento da AIDS após a infecção com o HIV aumenta com o tempo; perto de 2% desenvolvem dentro de 2 anos e 48% dentro de 10 anos. A maioria das infecções se dá pelas relações sexuais e a utilização de drogas intravenosas, o que define os grupos de risco. Raramente o HIV foi demonstrado na saliva, independente do fato da saliva apresentar fatores antivirais. Também existem estudos que indicam a presença do HIV em pequeno número na lágrima, leite materno e urina. A transmissão do vírus no consultório odontológico é muito pequena se existirem medidas apropriadas. É necessário a

educação da equipe clínica para o atendimento de pacientes aidéticos ou pertencentes aos grupos de risco. A prevenção da contaminação pelo HIV está baseada na prevenção do HBV, este muito mais resistente e contagioso. Uma vez que as manifestações da AIDS são proeminentes na cavidade bucal, o odontólogo desempenha papel importante na identificação de novos casos. Conhecendo-se a epidemiologia da doença, não há motivo de temor em prestar atendimento aos pacientes com AIDS<sup>16</sup> ; recomenda-se, porém, que o atendimento limite-se às emergências, com cuidados para evitar traumatismos, e no final do expediente.

HARDIE<sup>20</sup>, (1992), alerta para o fato da histeria injustificada promovida pelos meios de comunicação e pelas regulamentações dos órgãos governamentais sobre o controle de infecção, criando muita polêmica. Aceita sim que as barreiras são indispensáveis, mas que a realidade do atendimento não permite que todas as regulamentações sejam colocadas em prática. Desperta também para o consumismo em torno do assunto. Na realidade, para que haja contaminação, necessita-se de quantidade suficiente de microorganismos patogênicos, uma via de transmissão e uma porta de entrada, além da susceptibilidade do hospedeiro.

SUMMERS et al.<sup>45</sup>, (1994), recomendam a antecipação do tipo de procedimento a ser executado, dividindo o contato com o paciente em três níveis:

- 1) Um: contato com mucosa ou com sangue ou com saliva contaminada por sangue;
- 2) Dois: contato com mucosa, mas não com sangue ou saliva contaminada por sangue;
- 3) Três: ausência de contato com mucosa, sangue ou saliva.

## 2- Avaliação do paciente

A história sobre doenças infecciosas deve ser realizada como rotina para todos os pacientes. Também é importante que a mesma seja atualizada a cada visita<sup>42</sup>. Somente desta maneira é possível permanecer informado sobre o estado geral de saúde do paciente. A partir da conscientização de que qualquer paciente é um portador em potencial de agente infeccioso, uma metodologia deve ser adotada para que haja um bom controle contra a infecção cruzada. O paciente deve ser esclarecido de que as informações por ele fornecidas são importantes para a segurança não só do profissional e da equipe clínica mas

dele próprio. Normalmente o paciente sente-se seguro e valorizado quando é gasto tempo para esse cuidadoso estudo, e a cooperação é espontânea. A organização faz com que se tenha todas as informações, sem embaraços, de modo simples e claro, e para isso é muito importante que o paciente sinta a privacidade e o caráter confidencial das mesmas<sup>42</sup>. Se há ou não infecção por HIV, HBV ou qualquer outro microorganismo patogênico, muitas vezes nem o paciente sabe, pois a exposição ao agente infeccioso não é sinônimo de desenvolvimento da doença. Somente um exame laboratorial torna possível a identificação da presença do patógeno. Portanto torna-se indispensável a implantação de procedimentos que garantam segurança em demasia. É preferível exagerar, com fundamento lógico, do que permanecer aquém do desejado. Toda equipe deveria periodicamente indagar sobre as melhoras necessárias em seu ambiente de atuação, para diminuir ainda mais os riscos de infecção cruzada.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), a história médica deve ser um procedimento rotineiro e ser atualizada em ocasiões futuras; objetiva alertar o profissional sobre o estado geral do paciente. Porém, a história não é prova final da presença de enfermidades infecciosas; há necessidade do exame físico e laboratorial. Diante disso, todo paciente deve ser considerado como potencialmente infectante, e o controle de infecções deve ser aplicado a todos, indistintamente. Além disso, todos os dados devem estar confidencialmente arquivados.

### 3- Proteção pessoal

#### 3.1- Higiene

É um conceito errôneo o de que apenas o cirurgião deve tomar cuidado com a higiene. Na realidade todos os que tomam parte na equipe, entrando em contato direto ou indireto com o paciente, devem desenvolver o hábito de higiene escrupulosa<sup>16</sup>. Se seguidos metodologicamente, os códigos de higiene permitem redução considerável dos riscos de infecção.

Nada deve ser tocado, pelos membros da equipe, que não esteja ligado diretamente ao procedimento realizado. Se houver machucadura nos dedos ou nas mãos, deve ser protegida com curativo apropriado, e as luvas devem ser utilizadas. Se houver alguma lesão epitelial em região não coberta pelo gorro, máscara, luva ou avental cirúrgico, por exemplo no pescoço, um curativo também deve ser providenciado<sup>16</sup>.

A lavagem das mãos consiste de um procedimento importantíssimo para manutenção de boa conduta de prevenção<sup>7</sup>. Antes e após o atendimento de cada paciente, previamente ao vestir e depois de tirar as luvas, as mãos devem ser lavadas cuidadosamente, com metodologia que permita atingir com certeza todas as regiões dos dedos, mão e antebraço<sup>42</sup>. Para efetividade na limpeza, o uso de sabões líquidos é preferível aos em pedra, uma vez que são mais eficientes quando associados a agentes antimicrobianos e não ressecam reterdo microorganismos<sup>42</sup>. Unhas curtas e limpas praticamente dispensam comentário. Todas as jóias, onde as alianças também estão enquadradas, e relógios devem ser removidos; além de impedir correta higiene das mãos e reter microorganismos, podem ainda provocar danos à integridade das luvas e até mesmo rasgá-las.

Uma sequência adequada para a lavagem das mãos é a seguinte:

- Remoção das jóias;
- Molhar completamente as mãos e antebraços;
- Ensaboar com sabão líquido associado com antimicrobiano<sup>16, 45</sup>;
- Escovar metodologicamente todas as regiões , com movimentos rotatórios, das pontas dos dedos até aos cotovelos, nas faces palmar e dorsal, não esquecendo das regiões inderdigitais<sup>45</sup>;
- Lavar profusamente com água;
- Repetir o ensaboamento;
- Lavar novamente com água;
- Enxugar em toalha estéril, dos dedos para o antebraço<sup>16, 45</sup>;
- Não tocar em mais nada;
- Vestir o avental cirúrgico estéril, com ajuda da auxiliar;
- Vestir as luvas.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), recomendam a utilização de Gluconato de Clorexidina 4%, como agente antimicrobiano, na lavagem das mãos, que deve ser realizada regularmente durante todo o dia, e também antes e depois de se comer.

HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), alerta para o fato do tempo de contato do agente antimicrobiano com as mãos, comparando a diferença de ação antimicrobiana com a diferença de limpeza existente entre as mãos lavadas só com água

daquelas lavadas com água e sabão. Recomenda que o contato seja superior a 10 ou 15 segundos.

VAN KLINGEREN, (1987), apud HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), do Instituto Holandês de Saúde Pública, recomenda os álcoois etílico e isopropílico como agentes efetivos para antissepsia das mãos, além de apresentarem um mínimo de reações alérgicas.

STEINMANN et al, (1990), apud HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), também expressa a opinião da efetividade dos álcoois na antissepsia das mãos.

MEURMAN et al, (1989), apud HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), demonstrou que os desinfetantes na forma de spray são mais efetivos que os desinfetantes convencionais.

SAMARANAYAKE<sup>42</sup>, (1993) recomenda a utilização de gluconato de clorexidina 2% para antissepsia das mãos.

SUMMERS et al<sup>45</sup>, (1994), recomendam a lavagem das mãos, com agente antimicrobiano:

- antes de cada exame;
- depois de cada exame;
- antes da colocação de luvas;
- depois da colocação de luvas;

Nos contatos que não incluam mucosa, a lavagem das mãos deve ser efetuada, nem que seja somente com sabão; isto não garante antissepsia alguma, mas reduz consideravelmente a quantidade de microorganismos<sup>45</sup>.

Outro importante cuidado com as mãos é a remoção das luvas tão logo termine o contato com o paciente, quando então uma lavagem com água fria e a aplicação de um creme são aliados para se evitar o ressecamento da pele. Desta forma evita-se as reações pseudo-alérgicas resultantes da utilização prolongada de luvas<sup>5</sup>.

Segundo MOLINARI<sup>36</sup>, (1994), é importante que se determine o fator que está irritando a pele, para se evitar machucaduras, reduzindo a proteção natural e eficiente, abrindo entrada para microorganismos. As alergias desenvolvidas podem ser devido às luvas, aos sabões, aos agentes antissépticos ou mesmo pelo tempo prolongado de uso das luvas.

### 3.2- Vestimenta

A indumentária também representa grande preocupação no controle de infecção<sup>42</sup>. As roupas normalmente usadas fora jamais deveriam ser as mesmas de dentro do ambiente de atuação da equipe odontológica. O ideal seria que ao se chegar na clínica o profissional e os auxiliares trocassem de roupas, e estas fossem utilizadas exclusivamente dentro do ambiente de trabalho e trocadas ao se retornar para casa. Se contaminada, a roupa de serviço deve ser trocada imediatamente<sup>42, 45</sup>. O mínimo aceitável é fazer uso de um avental sobre as roupas brancas de rotina, o qual deverá ser retirado no final do dia e remetido para lavagem; cada dia de serviço deveria ser começado com avental limpo<sup>42, 45</sup>.

Os ambientes cirúrgicos exigem cuidado ainda maior. As roupas devem ser de uso específico para atuação no ambiente cirúrgico, e depois de utilizadas devem receber lavagem especial e cuidadosa, separadamente. Além disso, o uso de avental de manga comprida e estéril é indispensável. Este avental cirúrgico deve ser trocado após cada intervenção e jamais usado em mais de uma cirurgia sem esterilização prévia<sup>45</sup>.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), a ADA, o CDC e a OSHA recomendam a troca diária da roupa do odontólogo ou quando a contaminação é visível. Pelos estudos com corante vermelho, comprovam que é necessário um Avental sobre as roupas brancas convencionais, principalmente quando da utilização de instrumentos rotatórios. Tecidos de algodão, ou preferentemente algodão com poliéster, são apropriados. O Avental deve cobrir toda a superfície de pele exposta, apesar desta ser eficiente barreira contra agentes patogênicos, se íntegra.

Nos ambientes cirúrgicos é ideal a utilização de "propés", que são coberturas de tecido para os sapatos. Desta forma evita-se que agentes infecciosos sejam trazidos para dentro do ambiente cirúrgico, da mesma forma que evita a disseminação de agentes infecciosos para os outros ambientes da clínica.

### 3.3- Luvas

As luvas protegem tanto a equipe quanto o paciente, impedindo o contato com a mucosa e saliva, e a retenção de microorganismos sob as unhas<sup>42</sup>. Todo contato com a cavidade bucal deveria ter como norma a colocação de luvas, de vinil ou látex, mesmo para procedimentos simples como o Exame Clínico<sup>42</sup>.



Os materiais de que serviram para fabricação de luvas, conforme BAUMANN<sup>5</sup>, (1992), foram: couro, algodão, plástico, polivinil álcool (PVA), polivinil cloro (PVC), e mais modernamente o látex.

É indiscutível a barreira protetora, aos agentes infecciosos, proporcionada pelas luvas ao profissional<sup>5, 16</sup>. Porém, perfuradas, têm sua efetividade de proteção reduzida<sup>5</sup>. Apesar do controle de qualidade e aprimoramento tecnológico desenvolvidos pelas indústrias atualmente, as luvas ainda apresentam perfurações intrínsecas<sup>5</sup>. Além disso, deve-se considerar sempre a grande possibilidade de perfuração durante o ato cirúrgico<sup>5</sup>. É importante saber também que, depois de muito tempo expostas, as luvas tem aumentada sua permeabilidade às bactérias; devido a isso, se o procedimento for longo, recomenda-se que as mesmas sejam trocadas durante o mesmo.

FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), recomenda que se houver suspeita de contaminação durante o atendimento, as luvas devem ser lavadas e desinfetadas com álcool 77° GL.

A mudança de luvas ainda parece ser um assunto controvertido, porém a ADA condena a reutilização de luvas. Como padrão, portanto, aceita-se que um novo par de luvas deve ser usado para cada paciente, principalmente se o procedimento envolver contato com sangue<sup>16, 42, 51</sup>. Assim, nas cirurgias, as luvas sempre devem ser novas<sup>51</sup>. Isto devido ao fato de que a reutilização resulta em defeitos na estrutura do material, reduzindo a barreira protetora oferecida normalmente<sup>5</sup>.

Algumas desvantagens para a utilização das luvas podem ser citadas, como: 1) dificuldade de manuseio de instrumentos delicados; 2) perda de sensibilidade; 3) inflamabilidade; 4) efeito sobre o controle de materiais de moldagem; 5) fragilidade a bordas cortantes e pontiagudas (bisturis, agulhas, sondas). Estas desvantagens existem, mas são todas perfeitamente contornáveis<sup>5</sup>; jamais restringiriam a utilização de luvas, para as quais as vantagens são muito superior.

BAUMANN<sup>5</sup>, (1992), recomenda que se evite o uso de luvas de látex natural na manipulação de Siliconas, pois mesmo uma boa lavagem das luvas ainda não impede a inibição que causam no material. Para manutenção da proteção, preconiza a cobertura das mãos, já enluvadas, com luvas de plástico, provisoriamente. O agente inibidor da presa das siliconas ainda é incerto,

podendo ser: presença de pó, componentes resultantes do ácido sulfúrico da fabricação, ou o diocarbamato (catalizador do látex).

Como dificuldade, mas não impedimento, à utilização de luvas, estão as reações alérgicas<sup>36</sup>. Isto deve-se ao látex ou aos anti-oxidantes utilizados na sua industrialização. Como alternativa existem as luvas de vinil ou borracha hipoalergênica. Auxiliares como cremes, película em spray e revestimento de linho ou algodão podem resolver esse inconveniente.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), as luvas de látex são as preferíveis, a menos que haja reação alérgica. Mesmo com defeitos inerentes à sua estrutura, as luvas previnem o contato com as secreções do paciente. Podem ser usadas sem esterilização em procedimentos clínicos comuns, mas sempre esterilizadas em cirurgias. Jamais deve ser usado o mesmo par de luvas para mais de um paciente, sem desinfecção ou esterilização prévia, que podem ser executadas com desinfetantes químicos ou por calor úmido, respectivamente.

Segundo BAUMANN<sup>5</sup>, (1992), e MOLINARI<sup>36</sup>, (1994), as reações alérgicas podem ser:

a) Imediata:  $\pm$  20 minutos depois do contato, apresentando urticária, eritema e erupções cutâneas. Também encaixam-se aqui as reações à distância, como rinite, asma, conjuntivite e anafilaxia. Nestes casos são responsabilizados o látex e os componentes do pó lubrificante.

b) Tardia: 12 a 18 horas depois do contato, com apresentação de manchas, eritema, coceira. Nestes casos são responsabilizados os aditivos químicos do processo de fabricação (antioxidantes, corantes, vulcanizadores).

Segundo BAUMANN<sup>5</sup>, (1992), o látex é o material mais resistente e que têm maior elasticidade, devendo ser o preferido pela eficiente proteção contra agentes patogênicos, mecânicos e químicos.

As luvas normalmente conhecidas para procedimentos odontológicos são de dois tipos: 1) Luvas de Látex, com tonalidade mais clara, indicadas para utilização em exames clínicos e nos procedimentos odontológicos de rotina (pequena, média, grande). 2) Luvas Cirúrgicas, mais escuras, com indicação para procedimentos cirúrgicos, onde requer-se maior resistência, e 3) Luvas de plástico, para exames clínicos, que apresentam pouca adaptação nas mãos<sup>5</sup> (pequena, média, grande).

Segundo BAUMANN<sup>5</sup>, (1992), as luvas devem ser confortáveis e permitir sua utilização por tempo prolongado; por isso, os fabricantes apresentam tamanhos de 5-9 (com intermediários), e com mãos direita e esquerda determinadas. As luvas anti-derrapante melhoram a sensibilidade e a empunhadura dos instrumentos.

BAUMANN<sup>5</sup>, (1992), desperta para o fato de variações nos resultados obtidos pelo Pulp-test, dependendo do tipo, da espessura, do teor de umidade das luvas, e da força com que o profissional segura o eletrodo na boca do paciente.

Segundo HARDIE<sup>19</sup>, (1993), apesar da regulamentação existente para o uso de luvas, não existem estudos provando que as mesmas podem prevenir a infecção por HIV ou HBV, podendo ser deixadas para uso nos casos de invasão de tecidos com sangramento, como nas cirurgias.

Outro tipo de luvas muito úteis no dia-a-dia da clínica odontológica são as de Borracha, de uso doméstico, utilizadas para manipulação de químicos e para limpeza pesada<sup>42</sup>. Por serem grossas e mais resistentes, são indicadas para a limpeza de instrumentais e superfícies, protegendo melhor as mãos contra o risco de contaminação acidental<sup>16</sup>.

### 3.4- Protetores oculares

É imprescindível a utilização de óculos protetores não só pelo cirurgião como também pelos assistentes próximos. As peças de mão de alta rotação, baixa rotação com taças ou escovas, ultrassom para raspagem e alisamento, e aparelhos de profilaxia geram aerossóis que espalham-se pelo ambiente<sup>42</sup>. Pela própria proximidade com o campo operatório, a face do profissional é atingida em cheio pelas gotículas. Basta verificar a condição de um protetor, após o término do atendimento de um paciente, e nada mais necessita ser dito para convencer da sua necessidade.

Vários são os tipos de protetores oculares. Alguns profissionais já usam lentes de correção, que por si só proporcionam certo grau de proteção. O ideal é que mesmo sobre os óculos corretivos haja mais um anteparo, com maior área de proteção. Existem modelos que permitem sua utilização sobre os óculos de correção, com aspecto de um novo óculos, mas que se estende lateralmente; existe porém a sensação incômoda de duplo peso no nariz e orelhas. Para minimizar esse problema existem outros modelos que permitem acoplamento no

próprio óculos do profissional, consistindo de um anteparo plástico, maleável, com grampos nos extremos superiores, que se prenderão aos braços do óculos, mais posteriormente. Outros modelos incluem anteparos com apoio na cabeça, por meio de cinta plástica, sendo que o protetor propriamente dito mais se parece com um aquário, ou capacete de astronauta, tendo área de abrangência muito maior. Enfim, muitas marcas e modelos existem no mercado; o importante é o uso de um modelo confortável que realmente apresente proteção.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), recomendam o uso do protetor ocular por sobre as lentes corretivas, para servirem como anteparo primário, devendo ser desinfetados nos intervalos dos pacientes.

FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), preconizam que a desinfecção dos protetores oculares seja realizada pela imersão em glutaraldeído por 30 minutos.

### 3.5- Gorros e Máscaras

Os gorros são negligenciados quanto à sua abrangência. Um gorro que não cubra devidamente todo o cabelo não pode ser chamado de gorro. O ideal é um tipo que cubra toda a linha de inserção do cabelo, que deve estar devidamente preso, se for comprido. Os aerossóis dirigem-se para toda a cabeça do profissional, e simplesmente um pequeno pedaço de pano no alto da cabeça, que não cobre nem a metade do cabelo ("micro-gorros" / lenços), não serve para atuação em ambientes cirúrgicos.

A máscara facial é outra medida higiênica necessária<sup>16, 51</sup>. Além de reduzir odores desagradáveis, protege o profissional e sua equipe de aerossóis bucais do paciente, que contém agentes infecciosos. O paciente também é protegido, pois o profissional pode transmitir microorganismos de seu trato respiratório superior e da boca, respirando e falando. É inadmissível a exposição de ferida cirúrgica sem o devido uso de máscara.

Importante fator a ser considerado para as máscaras é que o seu poder de filtração varia dependendo do material de que é feita<sup>42</sup>. As máscaras simples de papel são ineficazes; porém aceita-se que as de fibra de vidro e as de prolipropileno alcancem eficácia para evitar transmissão de doença. Outros tecidos também podem ser utilizados para a confecção de máscaras. O tempo de uso da máscara também altera sua eficiência; se aparentemente molhada deve ser substituída<sup>51</sup>. De qualquer forma sua vida média gira em torno de 60-90 minutos, o que indica utilização de máscara limpa para cada paciente<sup>42, 51</sup>.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), recomendam o uso de máscara para proteção, principalmente da mucosa nasal, devido ao uso de instrumentos rotatórios. O requisito mínimo para uma máscara é a redução de 95% das partículas de 3-5 micra de tamanho, suficiente para prevenir a transmissão de infecções. A máscara deve ser usada mesmo debaixo dos escudos faciais, devido à respiração. Cada paciente deve ser atendido com máscara nova.

HARDIE<sup>19</sup>, (1993), afirma que apesar da corrente que exige o uso de máscaras em todos os tipos de intervenções, não há estudos específicos que provem a efetividade das máscaras, nos vários tipos de materiais apresentados, para prevenção de enfermidades infecciosas.

### 3.6- Aspiração e Ventilação

O aspirador deve possuir potência que permita minimizar a quantidade de aerossóis gerados no procedimento<sup>24</sup>. Sua limpeza deve ser realizada regularmente, conforme as instruções do fabricante e jamais o depósito deve ser esvaziado no recinto de atuação clínica<sup>42</sup>.

FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), recomendam o uso rotineiro do sugador em todos os procedimentos odontológicos.

A boa ventilação também é aliada na redução de infecção cruzada, pois permite a renovação do ar ambiente, reduzindo a concentração de partículas suspensas<sup>42</sup>.

### 3.7- Manipulação de bordas cortantes

Para prevenir lesões acidentais é muito importante que as bordas cortantes e pontiagudas, como lâminas de bisturi, brocas, agulhas de anestesia, agulhas de suturas, sejam manipuladas com cuidado. Depois de utilizados, estes itens devem ser colocados fora do alcance de risco e em locais onde possam ser facilmente visualizados<sup>42</sup>. As agulhas devem ser encaixadas na seringa com auxílio do protetor e retiradas com ele; jamais devem ser manipuladas soltas. As lâminas de bisturi devem ser colocadas e retiradas do cabo com o auxílio de porta-agulhas, evitando lesões acidentais. O risco de se contrair doença infecciosa depois de uma punção acidental com instrumentos contaminados está entre 6 e 30%.

FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), recomendam que os itens cortantes e pontiagudos nem sejam recolocados em seus protetores, mas sim descartados em recipientes próprios tão logo estejam fora de uso.

O descarte dos instrumentos cortantes e pontiagudos deve ser feito com cuidado, pensando-se na proteção dos que manipulam os instrumentais para lavagem e dos que conduzem os sacos de lixo. A melhor maneira de liberá-los para o lixo é dentro de recipientes plásticos ou de papelão (estes devem ser bem resistentes e próprios para essa indicação), de paredes resistentes, que impeçam corte ou punção acidental daqueles que transportarem os pacotes de lixo. Normalmente prefere-se os litros plásticos, de qualquer natureza, com tampa, para servirem como coletores durante um bom período, e que, quando cheios, podem ser descartados sem risco algum<sup>16</sup>.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), a OSHA exige a presença de um recipiente fechado, rígido, à prova de perfuração, para o descarte dos instrumentos pérfuro-cortantes, com possibilidade de provocar acidentes, sempre disponível no ambiente odontológico.

Existe ainda a recomendação de desinfecção desse material com hipoclorito de sódio a 1%, durante 30 minutos, num recipiente próprio, aumentando ainda mais a segurança dos que manipularem tais objetos<sup>16</sup>.

Nos casos de lesão acidental, os cuidados são:

- 1) Fazer sangrar abundantemente;
- 2) Lavar com água e sabão antimicrobiano;
- 3) Descartar o agente causador da lesão;
- 4) Se o paciente for de conhecido risco para o HBV, e o exposto à lesão não está imune, administrar imunoglobulina da hepatite B (HBIG) imediatamente, não ultrapassando 48 horas. Se ainda não recebeu vacina, fazê-lo simultaneamente à HIBG, ou no máximo em sete dias, porém em local diferente. Na recusa em se tomar a vacina, outra dose de HIBG deverá ser aplicada 25-30 dias após a exposição.

Se o exposto já recebeu a vacina, parcial ou totalmente, certificar-se dos níveis de anticorpos presentes;

- 5) Se o paciente for de risco de transmissão do HIV, realizar teste de anticorpo em 0, 6 e 12 semanas. Geralmente leva 3 semanas para aparecerem os anticorpos, mas pode demorar até 3 anos.

- 6) Se a fonte estiver suja e contaminada, considerar a possibilidade de Tétano, tomando as precauções necessárias, como a vacina.

### 3.8- Imunização

As vacinas existentes para a hepatite B têm sua eficácia comprovada, são seguras, efetivas e proporcionam imunidade duradoura. Apesar da necessidade, em alguns casos, de utilização de grandes doses, todos os profissionais e auxiliares da odontologia deveriam recebê-las<sup>16, 45</sup>.

O registro do processo de vacinação de todos os componentes da equipe deve ser devidamente controlado<sup>42</sup>. Normalmente os Centros de Saúde controlam as vacinas dos menores em carteirinhas. Quando adultos, esse controle se perde na maioria dos casos, e poucos são os indivíduos que têm anotadas as datas de tomada das vacinas. Difteria (Toxóide), Tuberculose (BCG), Tétano (Toxóide), Poliomielite (VIVA), Sarampo, Caxumba (VIVA), Rubéola (MMR), Gripe (Aquosa), e Hepatite B (HBsAg) são as doenças para as quais se recomenda a imunização ativa por meio de vacinas<sup>45</sup>.

As vacinas de 1.<sup>a</sup> geração para a hepatite B eram derivadas do plasma de indivíduos infectados; as de 2.<sup>a</sup> geração são derivadas da recombinação genética com leveduras, proporcionando mais de 95% de soroconversão. Normalmente três doses da vacina são necessárias; a segunda 30 dias após a primeira e a terceira 6 meses após a primeira<sup>10</sup>. Se não houver imunidade após esse período, uma quarta dose pode ser aplicada, com possibilidade de sucesso. A imunidade oferecida gira em torno de 7 anos, mas é importante verificar a soroconversão em laboratório 3 a 4 meses após a última dose, devido ao fato de que 4-7% não respondem à vacina<sup>20, 42</sup>.

Pela necessidade de associação ao HBV para exercer sua patogenicidade, o vírus da Hepatite D (Delta) também é neutralizado com a vacina da Hepatite B. Para a Hepatite C e AIDS, infelizmente não existe imunização ativa.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), apresentam que a OSHA, em fevereiro de 1990, foi a 1.<sup>a</sup> organização a regulamentar que todos os padrões deveriam providenciar a vacina da hepatite B para os funcionários sob risco de infecção pelo HBV; recomendando, ainda, a verificação da soroconversão, 30 dias após completada a série de vacinas.

HARDIE<sup>20</sup>, (1992), defende a vacinação como meio principal do controle de infecção, uma vez que o motivo de tanta histeria deve-se ao potencial infectivo do HBV para o profissional.

WOOD<sup>51</sup>, (1993), recomenda que a comprovação dos níveis de anticorpos seja feita de 2-3 anos.

#### 4- Proteção do paciente

Todos os cuidados para com o paciente indiretamente estarão protegendo os profissionais, e vice-versa.

##### 4.1- Campo do paciente

O campo do paciente, nas atuações cirúrgicas, deve ser esterilizado e o paciente instruído para não tocá-lo. Deve apresentar abrangência considerável, cobrindo uma região extensa em torno do campo operatório, permitindo atuação tranquila do profissional. Depois da intervenção deve ser encaminhado para a lavanderia juntamente com os demais campos, com os devidos cuidados.

##### 4.2- Fluxo de pacientes

O agendamento deve ser coerente com os procedimentos executados e com o arsenal de instrumentos disponíveis.

Segundo BRUNHARO, PACCA & ALMEIDA<sup>7</sup>, (1994), para o controle de infecção é importante considerar o fluxo de pacientes da clínica, os tipos de procedimentos realizados, a possibilidade de utilização de descartáveis e a qualificação da clientela. Em ortodontia, o número elevado de pacientes exige reposição rápida de instrumentos; portanto, maior quantidade está indicada.

#### 5- Esterilização

A esterilização é o processo mediante o qual é possível matar ou remover todos os microorganismos, mesmo as formas mais resistentes, como os esporos bacterianos<sup>20, 35, 42</sup>. Um artigo está ou não esterilizado. Não existe meio termo. Com a presença de um só microorganismo não há esterilidade.

O que esterilizar e o que desinfetar? Para esclarecer esta dúvida o Ministério da Saúde propõe, no Manual de Controle de Infecções Hospitalares, a seguinte classificação dos artigos<sup>35</sup> (a mesma proposta por SPAULDING, 1968, apud HARDIE<sup>19</sup>, 1993):



1) Críticos: os que penetram nos tecidos sub-epiteliais, no sistema vascular ou órgãos isentos de flora microbiana própria, ou que estejam conectados com eles. Estes artigos devem ser estéreis<sup>35</sup>.

2) Semi-críticos: os que entram em contato com mucosa íntegra. Também devem ser estéreis.

3) Não-críticos: os que entram em contato com a pele íntegra ou os que não contactam diretamente com o paciente. Estes podem ser desinfetados<sup>2,16</sup>.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), os métodos mais comumente aceitos, como eficazes para esterilização, são aqueles que usam calor: vapor sob pressão, calor seco ou vapor químico. Todos esses têm penetração superior aos químicos e devem ser adotados conforme a rotina e compatibilidade de atuação do profissional.

O processo de esterilização deve ser simples e eficiente, com duração relativamente curta. Os instrumentos e materiais devem estar disponíveis o mais prontamente possível, com um mínimo de danos<sup>7</sup>.

Os processos de esterilização podem ser assim classificados, conforme a sua ação<sup>35</sup>:

- |                             |                            |
|-----------------------------|----------------------------|
| 1) Agentes Físicos:         | - Autoclave (calor úmido). |
|                             | - Estufa (calor seco).     |
| 2) Agentes Químicos:        | - Óxido de Etileno.        |
|                             | - Líquidos.                |
| 3) Agentes Físico-químicos: | - Quimiclave               |

Segundo a JADA<sup>28</sup>, (1991), com exceção dos líquidos, os demais métodos são os recomendáveis pela eficiência e praticidade para a odontologia.

Todos esses processos apresentam confiança comprovada, dentro dos limites estabelecidos, e dois são os fatores que determinam a eficiência do método de esterilização: 1) Temperatura e 2) Tempo. Dentre esses métodos utilizados, os possivelmente aplicáveis na clínica odontológica são: Estufa, Autoclave e Quimiclave.

HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), recomenda que as instruções do fabricante sejam seguidas na preparação, empacotamento, carregamento e no funcionamento do aparelho de esterilização.

Os líquidos podem ser: compostos de cloro, compostos fenólicos, compostos de iodo, e o glutaraldeído. Este último é o único prontamente disponível no comércio odontológico para ação esterilizante<sup>24</sup>. A esterilização química é mais difícil pelo tempo de demora e a dificuldade de se avaliar a eficácia do processo de esterilização<sup>24, 35</sup>.

GURECKIS et al.<sup>18</sup>, (1991), declaram que os agentes químicos, como esterilizantes, tiveram ascensão recente, devido a serem mais baratos e fáceis de usar. Porém, requerem um tempo muito maior para sua efetividade, o que pode provocar corrosão de instrumentais.

HASTREITER et al.<sup>22</sup>, (1991), estudaram a eficácia dos procedimentos de esterilização realizados nos ambientes odontológicos, usando monitores biológicos enviados a 900 profissionais de Minnesota, juntamente com um questionário sobre a metodologia empregada. Os resultados mostraram que 20% dos processos de esterilização realizados eram falhos.

MILLER<sup>35</sup>, (1992), cita as causas mais freqüentes de fracassos nos processos de esterilização:

- a) Carregamento impróprio: carga excessiva, acúmulo de materiais;
- b) Empacotamento impróprio: material incorreto, mais de dois envoltórios, recipiente fechado;
- c) Tempo incorreto: cronometragem incorreta, cronômetro defeituoso, interrupção do ciclo;
- d) Temperatura inadequada: uso incorreto do aparelho, aparelho defeituoso;
- e) Limpeza deficiente.

Existem muitas dúvidas sobre o efeito dos métodos de esterilização na eficácia de corte e na resistência dos instrumentos odontológicos. Muitos descartam o calor alegando perda de corte dos instrumentos<sup>2</sup>.

Os instrumentos rotatórios estão classificados dentro dos Artigos Críticos e exigem esterilização. Trinta 30 minutos de imersão num produto químico resulta apenas em desinfecção; a esterilização química exige mais de 10 horas.

COOLEY et al.<sup>9</sup>, em (1990), analisaram o efeito da esterilização sobre brocas submetidas aos quatro métodos de esterilização comumente empregados: Autoclave (20 minutos a 121°C), Quimiclave (20 minutos a 132°C), Estufa (1 hora a 163°C) e Imersão em Glutaraldeído 2% (10 horas à temperatura

ambiente). Foram usadas 50 brocas, 10 para cada tipo de processo de esterilização, e as dez restantes como grupo controle. A avaliação chegou ao seguinte resultado:

#### 1) Resistência à fratura

|                |      |
|----------------|------|
| Autoclave -    | 34,6 |
| Quimiclave-    | 36,9 |
| Broca Nova-    | 40,1 |
| Estufa-        | 41,1 |
| Glutaraldeído- | 41,8 |

Os valores expressos referem-se a quantos Newtons foram necessários para ocorrer a fratura da broca; portanto a resistência das brocas submetidas aos processos de esterilização por Autoclave e Quimiclave é menor.

#### 2) Eficácia do corte

|               | Antes    | Depois   | Diferença |
|---------------|----------|----------|-----------|
| Autoclave:    | 2,47 seg | 2,83 seg | 0,35 seg  |
| Quimiclave:   | 2,60     | 2,87     | 0,27      |
| Estufa        | 3.01     | 2,88     | -0,13     |
| Glutaraldeído | 3.13     | 3.31     | 0,18      |

Os valores referem-se ao tempo de demora para o desgaste de igual quantidade de tecido dentário num mesmo dente (molares humanos), em condições padronizadas de rotação por minuto e força aplicada. Nos processos de esterilização por Estufa houve diminuição no tempo de desgaste.

#### 3) Condição da superfície

Análise na microscopia eletrônica mostrou que somente o processo de esterilização por Autoclave mostrou alteração de superfície nas brocas. Os demais métodos aparentemente não afetaram a condição superficial das mesmas.

SCHUTT & STARSIAK<sup>44</sup>, (1990), analisaram a eficácia da esterilização em brocas cirúrgicas, submetidas ao calor seco circulante, envoltas em gotas de vidro; foram usadas 703 brocas carbide.

Na fase laboratorial as brocas foram contaminadas com esporos e submetidas ao processo de esterilização, em tempos determinados de 30, 45 e

60 segundos. Em meios de cultura, foi observada a eficiência do processo. O processo de esterilização por gotas de vidro foi eficiente somente quando o tempo não era inferior a 60 segundos.

Na fase clínica, as brocas foram contaminadas em exodontias cirúrgicas de terceiros molares, desinfetadas com clorexidina, e , depois de secas, colocadas em meio de cultura com instrumentos estéreis. O resultado também mostrou eficiência do processo de esterilização com 60 segundos de calor seco circulante.

A temperatura do vidro variou entre 257°C e 304°C, com uma média de 278°C  $\pm$  14°C.

Segundo GURECKIS et al.<sup>18</sup>, (1991), as brocas devem ser esterilizadas, devido ao contato com saliva, sangue e tecidos bucais.

GURECKIS et al.<sup>18</sup>, (1991), analisaram o efeito dos métodos de esterilização sobre o poder de corte e corrosão de brocas diamantadas. Foram testados: 1) Autoclave; 2) Estufa; 3) Quimiclave; e 4) Líquido. Cada broca testada foi submetida a 10 ciclos compreendendo: desgaste, limpeza ultra-sônica, e esterilização. Os resultados mostraram:

- a) O poder de corte não foi influenciado pelo tipo de esterilização utilizada;
- b) Há diferenças na eficácia de corte mesmo entre as brocas novas;
- c) A perda de partículas de diamante era pequena e similar para todos os processos.

JOHNSON, apud ANGELINI<sup>1</sup>, (1992), recomenda a utilização do nitrito de sódio, na lavagem, como agente redutor da perda do poder de corte dos instrumentos, submetidos aos processos de esterilização.

ARAÚJO & FANTINATO<sup>2</sup>, (1994), analisaram as alterações dos processos de esterilização por Estufa e por meios Químicos (Calbenium, Cidex e Glutassept) em brocas diamantadas. As pontas foram utilizadas em desgaste de dentes humanos, com tempo controlado, e então avaliadas quanto ao grau de alterações sofridas. Depois, foram submetidas à ação dos agentes esterilizadores e novamente avaliadas. Concluíram que os processos testados não promoveram alterações nas pontas. As únicas alterações observadas foram devidas à ação de desgaste.

Em editorial, a JADA<sup>28</sup>, (1991), apresenta a mudança de visão dos Centros de Controle de Infecção de alguns estados Norte-Americanos à partir de 1980, devido ao desenvolvimento da tecnologia dos processos de esterilização e

da fabricação de peças de mão resistentes às altas temperaturas. Até 1988, a desinfecção química das peças de mão odontológicas era alternativa aceitável. Porém após esse ano, enfocando a esterilização dos instrumentais odontológicos para o atendimento de cada paciente, os meios de comunicação geraram muita controvérsia, culminando com a aprovação pela ADA, em maio de 1992, de um novo Guia de Controle de Infecção, o qual recomenda que todas as peças-de-mão sejam esterilizadas entre o atendimento de cada paciente. Como última medida no controle de infecção, cinco estados tornaram obrigatória a esterilização das peças de mão entre cada paciente, com algumas variações:

- FLÓRIDA (Departamento de Controle Profissional)

Estabelece a esterilização, após cada uso, dos instrumentos que penetram tecidos orgânicos. Já os que não penetram tecido mucoso ou osso, mas que contactam com tecidos bucais, podem ser desinfectados. Como métodos eficientes de Esterilização são recomendados: 1) Autoclave; 2) Estufa; 3) Quimiclave; 4) Óxido de Etileno.

- INDIANA (Divisão de Saúde Dental)

Estabelece a autoclavagem das peças de mão como rotina; as não-autoclaváveis devem ser descartadas<sup>35</sup>.

- OHIO (Conselho Odontológico Estadual)

Estabelece a esterilização das peças de mão como única alternativa, e entre cada paciente<sup>35</sup>.

- OREGON (Conselho Odontológico Estadual)

Estabelece a esterilização de todos os instrumentos e/ou equipamentos que entrem em contato com fluidos orgânicos, entre cada paciente.

- WASHINGTON (Conselho Odontológico Estadual)

Estabelece a esterilização das peças-de-mão como meio de controle de infecção. As clínicas odontológicas devem possuir método de Limpeza Ultrassônica e esterilização por Autoclave, Estufa, Quimiclave ou Óxido de Etileno. Os seguintes itens devem ser esterilizados: contra-ângulo de baixa rotação, peças de mão de alta rotação, seringa tríplice, brocas, instrumentos

endodônticos, instrumentos periodontais, pontas profiláticas, pontas de ultrassom e instrumentais cirúrgicos.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), a recomendação corrente é para que sejam esterilizadas as peças de mão. Rotineiramente isso não é executado. A exposição das peças de mão aos agentes desinfetantes, por 10-30 minutos, promove somente desinfecção superficial, ficando o interior sem ação do produto. Como a maioria das peças de mão não suporta a ação frequente de alta temperatura, pelo menos as que são utilizadas em cirurgia devem permitir a autoclavagem.

ANGELINI<sup>1</sup>, (1992), considera o fato do aparecimento de muitos instrumentais descartáveis, para uso em uma única sessão, mas que são pouco usados devido ao alto custo. Em se tratando das peças de mão, o ideal é que permaneçam trabalhando por volta de 300.000 rpm, o torque ideal, fato este não verificado se a peça for submetida a ciclos frequentes de esterilização por calor.

Os estudos de ANGELINI<sup>1</sup>, (1992), sobre os efeitos da esterilização nas peças de alta-rotação, mostraram:

- a) Os processos de esterilização por calor atingiram principalmente os rolamentos;
- b) A ausência de lubrificação correta aumenta o efeito sobre os rolamentos, anéis ou outros constituintes de aço;
- c) A manutenção diária das instruções do fabricante, com correta lubrificação, reduz e atrasa o dano sobre o instrumento.

HASTREITER et al.<sup>22</sup>, (1991), apresentam quatro elementos essenciais para assegurar a eficácia do processo de esterilização:

- a) Equipamento a manutenção de qualidade;
- b) Correto funcionamento do aparelho;
- c) Instrução do operador;
- d) Uso de monitor biológico.

McERLANE et al.<sup>34</sup>, (1992), em estudo realizado na Universidade de Columbia, demonstraram falhas nos processos de esterilização quando submetidos à avaliação por monitores biológicos. Num total de 4.579 cargas testadas, os resultados mostraram: Quimiclave - 4,9%; Autoclave - 2,3%; Estufa - 7,9%; a média ficou em 4,4%. Em 38% dessas falhas foi possível determinar as razões do fracasso.

## 5.1- Autoclave

Método ideal de esterilização, é o mais comumente utilizado na odontologia. É rápido e seguro. Pela pressurização de vapor de água, a autoclave atinge altas temperaturas. Nada mais é do que um vaso metálico com fechamento hermético. Necessita de adequação de área e pessoal, mas o investimento compensa pela possibilidade de trabalho com menor quantidade de instrumentais<sup>7</sup>. Existem dois tipos básicos de funcionamento de autoclaves:

### 1) Autoclave de mesa, pequena e automática.

Muito popular na odontologia, este tipo de autoclave trabalha sob o princípio de deslocamento do ar para baixo, devido à entrada de vapor d'água na parte de cima da câmara.

### 2) Autoclave de Carga Porosa (vapor de água saturado).

Neste tipo de autoclave o vapor d'água é livre de gases, equilibrado com a água. No limite entre o líquido e o vapor, a evaporação e a condensação ocorrem em velocidades iguais, permanecendo a umidade relativa no máximo (100%). Quando o vapor é canalizado sob pressão a um vaso fechado, no vácuo, a temperatura se eleva em uma relação fixa com a pressão na fase limite.

O efeito microbida deste método depende de:

#### a) Conteúdo de Umidade.

A umidade permanece em 100%, o que permite que este método seja o mais efetivo na aniquilação dos microorganismos, mesmo os esporos bacterianos. Umidade acima da fase limite (superaquecido) tem atividade microbida relativamente ineficiente, devido à umidade e liberação de calor serem demorados. Umidade abaixo da fase limite (vapor molhado) é indesejável pois molha o material poroso e cria barreira para remoção do ar, retardando a secagem.

#### b) Conteúdo calórico.

A condensação do vapor em objetos mais frios libera o calor latente de evaporação que comunica-se diretamente com o material, promovendo aquecimento rápido dos objetos até a temperatura selecionada.

#### c) Penetração.

A penetração é requisito essencial para a esterilização. O vapor deve penetrar no material poroso, roupas, pacotes e atingir todas as superfícies; depende principalmente da remoção do ar da câmara, que deve ser retirado totalmente, pois do contrário a temperatura ideal não será atingida. A penetração é também auxiliada pela diminuição do volume durante a condensação.

Perfurações nas prateleiras e disposição adequada do material, evitando aprisionamento de ar, também auxiliam na penetração do vapor d'água.

As combinações Tempo/Temperatura para o processo de esterilização em autoclaves são:

|   | Temperatura<br>°C | Pressão (psi) | Tempo mínimo<br>de manutenção<br>(minutos) | Tempo mínimo<br>do Ciclo Total<br>(minutos) |
|---|-------------------|---------------|--------------------------------------------|---------------------------------------------|
| # | 134-138           | 30            | 3                                          | 20                                          |
|   | 126-129           | 20            | 10                                         | 30                                          |
| * | 121-124           | 15            | 15                                         | 40 <sup>2, 16</sup>                         |
|   | 115-118           | 10            | 30                                         | 50                                          |

# - Instrumentos desembalados.

\* - Instrumentos embalados (guardados para uso posterior).

A JADA<sup>28</sup>, (1991), recomenda a seguinte combinação Temperatura / Pressão / Tempo:

- |                            |                          |
|----------------------------|--------------------------|
| a) Artigos desembalados:   | 121 °C - 15psi - 15 min. |
|                            | 132 - 30 - 03.           |
| b) Ligeiramente embalados: | 121 - 15 - 20.           |
|                            | 132 - 30 - 8.            |
| c) Embalagem pesada:       | 121 - 15 - 20.           |
|                            | 132 - 30 - 10.           |

Alguns requisitos são ideais para as autoclaves de mesa:

- 1) Ciclo automático.
- 2) Atingir a temperatura e pressão dentro do tempo necessário.
- 3) Diferencial de descarga e ventilação nunca maior de 2%.
- 4) Sensor de temperatura acessório, além do presente na autoclave.
- 5) Indicadores separados de temperatura e de pressão.
- 6) Tampa com trava adequada, que evite abertura até que a câmara apresente 3 psi ou menos.
- 7) Temperatura externa não superior a 100°C. As superfícies a serem tocadas não superior a 55°C.
- 8) Pressão ajustada com o dispositivo de proteção.



### 9) Reservatório de água facilmente drenado e limpo.

Para as autoclaves não automáticas, alguns cuidados devem ser tomados:

- 1) Ligado o aparelho, a válvula de escape de ar deve permanecer aberta.
- 2) Fechar a válvula quando o vapor sair intermitentemente,.
- 3) Marcar a temperatura até 121 °C, e iniciar a contagem do tempo.
- 4) Desligar e esperar o manômetro chegar a zero.
- 5) Abrir o aparelho.

É importante verificar se a resistência no fundo da autoclave está coberta com água. O material deverá ser devidamente acondicionado de duas maneiras:

a) Em caixas metálicas apropriadas, com tampas perfuradas, ou comuns, nas quais as tampas devem permanecer entreabertas, para permitir o acesso do vapor; ambas deverão ser fechadas somente após retirada do aparelho<sup>16, 35</sup>.

b) Em pacotes, onde o material deve permitir a passagem do vapor. Os recomendáveis são o papel Kraft e o Manilha<sup>16</sup>. O papel alumínio não permite a passagem de vapor e deve ser desprezado.

Podem ser esterilizados: luvas, gorros, máscaras, tecidos, gaze, algodão, vidrarias e instrumentos de aço inoxidável. Se o instrumento não for de aço inoxidável pode sofrer corrosão e também perder o corte<sup>35</sup>. A maioria, porém, é de aço e pode ser autoclavada.

NEAVERTH et al.<sup>37</sup>, (1991), esclarecem que a ADA e o CDC sugerem a autoclave como meio de esterilização para todos os instrumentos que entram em contato com líquidos orgânicos.

HOOKE & STAFFANOU, apud GURECKIS et al.<sup>18</sup>, (1991), encontraram perdas insignificantes de partículas de diamante nos processos de limpeza ultra-sônica e autoclavagem de brocas diamantadas.

AARLI & MYKLEBUST, apud GURECKIS et al.<sup>18</sup>, (1991), não encontraram efeitos no poder de corte e corrosão de brocas diamantadas autoclavadas por 15 minutos e usadas em preparos cavitários.

WIRTHLIN et al., apud ANGELINI<sup>1</sup>, (1992), relatou a diminuição da velocidade das peças de alta-rotação submetidas a 300 ciclos de autoclave (121°C - 15 minutos), num período de 3 meses.

BANKS et al.<sup>4</sup>, (1994), realizaram um estudo para levantar o conhecimento do pessoal auxiliar de cirurgia dental, na realização do processo de autoclavagem. Dos 89 comunicados, somente 56 concordaram em participar do estudo (63%). Destes, 18 relataram o uso de autoclaves, inclusive com carregamento e armazenamento correto, demonstrando conhecimento sobre o processo, no interrogatório utilizado. Os resultados do estudo demonstraram o valor da educação formal, com certificação, dos assistentes de consultório, reforçando que os cursos de educação e instrução legalmente instituídos melhoram o desempenho dos profissionais do ambiente cirúrgico, sendo um dos meios de controle de infecção.

LLOYD et al.<sup>33</sup>, (1995), demonstraram os resultados de um estudo realizado durante o ano de 1993, investigando 500 profissionais sobre a aplicação da autoclavagem nas peças de mão. Somente 267 participaram da pesquisa (53,4%), com os seguintes resultados:

a) 90,6% informaram estar praticando a autoclavagem para peças de mão;

b) 45,9% informaram que autoclavavam as peças de mão rotineiramente, após o uso em cada paciente;

c) Os que não autoclavavam rotineiramente alegaram: custo, medo de dano no equipamento, achavam não ser requisito indispensável;

d) Os procedimentos de antissepsia das peças de mão estavam sendo atualizados nos últimos cinco anos;

e) Os meios de comunicação influenciaram as mudanças na conduta dos profissionais, com um aumento de 20,6% na rotina de autoclavagem das peças de mão.

## 5.2- Estufa

A estufa utiliza o calor seco como meio de esterilização<sup>2</sup>. Apesar de penetrar menos e ser menos eficiente que o calor úmido, necessitando de maior tempo e temperatura<sup>35</sup>, o calor seco é muito usado principalmente para os instrumentos metálicos que estão embalados ou têm tendência para a corrosão. O tempo total de aquecimento, manutenção e resfriamento pode levar horas.

As estufas consistem de uma câmara com uma resistência aquecedora e um termostato que regula a temperatura desejada; o orifício na porção superior está destinado à colocação de um termômetro, para controle efetivo da temperatura, já que o termostato serve apenas para uma regulação

grosseira da temperatura. Nunca se deve confiar apenas no termostato e sim estabelecer como rotina a permanência do termômetro. O ideal é que exista, também, um ventilador nos aparelhos, para distribuição uniforme do calor.

Os materiais que não podem ser molhados devem ser esterilizados na estufa, como bolas de algodão, gaze, óleos, gorduras, ceras e pós, desde que não se alterem pelo aquecimento, e instrumentos metálicos e vidros.

As combinações eficientes de Tempo/Temperatura para a estufa são<sup>2, 16</sup>:

|          |   |                                  |
|----------|---|----------------------------------|
| a) 121°C | - | 12 horas.                        |
| b) 140°C | - | 3 h (180 minutos)                |
| c) 150°C | - | 2 ½ h (150 minutos)              |
| d) 160°C | - | 2 h                              |
| e) 170°C | - | 1 h                              |
| f) 190°C | - | 6 minutos (artigos desembalados) |
| g) 190°C | - | 12 minutos (artigos embalados).  |

O tempo deve ser marcado somente após atingida a temperatura desejada. É importante que não seja aberta imediatamente após o ciclo pois, devido à diferença de temperatura externa e interna, pode haver danificação de alguns materiais (como vidros) e até combustão espontânea de papel e tecidos<sup>35</sup>.

O material deve ser devidamente acondicionado, embrulhado em papel (Manilha ou Kraft), sendo mais recomendável o papel alumínio, em caixas metálicas ou de vidro tipo pirex<sup>16</sup>. Muito importante é que os instrumentos sejam minuciosamente lavados com escova, evitando qualquer resíduo, que irá tornar-se duro e aderente com o calor, ficando difícil sua remoção. Após lavados, devem ser bem secos para então ser embalados.

Segundo SCHUTT & STARSIAK<sup>44</sup>, (1990), o calor seco é o método preferido para a esterilização de brocas cirúrgicas. Estas podem ser autoclavadas, porém com a desvantagem da oxidação, corrosão e diminuição do poder de corte. A utilização do calor seco em estufas exige 1 hora para a esterilização completa.

MC LUNDIE, apud ANGELINI<sup>1</sup>, (1992), demonstrou que nenhum efeito é causado pela esterilização, em estufa de calor seco (160°C - 1 h), sobre

as brocas de aço carbono (carbide), enquanto a imersão em químicos mostra sinais de corrosão.

### 5.3- Quimiclave

A quimiclave utiliza vapor químico, resultante da combinação de formaldeído, álcool, acetona, cetonas e vapor d'água a 20 psi de pressão. A proporção dos químicos é crítica e portanto as soluções devem ser adquiridas prontas no comércio<sup>35</sup>. O resultado conseguido deve-se à ação tóxica dos químicos e ao calor.

As combinações ideais de tempo/temperatura são de 127 a 132°C / 20-40 psi, durante 20 a 30 minutos<sup>28</sup>. A efetividade do processo relaciona-se principalmente à frequência de uso do aparelho e à recarga do mesmo, necessária a cada 30 ciclos.

A vantagem em relação à estufa de calor seco deve-se ao menor tempo do processo; em relação à autoclave, tem vantagem pelo fato de não causar corrosão dos instrumentos ou brocas, com obtenção de materiais secos tão logo o ciclo termina (umidade relativa baixa - 7 a 8%)<sup>7, 35</sup>. A oxidação é incomum se os instrumentais estiverem bem secos<sup>35</sup>.

É importante que a embalagem dos instrumentos permita que o vapor atinja todas as superfícies. Depois de aberto o aparelho, os vapores residuais devem ser dispersados mediante ventilação eficiente do ambiente<sup>35</sup>.

ABALDO et al., apud ANGELINI<sup>1</sup>, (1992), observou redução da velocidade de 3 turbinas de marcas diferentes, após 25 ciclos de esterilização em Quimiclave (121°C - 30 minutos).

### 5.4- Luz Ultravioleta

Muitos aparelhos no mercado propõem esterilização por Ultravioleta (UV), com baixo custo e sem danos aos instrumentos. Isto é muito duvidoso<sup>7</sup>.

Segundo ISHIDA et al<sup>26</sup>, (1991), a radiação UV pode matar microorganismos pela inativação do DNA, necessitando que o comprimento de onda esteja entre 200 e 300 nm. Devido a isso pesquisaram a ação dos raios UV sobre moldagens e concluíram:

a) Os raios UV foram eficientes para aniquilar a *Cândida Albicans*, de 2-5 minutos de exposição, dependendo da área de incidência.

b) Os raios UV não promoveram alteração dimensional nos materiais de moldagem.

Segundo FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), este método é ineficiente e deve ser desprezado. Além de não atingir todas as superfícies e reentrâncias dos instrumentos, é incapaz de inativar o HIV.

BRUNHARO et al.<sup>7</sup>, (1994), avaliando o método de esterilização por radiação ultravioleta em alicates ortodônticos, concluíram:

1) A ação direta de UV promove disfunções vitais em graus variáveis, dependendo do tipo de microorganismo, do tempo, da distância e da potência da fonte;

2) A radiação UV não é uniforme nos diferentes locais dentro do aparelho;

3) Não foi conseguida esterilização completa em nenhuma área do aparelho, sendo que o crescimento bacteriano foi dependente da quantidade de radiação recebida em cada local;

4) O sistema UV não é um método confiável.

Segundo COLLINGS, apud BRUNHARO et al.<sup>7</sup>, (1994), a eficiência das lâmpadas germicidas é inversamente proporcional ao seu tempo de uso.

#### 5.5- Óxido de Etileno

Normalmente este método é empregado em hospitais e em grandes clínicas, porém existem unidades compactas que permitem aplicação em consultórios. O óxido de etileno é inflamável, tóxico e explosivo. Todos os microorganismos são suscetíveis à sua ação, devido à alquilação e desnaturação dos ácidos nucleicos que promove.

A principal vantagem do óxido de etileno é não causar praticamente nenhum dano aos materiais, seja metal, plástico, borracha ou tecido, por utilizar baixa temperatura. À temperatura ambiente tem efetividade do processo de 8 a 10 h<sup>26</sup>. O alto custo do equipamento e a toxicidade do gás são os limitantes da sua utilização em pequena escala. Há necessidade de ventilação adequada para os ambientes onde o equipamento é instalado. Alguns materiais necessitam ser aerados para liberarem resíduos do gás (até 48 h), o que pode ser agilizado mediante ventilação forçada.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), o óxido de etileno apresenta excelente penetração, sendo capaz de esterilizar instrumentos e objetos contaminados, com um mínimo de danos.

## 6- Limpeza Pré-Esterilização

Deve ser estabelecida uma rotina, a ser respeitada rigorosamente, para evitar contaminação dos instrumentos esterilizados pelos contaminados. Isso inclui um fluxo, de instrumentos e equipamentos, programado para que a esterilização seja garantida.

Além das luvas grossas domésticas, recomenda-se a utilização de protetores oculares, máscaras e roupas apropriadas no processo de limpeza dos instrumentos<sup>35</sup>. Esta limpeza deve ser realizada o mais rapidamente possível após o término do procedimento, o que evita: 1) secagem de restos orgânicos e dificuldade de remoção posterior, e 2) oxidação (mesmo o aço inoxidável perde o polimento se mantido muito tempo sujo).

Se não forem esterilizados imediatamente, os instrumentos devem ser pelo menos desinfetados em solução apropriada. Os instrumentos cortantes e pontiagudos deverão ser separados antes do envio para a descontaminação e lavagem, em recipientes apropriados.

Segundo SCHUTT & STARSIAK<sup>44</sup>, (1990), o tempo de esterilização varia não só pela posição e tamanho do instrumento, mas também pela qualidade da limpeza prévia.

### 6.1- Descontaminação pré-lavagem

Visa diminuir o potencial de contaminação na lavagem. A ação da escova na lavagem manual promove a formação de aerossóis, e uma descontaminação prévia vem diminuir o risco de contaminação<sup>24, 35</sup>. Na limpeza ultra-sônica esta descontaminação é feita durante o mesmo momento de limpeza.

FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), preconizam a imersão em Glutaraldeído 2% por 30 minutos, com a utilização de pinças, luvas grossas de borracha, recipiente fechado e ao abrigo da luz.

### 6.2- Lavagem

Visa a remoção de toda a matéria orgânica que, se permanecer aderida, prejudica o processo de esterilização.

### 6.2.1- Manual

A lavagem manual deve ser feita com escova de cerdas rígidas e limpas, em água corrente, evitando-se ao máximo os respingos<sup>35</sup>. Deve-se utilizar sabão líquido, pois os sabões em pedra podem formar depósitos insolúveis em água e proteger as bactérias durante a esterilização. Todas as reentrâncias devem ser rigorosamente escovadas e o enxágue é feito em água fria abundante. Após a utilização, as escovas devem ser bem lavadas e esterilizadas, com o cuidado de identificá-las para uso nas mãos ou nos instrumentos. Muito cuidado deve ser dispensado para se evitar ferimentos durante o processo de lavagem<sup>35</sup>.

Segundo FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), a lavagem manual deve ser realizada com água, sabão líquido e escova.

HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), preconiza que a limpeza manual seja realizada somente após o processo de descontaminação.

### 6.2.2- Ultrasônica

Este método é o recomendável pois permite que regiões inatingíveis pela escovação comum sejam devidamente limpas<sup>35</sup>. Os tanques de aço inoxidável com líquido são submetidos à oscilações que geram ondas sonoras de alta frequência. Desta forma são formadas grande número de bolhas microscópicas que implodem e formam diminutas áreas de vácuo, promovendo o efeito de escovação.

O líquido a ser usado no limpador ultra-sônico deve ter efeito detergente e desinfetante, dissolvendo gordura e descontaminando<sup>10, 35</sup>; o ideal é que seja trocada diariamente<sup>35</sup>. Outros requisitos são: 1) não corrosivo; 2) não afetar plásticos e metais; 3) não irritante; 4) inodoro; 5) baixo custo; e 6) não iônico (para garantir bom enxágue).

Os instrumentais devem ser colocados folgadoamente no recipiente, com articulações abertas e desmontados se possível. Os metais de tipos diferentes devem receber a ação ultra-sônica separadamente. O tempo de ação varia de 1 a 10 minutos e as instruções do fabricante devem ser sempre seguidas<sup>35</sup>. O enxágue é realizado com água em abundância.

É importante que o aparelho a ser escolhido apresente baixo ruído, para ser usado dentro da clínica; existem vários tamanhos e modelos no

mercado<sup>35</sup>. As vantagens do processo ultra-sônico, que apresenta utilidade somente para limpeza<sup>35</sup>, sobre o manual são:

- 1) Maior eficiência;
- 2) Reduzida quantidade de aerossóis;
- 3) Menor risco de acidentes;
- 4) Maior limpeza;
- 5) Remoção de oxidações;
- 6) Menor tempo.

HARKNESS & DAVIES, apud GURECKIS et al<sup>18</sup>, (1991), recomendam a limpeza ultra-sônica das brocas diamantadas, porém o pH das soluções deve ser inferior a 11, pois do contrário pode haver corrosão da base e perda de partículas de diamante.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), o ultra-som é mais eficiente na limpeza dos instrumentos, devido a:

- a) Possibilidade de cronometragem;
- b) Evita a formação de aerossóis;
- c) Evita acidentes na lavagem dos instrumentais;
- d) Limpeza uniforme em todo o tanque.

A limpeza ultrasônica é aconselhada por FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), pois apresenta eficiente limpeza mecânica, pela energia vibratória produzida.

### 6.3- Secagem

A secagem pode ser realizada com tecido limpo ou mediante aplicação de ar; isto evita a diluição das soluções esterilizantes, se acaso forem utilizadas, e a corrosão ou descoloração dos instrumentos<sup>35</sup>.

FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), preconizam o enxágue e a secagem com pano limpo, para posterior embalagem.

## 7- Embalagem e Armazenamento

Poucos estudos têm sido realizados para a verificação da eficácia das embalagens dos instrumentais. Existe grande preocupação sobre o tempo que os instrumentais podem ser considerados estéreis, quando empacotados e armazenados. Apesar de instituições como o CDC, AAMI, AORN, APIC tentarem estabelecer normas para o armazenamento dos instrumentais, não existem



comprovações específicas do tempo de esterilidade dos mesmos. Infelizmente, a maioria das instituições não dispõem de recursos financeiros, pessoal e tempo para desenvolver estudos sobre a vida estéril dos instrumentos empacotados. Devido a isso, muitas regras tem sido estabelecidas sem fundamento científico. Porém há necessidade de considerar os seguintes fatores:

- 1) Qualidade do material do pacote;
- 2) Condições de armazenamento;
- 3) Condições de transporte;
- 4) Quantidade de manipulação.

A embalagem deve ser feita visando atender, sem embaraços, a atuação do profissional, de acordo com a preferência individual de cada um, e permitir o devido armazenamento<sup>35</sup>. Algumas sugestões para a embalagem são:

- 1) Bandeja de aço com tampa totalmente fechada (deverá estar entreaberta para penetração do calor durante a esterilização, e depois fechada);
- 2) Bandeja de aço sem tampa, em envelope de papel transparente (permite visualização do conteúdo);
- 3) Bandeja de aço com tampa perfurada (deslocável para abertura e fechamento);
- 4) Bandeja transparente (permite visualização do conteúdo);
- 5) Pacote individual para cada instrumento;
- 6) Pacote para grupo de instrumentos.

Independente do tipo de embalagem utilizada, deve haver identificação da data da realização do processo de esterilização e do conteúdo da embalagem<sup>35</sup>.

Para os instrumentos embalados em pacotes de papel recomenda-se nova esterilização a cada 4 ou 6 meses; já os embalados em plástico ou nylon, selados com fita ou por calor, permitem armazenagem por até um ano.

O ideal é a esterilização dos instrumentos imediatamente antes de cada cirurgia, mas isso não é aplicável, principalmente nos grandes centros médicos. Por isso, a embalagem deve permitir a estabilidade da cadeia estéril. O local de armazenamento deve apresentar fluxo de ar mínimo, como num armário ou gaveta desinfetados, longe de passagem movimentada e ambientes úmidos (pias).

BUTT et al.<sup>8</sup>, (1991), realizaram um estudo para avaliar o tempo de permanência estéril dos instrumentais submetidos aos devidos processos de

esterilização e embalados em: 1) envelopes ou pacotes de papel (Kraft); 2) bolsa de couro; e 3) envoltório de nylon. Sete mil e duzentos pacotes foram preparados, sendo a metade (3.600) como grupo controle e a outra (3.600) como grupo de prova (1.200 para cada tipo de embalagem); cada embalagem contendo três bastões de vidro (0,6cm x 7,6 cm) simulando os três instrumentais de exame clínico odontológico. Após a esterilização, realizada em autoclave (122°C / 20 minutos), sob as instruções do fabricante e com cronometragem do tempo, metade dos pacotes do grupo controle foram abertos e submetidos a testes de contaminação bacteriana. A outra metade foi sorteada aleatoriamente e guardada para utilização operatória. No transcorrer de um período de 12 meses, mensalmente eram abertos 100 pacotes para análise. A diferença de contaminação entre os pacotes do grupo controle não foi significativa. Entre os do grupo controle e os de prova a diferença de contaminação foi insignificante para as embalagens de Papel Kraft (0,4% e 0,7%, respectivamente) e Bolsa de Couro (0,2% e 0,2%, respectivamente). Já entre os do grupo controle e os de prova para o envoltório de Nylon a diferença é significativa: 0,3% e 1,5%, respectivamente. Esta diferença significativa nas embalagens de Nylons não foi atribuído ao tempo de estocagem, mas sim a dificuldade de remoção dos bastões de vidro de modo estéril, uma vez que depois da autoclavagem o Nylon fica enrugado, colabado e parcialmente opaco. O resultado mais importante conseguido é o fato de não haver tendência de aumento de contaminação dos pacotes em função do tempo, o que indica que o armazenamento por períodos longos de até 12 meses não é prejudicial à integridade estéril.

LANDMARK, (1971) e MALLISON & STANDARD, (1974), apud BUTT et al.<sup>8</sup>, (1991), sugeriram vários materiais e métodos de empacotamento e armazenamento, seguros para garantir esterilidade de 2 a 9 meses.

## 8- Monitorização

Este procedimento deveria ser mais difundido nos ambientes odontológicos. O controle tempo/temperatura, para as estufas, e do tempo/temperatura/pressão, para as autoclaves, pode ser falho e não garante que houve realmente esterilização. A detecção de falhas no processo deve ser realizada regularmente mediante monitorização<sup>35</sup>.

Conforme COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), estes são os problemas mais frequentes no processo de esterilização:

- a) Erro do operador;
- b) Embalagem imprópria;
- c) Controle defeituoso do aparelho.

A JADA<sup>28</sup>, (1991) recomenda que exista um arquivo com todos os resultados da monitorização sistemática realizada

#### 8.1- Monitores Químicos.

Este tipo de indicadores, em líquido ou em papel, muda de cor quando o ciclo de esterilização foi completo. Na realidade o objetivo desses indicadores não é “provar” a esterilização, e sim mostrar as condições de processamento do aparelho, garantindo que o material foi submetido às condições ideais de esterilização<sup>10, 28, 30, 42</sup>.

As tiras TST (tempo / vapor d'água / temperatura), comumente utilizadas, mudam de cor quando o ciclo atingiu todos os parâmetros de esterilização; o ideal é que a fita seja aplicada em cada volume separadamente. Outros tipos de indicadores estão comercialmente disponíveis. Pelo menos um deles deveria ser utilizado rotineiramente, com os resultados devidamente registrados.

#### 8.2- Monitores Biológicos.

Este tipo de monitorização, ao contrário do anterior, está indicado para “garantir” a esterilização, e deveria ser usado em larga escala, pelo menos semanalmente, nos consultórios odontológicos<sup>22, 28, 35, 42</sup>.

Com data de vencimento a ser observada, os indicadores biológicos devem ser colocados nos locais de maior dificuldade de acesso ao vapor e/ou calor, como nos fundos das bandeijas ou dentro dos sacos<sup>24, 30</sup>. Após o ciclo, o indicador é enviado para a cultura; alguns tipos permitem o cultivo na própria clínica<sup>42</sup>.

Os indicadores biológicos consistem de esporos bacterianos, as formas mais resistentes dos microorganismos (gênero bacillus). Por serem mais resistentes, sua aniquilação indica que as demais formas de vida microbiológica também o foi<sup>10, 22, 42</sup>. Dois tipos de esporos são utilizados para esta finalidade: o *Bacillus stearothermophilus*, para autoclave e quimiclave, e o *Bacillus subtilis*, para a estufa<sup>22</sup>.

Segundo SCHUTT & STARSIAK<sup>44</sup>, (1990), os dois métodos realmente eficientes utilizados para a verificação da eficácia da esterilização são os indicadores químicos e os biológicos, porém não estão facilmente disponíveis no comércio. Recomendam, então, que se utilize um termômetro para, pelo menos, garantir a temperatura adequada.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), recomendam a utilização de monitores biológicos, pois somente a destruição dos esporos indica que o processo é realmente eficaz.

Em editorial, a JADA<sup>28</sup>, (1991), demonstra a regulamentação do processo de monitorização em alguns estados norte-americanos:

- FLÓRIDA (Departamento de Controle Profissional)

Estabelece a verificação da efetividade do equipamento, através de monitorização biológica, pelo menos a cada 40 horas de uso do equipamento, ou a cada 30 dias, sempre seguindo as instruções do fabricante.

- OREGON (Conselho Odontológico Estadual)

Estabelece a monitorização biológica mensal.

- WASHINGTON (Conselho Odontológico Estadual)

Estabelece monitorização biológica semanal.

HASTREITER et al.<sup>22</sup>, (1991), e HARDIE<sup>36</sup>, (1992) recomendam o uso de monitor biológico semanalmente.

## 9- Desinfecção

A desinfecção consiste de um processo de destruição parcial de microorganismos patogênicos ou saprófitas<sup>2, 24</sup>; esta redução em número visa evitar a possibilidade de disseminação dos agentes patogênicos<sup>35</sup>. O ideal seria a aniquilação de todos os microorganismos, mas um baixo nível de probabilidade de infecção é aceitável. Muitos microorganismos tornam-se ou são naturalmente resistentes à maioria dos desinfetantes, como o bacilo da tuberculose, o HIV e o HBV<sup>2</sup>. Qualquer resíduo de agente patogênico deve ser considerado como risco de infecção. O agente desinfetante deve ser escolhido criteriosamente, buscando o máximo poder destrutivo.

Segundo HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), como não é possível esterilizar tudo, a desinfecção é aceitável para: mãos, superfícies, alguns instrumentos, materiais de moldagem, equipamentos e sistemas de aspiração.

Existem vários mecanismos de ação dos agentes desinfetantes sobre os microorganismos: 1) dano na membrana celular com perda de constituintes celulares (clorexidina, compostos de amônios, fenóis, álcoois), 2) dano da membrana celular com bloqueio (glutaraldeído, formaldeído), e 3) oxidação (halogênios).

Como não é possível avaliar a efetividade dos vários agentes desinfetantes no ambiente odontológico, como num laboratório, as instruções do fabricante devem ser seguidas criteriosamente. Existem limites de segurança estabelecidos para os agentes desinfetantes, porém no preparo, estoque e uso podem ocorrer alterações que prejudicam seu potencial antimicrobiano. Alguns fatores determinam a eficácia de ação dos desinfetantes, e são:

1) Contato satisfatório: Deve haver contato do agente desinfetante com as superfícies contaminadas; restos orgânicos, gordura e ar podem impedir esse contato. Portanto, a lavagem de instrumentos e/ou superfícies contaminados é pré-requisito indispensável da desinfecção.

2) Neutralização: muitas substâncias podem neutralizar o desinfetante (sabões, detergentes, cândida).

3) Concentração: para ser adequada, a mistura necessita de muita precisão.

4) Estabilidade: alguns agentes são instáveis quando diluídos ou armazenados por muito tempo; devido a isso, o preparo deve ocorrer no momento da utilização, marcando-se a data do vencimento.

5) Velocidade de ação: normalmente é proporcional à sua concentração.

6) Variação de ação: sobre os tipos de microorganismos patogênicos.

7) Não tóxicos e inodoros: atributos desejáveis.

8) Custo: importante, mas a qualidade deve estar acima de tudo.

Os agentes normalmente usados são:

### 9.1- Glutaraldeído

Encontrado em solução aquosa de 2,0 a 3,2 %, o glutaraldeído é desinfetante em 30 minutos. Tem amplo espectro e pode ser usado também como esterilizante, acima de 10 horas<sup>2, 16, 35</sup>. São comercializados nas seguintes formas: Alcalino, Neutro, Ácido e Fenólico. Dependendo da marca, sua vida varia de 14 a 30 dias, dependendo da contaminação orgânica ou por água<sup>10, 16</sup>.

Tem cheiro forte e é irritante para pele, olhos e mucosas, o que exige ventilação adequada e utilização de pinças e luvas. Por ser potencialmente

cancerígeno, o recipiente de permanência deve ser de plástico e possuir tampa<sup>2</sup>

16

Após retirados da imersão, os instrumentos devem ser lavados abundantemente, e em água esteril, para remoção dos aldeídos potencialmente cancerígenos e manutenção da cadeia asséptica, respectivamente<sup>2, 35</sup>. Somente a imersão em álcool não é suficiente para a remoção dos resíduos do produto. Após secagem com tecido esteril, os instrumentos serão devidamente acondicionados em caixa também esteril.

Efetivo contra esporos, bacilos resistentes ao álcool e ácido, e contra grande variedade de vírus, é uma alternativa de esterilização para materiais sensíveis ao calor (estufa) ou à corrosão (autoclave / compostos clorados).

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), recomendam o uso do Glutaraldeído somente quando o instrumento é sensível ao calor e pode ser submerso totalmente; este método, porém, não deve substituir a esterilização pelo calor seco ou úmido, para os instrumentos que suportam esses processos.

## 9.2- Compostos de Cloro

Os compostos clorados são ativos mediante a presença do Ácido Hipoclorídrico (HOC1), que promove oxidação de substâncias, resultando em cloretos inativos (p.ex. cloreto de sódio). O hipoclorito tem cheiro forte (cloro gasoso), causa manchas e danos a muitos tecidos e corrosão de metais (inclusive o aço inoxidável)<sup>16</sup>.

As soluções aquosas de hipoclorito devem ser preparadas diariamente, diluídas somente na hora do uso, pois alguns fatores reduzem sua atividade: 1) exposição à luz; 2) altas temperaturas; e 3) longo armazenamento. A potência dos hipocloritos deve-se a presença do cloro disponível e é medida em ppm (partes por milhão). Sua atividade se dá em pH 5-8; quanto mais alcalino menor a potência, pela formação de íons hipocloritos inativos (OC1). As embalagens devem ser bem fechadas e guardadas ao abrigo de ar, luz e calor, para evitar a perda de cloro ativo<sup>16</sup>.

Na concentração de 1% é desinfetante em 30 minutos, sendo ativo contra os vírus HBV e HIV. Está indicado para instrumentais não-metálicos, pisos, bancadas e paredes. A água sanitária em concentração 2,5 a 5% deve ser diluída na proporção de uma parte do produto para duas de água.

Conforme os trabalhos de SENIA et al., apud NEAVERTH et al.<sup>37</sup>, (1991), 30 segundos de imersão em hipoclorito de sódio 5,25% é suficiente para desinfetar cones de guta-percha contaminados com *Staphylococcus epidermitis*, *Corynebacterium xerosis*, *Eschericia coli* e *Streptococcus faecalis*. Contra o *Bacillus subtilis*, nas formas vegetativa e esporulada, é necessário 45 e 60 minutos de imersão, respectivamente.

RUDD et al., apud NEAVERTH et al.<sup>37</sup>, confirmam que o hipoclorito 5,25% é suficiente na desinfecção de próteses totais, em imersão por 5 minutos. Este tempo muito acima do encontrado por SENIA deve-se à superfície irregular da prótese, enquanto os cones têm superfície lisa.

### 9.3- Dióxido de Cloro

Este agente pode também ser usado como esterilizante, devido ao seu poder de oxidação superior aos compostos de cloro, mesmo para esporos, independentemente do pH.

### 9.4- Iodóforos

Devido ao seu baixo grau de toxicidade, efeito prolongado, baixo custo e odor não-desagradável é, juntamente com os hipocloritos, um dos desinfetantes mais utilizados. Em soluções concentradas existe pouco iodo livre; encontra-se aprisionado em um agente de superfície e somente é liberado quando diluído. A diluição adequada é muito importante (1 / 213), podendo ser feita em água ou álcoois; nestes últimos existe evaporação muito rápida. Em temperaturas acima de 30°C ocorre sua decomposição e a liberação de vapor de iodo.

### 9.5- Fenóis

Atuando como venenos protoplasmáticos, os fenóis precipitam proteína e atacam a parede celular. Nas formulações mais antigas os vírus hidrofílicos e os esporos bacterianos não eram suscetíveis à sua ação; recentes combinações possibilitam a destruição desses microorganismos. São indicados principalmente na presença de matéria orgânica (por ex., vômito e sangue em pisos).

### 9.6- Alcoóis

Os álcoois etílico e isopropil são ineficazes contra os esporos bacterianos, sua atividade é irregular contra vírus, são inativados por matéria orgânica, e evaporam muito rapidamente deixando efeito residual mínimo. Outros químicos podem ser combinados para suplantar essas desvantagens, como os fenóis<sup>42</sup>.

A utilização dos álcoois, normalmente antisépticos, como desinfetantes, deve-se à: 1) Baixo custo; 2) Ação não corrosiva; e 3) Evaporação sem resíduo. Embora efetivo para o HIV, não está indicado para o HBV<sup>16</sup>. Combinado com o Iodo a 2% tem resultados mais satisfatórios.

Para obtenção de álcool 77°GL é ideal a utilização do alcoômetro, mas próximo disso está a proporção de 3 partes de álcool para 1 de água destilada.

FANTINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), preconizam que antes do atendimento de cada paciente sejam desinfetados com álcool 77°GL, pela ordem: bandeja, peça de alta rotação, micro-motor, seringa triplice, tampo da mesa operatória, alça do refletor, alavanca e comando da cadeira.

#### 9.7- Álcool combinado com Gliconato de Clorexidina

Esta combinação visa associar a evaporação do álcool com o alto poder desinfetante da clorexidina. Seu modo de utilização requer duas aplicações em spray, sendo a primeira removida para limpeza de restos orgânicos e proteínas, e a segunda deixada secar livremente.

#### 9.8- Oxidantes

Estes produtos incluem o peróxido de hidrogênio, peróxido de potássio, perborato de sódio e o permanganato de potássio. São apresentados em pó para dissolução em água e uma vez diluídos perdem sua atividade rapidamente.

Tabela da ADA para os químicos Desinfetantes / Esterilizantes, segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991):

| <u>Produto</u><br>(nome comercial) | <u>Desinfecção</u><br>(minutos) | <u>Esterilização em</u><br>(hora)<br><div>=IMERSÃO=</div> | <u>Vida útil</u><br>(dia) | <u>Aceito ?</u><br>(ADA) |
|------------------------------------|---------------------------------|-----------------------------------------------------------|---------------------------|--------------------------|
|                                    |                                 |                                                           |                           |                          |



|                        |       |      |              |     |
|------------------------|-------|------|--------------|-----|
| - Multicide Plus       | 20    | -    | não          | não |
| - CoeSteril ColdSpor   | 10    | 6-12 | 30           | sim |
| - Sporidicin           | 10    | 6 ¾  | 1-14 / 15-30 | sim |
| - Glutarex             | 10    | 10   | -            | sim |
| - Banicide             |       |      |              |     |
| Sterall                |       |      |              |     |
| Wavicide 01            | 30    | 10   | 30           | sim |
| - Cidex Plus           | 20    | 10   | 28           | sim |
| - Cidex 7              | 90    | 10   | 28           | sim |
| - Germ-X               | 10    | 10   | -            | sim |
| - Baxter               |       |      |              |     |
| Omnicide               |       |      |              |     |
| Glutall                |       |      |              |     |
| K-Cide                 |       |      |              |     |
| Procide                | 45    | 10   | 28           | sim |
| - Coexide XL           |       |      |              |     |
| Maxicide               |       |      |              |     |
| Metricide              |       |      |              |     |
| Protec-top             |       |      |              |     |
| Vitacide               | 20    | 6    | 30           | sim |
| =SUPERFÍCIE=           |       |      |              |     |
| - Alcide LD            | 3     | não  | não          | sim |
| - Exspor               | 3     | 6    | não          | -   |
| - Bleach               | 10    | não  | não          | não |
| - Sporidicin           |       |      |              |     |
| BrandSpray             | 10    | não  | não          | sim |
| - Lysol Spray          | 10    | não  | não          | sim |
| - Coe Spray            | 10    | não  | não          | não |
| - Procide Spray        | 10    | não  | não          | sim |
| - Sterall Spray        | 30    | não  | não          | não |
| =IMERSÃO E SUPERFÍCIE= |       |      |              |     |
| - Biocide              |       |      |              |     |
| Surf-A-Cide            | 10-25 | não  | não          | sim |
| - Iodifive             | 5     | não  | não          | sim |
| - Omni II              |       |      |              |     |

|                    |    |     |     |     |
|--------------------|----|-----|-----|-----|
| Vitaphene          | 10 | não | não | sim |
| - Asepti-phene 128 |    |     |     |     |
| Cidaldent          | -  | não | não | não |

### 9.9- Desinfecção de Superfícies

A desinfecção das superfícies é um passo muito importante no controle de infecção. O ambiente torna-se contaminado tão logo se inicia o procedimento cirúrgico; muito mais se for utilizada peça de mão com aerossol. Os aerossóis podem atingir até 1 metro em torno do campo operatório; portanto, todos os móveis, equipamentos e acessórios dentro ou ao redor da zona de tratamento podem tornar-se altamente contaminados. Para facilitar o processo de desinfecção, as superfícies são classificadas em:

#### 1) Zona de tratamento.

Esta área é composta pela superfície da mesa operatória e regiões adjacentes, e deve receber higiene apurada, com desinfecção no início do atendimento e entre cada paciente. No ambiente cirúrgico todos devem conhecer os limites desta área.

A desinfecção pode ser feita com compostos de cloro (hipoclorito diluído / se a superfície não for metálica), iodóforos ou fenóis sintéticos<sup>10</sup>. O glutaraldeído não é tão eficiente para superfícies; e os álcoois não são mais recomendados para desinfecção. Recomenda-se que o produto seja borrifado ou passado com esponja em duas etapas<sup>42</sup>. Na aplicação inicial o desinfetante é neutralizado pela matéria orgânica; a superfície é então limpa com toalha de papel descartável. Novamente o desinfetante é aplicado em todas as superfícies, principalmente nas reentrâncias; nesta segunda aplicação é que será garantida a desinfecção verdadeira<sup>10, 24, 42</sup>.

As superfícies da zona de tratamento com possibilidade de serem tocadas podem receber cobertura descartável (plástico aderente) ou bandejas, tendo-se o cuidado de não contaminar o objeto abaixo na sua remoção. Essas barreiras descartáveis são muito mais práticas e eficientes que os processos de desinfecção química.

#### 2) Zona limite de tratamento.

Nesta área os materiais e instrumentos devem ser mantidos cobertos quando não estão sendo utilizados; esta cobertura é trocada nos

intervalos entre os pacientes. Se não estiverem cobertas, essas superfícies devem ser desinfetadas após cada paciente. Os materiais encontrados aqui incluem as peças de mão (suporte e mangueira), seringa triplice (suporte e mangueira), aparelho de raios X (botões, cabeça, cilindro, porta-filme), aparelho de profilaxia (suporte e mangueira), refletor (suporte e interruptor), sugador, cuspideira (superfícies e cuba), mocho, e cadeira (apoio da cabeça, braços, controles).

### 3) Zona periférica

Esta zona abrange as superfícies distantes da zona de tratamento, como chão, paredes e em cima dos armários. Podem ser limpas e desinfetadas no final do expediente, pois não ficam em contato com o paciente ou expostas a grande quantidade de material infectado.

Sangue derramado deve receber a aplicação imediata de hipoclorito de sódio 2%<sup>7</sup>.

Segundo HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), as superfícies devem ser determinadas entre quais serão ou não tocadas no procedimento a ser executado. Todas as que forem tocadas devem ser devidamente desinfetadas no intervalo entre os pacientes. Também é importante o cuidado de manter ventilação adequada do ambiente e o uso de luvas grossas de borracha ao se usar os produtos desinfetantes, que são irritantes para mucosa respiratória e pele.

CHRISTENSEN et al., (1989) apud HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), demonstrou que o álcool etílico 70° apresenta atividade antimicrobiana de amplo espectro. Já MOLINARI et al (1988), apud HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), recomenda a adição de iodóforos no álcool, ou a utilização do hipoclorito para desinfecção mais efetiva de superfícies.

Segundo WOOD<sup>51</sup>, (1993) , ainda é incerta a possibilidade de infecção pela contaminação das superfícies, mas os estudos sobre o assunto devem ser considerados. Muitas propostas têm sido apresentadas para desinfecção de superfícies, o que mantém os profissionais confusos: o Álcool não é eficiente! O glutaraldeído é tóxico! O hipoclorito de sódio é corrosivo! Os iodóforos mancham! Há necessidade de mais estudos e maior esclarecimento sobre o assunto.

## 9.10- Desinfecção de Equipamentos

Muito cuidado deve ser dispensado na desinfecção dos equipamentos. O ato de se borrifar o agente químico pode resultar em poluição ambiental e risco à saúde. Devido a isso, recomenda-se a utilização de uma toalha como anteparo nas aplicações, para absorção do excesso do produto. A mesma toalha serve para limpeza do equipamento antes da segunda aplicação.

Em grandes peças do equipamento ou em peças que necessitariam imersão para desinfecção ou esterilização, mas que não podem ser submetidas a isso, pode-se fazer uso da técnica que recomenda o envolvimento do objeto com uma gaze saturada com o desinfetante e envolta em um saco plástico, mantendo o íntimo contato do produto com a superfície do objeto, durante o tempo que for necessário.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), recomendam que se dê preferência às coberturas das superfícies, podendo ser com folhas de alumínio ou plástico, evitando a necessidade de desinfecção excessiva de superfícies e equipamentos, muito trabalhosa.

#### 9.10.1- Desinfecção de Peças de Mão.

As peças de mão incluem alta-rotação, micro-motor, contra-ângulo de baixa rotação e seringa triplice. O ideal é a esterilização desses itens<sup>35</sup>; porém a realidade mostra a deficiência da maioria dos instrumentos apresentados no comércio, que não suportam a aplicação rotineira de um processo de esterilização. Devido a isso, a maior parte do instrumento deve ser recoberta por material descartável, deixando-se na ponta ativa o mínimo de superfície descoberta, que deverá ser submetida à desinfecção eficiente.

Conforme SAFATI<sup>41</sup>, (1991), a esterilização das peças de mão para o atendimento de cada paciente está fora da realidade. Isto deve-se à: custo do equipamento, redução da vida útil, maior tempo, e não resistência à autoclavagem. Também, só a limpeza não satisfaz ao anseio do paciente. Por isso, o autor recomenda a utilização de folhas de papel alumínio, estéreis, para cobertura da maior porção da peça de mão. As superfícies descobertas, que são mínimas, serão desinfetadas. A folha é trocada para cada paciente, podendo ser re-esterilizada.

FATINATO et al.<sup>16</sup>, (1992), recomendam a limpeza das peças de mão com gaze saturada em álcool, após o uso; com outra gaze saturada, o produto deve ser esfregado com vigor no instrumento. Finalmente, uma gaze

saturada deve ser enrolada na extremidade da peça de mão e permanecer firme, em íntimo contato, coberta por uma dedeira de borracha, por 30 minutos.

HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), recomenda que os instrumentos rotatórios e as seringas triplices, que não podem ser submetidas à esterilização, recebam limpeza e posterior desinfecção com gaze saturada com desinfetante, envolvendo firmemente a peça de mão, e envoltas por um plástico. O tempo de contato da gaze com a peça de mão deve ser cronometrado, conforme as instruções do fabricante. Deve-se enxaguar a peça para evitar irritação dos tecidos bucais.

WOOD<sup>51</sup>, (1993), apresentando muitas controvérsias nas práticas de controle de infecção propostas atualmente, recomendam que mais estudos sejam executados, pois a maioria das peças de mão atualmente disponíveis no mercado não permite sua esterilização.

HARDIE<sup>20, 21</sup>, (1992), preconiza simplesmente a limpeza total e desinfecção de baixo nível para as peças de mão, podendo ser usado o álcool, juntamente com lubrificação adequada. Segundo ele, não está claro e comprovado o potencial infectivo dessas peças.

EPSTEIN et al.<sup>14</sup>, estudaram o processo de desinfecção como meio de neutralizar o vírus HSV (Herpes simplex), concluindo: a) a desinfecção é suficiente para destruir os vírus com potencial patogênico, como o HIV e o HSV; b) os estudos epidemiológicos não confirmam a necessidade de esterilização das peças de mão; c) estes achados não podem ser extrapolados para o HBV, pois este vírus é mais resistente (apesar da ausência de um sistema eficaz para realização de experimentos com o HBV).

#### 9.11.2- Unidade Central de Água

O cirurgião-dentista utiliza seringa triplice e pontas rotatórias com água oriunda de recipientes pressurizados, que podem ser fonte de infecção, pois os microorganismos podem sobreviver e se multiplicar nas áreas estagnadas dos recipientes<sup>24</sup>. Isso deve-se principalmente à retração da água no desligamento do sistema, por pressão negativa. É recomendável, portanto, que todos os sistemas modernos possuam válvulas anti-retração<sup>35, 36</sup>.

No início das atividades do dia, as mangueiras devem ser limpas, fazendo-se acionar o equipamento, para que a água passe, por pelo menos 30

segundos a 1 minuto antes do uso<sup>36</sup>. Se estiver inativo por dias, o fluxo de água deve ser de aproximadamente 5 minutos.

Alguns equipamentos permitem o acionamento de um reservatório acessório, com solução desinfetante, mediante válvula independente. Este sistema permite que o interior das mangueiras de água e o ducto da peça de mão recebam a passagem do agente desinfetante (sistema Flush). Esse processo pode ser aplicado para todas as peças de mão, tendo o cuidado de acionar a peça após a desinfecção, para impedir resíduos do produto na cavidade bucal do paciente.

Outros equipamentos possuem desinfecção automática do sistema de água, que é realizada mediante programação prévia. A retenção do produto desinfetante no sistema, sendo empurrado para a boca do paciente, e a dificuldade de adequação dos químicos para utilização no processo têm levado à recusa da sua utilização.

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), os equipos devem possuir válvulas anti-retração para as mangueiras de água. Isso evita que partículas de saliva, aspiradas no desligamento do sistema, sejam liberadas na boca do próximo paciente. Após 1984, a maioria dos equipamentos já as possui; os mais velhos podem receber em acoplamento.

FANTINATO et al., (1992), apud FANTINATO et al.<sup>15</sup>, (1995), encontraram níveis de microorganismos muito acima do permitido (500 UFC/ml) nos reservatórios de água de equipos odontológicos.

Segundo MOLINARI<sup>36</sup>, (1994), nos casos de cirurgias, onde as feridas abertas receberão lavagem, como nos cortes de tecidos duros com brocas, é necessário a irrigação com água estéril ou soro fisiológico. Para a realização deste procedimento utiliza-se seringa com agulha.

FANTINATO et al.<sup>15</sup>, (1995), realizaram um estudo para avaliar a eficácia do Calbenium, um produto francês que, segundo o fabricante, elimina bactérias, fungos e vírus, quando adicionado à água. Produzido especificamente para reservatórios d'água, o Calbenium apresenta concentração de 0,2%, composto por EDTA, cloramina, cloreto de benzalcônio, alantoína, aspartame, menta e sorbitol. Os resultados mostraram eficiência do produto na descontaminação dos reservatórios de 10 equipos durante 28 dias.

WILLIAMS et al.<sup>50</sup>, (1994), confirmaram o potencial de infecção das unidades de água, em estudos que incluíram 24 equipos odontológicos. Uma vez

desinfetados os reservatórios de água, assim permaneceram por pelo menos uma semana, tempo este recomendado para desinfecção periódica.

#### 9.11.3- Sugadores

O sistema de aspiração requer cuidado extremo, pois consiste numa grande fonte de contaminação, mas é um acessório indispensável no ato operatório<sup>11</sup>. As mangueiras e todo o sistema deve ser acionado com água após cada paciente; recomenda-se ainda a desinfecção nos intervalos. Ao final do expediente, todo o sistema deve ser desinfetado com um produto adequado, fazendo permanecer um pouco da solução desinfetante, para reduzir a proliferação noturna dos microorganismos.

Em sugadores portáteis, os recipientes devem ser esvaziados no dreno principal ou em uma pia, evitando respingos. Após a lavagem, esses recipientes devem ser desinfetados com hipoclorito de sódio.

HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), recomenda sucção forçada de água no final do expediente, e desinfecção uma vez por semana.

WATSON & WHITEHOUSE<sup>48</sup>, (1993), estudaram a possibilidade de contaminação pelo sugador de saliva. Seus experimentos mostraram que pode haver retorno de porções de saliva sugadas, o que se traduz em fonte de infecção. Recomendam que os pacientes não fechem os lábios ao redor da ponta do sugador; os tubos de sucção devem ser enxaguados e desinfetados entre cada utilização. Como prevenção de retorno de líquido, preconizam a instalação de válvula anti-retração e/ou a confecção de um orifício na ponta do sugador, que impeça a formação de vácuo maior no interior da boca que no interior do tubo.

Segundo EDWARDS<sup>11</sup>, (1993), dois são os fatores essenciais para a eficiência da bomba suctora: 1) Volume do fluxo de ar em pés por minuto; e 2) Pressão do vácuo em polegadas de mercúrio.

#### 9.11.4- Equipamentos e Filmes Radiográficos

A cobertura do aparelho de raios X deve ser feita principalmente no cilindro localizador, e ser descartada após cada uso. Além disso, uma rotina deve ser estabelecida para o cuidado no processamento dos filmes no laboratório escuro, evitando qualquer contaminação. Recomenda-se que os envoltórios dos filmes sejam abertos com as luvas, mas os filmes não devem ser tocados. Uma vez os filmes posicionados fora, os envelopes devem ser

descartados e as luvas removidas. Existem alguns tipos de luvas de plástico delicado, descartáveis, utilizadas especialmente para esta finalidade, que serão descartadas juntamente com os invólucros dos filmes intra-bucais.

Outra maneira de impedir contaminação pelos filmes radiográficos intra-bucais é o envolvimento dos mesmos com um plástico delicado (tipo rolopak) antes da sua utilização<sup>24</sup>. Após a exposição, remove-se o plástico protetor, remetendo o filme com o envelope sem contaminação para o processamento. Alguns modelos comercialmente disponíveis já possuem este plástico acessório, porém apresentam o inconveniente de bordas com soldas mais largas, que machucam mais. Já o rolopak assenta-se perfeitamente, sem aumentar ainda mais o volume das bordas do filme.

NEAVERTH et al.<sup>37</sup>, (1991), analisando a eficácia do hipoclorito 5,25% na desinfecção de filmes radiográficos intra-bucais, concluíram que 30 segundos de imersão é suficiente para desinfecção satisfatória, e deveria ser utilizado como rotina no controle de infecção.

PACKOTA & KOMIYAMA<sup>38</sup>, (1992), em seus estudos, comprovaram a eficácia do método de desinfecção para os filmes radiográficos da seguinte forma: aplicação do desinfetante (com gaze saturada) + limpeza + nova aplicação do desinfetante (deixando secar). O uso do desinfetante uma única vez apresenta efetividade menor; a limpeza simples é menos eficiente ainda.

#### 10- Antissepsia Bucal

Para a redução da flora bucal é recomendável a utilização de um produto anti-séptico para bochecho, 2 a 3 minutos antes de qualquer intervenção<sup>15</sup>, como a clorexidina 0,2%<sup>42</sup>.

COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), recomendam a utilização do Gluconato de Clorexidina 0,12% em bochechos, minutos antes da intervenção, o que permite a redução dos microorganismos bucais. Os estudos iniciais de antissépticos bucais são aproximadamente do ano de 1970; depois disso, poucos mais foram desenvolvidos. A ADA não incluiu esse procedimento em seus guias de controle de infecção de 1986 e 1988. Mas a AHA (American Heart Association / Associação Americana do Coração) recomenda a sua utilização como meio profilático para a endocardite bacteriana.

FANTINATO et al.<sup>15</sup>, (1995), estudando o produto Calbenium como anti-séptico em bochechos, concluíram que houve redução em 10 vezes no número de bactérias aeróbicas e anaeróbicas na saliva. Propõem sua utilização



diretamente pela seringa tríplice, já que o produto é indicado também para descontaminação de reservatórios de água, e não apresenta reação alérgica.

## 11- Descarte do Lixo

Além dos cuidados para o descarte dos instrumentos cortantes e pontiagudos, os detritos sólidos e líquidos também devem receber atenção especial. Detritos líquidos, como sangue e líquidos sugados, devem passar por decantação em um dreno ligado diretamente ao sistema de esgoto<sup>42</sup>. Já os detritos sólidos devem ser embalados em sacos plásticos impermeáveis, previamente ao seu descarte no lixo<sup>42</sup>.

Jamais o lixo clínico, como o hospitalar, deve ser misturado com o doméstico<sup>42</sup>. Até o saco plástico final deve ser devidamente identificado como possuidor de lixo cirúrgico, e a coleta feita separadamente. Existem regulamentações regionais para o descarte desse tipo de lixo, e que devem ser seguidas rigorosamente, evitando-se processos criminais.

## 12- Lavanderia

É indispensável que seja separado o ambiente de higiene pessoal daquele da lavagem e preparação dos instrumentais. A mesma pia não pode servir às duas finalidades<sup>16</sup>.

A pia para lavagem das mãos deve apresentar dispositivo que permita a abertura e o fechamento da água sem o toque das mãos. Existem dispositivos para acionamento pelos cotovelos ou pelos pés, ou ainda eletrônicos (sensor infra-vermelho)<sup>16</sup>.

As instalações de uma lavanderia propriamente dita devem estar disponíveis à qualquer momento, possibilitando que as roupas contaminadas recebam imediatamente o tratamento adequado. Tão logo estejam disponíveis, as roupas contaminadas devem ser embaladas em sacos impermeáveis no próprio ambiente cirúrgico, e daí serem transportadas para a lavanderia. Toda a manipulação deve ser realizada com luvas grossas de borracha. O ciclo de lavagem deve obedecer as recomendações do fabricante do detergente. Sapatos e artigos de couro devem ser escovados com sabão líquido e água quente.

Tecidos contaminados com sangue devem ser mergulhados em solução na proporção 1 para 2 de hipoclorito (água sanitária) e água, por 30 minutos, antes da lavagem.

### 13- Infecção Laboratorial

Os materiais enviados ou recebidos dos laboratórios, quer dentais ou patológicos, devem receber atenção especial, para eliminar os riscos de infecção no transporte e dentro do laboratório, que, apesar de pequenos, são reais<sup>51</sup>.

As moldagens podem conter microorganismos ativos por horas ou dias, devendo ser lavados suavemente em água corrente, para remoção de sangue e saliva, antes do transporte<sup>42</sup>.

A desinfecção das moldagens pode ser feita pela imersão em glutaraldeído, hipoclorito de sódio, iodóforos ou fenóis sintéticos, de 10 minutos a 10 horas, dependendo da recomendação do fabricante e da legislação, se houver; exige-se cuidado na desinfecção, pois não existe ainda muita clareza sobre os efeitos dos diferentes desinfetantes sobre a estabilidade dos materiais de impressão<sup>51</sup>.

Os alginatos perdem detalhe de superfície quando submetidos à ação desinfetante do glutaraldeído 2% por 1 hora; já as borrachas de silicone e os elastômeros sofrem pouca alteração dimensional. Alguns alginatos disponíveis comercialmente vêm com desinfetante integrado, bactericida e virucida.

Segundo GERHARDT & SYDISKIS<sup>17</sup>, (1991), as seguintes questões os levaram a analisar a retenção de vírus nas moldagens:

a) Os materiais são naturalmente virucidas ou necessitam de desinfecção?

b) O enxágue é suficiente para remover o risco de contaminação?

c) A composição, textura e superfície dos materiais influem na capacidade de absorver os vírus, e nos procedimentos de desinfecção?

Como resultado de seus estudos, concluíram:

a) Os materiais de moldagem retêm vírus, que podem ser recapturados em laboratório;

b) Impregum, Permlastic, Surgident e Jeltrate retêm vírus, que podem ser transmitidos ao pessoal auxiliar;

c) Reprosil contém um ingrediente virucida, inibindo o crescimento dos vírus;

d) O enxágue das impressões em água corrente elimina, ao menos parcialmente, a quantidade de vírus da superfície dos materiais;

e) Superfícies mais lisas absorvem menor quantidade de vírus e são mais fáceis de desinfetar.

HOLTAN et al.<sup>23</sup>, (1991), estudaram a estabilidade do polivinilsiloxane em moldagens submetidas à ação dos processos de esterilização por autoclave e óxido de etileno, concluindo que:

a) A esterilização por autoclave ou óxido de etileno é um método aceitável. As impressões submetidas devem ser aquelas que não exijam apurado grau de precisão;

b) Deve-se aceitar esse procedimento com precaução, nos casos de confecção de coroas e próteses fixas;

c) Esse procedimento está indicado para as moldagens de estudo, e para confecção de próteses removíveis ou provisórias.

HOVIUS<sup>24</sup>, (1992), recomenda cuidado com os danos produzidos nas moldagens pela imersão por longo tempo em solução desinfetante, e propõe a utilização de hipoclorito 0,1-0,5%, por 10 minutos, como procedimento simples, seguro e eficiente.

Segundo os estudos de KAPLAN et al<sup>29</sup>, que estudaram a atividade do Lysol, um produto à base de álcool com 0,1% de componente fenólico, a atividade desinfetante do produto é efetiva para as impressões em alginatos irreversíveis, necessitando estudos complementares para se determinar o efeito sobre a estabilidade dos materiais de moldagem.

Os aparelhos e próteses vindos do laboratório também devem ser lavados com detergente, enxaguados e desinfetados, antes de serem colocados na boca do paciente<sup>42</sup>.

Os cuidados com a contaminação envolvem também a rotina do laboratório. As roupas devem ser de uso exclusivo no ambiente; é recomendável a utilização de máscaras, protetores oculares e luvas, pelo menos nas situações de aerossóis. A ventilação e/ou exaustão deve ser apropriada, devendo estar separados o ambiente de recepção e o de trabalho. Todo material deve ser desinfetado antes de entrar no ambiente de trabalho, a menos que tenha sido feito na clínica e esteja devidamente embalado. Estas embalagens devem ser descartadas imediatamente para evitar infecção cruzada<sup>42</sup>.

Recomenda-se especial cuidado com o polimento por pedra pomes, uma vez que provoca a formação de aerossol. Para isto, um desinfetante líquido

é apropriado, como 5 partes de hipoclorito para 100 de água, para mistura com a pedra pomes. Esta deve ser nova a cada utilização.

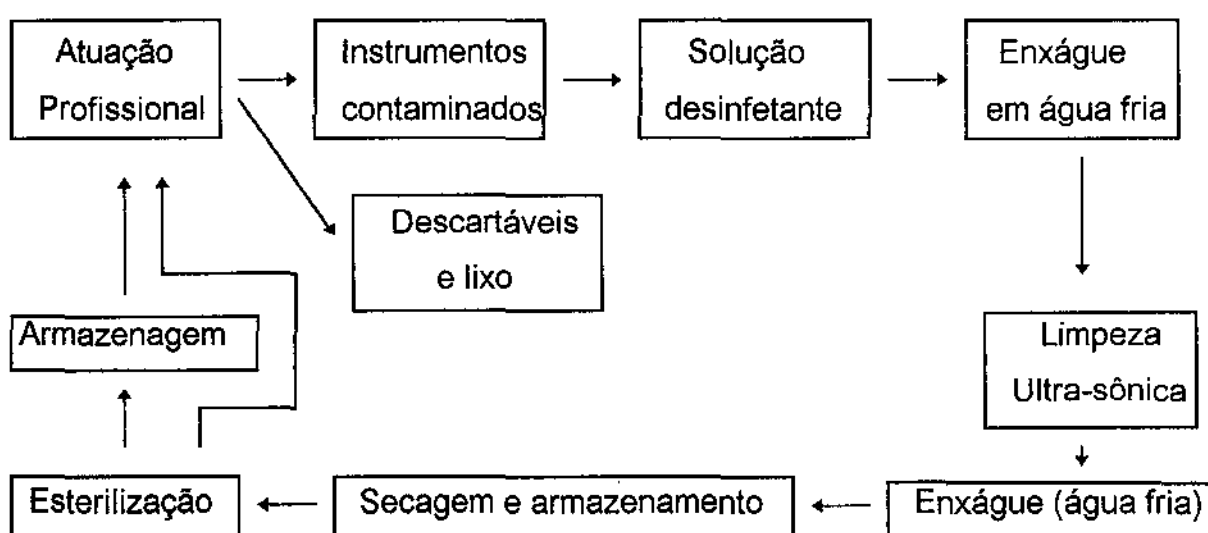
As superfícies do laboratório também exigem desinfecção diária.

#### 14- Circulação dos Instrumentos

A área de circulação deve permitir:

- 1) Separação dos objetos contaminados dos limpos ou esterilizados <sup>24</sup>;
- 2) Armazenamento eficiente dos instrumentos até a sua utilização<sup>35</sup>;
- 3) Facilidade de limpeza e desinfecção;
- 4) Facilidade dos procedimentos.

A circulação dos instrumentos deve seguir o seguinte fluxo:



#### 15- Disposição Ambiental

A disposição do ambiente é importante fator no controle de infecção e algumas sugestões são:

- 1) A área de tratamento deve estar separada da área de circulação e de espera;
- 2) A área de circulação dos instrumentos deve estar separada da sala de espera, da área de tratamento e do laboratório;
- 3) Nas áreas de tratamento, de circulação de instrumentos e no laboratório, utilizar o mínimo de superfícies de madeira, tecidos porosos e papéis de parede texturizados;
- 4) Na área de tratamento o piso deve ser liso, duro, sem rachaduras ou sulcos, e resistir aos desinfetantes químicos;
- 5) Água e recipientes de sabão e desinfetante com acionamento independente das mãos;

6) Receptáculos de lixo recuados e escondidos, e com saco plástico;

7) Controle central de circulação de ar (ideal de três renovações por hora); minimizar o cruzamento de ar dos ambientes e utilizar filtro (troca periódica).

Segundo COTTONE & MOLINARI<sup>10</sup>, (1991), é necessário incluir a disposição do ambiente como um dos itens dos regulamentos do controle de infecção.

## 16- Biopsia

Todos os espécimes a serem enviados ao laboratório devem receber embalagem com segurança. O recipiente deve possuir tampa segura, evitando vazamentos, e ser envolvido por saco plástico impermeável<sup>42</sup>. É importante que se cuide para não contaminar a superfície externa do frasco. A solução utilizada para o material de biópsia é o formaldeído a 10%.

O envio do material pelo correio deve atender às diretrizes dos órgãos competentes, havendo necessidade de etiqueta de alerta claramente visível<sup>42</sup>. Nos casos de alto risco para o HIV e o HBV, deve ser feita a comunicação prévia ao laboratório, que deverá estar de acordo com o recebimento do material.

O saco plástico deverá ser selado por calor ou com fita adesiva; grampos, alfinetes ou clips não servem. O formulário de solicitação não deverá ficar dentro do saco plástico com o espécime, e sim em outro envelope.

## **DISCUSSÃO**

## DISCUSSÃO

O controle de infecções consiste de medidas práticas que tomam tempo e exigem metodologia adequada. É necessário adequação à realidade do profissional, isto é, às condições de atendimento, tipo de clientela e procedimentos realizados. O profissional deve responsabilizar-se em conferir a aplicação dos atos, por ele determinados, no ambiente que lhe compete, passando informações objetivas ao pessoal auxiliar sobre a importância do controle de infecções. É fato que a maioria dos ajudantes de consultório odontológico pouco ou nada têm de formação na área; como leigos, necessitam de supervisão de algum profissional, pois os procedimentos para controle de infecção têm a conotação de insignificância diante de algo desconhecido e invisível. Mas são eles que normalmente cuidam dos procedimentos de controle de infecção; se isso for deixado para o profissional, torna-se praticamente impossível conciliar esse cuidado com a intervenção propriamente dita.

Normalmente a preocupação surge no momento cirúrgico, quando vem à lembrança os riscos de contaminação pelo contato com sangue. O pessoal que atua em cirurgia já inclui todo o preparo prévio no tempo cirúrgico, o que deveria ser feito por todas as áreas de atuação odontológicas. Apesar dos conhecimentos indispensáveis para a manutenção da cadeia asséptica, muitos pormenores passam despercebidos, e periodicamente devem ser reavivados, com análise reflectiva da situação.

A preocupação momentânea paira sobre os procedimentos rotineiros praticados pelo cirurgião-dentista, excluídos os cirúrgicos, pois aí está a negligência ou ignorância da maior parte dos profissionais. Mesmo sabendo-se do potencial de contaminação da saliva, durante muitos anos poucos foram os trabalhos desenvolvidos no sentido de demonstrar e provar a necessidade de rigor no controle desse potencial. Os sangramentos, mesmo imperceptíveis, comumente provocados, tornam a saliva ainda mais considerável do ponto de vista infeccioso.

Existe consenso sobre o potencial infeccioso da cavidade bucal. Isto não poderia ser diferente, uma vez que a flora bacteriana é vastamente conhecida; mas não era relevante até o momento em que o profissional sentiu-se ameaçado pelo próprio meio em que atuava.

Surgiram, então, muitos regulamentos, que podem ser encontrados nos vários trabalhos publicados, determinando o ideal para um controle de infecções efetivo. As recomendações são abrangentes e chegam a um extremo. Logicamente são formuladas levando-se em conta o potencial, por ser difícil a confirmação epidemiológica. Para serem seguidas integralmente requerem tempo, pessoal e dinheiro. Isto limita bastante o nivelamento de tais normas, e na prática torna impossível.

Imperativo é que se estude o ambiente e busque-se adequar, com fundamento científico, mas com simplicidade, os cuidados básicos para o controle de infecção.



## **CONCLUSÃO**

## CONCLUSÃO

1- As medidas para o controle de infecções incluem: avaliação do paciente, proteção pessoal, esterilização, monitorização, limpeza pré-esterilização, embalagem, armazenamento, desinfecção, manipulação do lixo, aspiração, ventilação, lavanderia, circulação dos instrumentos, disposição ambiental.

2- Independente da história levantada como rotina, todo paciente deve ser considerado potencialmente infeccioso.

3- Proteção pessoal: para todos os membros da equipe.

3.1- Higiene: metodológica (sabão líquido contendo agente antimicrobiano).

3.2- Vestimenta: roupas separadas para dentro e fora do ambiente clínico; avental estéril para cada procedimento cirúrgico.

3.3- Luvas: Látex simples - Exame clínico e pequenos procedimentos; Cirúrgica - mais resistente (nova para cada cirurgia; trocada em procedimentos longos); Borracha - limpeza e desinfecção.

3.4- Protetores oculares: confortáveis; mesmo sobre lentes corretivas.

3.5- Gorros: cobrindo toda a inserção do cabelo.

3.6- Máscaras: vida média de 60-90 minutos; nova ou limpa para cada novo procedimento.

3.7- Imunização: para hepatite B, em todos os membros da equipe; verificação do nível de anticorpos periodicamente.

4- Esterilização: o calor é mais eficiente; artigos críticos e semi-críticos.

4.1- Autoclave: rápido, seguro, corrosão de metais não inoxidáveis, caixas com tampas abertas ou perfuradas, material disposto livremente.

4.2- Estufa: mais demorado, para instrumentos não-inoxidáveis, uso de termômetro.

4.3- Quimiclave: rápido, material seco, sem oxidação, necessita ventilação ambiente.

4.4- Ultra-violeta: ineficaz.

4.5- Óxido de etileno: alto custo, sem dano nos materiais, ambiente

ventilado, aeração necessária.

5- Monitorização: química (demonstram as condições do aparelho) e biológica (garantem a esterilização); mensal ou semanal.

6- Limpeza pré-esterilização:

6.1- Descontaminação pré-lavagem: 30 minutos em agente desinfetante.

6.2- Lavagem: manual (escova estéril, sabão líquido), ultra-sônica (recomendável, líquido detergente/desinfetante).

6.3- Secagem

7- Embalagem: caixa de aço; pacotes de papel (kraft, manilha, alumínio).

8- Armazenamento: armário; re-esterilizar em 4-6 meses.

9- Desinfecção: artigos não-críticos; instrumentos (imersão por 30 minutos), superfícies e equipamentos (spray-limpeza-spray), moldagens, filmes radiográficos, unidade de água.

10 - Manipulação do lixo: recipiente para descarte dos perfuro-cortantes, decantação, sacos plásticos impermeáveis, coleta separada.

11- Circulação dos instrumentos: separação de objetos limpos e contaminados.

12- Disposição ambiental: ambientes específicos e independentes.

## SUMMARY

The dentistry environment should be considered as potential infections, due to contact saliva and mostly blood. To avoid a crusade infection which could involve personal of team, patients, instrumental and equipments, must be make any rule of infection control, by all the team, beneath professional's supervision. That infection control should be adaptable routine and to kind of procedure executable at environment, with conscious and practical mode. All the rules make for protection of team personal's will protect the patient, and also the opposed. At infection control, the following articles must accept analysis and vigilance for guarantee their efficacy: medical history, personal protection (handwashing, dress, gloves, cap, facemasks, protective eyewear, vaccine), sterilization (dry heat, umid heat, chemical), monitoring (chemical, biological), washing (manual, ultrasonic cleaning), packaging, warehousing, disinfection (instruments, surfaces, equipments, water), garbage releases's, material circulation's, ambiental adequation's, aproprate ambient.

Key words: Dentistry  
Sterilization  
Disinfection

## **REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS**

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS\*

- 1 - ANGELINI, E. Influence of sterilization on the corrosion resistance of high-speed dental handpieces. **Quintessence Int.**, Berlin, v.23, n.3, p.215-222, Mar. 1992.
- 2 - ARAÚJO, M.A.M. ; FANTINATO, V. Esterilização e desinfecção de instrumento rotatório: avaliação de alterações. **Revta bras. Odont.**, Rio de Janeiro, v.51, n.4, p.2-6, jul/ago. 1994.
- 3 - ARENSEN, L. Handpiece sterilization: letter. **J.Can.dent. Ass.**, Ottawa, v.58, n.7, p.520, July, 1992.
- 4 - BANKS T.; JONES J.H.; SARLL, D.W. Dental surgery assistants' roles in cross-infection control in general dental practice: their knowledge and use of autoclaves. **Br. dent. J.**, London, v.177, p.378-381, 1994.
- 5 - BAUMANN, M.A. Protective gloves. **Int. dent. J.**, Bristol, v.42, n.3, p.170-80, 1992.
- 6 - BAZANT, V. Handpiece sterilization: letter. **J. Can. dent. Ass.**, Ottawa, v.58, n.7, p.377-378; 382-386, May, 1992.
- 7 - BRUNHARO, I.H.V.P.; PACCA, C.A.D.; ALMEIDA, M.A. Esterilização em ortodontia: avaliação de um método utilizando radiação ultra-violeta. **Revta bras. Odont.**, Rio de Janeiro, v.51, n.6, p.26-31, nov./dez. 1994.
- 8 - BUTT W.E. et al. Evaluation of the shelf life of sterile instrument packs. **Oral Surg.**, Saint Louis, v.72, n.6, p.650-654, Dec. 1991.
- 9 - COOLEY, R.L. et al. Effect of sterilization on the strength and cutting efficiency of twist drills. **Quintessence Int.**, Berlin, v.21, n.11, p.919-923, Nov. 1990.
- 10 - COTTONE, J.A.; MOLINARI, J.A. State-of-the-art infection control in dentistry. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.122, n.9, p.33-41, Aug. 1991.
- 11 - EDWARDS, D. Aspiration or just plain suckers. **Br. dent. J.**, v.174, n.12, p.463-464, June, 1993.
- 12 - EPSTEIN, J. B.; MATHIAS R.G.; BRIDGER, D.V. Survey of knowledge of infectious disease and infection control practices of dental specialists. **J. Can. dent. Ass.**, Ottawa, v.61, n.1, p.35-37; 40-44, Jan. 1995.
- 13 - \_\_\_\_\_. et al. Assessing viral retention and elimination in rotary dental instruments. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.126, n.1, p.87-92, Jan. 1995.
- 14 - \_\_\_\_\_. et al. Rotary dental instruments and potential risk of transmission of infection: herpes simplex virus. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.124, n.12, p.55-59. Dec. 1993.
- 15- FANTINATO, V. et al. Descontaminação da água de equipos odontológicos através de antisséptico. **Revta bras. Odont.**, Rio de Janeiro, v.52, n.2, p. 6-8 mar/abr. 1995.

\* De acordo com a NBR - 6023, da Associação Brasileira de Normas Técnicas (ABNT). Abreviatura dos Periódicos conforme o "World List of Scientific Periodicals".

- 16 - FANTINATO, V. et al. Esterilização e desinfecção em Odontologia: AIDS e hepatite B. **Revta bras. Odont.**, Rio de Janeiro, v.49, n.5, p. 31-36, set/out 1992.
- 17 - GERHARDT, D.E.; SYDISKIS, R.J. Impression materials and virus. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.122, n.6, p.51-54, May, 1991.
- 18- GURECKIS, K.M.; BURGESS, J.O.; SCHWARTZ, R.S. Cutting effectiveness of diamond instruments subjected to cyclic sterilization methods. **J. prosth dent.**, St Louis, v.66, n.6, p.721-726, Dec. 1991.
- 19 - HARDIE, J. Are current infection control practices justified? **Quintessence Int.**, Berlin, v.24, n.10, p.683-686, Oct. 1993.
- 20 - HARDIE, J. Concerns regarding infection control recommendations for dental practice. **J. Can. dent. Ass.**, Ottawa, v.58, n.5, p.377-378;382-386, May, 1992.
- 21 - HARDIE, J. Handpiece sterilization - the debate continues. **J. Can. dent. Ass.**, Ottawa, v.59, n.4, p.355-362, Apr. 1993.
- 22 - HASTREITER, R.J. et al. Effectiveness of dental office instrument sterilization procedures. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.122, n.11, p.51-56, Oct. 1991.
- 23 - HOLTAN, J.R.; OLIN, P.S.; RUDNEY, J.D. Dimensional stability of a polyvinylsiloxane impression material following ethylene oxide and steam autoclave sterilization. **J. prosth. Dent.**, St Louis, v.65, n.4, p.519-525, Apr. 1991.
- 24 - HOVIUS, M. Disinfection and sterilisation: the duties and responsibilities of dentists and dental hygienists. **Int. dent. J.**, Bristol, V.42, n.4, p.241-244, Aug. 1992.
- 25 - HUDSON-DAVIES, S.C.M.; JONES, J.H.; SARLL, D.W. Cross-infection control in general dental practice: dentists' behaviour compared with their knowledge and opinions. **Br. dent. J.**, London, v.178, p.365-369, 1995.
- 26 - ISHIDA, H. et al. The fungical effect of ultraviolet light on impression materials. **J. prosth. Dent.**, St Louis, v.65, n.4, p.532-535, Apr. 1991.
- 27 - **J. Am. dent Ass.** Expert stresses need to sterilize low-speed handpieces (news). v. 123, n. 11, p. 22, Nov. 1992.
- 28 - **J. Am. dent Ass.** Sterilization required of infection control. Council on dental materials, instruments and equipment. v.122, n.13, p.80, Dez. 1991.
- 29 - KAPLAN, B.A.; GOLDSTEIN, G.R.; BOYLAN, R. Effectiveness of a professional formula disinfectant for irreversible hydrocolloid. **J. prosth. Dent.**, St Louis, v.71, n.6, p.603-606, June, 1994.
- 30 - KOLSTAD, R.A. The emergence of load-oriented sterilization. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.125, n.1, p.51-54, Jan. 1994.
- 31 - KUCSERA, M. An unfavorable light: letter. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.123, n.8, p.14, Aug. 1992.
- 32 - LOETZ, D.J. Misleading facts: letter. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.123, n.8, p.16-17, Aug. 1992.

- 33 - LOYD, L.; BURKE, F.J.; CHEUNG, F.W. Handpiece asepsis: a survey of the attitudes of dental practitioners. **Br. dent. J.**, London, v.178, n.1, p.23-27. Jan. 1995.
- 34 - MCERLANE, B.; ROSEBUSH, W.J.; WATERFIELD, J.D. Assessment of the effectiveness of dental sterilizers using biological monitors. **J. Can. dent Ass.**, Ottawa, v.58, n.6, p.481-483, June, 1992.
- 35 - MILLER, C.H. Sterilization and disinfection: what every dentist needs to know. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.123, n.3, p.46-54, Mar. 1992.
- 36 - MOLINARI, J.A. Practical infection control for the 1990s: applying science to government regulations. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.125, p.1189-1197, Sept. 1994.
- 37 - NEAVERTH, E.J.; PANTERA, E.A.Jr. Chairsides disinfection of radiographs. **Oral Surg.**, Saint Louis, v.71, n.1, p.116-119, Jan. 1991.
- 38 - PACKOTA, G.V.; KOMIYAMA, K. Surface disinfection of saliva-contaminated dental x-ray film packets. **J. Can. dent. Ass.**, Ottawa, v.58, n.9, p.747-751, Sept. 1992.
- 39 - PERRY, G.D. Sterilizing handpieces: letter. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.123, n.8, p.15-16, Aug. 1992.
- 40 - RHODES, S.C.; BRANHAM, L.K. Handpieces: letter. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v. 123, n.8, p.12-13, Aug. 1992.
- 41 - SAFATI, A. Sterile aluminum foil decreases handpiece cross contamination. **J. prosth. Dent.**, St Louis, v.65, n.5, p.726-727, May, 1991.
- 42 - SAMARANAYAKE, L. Rules of infection control. **Int. dent. J.**, Bristol, v.43, n.6, p.578-584, Dec. 1993.
- 43 - SANCHEZ, E.; MACDONALD, G. Decontaminating dental instruments: testing the effectiveness of selected methods. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.126, p.359-368, Mar. 1995.
- 44 - SCHUTT, R.W.; STARSIAK, W.J. Glass bead sterilisation of surgical dental burs. **Int J Oral Maxillofac Surg.**, v.19, n.4, p.250-251, Aug. 1990.
- 45 - SUMMERS, C.J. et al. Practical infection control: in oral health surveys and screenings. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.125, p.1213-1217, Sept. 1994.
- 46 - SUSSEL, W.H. The need for sterilization: letter. **J. Can. dent. Ass.**, Ottawa, v.59, n.4, p.319-320, Apr. 1993.
- 47 - TYLSKI, K. Public perception: letter. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.123, n.8, p. 14-15, Aug, 1992.
- 48 - WATSON, C.M.; WITHEHOUSE, R.L. Possibility of cross-contamination between dental patients by means of the saliva ejector. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.124, n.4, p.77-80, Apr. 1993.
- 49 - WEHRKAMP, S.R. OSHA regulations: letter. **J. Am. dent Ass.**, Chicago, v.123, n.8, p.17-18, Aug.1992.



- 50 - WILLIAMS, H.N. et al. Assessing microbial contamination in clean water dental units and compliance with disinfection protocol. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.125, n.9, p.1205-1211, Sept. 1994.
- 51 - WOOD, P. Controversies in cross-infection control. **Br. dent. J.**, London, v.174, n.7, p.249-251, Apr. 1993.
- 52 - ZIELINSKI, T.J. Street stories: letter. **J. Am. dent. Ass.**, Chicago, v.123, n.8, p. 11-12, Aug. 1992.