



**UNICAMP**

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DE CAMPINAS**

**FACULDADE DE ODONTOLOGIA DE PIRACICABA**



# **CURSO DE GRADUAÇÃO EM ODONTOLOGIA**

**Monografia de Final de Curso**

**ALUNA : JÉSSICA P. F. DE OLIVEIRA CARVALHO**

**ORIENTADOR: PROF. DR. FRANCISCO CARLOS GROppo**

**Ano de Conclusão do Curso: 2005**

A handwritten signature in black ink, appearing to read 'F. C. Groppo', written over a horizontal line.

**Assinatura do orientador**

**TCC 209**

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

**JÉSSICA PINTO FERRAZ DE OLIVEIRA CARVALHO**

**“AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DE MÉTODOS DE  
DESINFECÇÃO EM TUBETES ANESTÉSICOS LOCAIS”**

Monografia apresentada à Faculdade de  
Odontologia de Piracicaba, da  
Universidade de Campinas, como  
requisito para a obtenção do título de  
Cirurgião-Dentista

Orientador: Prof. Dr. Francisco Carlos  
Groppo

**PIRACICABA 2005**

**Dedico este trabalho,  
principalmente, aos meus pais  
que sempre me apoiaram com  
toda paciência e amor.**

**E a Gabi, minha irmãzinha, que  
mesmo de longe estava aqui no  
meu coração para me ajudar em  
todos os momentos.**

## **AGRADECIMENTOS**

Ao Prof.º Dr.º Francisco Carlos Groppo, que foi muito mais que meu orientador, pelos conhecimentos passados, amizade e descontração nos momentos difíceis.

À Ju Cama, que com certeza sem ela este trabalho não sairia, agradeço os momentos de paciência e a grande amizade.

Ao Rogério, a Rê e a Cris, pelas noites no laboratório, me ensinando e ajudando.

À Fer, Ju, Carla Rosado e Carla Arita, que mais que companheiras de república foram minhas irmãs e com quem compartilhei os melhores momentos da minha vida.

Ao Dri, meu namorado, que mais que isso, foi um grande amigo todos esses anos, pelo amor, carinho e bons momentos.

## SUMÁRIO

RESUMO	5
1 INTRODUÇÃO	6
2 DESENVOLVIMENTO	9
3 RESULTADOS E DISCUSSÃO	12
4 CONCLUSÃO	21
REFERÊNCIAS	22

**RESUMO**

Não está bem estabelecido pela literatura a necessidade de procedimentos de desinfecção de tubetes contendo soluções anestésicas odontológicas. Assim, o objetivo deste estudo foi verificar o grau de contaminação destes tubetes, além da eficácia de diferentes métodos de desinfecção. Estes métodos foram: fricção com gaze embebida em desinfetantes ou imersão nos mesmos desinfetantes. Os desinfetantes em estudo foram: glutaraldeído a 2%, álcool a 70% e PVPI. Foram colhidas amostras microbiológicas de tubetes provenientes de três embalagens: caixa de papel, "blister", plástica. Estas foram colhidas através de swabs embebidos em solução fisiológica, imediatamente após a abertura das embalagens e 4 e 8 horas após. Os swabs foram friccionados contra placas contendo ágar sangue, as quais foram incubadas em aerobiose a 37°C durante 48 horas. Estes procedimentos foram repetidos após duas semanas do início do estudo. Além disso, foram avaliados os mesmos procedimentos de desinfecção após a contaminação artificial dos tubetes através de uma suspensão bacteriana de *Staphylococcus aureus*.

## 1 INTRODUÇÃO

Na clínica odontológica, a maior fonte de contaminação é a boca do paciente. Já foram identificadas 509 espécies de microrganismos na cavidade oral, pertencentes a 30 gêneros diferentes, constituindo uma microbiota diversificada e que sobrevive normalmente em equilíbrio. O dorso da língua, o periodonto, o sulco gengival e a placa dental constituem locais adequados para a proliferação e conseqüente manutenção da microbiota (BURNETT et al., 1970, MILLER & COTTONE, 1993).

A introdução de instrumentos de alta rotação e ultra-sônicos, na década de 50, contribuiu significativamente para que os consultórios fossem contaminados por aerossóis (COTTONE et al., 1991). Segundo KEDJARUNE et al. (2000), os aerossóis constituem-se de partículas as quais têm massa e energia cinética suficiente para realizarem longas trajetórias no ambiente de clínica odontológica, contaminando objetos e equipamentos mesmo que distantes da cadeira odontológica em que são tratados os pacientes odontológicos. Nas clínicas das escolas de Odontologia, onde profissionais e pacientes encontram-se envolvidos com trabalhos clínicos simultaneamente, este risco assume um significado especial (MILLER et al., 1990; MATTOS-FILHO et al., 1997, KONH, 2003).

De acordo com o Centers for Disease Control and Prevention (CDC), todos os recursos disponíveis têm sido empregados para impedir a contaminação em consultórios odontológicos. O problema é que qualquer tipo de descuido pode intensificar o ciclo de infecções cruzadas (AUTIO et al., 1980; CRAWFORD & BRODERIUS, 1988; PALENIK et al., 2001; WARREN et al., 2001). Além disso, há relatos a respeito da sobrevivência de microrganismos sobre superfícies, mostrando que uma grande variedade deles consegue sobreviver durante um tempo prolongado em diversos materiais de uso rotineiro em odontologia (GUIMARÃES JR, 1992). Um estudo onde *Streptococcus sanguis* aderidos aos dedos polegar e indicador das luvas do profissional foram transferidos para o papel de anotações esterilizado, sendo que esses microrganismos permaneceram viáveis até 72 horas depois da transferência (CROMPTON et al., 1994).

Diante disso, um dos procedimentos de grande importância para o controle de infecção cruzada em Odontologia tem sido a desinfecção, uma vez que é impossível realizar o procedimento de esterilização em todos os equipamentos e materiais utilizados pelo CD durante um atendimento odontológico (GUIMARÃES Jr, 2001).

A desinfecção é um processo físico ou químico capaz de eliminar a maioria dos microrganismos patogênicos de objetos inanimados e superfícies, com exceção de esporos bacterianos, podendo ser afetada por diferentes fatores: a) limpeza prévia do material; b) período de exposição ao germicida; c) concentração da solução germicida; d) temperatura e o pH do processo de desinfecção. A desinfecção pode ser de baixo, médio ou alto nível (HOEFEL *et al.*, 2003).

Existem dois tipos de desinfecção. A desinfecção de imersão, através da qual os instrumentos ou peças são colocados dentro dos desinfetantes; e a de superfície (fricção), pela qual os desinfetantes são aplicados nas partes externas das áreas a serem desinfetadas (TEIXEIRA & SANTOS, 1999).

A contaminação cruzada em consultórios odontológicos também pode ocorrer através de materiais comumente usados na Odontologia, dentre eles películas radiográficas, materiais de moldagem, e até mesmo, os tubetes de anestésicos locais (CROMPTON *et al.*, 1994).

No Brasil, são usados cerca de 250 milhões de tubetes anestésicos por ano. No comércio brasileiro existem inúmeras soluções comerciais à base de lidocaína, mepivacaína, prilocaína, bupivacaína e articaína. Muitas destas soluções anestésicas são, pela descrição contida em suas bulas, idênticas em suas formulações, variando no seu fabricante, material (tubetes de plástico ou vidro) e embalagem (Caixa de papel, "Blister" ou Plástica).

Alguns autores demonstraram que certas condições de armazenamento a que são submetidos os tubetes contendo a solução anestésica podem alterar o pH e a concentração do vasoconstritor e, desta forma, o desempenho das soluções (GERKE *et al.*, 1978; FRY & CIARLONE, 1980; COOLEY & LUBOW,

1981; BRENNAN et al., 1987; BERTFIELD et al., 1992;). Um estudo conduzido por RAMACCIATO (2003) mostrou além das alterações de pH e concentração de vasoconstritores causadas por condições de armazenagem, diferenças de performance dos tubetes quanto a seu material plástico ou vidro. Entretanto, não existem relatos na Literatura a respeito do nível de contaminação inicial dos tubetes anestésicos comercializados em diferentes tipos de embalagem, e poucas são as propostas com métodos efetivos para a desinfecção desse tipo de material (BASSON et al., 1999).

## 2 DESENVOLVIMENTO

Foram analisados tubetes das seguintes soluções anestésicas locais contendo lidocaína associada à vasoconstritor do tipo amina simpatomimética:

- 1) Lidocaína 2% com adrenalina 1:100.000 – Lidostesina 100 – Dentsply
- 2) Lidocaína 2% com adrenalina 1:100.000 – Alphacaine 100 – DFL
- 3) Lidocaína 3% com noradrenalina 1:50.000 – Lidostesim – Dentsply

QUADRO 1 - Métodos de desinfecção e soluções desinfetantes

<b>Nome Comercial</b>	<b>Material do tubete</b>	<b>Tipo de Embalagem</b>
Lidostesina 100 <sup>®</sup>	Plástico	Caixa
Alphacaine 100 <sup>®</sup>	Vidro	Blister
Lidostesim <sup>®</sup>	Plástico	Caixa

Seis embalagens (50 tubetes cada) de em estudo foram armazenadas nas dependências do Laboratório de Pesquisa da Área de Farmacologia da FOP-UNICAMP. Os tubetes de cada embalagem, de cada uma das soluções, foram submetidos aos diferentes tempos e métodos de desinfecção. As substâncias avaliadas como desinfetantes foram:

- a) glutaraldeído a 2%;
- b) álcool a 70%;
- c) PVPI (iodopolivinilpirrolidona);

A desinfecção dos tubetes anestésicos foi realizada através de dois métodos distintos: fricção e imersão. Desta forma, foram avaliadas três substâncias desinfetantes em dois métodos de desinfecção, totalizando seis formas diferentes de desinfecção dos tubetes. Além disso, três procedimentos foram utilizados como controle, a fricção de uma gaze estéril seca (sem a adição de agentes desinfetantes), a fricção de uma gaze estéril embebida em NaCl 0,9% e a imersão em soro fisiológico (NaCl a 0,9%).

## 2.1 Verificação da contaminação

Imediatamente após a abertura de cada embalagem, foram colhidas amostras de 3 tubetes de cada embalagem de cada solução para a verificação da possível contaminação inicial. Um "swab" estéril, embebido em 0,1mL de NaCl a 0,9%, foi friccionado de forma padronizada contra um tubete, como mostra a Figura 1. Os swabs foram imediatamente friccionados em BHI ágar (Merck), em seguida as placas foram incubadas em estufa de aerobiose a 37°C, durante 48 horas.

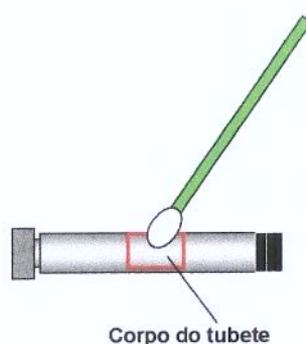


Figura 1 - Método de fricção do tubete.

Imediatamente após a colheita inicial três tubetes foram submetidos a cada uma das seguintes condições:

- 1) imersão em 40 mL de glutaraldeído a 2%;
- 2) imersão em 40 mL de álcool a 70%;
- 3) imersão em 40 mL de PVPI;
- 4) imersão em 40 mL de NaCl 0,9%.
- 5) fricção por gaze esterilizada contendo 1 mL de glutaraldeído a 2%;
- 6) fricção por gaze esterilizada contendo 1 mL de álcool a 70%;
- 7) fricção por gaze esterilizada contendo 1 mL de PVPI;
- 8) fricção por gaze esterilizada contendo 1 mL de NaCl 0,9%;
- 9) fricção por gaze seca e esterilizada (SEM desinfetante).

Após a secagem cuidadosa em gaze estéril, os tubetes das condições 1 até 8 foram submetidos à colheita de amostras, através de “swab” estéril, embebido em 0,1mL de NaCl a 0,9%. Estes swabs foram imediatamente friccionados em BHI ágar (Merck) e em seguida as placas foram incubadas em estufa de aerobiose a 37°C durante 48 horas.

Os mesmos procedimentos descritos no item anterior foram realizados após 4 e 8 horas, sendo que os tubetes destinados às condições 1 a 4 permaneceram sob imersão durante cada período de estudo proposto. Todo o experimento foi repetido após duas semanas com os tubetes restantes de cada embalagem. A Figura 2 mostra todo o procedimento experimental.

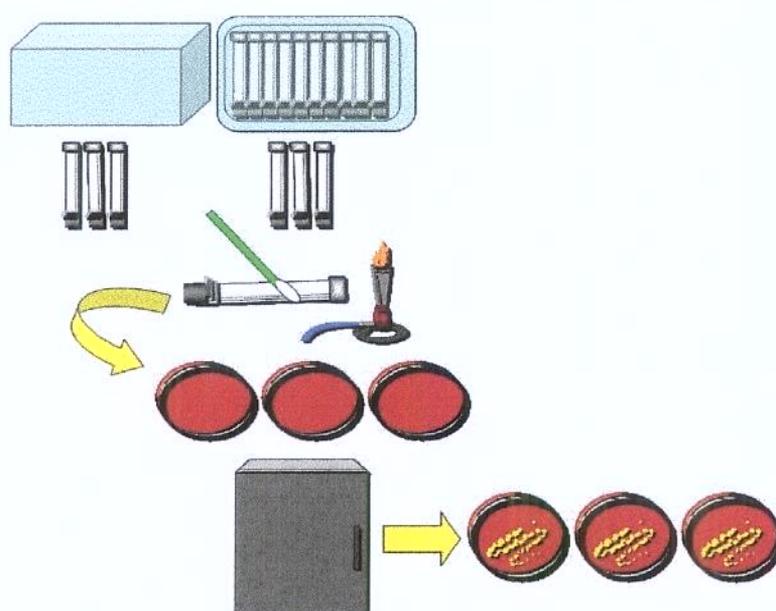


Figura 2 - Procedimento de colheita das amostras biológicas.

## 2.2 Contaminação artificial

Os tubetes de três amostras de cada embalagem foram submetidos a uma contaminação artificial. Para tanto, os mesmos foram mantidos em 15mL de uma suspensão bacteriana de *Staphylococcus aureus* ATCC 25923 durante 1 minuto. A suspensão bacteriana foi previamente ajustada para  $10^8$  ufc/mL em

espectrofotômetro (comprimento de onda = 800 nm). O excesso de inóculo foi removido através do contato forçado com papel absorvente esterilizado.

Os tubetes assim obtidos foram submetidos aos mesmos procedimentos (de 1 a 9) descritos no item anterior para os tempos de 0, 4 e 8 horas.

Após os períodos de incubação, foram realizadas as leituras do número total de colônias (ufc) para a verificação do melhor método de desinfecção e a fotografia das placas. Para a quantificação das ufc foi utilizada a técnica da contagem manual auxiliada por uma lupa estereoscópica. De acordo com Tomaszewicz *et al*, a contagem de colônias deve ser preconizada entre 30 e 300 unidades formadoras de colônias. A contagem da análise microbiológica das amostras avaliadas seguiu este critério.

### 3 RESULTADOS E DISCUSSÃO

Até o presente momento foram realizados todos os ensaios microbiológicos e os resultados serão apresentados a seguir. As tabelas abaixo mostram os resultados obtidos em relação à desinfecção por imersão e fricção para as soluções 1,2 e 3, imediatamente após a abertura das embalagens e duas semanas após este procedimento, respectivamente:

Tabela 1 - Média total de UFC para a solução 1 imediatamente após a abertura.

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Controle	*	0
Glutaraldeído a 2% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Álcool 70% (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	0
NaCl 0,9% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Gaze Seca Estéril (F)	Fricção por 2 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 30 segundos	0

Continua

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Álcool 70% (I)	Imersão por 30 segundos	0
PVPI (I)	Imersão por 30 segundos	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 4 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 4 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 4 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 4 horas	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 8 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 8 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 8 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 8 horas	0

(F) = fricção, (I) = imersão

\* para o grupo controle não foi realizado qualquer método de desinfecção, apenas um swab estéril embebido em 0,1 mL de NaCl 0,9% foi esfregado para a colheita de amostras. Este procedimento foi repetido para todas as soluções.

Tabela 2 - Média total de UFC para a solução 1 duas semanas após a abertura das embalagens (repetição do experimento).

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Controle	*	>300
Glutaraldeído a 2% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Álcool 70% (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	1

Continua

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	2
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	3
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	4
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	5
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	6
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	7
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	8
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	9
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	10
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	11
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	12
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	13
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	14

(F) = fricção, (I) = imersão

Tabela 3 - Média total de UFC para a solução 2 imediatamente após a abertura das embalagens.

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Controle	*	0
Glutaraldeído a 2% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Álcool 70% (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	0
NaCl 0,9% (F)	Fricção por 2 segundos	0

Continua

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Gaze Seca Estéril (F)	Fricção por 2 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 30 segundos	0
PVPI (I)	Imersão por 30 segundos	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 4 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 4 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 4 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 4 horas	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 8 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 8 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 8 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 8 horas	0

(F) = fricção, (I) = imersão

Tabela 4 - Média total de UFC para a solução 2 duas semanas após a abertura das embalagens (repetição do experimento).

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Controle	*	0
Glutaraldeído a 2% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Álcool 70% (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	0
NaCl 0,9% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Gaze Seca Estéril (F)	Fricção por 2 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 30 segundos	0
PVPI (I)	Imersão por 30 segundos	0

Continua

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 4 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 4 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 4 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 4 horas	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 8 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 8 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 8 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 8 horas	0

(F) = fricção, (I) = imersão

Tabela 5 - Média total de UFC para a solução 3 imediatamente após a abertura das embalagens.

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Controle	*	0
Glutaraldeído a 2% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Álcool 70% (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	0
NaCl 0,9% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Gaze Seca Estéril (F)	Fricção por 2 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 30 segundos	0
PVPI (I)	Imersão por 30 segundos	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 30 segundos	0

Continua

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 4 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 4 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 4 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 4 horas	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 8 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 8 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 8 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 8 horas	0

(F) = fricção, (I) = imersão

Tabela 6 - Média total de UFC para a solução 3 duas semanas após a abertura das embalagens (repetição do experimento).

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Controle	*	0
Glutaraldeído a 2% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Álcool 70% (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	0
NaCl 0,9% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Gaze Seca Estéril (F)	Fricção por 2 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 30 segundos	0
PVPI (I)	Imersão por 30 segundos	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 4 horas	0

Continua

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Álcool 70% (I)	Imersão por 4 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 4 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 4 horas	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 8 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 8 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 8 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 8 horas	0

(F) = fricção, (I) = imersão

Não foram observadas contaminações nos tubetes do grupo controle nos dois períodos avaliados para as soluções 1, 2 e 3 imediatamente após a abertura das embalagens e duas semanas após este procedimento, provavelmente porque durante o intervalo de duas semanas as embalagens das soluções anestésicas foram mantidas fora do ambiente clínico e, portanto, sem contaminação ambiental. Após os métodos de desinfecção serem realizados, também não foram observados qualquer crescimento de microrganismos. Além disso, estes resultados permitem afirmar que todas as soluções analisadas não apresentaram contaminação imediatamente após a abertura das embalagens, demonstrando um acondicionamento adequado dos tubetes anestésicos por parte dos fabricantes. Estes resultados não condizem com o trabalho de Basson *et al.* (1999), que verificaram uma contaminação inicial nos tubetes anestésicos imediatamente após a abertura da embalagem dos mesmos.

Desta forma, para comprovar a efetividade de um método de desinfecção, os tubetes foram submetidos então à contaminação artificial e, apenas após a verificação do crescimento bacteriano, foram realizados os métodos de desinfecção conforme já descritos.

Tabela 7 - Resultados obtidos em relação à contaminação artificial dos tubetes anestésicos para as soluções 1,2 e 3, respectivamente, em triplicatas

Método de desinfecção	Tempo de desinfecção	Média total de UFC
Controle	*	>300
Glutaraldeído a 2% (F)	Fricção por 2 segundos	0
Álcool 70% (F)	Fricção por 2 segundos	0
PVPI (F)	Fricção por 2 segundos	0
NaCl 0,9% (F)	Fricção por 2 segundos	>300
Gaze Seca Estéril (F)	Fricção por 2 segundos	>300
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 30 segundos	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 30 segundos	0
PVPI (I)	Imersão por 30 segundos	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 30 segundos	>300
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 4 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 4 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 4 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 4 horas	0
Glutaraldeído a 2% (I)	Imersão por 8 horas	0
Álcool 70% (I)	Imersão por 8 horas	0
PVPI (I)	Imersão por 8 horas	0
NaCl 0,9% (I)	Imersão por 8 horas	0

(F) = fricção, (I) = imersão

\* para o grupo controle não foi realizado qualquer método de desinfecção, apenas um swab estéril embebido em 0,1 mL de NaCl 0,9% foi esfregado para a colheita.

A metodologia empregada para a contaminação artificial dos tubetes foi satisfatória, uma vez que todos os tubetes mostraram uma contagem superior a 300 ufc após a incubação das placas. Embora todos os métodos de desinfecção

tenham apresentado resultados semelhantes nas análises microbiológicas dos tubetes acondicionados nas caixas originais, a análise dos tubetes submetidos à contaminação artificial demonstrou algumas diferenças.

A fricção com gaze estéril demonstrou ser um método ineficaz de descontaminação de tubetes, uma vez que após este procedimento foi mantido o mesmo padrão de contaminação observado nos tubetes do grupo controle. Além disso, a fricção com gaze estéril embebida em solução de NaCl a 0,9% também mostrou a mesma ineficácia, já que foi também mantido o mesmo padrão de contaminação do grupo controle. Estes resultados permitem afirmar que a fricção necessita da adição de uma solução desinfetante para proporcionar uma desinfecção satisfatória dos tubetes anestésicos.

Dentre as soluções desinfetantes, o glutaraldeído possui um largo espectro de ação, podendo ser tanto desinfetante como esterilizante dependendo do tempo de uso (Tomasiak, 2003).

Os resultados observados no presente estudo condizem com estes autores, uma vez que o glutaraldeído a 2% demonstrou ser um agente eficaz, tanto na imersão como na fricção, para a desinfecção dos tubetes contaminados. Considerando a toxicidade do glutaraldeído e a sua contra-indicação para a desinfecção de superfícies (pois evaporam rapidamente) (Guimarães, 2001), o uso do glutaraldeído a 2% para a desinfecção de tubetes anestésicos não deve ser preconizado uma vez que os outros métodos de desinfecção avaliados no presente estudo são mais seguros e demonstraram as mesmas propriedades para a desinfecção dos tubetes anestésicos.

Mesmo não sendo aprovado pela *American Dental Association* como desinfetante de superfície (Kohn, 2003), o álcool a 70% mostrou eficácia na desinfecção dos tubetes, inclusive no método de fricção. Entretanto, o uso prolongado do álcool a 70% em imersão pode provocar dilatação de plástico e borracha (Guimarães, 2001), o que contra-indica o seu uso para a imersão de tubetes, principalmente para tubetes plásticos que ainda são encontrados no mercado brasileiro.

O PVPI (iodopolivinilpirrolidona) é menos irritante aos tecidos, menos

alérgeno, não mancha e se mantém ativos por mais tempo que o iodo comum. É eficiente contra bactérias Gram-positivas e negativas, esporos, fungos e a maioria dos fungos (Sreenivasan & Gaffar, 2002), o que corrobora com os resultados do presente estudo, uma vez que o PVPI foi eficaz como desinfetante no teste de contaminação artificial dos tubetes. Por possuir um excelente efeito residual (Guimarães, 2001), pode, portanto, ser preconizado para a desinfecção prévia de tubetes anestésicos através de fricção.

Na análise dos dados dos ensaios microbiológicos pôde ser observado que tanto o método de imersão como o de fricção, quando utilizados associados à soluções desinfetantes, foram eficazes para a desinfecção dos tubetes anestésicos através da metodologia proposta. Entretanto, analisando a estrutura do tubete anestésico, que é vedado em suas extremidades por estruturas plásticas (êmbolo e diafragma), deve-se considerar o risco da imersão destes tubetes em soluções desinfetantes devido às suas propriedades de dilatação de plásticos. Além disso, esta dilatação possivelmente pode provocar a contaminação interna das soluções anestésicas, provocando reações adversas em pacientes quando injetadas (Shannon & Feller, 1972).

#### **4 CONCLUSÃO**

Considerando as propriedades químicas das soluções desinfetantes avaliadas; o risco da imersão dos tubetes nestas soluções; e a eficácia da desinfecção promovida pelos métodos de fricção, conclui-se que:

- o método de fricção com gaze estéril embebida em álcool a 70% ou PVPI pode ser utilizado na rotina da clínica odontológica para a desinfecção de tubetes anestésicos sem qualquer risco para a quebra da cadeia asséptica.

REFERÊNCIAS<sup>1</sup>

Autio KL. Studies on cross-contamination in the dental clinic. **J Am Dent Assoc.** 1980; 100(3): 358-361.

Basson NJ, Bester L, Van Der Bijl, P. External bacterial contamination of local anaesthetic cartridges. **SADJ.** 1999; 54(6): 253-6.

Bartfield JM *et al.* Buffered lidocaine as a local anesthetic: investigation of shelf life. **Ann Emerg Med.** 1992; 21(1): 16-19.

Brennan PA, Morley MR, Langdon JD. A study of the effectiveness of dental 2% lignocaine local anaesthetic solution at different pH values. **Br Dent J.** 1987; 163(5): 158-159.

Burnnet GW. The microbiology of dental infections. **Dent Clin North Am.** 1970; 14(4): 681-695.

Cooley RL, Lubow RM. Effects of light on pH of local anesthetics. **Mil Med.** 1981; 146(11): 788-791.

Cottone JA, Terezhalmly GT, Molinari JA. **Practical infection control in dentistry.** Philadelphia: Lea & Febiger; 1991.

Crawford JJ, Broderius C. Control of cross-infection risks in the dental operator: prevention of water retraction by bur cooling spray systems. **J Am Dent Assoc.** 1988; 116(6): 685-687.

Crompton N, Griffiths B, Wilson M. Transfer of oral bacteria to, and survival on, dental notepaper. **J Dent Res.** 1994; 73(4): 849.

<sup>1</sup> De acordo com a norma da UNICAMP/FOP, baseada no modelo de Vancouver. Abreviatura dos periódicos em conformidade com o Medline.

Fry BW, Ciarlone AE. Concentrations of vasoconstrictors in local anesthetics change during storage in cartridge heaters. **J Dent Res.** 1980; 59(7): 1163.

Gerke DC *et al.* The effect of irradiation and heat on the content of adrenaline in commercially manufactured local anesthetic solutions - a pilot study. **Aust Dent J.** 1978; 23(4): 311-313.

Guimarães Junior J. Controle de infecção cruzada no consultório odontológico. **Rev Assoc Paul Cir Dent.** 1992; 46(2): 711-716.

Guimarães Junior J. **Biossegurança e controle de infecção cruzada em consultórios odontológicos.** São Paulo: Santos; 2001.

Kedjarune U *et al.* Bacterial aerosols in the dental clinic: effect of time, position and type of treatment. **Int Dent J.** 2000; 50(2): 103-107.

Kohn WG, Harte JA, Malvitz DM, Collins AS, Cleveland JL, Eklund KJ. Centers for Disease Control and Prevention: guidelines for infection control in dental health care settings 2003. **J Am Dent Assoc.** 2004; 135(1): 33-47.

Kohn WG, Collins AS, Cleveland JL *et al.* Guidelines for infection control in dental health-care settings. **M M W R .** 2003; 52: 1-61

Mattos Filho TR *et al.* Proposta de cadeia asséptica para uso em clínica odontológica. **Rev Flumin Odontol.** 1997; 6: 38-41

Miller CH, Cottone JA. The basic principles of infectious diseases as related to dental practice. **Dent Clin North Am.** 1993; 37(1): 1- 20.

Miller RC *et al.* Potential for cross-contamination within a dental school environment. **J Dent Educ.** 1990; 54(2): 160-162.

Palenik CJ, Burke FJ, Miller CH. Strategies for dental clinic infection control. **Dent Update**. 2000; 27(1): 7-10, 12, 14-15.

Ramacciato JC. **Avaliação da estabilidade química das soluções anestésicas locais comerciais e das propriedades físicas dos tubetes sob diferentes condições de armazenamento** [tese]. Piracicaba: UNICAMP/FOP; 2003.

Shannon IL, Feller RP. Contamination of local anesthetic carpules by storage in alcohol. **Anesth Prog**. 1972; 19(1) :6-8.

Sreenivasan P, Gaffar A. Antiplaque biocides and bacterial resistance: a review. **J Clin Periodontol**. 2002; 29(11): 965-74.

Teixeira M. Controle de infecção cruzada. In: Corrêa MSNP. **Odontopediatria na primeira infância**. São Paulo: Santos, 1998. p. 30-41.

Warren DK, Fraser VJ. Infection control measures to limit antimicrobial resistance. **Crit Care Med**. 2001; 29(4): 128-134.