



16° Congresso de Iniciação Científica

AVALIAÇÃO DE SUBSTÂNCIAS ANTIMICROBIANAS UTILIZADAS NA DESINFECÇÃO DE MICROSCÓPIOS CLÍNICOS OPERATÓRIOS

Autor(es)

GEOVANIA CALDAS ALMEIDA

Orientador(es)

BRENDA PAULA FIGUEIREDO DE ALMEIDA GOMES

1. Introdução

Em ambientes onde há um grande número de profissionais e pacientes envolvidos em trabalhos clínicos simultaneamente, como em Faculdades de Odontologia, os perigos com relação à infecção cruzada tem um significado especial. Isto porque os riscos de contaminação são altos, sendo extremamente necessárias medidas para o controle de assepsia desses locais (MILLER et al., 1990; SAMPSON & DHURU, 1983; PALENIK et al., 2000). Todo cirurgião-dentista é passível de transmissão ou contaminação por doenças infecciosas, incluindo hepatite, herpes simples, doenças venéreas, tuberculose. Isto tanto de ou para seus pacientes, como para toda a equipe odontológica (SAMPSON & DHURU, 1983). Nem todos os itens utilizados em um procedimento odontológico podem ser esterilizados. Existe, entretanto a obrigatoriedade na limpeza e desinfecção das áreas onde serão realizados os procedimentos antes do início destes (SAMATANAYAKE, 1993). Entre as substâncias utilizadas para a desinfecção das superfícies podemos citar a clorexidina, o álcool 70%, o hipoclorito de sódio (MOLINARI et al., 1987). A clorexidina é uma substância química que foi introduzida como anti-séptico de largo espectro contra bactérias Gram-negativas e Gram-positivas (DAVIES et al., 1954). Age nas bactérias rompendo a integridade de suas membranas citoplasmáticas resultando na perda de constituintes celulares vitais como o ácido nucléico e o potássio (GJERMO, 1974; IACONO, 1998). Entre as drogas utilizadas como antimicrobianos, a clorexidina é a substância melhor documentada e que apresenta melhores resultados (KIDD, 1991; THYLSTRUP & FEJERSKOV, 1995). Álcool 70% está entre os anti-sépticos mais seguros por possuir um efeito microbiano rápido com baixa toxicidade e sua aplicação é indicada na desinfecção de superfícies. A desvantagem é que o álcool não possui efeito residual satisfatório, diminuindo assim sua eficácia. Entretanto com a adição de clorexidina, tem-se a possibilidade de um aumento do efeito residual da clorexidina (YOSEF et al., 2001; ROTTER, 2001).

2. Objetivos

Verificar, quantificar e identificar os microorganismos encontrados nas lentes oculares do microscópio clínico operatório utilizados na Clínica de Especialização em Endodontia da FOP/UNICAMP.

Investigar o potencial asséptico de álcool 70%, da clorexidina líquida 2% e da clorexidina alcoólica 2%.

Investigar se existe uma potencialização do efeito residual da clorexidina, quando esta é associada ao álcool 70%.

3. Desenvolvimento

Foi realizada pesquisa bibliográfica relacionada ao assunto do trabalho para a melhor compreensão do tema abordado na pesquisa. A mesma foi realizada através da leitura de artigos nacionais e internacionais e de teses de mestrado e doutorado. O passo seguinte foi a realização de 60 coletas nas lentes oculares de 30 microscópios clínicos, divididas em:

Foram coletadas amostras em 2 diferentes tempos: coleta inicial após a desinfecção e coleta após o procedimento odontológico. Foram testadas três substâncias desinfetantes.

a) PRIMEIRA ETAPA: Desinfecção das superfícies (controle negativo)

Foi realizada antes da coleta inicial.

Gazes estéreis embebidas individualmente em cada agente desinfetante (clorexidina líquida 2%, clorexidina alcoólica 2% ou álcool 70%) foram aplicadas em movimentos circulares, a fim de alcançarmos uma desinfecção homogênea nas superfícies analisadas.

b) SEGUNDA ETAPA: Coleta da superfície desinfetada

A coleta inicial foi realizada imediatamente após a desinfecção das superfícies. Um swab estéril embebido em soro fisiológico também estéril foi friccionado com movimentos horizontais e verticais nas superfícies analisadas. Após a fricção o swab foi colocado em um tubo (previamente identificado) contendo 2,5 ml de Brain Heart Infusion (BHI, Oxoid, Basingstoke, UK) caldo, previamente testado quanto a sua esterilidade. O tubo foi fechado imediatamente e transportado para a estufa de CO₂ (Jouan, França). Para que o swab caiba no tubo, o excesso da haste de madeira foi ser cortado com uma tesoura estéril.

Processamento microbiológico:

Todos os tubos contendo as amostras coletadas foram imediatamente colocados na estufa de CO₂ a 37°C por 24-48 horas para permitir o crescimento de microrganismos aeróbicos e facultativos. O crescimento microbiano foi detectado através da turvação do caldo. Quando o mesmo não foi notado, o tubo permaneceu na estufa por um período total de 7 dias. Após este período, alíquotas de 50 uL foram plaqueadas para a comprovação da ausência de crescimento microbiano.

Após 24-48 horas, quando observado o crescimento microbiano no BHI caldo, este foi diluído a 10⁻² e 10⁻⁴ inicialmente e alíquotas de 50 uL foram plaqueadas em placas de BHI Ágar Sangue, Agar MacConkey (meio seletivo para as enterobactérias) e Ágar Sabouraud Dextrose (meio seletivo para os fungos). As primeiras foram incubadas por 24-48 horas em estufa de CO₂ a 37°C e as segundas foram deixadas inicialmente, por 2 dias, fora da estufa, em temperatura ambiente e quando não ocorreu crescimento microbiano, na estufa a 37°C até completar 7 dias.

Após a incubação, cada placa foi examinada, as colônias contadas e os tipos diferentes coloniais subcultivados em placas recentes de BHI agar-sangue ou Agar Sabouraud para obtenção de colônias puras. O critério adotado para selecionar as colônias para a sua identificação inicial foram as diferenças na aparência destas no ágar, o que é facilitado pela adição de sangue. O reconhecimento morfológico das colônias foi feito pelos seguintes critérios: tamanho, cor, forma, elevação, borda, superfície, textura, consistência, opacidade, efeito no ágar, efeito no sangue (nenhum, hemólise parcial, hemólise completa).

As culturas puras foram inicialmente identificadas de acordo com a coloração de Gram e habilidade de

produzir catalase. A especificação de cada microrganismo foi obtida através do kit bioquímico de identificação apropriado.

Especificação:

Foram utilizados os seguintes kits para a identificação primária de cada microrganismo isolado e em cultura pura:

1. API Staph (bioMérieux SA, Marcy-l'Etoile, França) para staphylococci e micrococci (cocos Gram-positivos, catalase positiva) .
 2. Rapid ID32 Strep (bioMérieux SA, Marcy-l'Etoile, França) para streptococci (cocos Gram-positivos, catalase negativa).
 3. Rapid ID 32A (bioMérieux SA, Marcy-l'Etoile, França) para bastonetes Gram-positivos.
 4. API 20 E (bioMérieux SA, Marcy-l'Etoile, França) para enterobactérias.
 5. API 20 CANDIDA (bioMérieux SA, Marcy-l'Etoile, França) para candida.
- No momento seguinte foram identificados e quantificados os microrganismos encontrados.

4. Resultado e Discussão

Observou-se que em 100% das coletas iniciais, realizadas após a desinfecção não ocorreu crescimento microbiano. Porém em 90% das coletas finais, realizadas após o procedimento clínico odontológico, ocorreu crescimento. Nas desinfecções realizadas com Álcool 70% e com Clorexidina a 2% todas as coletas apresentaram crescimento microbiano, apenas a Clorexidina Alcoólica a 2% demonstrou uma pequena eficiência na desinfecção, aproximadamente 10%.

Os microrganismos identificados foram *Staphylococcus epidermidis* (50%), seguido de *Staphylococcus hominis* (15%), *Staphylococcus aureus* (15%) e *Micrococcus luteus*, *Staphylococcus capiti* e *Staphylococcus sciuri* (5% cada). Oitenta por cento dos microrganismos encontrados pertenciam ao gênero *Staphylococcus*

5. Considerações Finais

Acredito que a conclusão indica que há contaminação das lentes oculares e objetivas do microscópio clínico operatório e que dentre as substâncias utilizadas, a solução alcoólica de clorexidina 2% mostrou maior ação antimicrobiana residual. Sugerindo que o profissional deve ter ciência desta contaminação e adotar medidas para diminuir o risco de contaminação cruzada.

Referências Bibliográficas

Davies G. E., Francis J., Martin A. R., Rose F. I., Swain G. (1954) Laboratory investigation of a new ant-bacterial agente of a hight potence. *British J. Pharmacol* 9, 192-96.

Gjerme P. (1974) Chlorhexidine in dental pratice. *J Clin Periodontal* 1, 143-52.

Iacono V. J., Aldredge W. A., Lucks H., Schwartzstein S. (1998) Modern supragingival plaque control. *Int*

Dent J 48, 290-97.

Kidd, E. A. M. (1991) Role of chlorhexidine in the management of dental caries. *Int Dent Journal* 41, 279-86.

Miller R. C., Abbott K. A., Collard E. W., Duncanson M. G. Jr., Willer R. D. (1990) A potential for cross-contamination within a dental school environment. *J Dent Educ* 54, 160-02.

Molinari J. A., Gleason M. J., Cottone J. A., Barrett E. D. (1987) Comparison of dental surface disinfectants. *Gen Dent* 35, 171-5.

Palenik C. J., Burke F. J., Miller C. H. (2000) Strategies for dental clinic infection control. *Dent Update* 27, 7-10.

Rotter M. L. (2001) Arguments for alcoholic hand disinfection. *J Hosp Infect.* 48, 4-8.

Samaranayake L. P. (1993) Roles of infection control. *Int. Dent J.* 43, 578 –84.

Sampson E., Dhuru V. B. (1983) Infection control in North American dental school. *J Dent Educ* 47, 329-35.

Thylstrup A. & Fejerskov O. (1995) *Cariologia clínica*. 2.ed. São Paulo: Santos.

Yosef A. et al. (2001) Alcohols, In: Block, S.S. *Disinfection, Sterilization and Preservation*. 5 ed. 229-53.