Alice Bolliger Maniglia

**AVALIAÇÃO QUALITATIVA E QUANTITATIVA DA CONTAMINAÇÃO
MICROBIANA DE DISPOSITIVOS AURICULARES DO ARCO FACIAL E
ARTICULADORES SEMI-AJUSTÁVEIS**

Ribeirão Preto

2007

Alice Bolliger Maniglia

UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
FACULDADE DE ODONTOLOGIA DE RIBEIRÃO PRETO
DEPARTAMENTO DE MATERIAIS DENTÁRIOS E PRÓTESE

**AVALIAÇÃO QUALITATIVA E QUANTITATIVA DA CONTAMINAÇÃO
MICROBIANA DE DISPOSITIVOS AURICULARES DO ARCO FACIAL E
ARTICULADORES SEMI-AJUSTÁVEIS**

*Tese apresentada à Faculdade de
Odontologia de Ribeirão Preto da
Universidade de São Paulo, para
obtenção do grau de Doutor em
Odontologia, Programa Reabilitação Oral.*

Orientador: Prof. Dr. Heitor Panzeri

Orientada: Alice Bolliger Maniglia

Ribeirão Preto

2007

Maniglia, Alice Bolliger

Avaliação qualitativa e quantitativa da contaminação microbiana de dispositivos auriculares do arco facial e articuladores semi-ajustáveis.

112p.: il., 30 cm

Tese de Doutorado apresentada a FORP USP –
Departamento de Materiais Dentários e Prótese

Orientador: Heitor Panzeri

Unitermos: 1. Infecção cruzada 2. Biossegurança
3. Articuladores

*“A ciência é engrandecida de duas maneiras:
pela adição de novos fatos e pela
simplificação do que já existe”*

C. Bernard

DEDICATÓRIA

Em especial, ao meu esposo Carlos e aos meus filhos Mariana, Bárbara e Estevam, pela compreensão, amor e estímulo, que me deram força para realização desta obra;

Aos meus pais, Alayde e Karl Arthur (in memorian), cujo incentivo e apoio permitiu-me estar aqui;

Aos meus irmãos Beatrice, Heidi e Arthur pelo amor, carinho e união.

AGRADECIMENTOS

Agradecimentos especiais

Ao Prof. Dr. Heitor Panzeri, orientador deste trabalho, por ter me acolhido e pelas oportunidades oferecidas para que este trabalho fosse concluído;

À Prof. Dra. Izabel Yoko Ito, exemplo de profissional e de ser humano, presente em todos os momentos do desenvolvimento deste trabalho, pelo incentivo, paciência e carinho a mim oferecidos;

Ao Prof. Dr. Marcelo Mazeto, pela colaboração e incentivo dispensados para a realização deste trabalho.

Apresento meus sinceros agradecimentos

À Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto da Universidade de São Paulo, pela minha formação profissional;

Ao Departamento de Análises Clínicas, Toxicológicas e Bromatológicas da Faculdade de Ciências Farmacêuticas de Ribeirão Preto da Universidade de São Paulo, pela oportunidade oferecida para o desenvolvimento deste trabalho;

A todos os Professores do Departamento de Materiais Dentários e Prótese, que participaram de minha formação na Pós-Graduação;

À Profa. Dra. Valéria Oliveira Pagnano de Souza e Profa. Dra. Alma Blásida Concepcion Elizaur Benitez Catirse, pela valiosa colaboração na realização dos testes estatísticos;

À amiga Ana Rosa Bosco Izidoro, pela paciência e compreensão durante a realização deste trabalho;

À todos que, direta ou indiretamente, colaboraram para a conclusão deste trabalho.

SUMÁRIO

RESUMO

1 INTRODUÇÃO.....	1
2 REVISÃO DA LITERATURA.....	5
3 PROPOSIÇÃO.....	26
4 MATERIAL E MÉTODO.....	28
4.1 Do plano piloto.....	29
4.2 Da avaliação da contaminação microbiana de articuladores após uso em paciente e desinfecção.....	37
4.3 Da avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após uso em paciente.....	39
4.4 Da avaliação da contaminação microbiana do conduto auditivo externo antes e após antissepsia.....	44
4.5 Meios de cultura.....	47
4.6 Isolamento e identificação.....	52
5 RESULTADOS.....	55
5.1 Do plano piloto.....	56
5.2 Da avaliação da contaminação microbiana dos articuladores após uso em paciente e desinfecção.....	61
5.3 Da avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após o uso em paciente.....	68
5.4 Da avaliação da contaminação microbiana do conduto auditivo externo antes e após antissepsia.....	74
6 DISCUSSÃO.....	81
7 CONCLUSÃO.....	95
8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	98
9 APÊNDICE.....	108
ABSTRACT	

RESUMO

O objetivo deste trabalho foi avaliar qualitativamente a contaminação microbiana de dispositivos auriculares do arco facial, articuladores semi-ajustáveis e *in vivo* os condutos auditivos externos antes e após anti-sepsia com clorexidina 0,2% de pacientes da Clínica de Odontologia da FORP-USP. Foi realizado um plano piloto com 20 articuladores (ramo superior e ramo inferior) e 20 dispositivos auriculares (direito e esquerdo) da clínica de graduação da FORP-USP em dois tempos, início do ano letivo e final do ano letivo. Para os articuladores um *swab* embebido em salina era esfregado numa área de 4,0 cm² delimitada por template; para o dispositivo auricular o *swab* era esfregado ao redor deste e então colocados em tubos de ensaio contendo 1,0ml de salina. Após agitar os tubos, a suspensão era semeada em Agar Tioglicolato e o restante da salina enriquecido com caldo Tioglicolato e incubado à temperatura ambiente por no mínimo três dias para verificação do crescimento microbiano. Foram avaliados também 20 articuladores após desinfecção prévia da área delimitada com álcool 70% esfregada com gaze esterilizada por três vezes. Vinte arco faciais (40 dispositivos – direito e esquerdo) fornecidos pela BioArt (São Carlos – SP) foram avaliados após esterilização e uso em paciente. O dispositivo esterilizado era encaixado com auxílio do próprio papel da embalagem de esterilização e colocado no conduto auditivo externo pelo paciente por dois minutos. A seguir o dispositivo era removido com mão enluvada e colocado em tubo de ensaio contendo 1,0ml de salina. O restante do material e método foi igual ao plano piloto. Foi avaliada a contaminação microbiana de condutos auditivos externos de 20 pacientes; antes da anti-sepsia um *swab* umedecido em salina era esfregado pelo paciente e após anti-sepsia, um cotonete embebido em clorexidina 0,2% era esfregado por 30 segundos pelo paciente no conduto auditivo externo e a colheita do material era feita após com um *swab* embebido em salina. O restante do material e método foi igual aos demais grupos. Foi feita a coloração de Gram para identificação dos morfotipos e os cocos gram-positivos (*Staphylococcus*) semeados em Kit Api Staph (BioMérieux) e os bacilos gram-positivos esporulados e bacilos gram-negativos em série de Hiss convencional (em tubos). Os cocos foram identificados como: *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus saprophyticus*, *Staphylococcus roseus*, *Staphylococcus asaccharolyticus*, *Staphylococcus minimus*, e ainda *Kokuria ryzophyla*; os bacilos gram-positivos aeróbios esporulados como: *Bacillus atropheus*, *Bacillus acnes*, *Bacillus alvei* e o único bacilo gram-negativo como: *Alcaligenes faecalis*. Baseado nos resultados verificou-se que todos os ramos superiores e inferiores dos articuladores testados e dispositivos auriculares (direito e esquerdo) do arco facial do plano piloto estavam contaminados não havendo diferença estatisticamente significativa entre os dois tempos; após desinfecção com álcool 70% dos 20 articuladores testados apenas 4 estavam contaminados (média de UFC foi 7); todos os dispositivos auriculares esterilizados avaliados após uso em paciente estavam contaminados; não houve diferença estatisticamente significativa na contaminação microbiana entre os condutos auditivos externos direito e esquerdo tanto antes quanto após a anti-sepsia com clorexidina 0,2% .

1 INTRODUÇÃO

Durante muito tempo o controle de infecção em Odontologia foi negligenciado.

A infecção cruzada sempre existiu, porém hoje em função de um aumento do número de casos como de hepatite B e AIDs, determinou, tanto as escolas quanto os profissionais da área de Odontologia, a adoção de medidas de prevenção e segurança que evitem os fatores de risco aos quais estão expostos os cirurgiões dentistas e seus pacientes.

O avanço técnico-científico das profissões de saúde conduziu a busca incessante visando diagnóstico, melhor técnica e um alto padrão de qualidade com a biossegurança, evitando-se assim a disseminação das infecções cruzadas bem como a contaminação ambiental.

Os cirurgiões-dentistas estão expostos a uma ampla variedade de microrganismos presentes no sangue e na saliva dos seus pacientes. Devido às repetidas exposições a esses microrganismos, a incidência de algumas doenças infecciosas tem sido significativamente maior entre estes que em profissionais de outras áreas e, ainda, que na população em geral (MOLINARI; COTTONE in: COTTONE et al., 1996).

Uma cadeia potencial de infecção cruzada, de um paciente para outro é estabelecida, através da contaminação de instrumentos e do pessoal odontológico, pelos microrganismos procedentes do paciente mesmo em intervenções não invasivas.

A doença pode não só ser transmitida do paciente para o dentista, mas também de paciente para paciente, assim como do dentista para o paciente.

Portanto, além do dever, é uma obrigação dos cirurgiões-dentistas aprimorarem seus cuidados de biossegurança para com o paciente e a equipe de odontologia, minimizando ou eliminando a contaminação cruzada no ambiente de trabalho.

Tal entendimento tem necessitado uma revisão nos procedimentos de controle de infecção, evitando que por displicência ou imperícia os pacientes e a própria equipe odontológica sejam contaminados.

Desse modo instrumentos, materiais, objetos e equipamentos devem receber cuidados especiais. Nesse aspecto, têm sido desenvolvidos alguns procedimentos, porém ainda não atingem todos os itens disponíveis do arsenal odontológico.

A prática da prótese odontológica representa um dos maiores obstáculos à prevenção da contaminação cruzada que ocorre entre profissionais e pacientes.

Adicionalmente aos patógenos conhecidos, microrganismos da microbiota residente avirulentos podem se tornar infectantes em pacientes debilitados pela doença ou pela idade; estes indivíduos são freqüentemente os mesmos pacientes que apresentam maior necessidade de prótese (COTTONE et al., 1990).

Antes de 1970, o controle de infecção raramente era praticado em Odontologia. No entanto com o aumento de doenças infecto-contagiosas, com conhecimentos de que microrganismos podem sobreviver na saliva e sangue sobre superfícies inanimadas, a necessidade de assepsia dos procedimentos clínicos, evitando a infecção cruzada entre profissional-paciente-laboratório tornou-se evidente.

Apesar do controle de infecção estar sendo enfatizado ultimamente, um dos itens esquecidos na literatura é sobre a contaminação de articuladores usados em quase todas as especialidades odontológicas.

A proposição desse trabalho surgiu em função dessas situações principalmente em relação à melhoria no controle de infecção cruzada, objetivando avaliar a contaminação microbiana de dispositivos auriculares do arco facial e articuladores semi-ajustáveis.

2 REVISÃO DA LITERATURA

Desde o advento da AIDS, houve um aumento dos cuidados por parte dos profissionais de saúde assim como com a desinfecção e esterilização (GUIMARÃES JÚNIOR, 1992). A AIDS tem sido responsável pela tomada de consciência dos profissionais de saúde para se adotarem medidas de prevenção da infecção cruzada, embora não seja a única doença infecto-contagiosa a que o cirurgião-dentista, pessoal auxiliar e o paciente estão expostos. A hepatite B é uma doença de reconhecida transmissão ocupacional na prática odontológica, destacando-se como a de maior risco de contaminação. Ainda há outras doenças passíveis de serem contraídas como o herpes simples, herpes zoster, hepatite A, mononucleose infecciosa, caxumba, tuberculose, pneumonia, entre outras (VIGNARAJAH, 1991).

No Brasil, o Ministério da Saúde, em 1986, apresentou pela primeira vez, normas para se cuidar de pacientes com infecção pelo HIV. Na mesma publicação, apresentou as recomendações para o atendimento odontológico.

Esses documentos enfatizam a necessidade dos profissionais da área de saúde considerarem todos os pacientes como possíveis infectantes.

O controle de infecção é constituído por recursos materiais e protocolos que agrupam as recomendações para prevenção, vigilância, diagnóstico e tratamento de infecções,, visando a segurança da equipe de saúde e dos pacientes, em qualquer situação ou local onde se prestem cuidados de saúde: hospitais, residências,

ambulatórios, consultórios, laboratórios, no atendimento a acidentados, em unidades de transportes ou outros (TEIXEIRA; SANTOS, 1999).

Infecção cruzada é a passagem de microrganismos de um indivíduo para outro suscetível, podendo ocorrer através de contato direto de pessoa a pessoa ou através de instrumentos contaminados com sangue, saliva ou restos teciduais (SAMARANAYAKE, 1993).

Sangue, saliva e outros fragmentos encontrados no chão, paredes, acendedor de luz, equipamentos, canetas, telefones, etc, são produtos residuais. Se estes produtos residuais são a causa de doenças infecciosas, portanto, eles devem seguir os critérios de controle de infecção para microrganismos potencialmente infecciosos (HARDIE, 1992). Para transmitir doenças, estes resíduos devem conter patógenos com virulência e quantidade suficiente, assim a exposição de um susceptível hospedeiro a um ou mais resíduos, via uma porta de entrada, pode resultar em doença infecciosa. Segundo Hardie (1992), isto ocorre muito raramente ou nunca, porque uma vez removido do corpo humano, estes resíduos geralmente não propiciam condições requeridas para suportar o crescimento e sobrevivência dos agentes infecciosos.

Porém, segundo Wood (1993), esta situação é complicada pelo fato de que uma dose mínima infecciosa de um microrganismo varia dependendo do nível de suscetibilidade do paciente a contrair a infecção. Hereditariedade, condições nutricionais, medicações tais como esteróides, procedimentos terapêuticos como quimioterapia e diabetes aumentam o risco de infecção severa.

Wood (1993) relata que há evidências de que em procedimentos odontológicos, superfícies de cirurgia são contaminada se microrganismos patogênicos sobrevivem nestas superfícies por longos períodos de tempo. Relata ainda que, é difícil provar que

infecção pode ser transmitida das superfícies num ambiente clínico. Entretanto, transmissão de infecção de uma superfície de trabalho deve ser considerada e é classificada como de baixo risco.

Segundo Springthorpe (2000), o tempo afeta a viabilidade dos microrganismos, mas quantidades fracionais da maioria dos patógenos podem ser detectadas após várias horas nas superfícies contaminadas. Durante este tempo, contato com o item contaminado resulta em inoculação direta em um hospedeiro susceptível ou mais precisamente contaminação de outro veículo, tal como mãos, através da qual inoculação indireta ocorre.

Superfícies sólidas são ubíquas em seu meio. Assim como muitas formas de vida, as bactérias também encontram as superfícies sólidas úteis para sua sobrevivência. Quando suspensas em um meio líquido, a bactéria rapidamente se associa com alguma superfície acessível, como observado na sua aderência ao dente na cavidade oral. Uma vez depositada nas superfícies, muitos agentes infecciosos podem sobreviver por extensos períodos até que sejam eliminados por procedimentos de desinfecção ou esterilização (WILLIAMS et al., 2003).

Diferentes microrganismos sobrevivem em superfícies por variados tempos. Os fatores que influenciam na sobrevivência incluem temperatura, umidade, dose inoculada e a presença de sangue ou saliva. Portanto, prever o número e tipo de microrganismo presente em uma superfície contaminada é impossível. A medida de segurança é assumir que qualquer contaminação contém microrganismos viáveis.

Remover e/ou eliminar os microrganismos antes de cada tratamento é necessário (PALENIK, 2005).

Segundo Hackney Jr. et al. (1998), o vírus HIV quando em contato com superfícies são inativados rapidamente (90 a 99% de redução em algumas horas). Entretanto, o vírus da hepatite B pode sobreviver em 42% de umidade por até sete dias, *Staphylococcus aureus* por cinco dias e vírus de herpes simples por aproximadamente três horas quando em saliva e mais de quatro horas quando em sangue. Além disso, o *Mycobacterium tuberculosis* pode sobreviver por seis a oito meses quando protegido da luz solar e o *Streptococcus pneumoniae* e *Streptococcus pyogenes* por 48 horas.

Prevenir infecção cruzada no consultório odontológico tem sido um grande desafio para cirurgiões dentistas, pesquisadores e microbiologistas. Na maior parte das vezes, os microrganismos têm vencido as medidas de segurança adotadas na atualidade, colocando em risco profissionais e pacientes. Por outro lado, a falta de cuidado de alguns profissionais com relação à biossegurança tem propiciado ocorrência de infecção cruzada no consultório (FERREIRA, 1995).

Organizações de Saúde do mundo inteiro como o Center for Disease Control (CDC) e a American Dental Association (ADA), entre outras, têm desenvolvido normas de assepsia, desinfecção e esterilização, preconizando a adoção de um protocolo de controle de infecção. Essas normas, conhecidas como “Precauções Universais” devem ser aplicadas a todos os pacientes, em todos os tipos de tratamento odontológico e para todos os instrumentos e equipamentos. Todos os pacientes devem ser considerados como potenciais transmissores de doenças infecciosas e todos os instrumentos e equipamentos utilizados nesse paciente devem merecer o mesmo tratamento e cuidados (RUSSO;RUSSO,2001).

Precaução Universal é o conjunto de procedimentos/meios e de medidas empregados para proteger a Saúde e proporcionar Segurança aos profissionais da área da saúde e, assim, proteger o Paciente (CDC, 1987).

A Precaução Universal compreende: Barreira; Esterilização; Desinfecção; Anti-sepsia; Limpeza; Descarte/Descartável (LIMA; MINHOLO; ITO, 1992).

Segundo Cottone et al. (1996), Precaução Universal refere-se a aplicação do mesmo procedimento de controle de infecção para todos os pacientes, ou seja, que se trate todos os pacientes como infectados.

Controle de infecção significa interferir na cadeia de infecção (MILLER; PALENIK, 1994).

Conforme relatado por Molinari (1994), cadeia de infecção é constituída por três elos fundamentais: o agente etiológico (bactérias, fungos e vírus), sendo que a capacidade de provocar a doença, está na dependência de sua virulência, número de unidades formadoras de colônias (UFC) e do número de inoculações ocorridas; a transmissibilidade (contágio direto ou indireto) e o hospedeiro susceptível.

A cada dia pesquisas vêm demonstrando que em todos os instrumentos odontológicos esconde-se um universo de microrganismos patogênicos (BERTI et al., 2003).

Trabalhos têm demonstrado que o spray ar/água do alta rotação e da seringa tríplice seria uma fonte de contaminação potencial de bactérias em consultório odontológico (BLAKE, 1963; ABEL et al., 1971).

Young (1991), relata que todos os instrumentos e itens usados na boca que não são destruídos pela esterilização a calor, devem ser esterilizados desta maneira ou por

calor/pressão, entre as sessões de pacientes. Estão incluídos motores de alta rotação, peças de mão, instrumentos para polimento, acabamento e outros instrumentais.

Várias pesquisas sugerem que o flushing da rede de água na qual a peça de mão está conectada, pode reduzir o número de bactérias, mas esta redução não se mostrou estatisticamente significativa (GROSS et al, 1976).

Segundo Scheid et al. (1982), um possível modo de transmissão das infecções é pelo aerossol que é um meio de transporte de bactéria gerado quando os motores de alta rotação são usados com spray de água para refrigeração. Os autores relatam que para diminuir a contaminação do aerossol, vários métodos de esterilização e desinfecção têm sido propostos. Estes incluem álcool saturado (LARATO, 1966), limpando o exterior da peça de mão com uma esponja embebida num desinfetante (NEUGEBOREN et al., 1972), uso de hipoclorito de sódio (ABEL et al., 1971) e desmontando e mergulhando em desinfetante (CRAWFORD, 1988).

Scheid et al. (1982), analisaram o aerossol de peças de mão as quais estavam em desuso num período de um a sete dias e foram conectadas em unidades que também estavam em desuso a mais de 24 horas, as quais se encontravam equipadas com uma válvula de retração. Foram colhidas amostras do aerossol da rede de água sem a peça de mão conectada, sem flush e depois do flush. Em seguida, os motores de alta rotação foram conectados e o aerossol colhido antes e depois do flush. Os autores concluíram que o número de unidade formadora de colônia (UFC) de bactérias no aerossol criado por alta rotações depois de variados períodos de desuso, foi reduzido significativamente após o flushing das redes de água e dos motores.

Instrumentos rotatórios cortantes estão expostos a contaminação pelo sangue, saliva e outros fluidos presentes na cavidade oral. Cooley et al. (1982), verificando a

contaminação de brocas, riscaram placas de ágar com estas e puderam verificar o crescimento microbiano.

Russo et al. (1998), verificando se os profissionais vêm esterilizando os instrumentos cortantes rotatórios, verificaram que em 14,15% das amostras coletadas, foi possível constatar o crescimento de bactérias, permitindo concluir que os processos de esterilização utilizados pelos profissionais, mostraram-se não efetivos no controle microbiano.

Russo et al. (2000), pesquisaram a intensidade de contaminação pela microbiota bucal, de pontas de seringa tríplice usadas no atendimento a pacientes imediatamente após a abertura da embalagem, após o uso em pacientes e após o uso e a desinfecção com álcool etílico 70% P/V, friccionado por um minuto. Verificaram que em pontas usadas em pacientes, houve um número incontável de UFC, em pontas usadas e desinfetadas com álcool etílico 70% P/V verificou-se apreciável redução na contagem de colônias, porém não impediu o desenvolvimento bacteriano em nenhuma amostra testada.

Considerando-se que os profissionais odontológicos atendem vários pacientes por dia e que durante o atendimento tocam em várias superfícies além da cavidade oral, durante vários estágios do tratamento e que alguns instrumentos, equipamento ou superfícies de trabalho não podem ser esterilizados e são difíceis de desinfetar num

curto período de tempo, o Council on Dental Materials, Instruments and Equipment (1988) reconheceram o potencial de transmissão de microrganismos infecciosos durante o tratamento dentário.

As mãos do profissional contaminadas pela saliva e sangue são de fundamental importância no processo de infecção cruzada quando não ocorre, por parte do

profissional, uma anti-sepsia minuciosa ao término do atendimento a um paciente e início do atendimento a outro (MILLER, 1993).

O Center for Disease Control (CDC, 1993), relata que em Odontologia, as superfícies ambientais podem vir a se contaminar durante o tratamento do paciente. Certas superfícies, especialmente aquelas tocadas frequentemente podem ser reservatórios de contaminação microbiana embora não tem sido associado diretamente com transmissão de infecção tanto para o dentista quanto para o paciente. A transferência de microrganismos de superfícies ambientais contaminadas aos pacientes ocorre primeiramente através do contato da mão do cirurgião dentista. Quando estas superfícies são tocadas, agentes microbianos podem ser transferidos aos instrumentos, outras superfícies do ambiente ou para o nariz, boca ou olhos dos profissionais ou pacientes. Embora a higiene da mão seja a chave para minimizar esta transferência, o controle de infecção em consultório odontológico pode ser realizado por meio de limpeza e esterilização do instrumental, desinfecção ou cobertura ou isolamento de superfícies e equipamentos e colocação de barreiras de proteção.

Na década de 1970, Crawford demonstrou a ocorrência de contaminação cruzada por meio dos dedos dos profissionais, partindo da premissa – “se a saliva fosse vermelha”. Esse estudo foi expandido por Glass et al. (1987), pelo uso em manequim de dique de borracha pintado de vermelho. Essa experiência mostrou evidências da disseminação de fluidos orais pela demonstração de manchas/respingos vermelhos nas mãos e vestimentas, bem como nas superfícies e no ambiente. Isso substanciou a necessidade de aplicação de medidas efetivas de controle de infecção no consultório odontológico (COTTONE e tal., 1996).

Autio et al. (1980), testaram se o potencial patogênico dos microrganismos era transferido da boca dos pacientes para os dedos do operador ou determinadas áreas clínicas. Amostras foram colhidas de quatro possíveis áreas de transferência antes e depois de uma limpeza e concluíram que ocorria significativa transferência da maioria do potencial patogênico.

Também Crompton et al. (1994) relataram a transferência de *Streptococcus sanguis* aderidos aos dedos polegar e indicador das luvas para o papel de anotações esterilizados. A viabilidade dos microrganismos pode ser constatada por até 72 horas depois da transferência.

Williams et al. (2003), compararam a contaminação bacteriana de superfície de um estudo de 1976 e de outro de 1998 da mesma clínica. Verificaram que houve uma diferença estatisticamente significativa entre estes dois estudos; houve uma redução no número de bactérias no estudo de 1998. Concluíram que alterações no desenho da clínica e equipamentos, assim como a prática de procedimentos de controle de infecção resultou numa menor contaminação bacteriana das superfícies testadas em 1998 do que em 1976.

Pagnan et al. (2006) verificaram a contaminação microbiana do ambiente de trabalho e equipamentos odontológicos e também compararam a eficiência de germicidas indicados para desinfecção das superfícies (mesa auxiliar, cadeira, equipamentos e periféricos odontológicos). Concluíram que a disseminação de microrganismos no ar ambiente dos consultórios odontológicos efetivamente ocorre e que os produtos utilizados (álcool 70, Stericim e Bactspray) foram eficazes quanto à proposta de desinfecção, quando observados os cuidados do protocolo com relação à contaminação cruzada e dependendo da superfície a ser limpa.

Biossegurança pode ser definida como um conjunto de posturas, atitudes e procedimentos que visam trazer bioproteção a todos os envolvidos em uma determinada atividade, como forma de prevenir ou minimizar possíveis acidentes ou danos.

Segundo Razaboni (2005), a Biossegurança tem como base a Riscologia que é uma ciência que avalia os riscos e/ou suas interações que possam afetar a integridade e o bem estar. A Biossegurança é um conjunto que visa prioritariamente a prevenção, ou pelo menos a minimização desses riscos, diminuindo suas possibilidade de ocorrência, tomando decisões técnicas e administrativas para propor mudanças ou adequações.

O protocolo de Biossegurança é uma série de medidas adotadas no mundo inteiro para tentar controlar doenças transmissíveis. Consta do protocolo o uso de equipamentos e materiais pelos profissionais de saúde como máscaras descartáveis, gorro, luvas, protetor de caneta, óculos, agentes químicos para desinfecção de superfície ou esterilização de instrumentais, uso de anti-sépticos, filmes plásticos para cobertura de superfícies e outros itens que fazem parte da prática diária dos profissionais (FERREIRA, 1995).

A Portaria CVS-11 de 04-07-95 determina que equipamentos, instrumentos, utensílios e inclusive a própria equipe odontológica e os pacientes deverão ser submetidos aos seguintes processos: limpeza, desinfecção e anti-sepsia.

A limpeza compreende a remoção mecânica e/ou química dos resíduos orgânicos, incluindo lavagem, enxágue e secagem do material.

Bebemeyer et al. (2005) definem limpeza como o processo de remoção de contaminação orgânica visível que pode interferir com a inativação microbiana. A ação física de esfregar com detergentes ou surfactantes, e lavar com água e move um número substancial de microrganismos. Se a superfície não é limpa, o processo de desinfecção

pode ser comprometido. Quando uma superfície não pode ser limpa adequadamente, ela deve ser protegida com barreiras.

A desinfecção é o processo em que são destruídos os microrganismos em forma vegetativa, sendo estes patogênicos ou não, após uma pré-limpeza.

A esterilização é o processo de destruição de todas as formas de vida microbiana como bactérias, fungos, vírus e esporos.

A anti-sepsia é o processo pelo qual são eliminados os microrganismos presentes em tecidos vivos, como mãos do operador e regiões intra e extrabuciais dos pacientes (GONÇALVES; TRAVASSOS; SILVA, 1996).

O Ministério da Saúde em Manual de Controle de Infecção Hospitalar (BRASIL, 1994), recomendou a classificação de Sapulding para objetos inanimados, conforme o risco potencial de transmissão de infecção que apresentam. Esta classificação tem sido utilizada rotineiramente também na Odontologia, já que no consultório odontológico o contato entre o instrumental e o paciente é constante. Nesta classificação os materiais são considerados como artigos críticos, semi-críticos e não-críticos.

Artigos críticos são todos aqueles que penetram nos tecidos subepiteliais, no sistema vascular e em outros órgãos isentos de microbiota própria, bem como todos àqueles que estejam conectados com eles. Instrumentos que tocam em pele e mucosa não íntegras também são considerados críticos. Estes artigos devem estar obrigatoriamente esterilizados ao serem utilizados. Artigos semi-críticos são todos aqueles que entram em contato apenas com mucosa íntegra, capaz de impedir a invasão dos tecidos subepiteliais. Estes artigos também devem ser esterilizados. Para artigos semi-críticos aceita-se a desinfecção apenas para aqueles itens que não podem ser esterilizados por procedimentos físicos. Artigos não críticos são todos aqueles que

entram em contato com pele íntegra e ainda os que não entram em contato direto com o paciente. Estes artigos devem sofrer procedimentos de desinfecção (GRAZIANO et al., 2000; GUIMARÃES JÚNIOR, 2001).

Segundo Council on Dental Materials, Instruments, and Equipment (1988), antes da esterilização ou desinfecção, os debris devem ser removidos dos instrumentos e superfícies, através da lavagem com água quente e sabão ou detergente, ou através do uso de um aparelho de ultra-som com solução de limpeza apropriada.

No Guia do Center for Disease Control (2003) uma das maiores mudanças em relação ao guia de 1993 é evidente em recomendações para o manuseio das superfícies.

Neste guia, o CDC separa superfícies do meio em superfícies clínicas de contato e superfícies do ambiente de trabalho. Quando se considera o protocolo para limpeza e desinfecção das superfícies das áreas do atendimento do paciente, deve-se considerar: o potencial de contato direto do paciente, grau e frequência do contato das mãos e o potencial de contaminação das superfícies com sangue com outros materiais potencialmente infecciosos, assim como com os meios de transmissão dos microrganismos.

As superfícies clínicas de contato são aquelas tocadas pelas mãos contaminadas, instrumentos, aparelhos ou outros itens durante o tratamento. Quando alguma superfície ou instrumento é tocado pelo cirurgião dentista, a transferência de microrganismos da superfície aos pacientes pode ocorrer (BEBEMEYER et al., 2005). O Guia do Center for Disease Control (2003) oferece como opções para manuseio destas superfícies clínicas de contato usar barreiras de superfície ou desinfecção destas superfícies.

Como as superfícies clínicas são tocadas frequentemente com mãos enluvadas durante o tratamento do paciente, ou podem ser contaminadas com sangue, saliva ou

outro material de potencial infeccioso e então vir a ter contato com instrumentos, aparelhos, mãos ou luvas, um tratamento apropriado das superfícies de contato é necessário.

Segundo Miller e Palenik (1991) e Lima e Ito (1994), barreiras de superfície ou cobertura é o meio mais eficaz para prevenir a infecção cruzada via superfícies, assim, recomenda-se cobrir e recobrir tudo o que for possível com filme de PVC aderente ou não, papel alumínio, ou outro material impermeável.

Também Russo e Russo (2001) relatam que todos os objetos e superfícies que entrarão em contato com as mãos enluvadas do profissional devem ser devidamente protegidos através da utilização de papel impermeável, papel alumínio ou plástico.

Segundo Palenik (2005), há dois meios para a desinfecção da superfície do meio. Um para prevenir contaminação é recobrir a superfície. O outro é pré-limpar e desinfetar superfícies antes da contaminação e após. Cada meio tem suas vantagens e

desvantagens. Normalmente recomenda-se as duas formas de se prevenir a contaminação cruzada.

Para realização da desinfecção de superfície, vários agentes químicos desinfetantes podem ser utilizados. O passo inicial para o processo de desinfecção incorre no conhecimento de cada um desses produtos, nos seus aspectos principais como: seu mecanismo de ação sobre os microrganismos, toxicidade para o manipulador e ação deletéria para o equipamento a ser desinfetado. A escolha adequada do desinfetante proporciona o sucesso do processo de desinfecção (SILVA, JORGE, 2002).

A British Dental Association (1989), recomenda álcool 70%, solução de hipoclorito, ou glutaraldeído à 2% para desinfetar superfícies contaminadas sob diferentes circunstâncias.

O Ministério da Saúde (1994), recomenda para desinfecção de nível intermediário ou médio de artigos e superfície a fricção com álcool 70% com tempo de exposição de 10 minutos (3 aplicações).

Gonçalves, Travassos e Silva (1996) relatam que artigos não críticos, como superfícies dos equipamentos, móveis e instalações, devem receber limpeza com água e sabão e posterior desinfecção com álcool 70% devido sua ação desnaturante ou hipoclorito de sódio 1%. Já os artigos semicríticos (que entram em contato com a pele ou mucosas íntegras) e críticos (penetram através da pele e mucosa) devem ser submetidos ao processo de esterilização.

Silva e Jorge (2002), analisaram a ação de quatro desinfetantes utilizados em Odontologia: álcool etílico a 77°GL, composto fenólico (Duplofen), iodóforo (PVP-I) e solução de álcool etílico a 77°GL com 5% de clorexidina para desinfecção de superfície. O desinfetante que demonstrou ser mais efetivo na redução microbiana foi a solução alcoólica de clorexidina, principalmente para bactérias gram-positivas. O iodo e o composto fenólico mostraram ser bastante eficazes na redução microbiana. O álcool etílico a 77°GL foi o menos eficaz dos quatro desinfetantes analisados, porém mostrou uma redução microbiana estatisticamente significativa após o processo de desinfecção.

O controle da contaminação cruzada é a prevenção da transmissão de agentes infecciosos entre pacientes e profissionais num meio clínico. A profissão odontológica vem aumentando a importância do controle de contaminação cruzada prevenindo a disseminação de doenças no meio odontológico. As implicações éticas e legais requerem atualmente uma atenção às rotas de transmissão que foram ignoradas no passado. Para se adquirir controle de infecção, novos produtos e técnicas estão sendo constantemente desenvolvidos. Um aumento na população de pacientes debilitados e

imunocomprometidos (como por exemplo, idade avançada, doença existente, regimes de quimioterapia e cirurgias de transplante) estão sendo tratados especificamente em prótese. Consequentemente, pacientes em tratamento protético são um grupo de relativo alto risco no seu potencial de transmitir doenças infecciosas assim como sua suscetibilidade em adquirí-las (CONNOR, 1991).

Adicionalmente aos patógenos conhecidos, microrganismos da microbiota residente avirulentos podem se tornar infectantes em pacientes debilitados pela doença ou pela idade; estes indivíduos são frequentemente os mesmos pacientes que apresentam maior necessidade de prótese (COTTONE et al., 1990).

A prática da prótese odontológica representa um dos maiores obstáculos à prevenção da contaminação cruzada que ocorre entre profissionais e pacientes.

Segundo Connor (1991), a confecção de próteses para pacientes portadores de doenças infecto-contagiosas apresenta risco de contaminação cruzada, sendo que moldagens, registros de relação maxilo-mandibular e instrumentais, assim como prova de próteses estão expostas à contaminação na cavidade oral do paciente. Também muitos instrumentais usados em prótese têm potencial de transmissão de doenças infecciosas, mas não são passíveis de esterilização. Entretanto, a manutenção de uma cadeia asséptica é essencial para prevenir a transmissão de bactérias, vírus e fungos.

A análise de trabalhos protéticos mostra que muitos instrumentos e equipamentos de suporte possuem potencial para transmitir doenças, mas nem sempre são adequados para esterilização e desinfecção. Enquanto a eliminação total do potencial de contaminação cruzada em prótese não é possível, o risco potencial de transmissão de doenças pode ser reduzido realizando alguns procedimentos de desinfecção ou esterilização. Exemplos de itens rotineiramente usados que tem problemas de

desinfecção ou esterilização são as escalas de cores, moldes, dentaduras imediatas, espátulas, próteses contaminadas que voltam dos laboratórios, arco facial, articuladores entre outros (STERN; WHITACRE, 1981).

A desinfecção dos trabalhos protéticos é uma etapa importante para prevenir a contaminação cruzada entre pacientes, dentista e técnicos de laboratório.

Antes de 1970, o controle de infecção raramente era praticado nos laboratórios de prótese (MERCHANT, 1996). No entanto, com o aumento de doenças infecto-contagiosas, com os conhecimentos de que microrganismos podem sobreviver na saliva e sangue sobre superfícies inanimadas, a necessidade de assepsia dos procedimentos clínicos, evitando a infecção cruzada entre profissional-paciente-laboratório tornou-se evidente.

A identificação de agentes infecciosos como o vírus da hepatite B (HBV), o bacilo da tuberculose, o vírus do herpes simples (HSV) e microrganismos da microbiota bucal sobre a superfície dos moldes e a transferência destes aos modelos de gesso, exigem que métodos eficazes de assepsia sejam adotados para o controle efetivo das infecções cruzadas, pois a lavagem rápida em água corrente, como provaram Ray e Fuller (1963), não garante a remoção total dos microrganismos presentes na superfície os mesmos. Estes autores verificaram que após a lavagem de molde de alginato em água corrente, havia persistência de *Mycobacterium tuberculosis* nas suas superfícies.

Em 1978, Rowe e Forest relataram que é uma prática rotineira dos cirurgiões-dentistas efetuarem a esterilização dos instrumentos, a desinfecção de superfícies, aparelhos e equipamentos utilizados com a finalidade de evitar a contaminação cruzada; porém declararam-se surpresos com a falta de orientação na literatura odontológica com respeito à contaminação e ao tratamento de moldes dentais e alertaram que em algumas

situações, estes poderiam estar transmitindo doenças, atingindo inclusive técnicos de laboratório de prótese.

Leung e Schoonfeld (1983) observaram a transferência de microrganismos viáveis de moldes para os modelos de gesso. Foram realizadas moldagens com hidrocolóide irreversível de modelos contaminados com *Serratia marcescens* (bacilo gram-negativo produtor de pigmento vermelho) e em seguida os moldes foram vazados com gesso esterilizado por óxido de etileno.

Apesar da ênfase no controle de infecção em Odontologia devido a um aumento no número de pacientes com sua saúde comprometida e da proliferação de doenças infecciosas, um dado esquecido no esforço do controle de infecção é a falta de informação na literatura a respeito da possibilidade de contaminação cruzada através do uso de articuladores.

Embora a literatura seja mais abrangente na pesquisa sobre o tratamento de moldes contaminados, é possível afirmar que a desinfecção ou esterilização de articuladores não é menos importante, vistas às várias oportunidades de transferência de agentes infecciosos do sangue e da saliva para os mesmos. Estas se verificam especialmente em provas protéticas onde a peça protética é retirada do modelo de gesso que está preso no articulador para ser provada na boca do paciente. Uma vez provada esta peça é novamente colocada no modelo e para isso há necessidade de manuseio do articulador e nem sempre o profissional toma os cuidados devidos como, por exemplo, o uso de sobre luvas e barreiras no articulador, acarretando dessa forma riscos de contaminação cruzada para todos os que o manuseiam inclusive técnicos de laboratório.

Stern e Whitacre (1981) relataram que instrumentos como arco facial, articuladores apresentam problemas para esterilização e desinfecção e para reduzir o

potencial de contaminação cruzada em prótese os seguintes cuidados devem ser tomados: uso de coberturas plásticas em superfícies como o arco facial e articuladores e desinfetar superfícies com agentes químicos.

Também Cohen et al. (1991) e Connor (1991) relatam que alguns itens em prótese devem ser desinfetados entre eles os articuladores e arco facial.

Outro fator a ser considerado é em relação aos dispositivos auriculares do arco facial, considerando-se que estes são introduzidos no conduto auditivo externo do paciente para os devidos registros de oclusão numa confecção de prótese.

Considerando que o conduto auditivo externo possui secreções, sendo que estas são um excelente meio para o crescimento bacteriano (FEINMESSER et al., 1982), a possibilidade de contaminação cruzada em pacientes por meio do emprego de dispositivos auriculares que não foram esterilizados ou desinfetados deve ser investigada.

Segundo Overend et al. (1992), a flora microbiana do conduto auditivo externo é a mesma da pele normal. O canal possui barreiras mecânicas e químicas à infecção. As barreiras mecânicas incluem os pelos protetores, a cartilagem do ouvido externo, a curva em S do próprio canal e a migração epitelial do tímpano, que expõe queratina e cera. A cera formada da mistura de secreções das glândulas sebáceas e apócrinas constitui a barreira química. Os ácidos graxos, os lisozimas e imunoglobulinas G e A tornam a cera bacteriostática.

Apesar de suas defesas, o ouvido externo é geralmente um local de infecção. As defesas do ouvido podem ser alteradas pelo aumento de temperatura, trauma, maceração, antibioticoterapia e microrganismos exógenos, especialmente *Pseudomonas aeruginosa*, que pode crescer na presença de cera (STONE; FULGHAM, 1984).

Portanto estes traumas podem danificar o epitélio, possibilitando a colonização de bactérias patogênicas (FEINMESSER et al., 1982; OVEREND et al. 1992).

Overend et al. (1992), verificando a cultura de microrganismos em dispositivos auriculares de otoscópios de profissionais, verificaram que dos 44 dispositivos avaliados, 41 (93%) estavam contaminados, sendo que o número de colônias de cada dispositivo foi em torno de 30 UFC. Uma grande variedade de microrganismos foi encontrada incluindo microrganismos com potencial patogênico como *Staphylococcus aureus* e *Aspergillus fumigatus*.

Cohen et al. (1998), pesquisaram se dispositivos auriculares de otoscópio usados em clínicas pediátricas estavam contaminados por microrganismos e questionaram profissionais a respeito da importância da limpeza dos dispositivos antes do seu uso e qual método de limpeza era usado. Estes autores isolaram microrganismos em 86% dos otoscópios testados, sendo 64% do gênero *Staphylococcus*. Verificaram que de 23 otoscópios contaminados com *S. aureus*, quatro (17%) eram MRSA (*Staphylococcus aureus* metilina resistente). Os métodos de limpeza utilizados pelos profissionais foram o de imersão em uma substância desinfetante, limpeza com álcool 70% ou apenas lavagem com sabão e água.

Ayliffe (apud COHEN et al., 1998), recomenda três métodos de limpeza de dispositivos auriculares de otoscópios: ferver os dispositivos em água por 5 a 10 minutos, 5 minutos de imersão em álcool 70% ou autoclavagem.

A otite externa é um dos problemas mais comuns deparados pelos otorrinolaringologistas sendo uma doença que afeta todas as idades e suas manifestações clínicas são especialmente as mesmas em cada período da vida (FEINMESSER e tal.,1982).

Brook (1997), relatou que foi observada otite externa causada por *Staphylococcus aureus* em uma enfermeira após uso extensivo de estetoscópio. Um microrganismo similar foi isolado do dispositivo auricular do estetoscópio. A infecção não reincidiu após o dispositivo ser limpo após cada uso. O estudo demonstrou a colonização do dispositivo com microrganismos que possuem potencial para causar infecção nosocomial.

Segundo Clark et al. (1997), o *Staphylococcus aureus* e *Pseudomonas aeruginosa* têm sido identificados como microrganismos predominantes isolados de casos de otite externa.

Com base em dados de pesquisas relacionadas, foi despertado o interesse de verificar a contaminação microbiana de articuladores e dispositivos auriculares do arco facial, uma vez que estes, muitas vezes podem ser negligenciados quanto aos procedimentos de biossegurança na prática odontológica rotineira.

3 PROPOSIÇÃO

Diante do potencial de infecção cruzada em Odontologia, o objetivo deste trabalho foi avaliar:

1. A contaminação microbiana de articuladores semi-ajustáveis e dispositivos auriculares de arco facial utilizados por alunos da clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP.
2. Qualitativa e quantitativamente a contaminação microbiana de articuladores semi-ajustáveis utilizados por alunos da Clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto –USP, após desinfecção.
3. Qualitativamente a contaminação microbiana de dispositivos auriculares esterilizados do arco facial após colocação no conduto auditivo externo de pacientes da Clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP.
4. Qualitativamente *in vivo* a contaminação do conduto auditivo externo de pacientes da Clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP, antes e após uma anti-sepsia.

4 MATERIAL E MÉTODO

Inicialmente, foi desenvolvido um plano piloto para verificar se os articuladores em uso pelos alunos da Clínica de Odontologia da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP estavam contaminados.

4.1 Do Plano Piloto

Foi avaliada a contaminação microbiana de 20 articuladores (ramo superior e inferior) em uso por alunos de graduação da Clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP, em dois tempos: no início do ano letivo e final do ano letivo.

Os materiais utilizados no plano piloto estão ilustrados na Figura 1.

Figura 1 – Materiais utilizados para desenvolvimento do plano piloto

A área do ramo superior examinada foi a área compreendida entre o parafuso que prende a placa de montagem do modelo e o pino guia. A área do ramo inferior foi a área compreendida entre o parafuso da placa de montagem do modelo e o parafuso da mesa do pino guia (Figuras 2A, B e C). Para tanto foi delimitada uma área de $4,0 \text{ cm}^2$ com a utilização de um template confeccionado e delimitado em aço inóx, esterilizado (Figura 3).

Figura 2 – A. Representação fotográfica da área avaliada quanto à contaminação microbiana; B. ramo superior; C. ramo inferior

Figura 3 – Template de aço utilizado para delimitação da área a ser avaliada

As áreas delimitadas foram esfregadas com *swab* de alginato (DME-SP) umedecido em salina (NaCl 0,8%), colocado em tubo de ensaio contendo salina (1,0 ml) (Figura 4) e levados ao Laboratório de Microbiologia do Departamento de Análises Clínicas, Toxicológicas e Bromatológicas da Faculdade de Ciências Farmacêuticas de Ribeirão Preto - USP.

Figura 4 – *Swab* sendo colocado em tubo de ensaio contendo salina

Os tubos foram agitados por um minuto em agitador Mixtron (Toptronix) para dessorção das bactérias (Figura 5).

Figura 5 – Tubo sendo agitado em agitador Mixtron

A suspensão foi semeada por esgotamento, com o próprio *swab*, em placas de Petri contendo meio Tio's – semeadura direta (Ágar Tioglicolato – DIFCO) em câmara de fluxo laminar e incubadas à temperatura ambiente por no mínimo três dias (Figura 6).

Figura 6 – Semeadura direta em Ágar Tioglicolato

No restante da salina foi adicionado caldo Tioglicolato (DIFCO) para enriquecimento e mantido à temperatura ambiente por no mínimo três dias para verificação de crescimento microbiano (Figura 7). Quando o meio apresentou-se turvo foi considerado resultado positivo para contaminação.

Figura 7 – Caldo Tioglicolato sendo acrescentado à salina para enriquecimento

Foi avaliada a contaminação microbiana de dispositivos auriculares (direito e esquerdo) de 20 arcos faciais dos articuladores avaliados, em uso por alunos da Clínica Odontológica da Faculdade de Ribeirão Preto – USP, em dois tempos: início do ano letivo e final do ano letivo. Os dispositivos (direito e esquerdo) foram esfregados com *swab* de alginato (DME-SP) umedecidos em salina e colocados em tubo de ensaio contendo 1,0 ml de salina (Figura 8). O restante do material e método foi igual da avaliação da contaminação microbiana dos articuladores.

Figura 8 – Colheita do material do dispositivo auricular do arco facial com *swab*

4.2 Da avaliação da contaminação microbiana de articuladores após uso em paciente e desinfecção

Foram avaliados 20 articuladores semi-ajustáveis, tanto o ramo superior como o ramo inferior, após uso em pacientes por alunos de graduação da Clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP e a desinfecção com álcool etílico 70%. A área do ramo superior examinada foi a área compreendida entre o parafuso que prende a placa de montagem do modelo e o pino guia. A área do ramo inferior foi a área compreendida entre o parafuso da placa de montagem do modelo e o parafuso da mesa do pino guia. Para tanto foi delimitada uma área de 4,0 cm² com a utilização de um template confeccionado e delimitado em aço inóx, esterilizado (Figura 3). Os articuladores foram previamente lavados com sabão neutro e desinfetados com álcool 70%, esfregando a área delimitada com gaze esterilizada por no mínimo três vezes (MURAI et al., 1985). As áreas delimitadas foram esfregadas com *swab* de alginato (DME-SP) umedecido em salina (NaCl 0,8%) e colocado em tubo de ensaio contendo salina (1,0 ml) (Figuras 2A, B e C) e levados ao Laboratório de Microbiologia do Departamento de Análises Clínicas, Toxicológicas e Bromatológicas da Faculdade de Ciências Farmacêuticas de Ribeirão Preto da Universidade de São Paulo. Os tubos foram agitados por um minuto em agitador Mixtron (Toptronix) para dessorção das bactérias (Figura 5). A suspensão foi semeada por esgotamento, com o próprio *swab*, em placas de Petri contendo meio Tio's – semeadura direta (Ágar Tioglicolato – DIFCO) e incubadas à temperatura ambiente por no mínimo três dias (Figura 6). No restante da salina foi adicionado caldo Tioglicolato (DIFCO) para enriquecimento e mantido à temperatura ambiente por no mínimo três dias para verificação de

crescimento (Figura 7). Quando o meio apresentou-se turvo foi considerado resultado positivo para contaminação. As cepas foram armazenadas para identificação pelos métodos convencionais em sistema mutirão e contagem das Unidades Formadoras de Colônias (UFC).

4.3 Da avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após o uso em paciente

Os materiais utilizados para avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após o uso estão ilustrados na Figura 9.

Figura 9 – Materiais utilizados para avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares

Foram avaliados quarenta dispositivos auriculares (20 direitos e 20 esquerdos) de arco facial fornecido pelo fabricante (BioArt – São Carlos) sendo que estes dispositivos eram avulsos, permitindo que fossem esterilizados e encaixados no arco no momento de sua utilização (Figura 10A e B).

Para o desenvolvimento desta pesquisa, os pacientes foram conscientizados sobre o objetivo do presente estudo e todos os que concordaram em participar o fizeram por meio de Termo de Consentimento Livre e Esclarecido. O protocolo de pesquisa foi previamente aprovado pelo Comitê de Ética em Pesquisa da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP, em 03 de dezembro de 2004, processo nº 2004.1.643.58.6 (Apêndice A).

Figura 10 – A. Arco facial, B. Dispositivo auricular

TERMO DE CONSENTIMENTO

Eu.....RG....., assino esse Termo de Consentimento com a finalidade de autorizar minha participação como sujeito da pesquisa “Avaliação qualitativa da contaminação microbiana de dispositivos auriculares do arco facial de articuladores semi-ajustáveis” sob responsabilidade dos pesquisadores do projeto. E afirmo que foram dadas todas explicações necessárias para eu tomar essa decisão de livre e espontânea vontade.

Tenho conhecimento que:

1. O estudo vai ser realizado para a verificação da possível contaminação de um paciente para outro através do uso dos dispositivos auriculares. Este dispositivo é acoplado ao arco facial que é um instrumento necessário à tomada de referências para a confecção de próteses. O dispositivo é colocado no ouvido do paciente e mantido em posição por alguns minutos.
2. O dispositivo será colocado no interior do ouvido e mantido pelo próprio paciente durante dois minutos. Também será realizada uma anti-sepsia do ouvido do paciente com clorexidina. O desconforto é mínimo podendo apenas sentir uma leve pressão.
3. Por meio desta pesquisa será possível verificar a contaminação dos dispositivos auriculares dos arcos faciais, após sua utilização em pacientes, com e sem prévia anti-sepsia do ouvido com cotonete umedecido em clorexidina, sendo a partir dos resultados obtidos na pesquisa, possível aventar o risco de contaminação de um paciente para outro.
4. Este procedimento não oferece riscos ao paciente.
5. Os pesquisadores se comprometem a prestar assistência integral no decorrer da pesquisa.
6. Caso ocorra algum dano à minha saúde, em razão da participação na pesquisa, os pesquisadores serão responsáveis por quaisquer despesas.
7. Os pesquisadores manterão sigilo sobre minha participação na pesquisa.
8. Como minha participação é voluntária, tenho direito de interrompê-la em qualquer momento, sem sofrer penalizações.

Assino as duas vias do Termo de Consentimento após receber todas as explicações, ler, entender e concordar. Receberei uma via desse Termo.

Ribeirão Preto, de de 2005.

Assinatura do paciente ou responsável

Prof. Dr.Heitor Panzeri

Prof^a. Dr^a Izabel Yoko Ito

Alice Bolliger Maniglia – nº fone: (16)37220040

Os dispositivos utilizados foram embrulhados individualmente e esterilizados em autoclave (Cristófoli, Equipamentos de Biossegurança Ltda, Campo Mourão, PR). A área onde o dispositivo foi encaixado no arco facial foi desinfetada com álcool 70% e gaze esterilizada, esfregando-se por no mínimo três vezes (MURAI et al.,1985). Os dispositivos foram encaixados com auxílio do próprio papel em que foram esterilizados; o arco facial levado em posição no conduto auditivo externo do paciente e este mantido em posição por dois minutos pelo próprio paciente. Removido o arco facial, os dispositivos foram retirados com a mão enluvada (luva esterilizada) e colocados em tubo de ensaio (16,0/160,0mm) contendo mais ou menos 5,0 ml de Calet (Lethen Broth – DIFCO™) e incubados a 35°C em estufa até a turvação ou 20 dias. A suspensão foi semeada para isolamento das cepas nos meios Ni (Ágar Naito), Mc (MacConkey Agar – DIFCO™) e Ms (Mitis Salivarius Agar - DIFCO™) em câmara de fluxo laminar (VECO, Campinas, SP).

A sequência da colheita do material para a avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados e colocados em uso no paciente está representada na Figura 11.

Figura 11 – Ilustração fotográfica da seqüência empregada para avaliação da contaminação dos dispositivos auriculares esterilizados e colocados em uso em pacientes

4. 4 Da avaliação da contaminação microbiana do conduto auditivo externo antes e após antissepsia

Foi também avaliado *in vivo* a contaminação microbiana do conduto auditivo externo (direito e esquerdo) dos mesmos 20 pacientes da Clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto. Para o desenvolvimento desta etapa da pesquisa, os pacientes também foram conscientizados sobre o objetivo do presente estudo e todos os que concordaram em participar o fizeram por meio de Termo de Consentimento Livre e Esclarecido. O protocolo de pesquisa foi previamente aprovado pelo Comitê de Ética em Pesquisa da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP, em 03 de dezembro de 2004, processo nº 2004.1.643.58.6 (Apêndice A).

Esta etapa foi dividida em dois grupos: GI - coleta de material do conduto auditivo externo sem anti-sepsia e GII – coleta de material do conduto auditivo externo após uma anti-sepsia prévia.

Para o GI, um *swab* de alginato (DME – SP) embebido em salina foi esfregado pelo próprio paciente no conduto auditivo externo direito e outro para o esquerdo, girando-o (Figura 12). A seguir o *swab* era colocado em tubos de ensaio contendo 1,0ml de salina.

Figura 12 – Ilustração fotográfica do paciente esfregando o *swab* no conduto auditivo externo antes da antissepsia

Para o GII, o paciente realizou uma anti-sepsia do conduto auditivo externo direito e esquerdo com cotonete embebido em clorexidina 0,2% (um cotonete para cada lado) esfregando-o por 30 segundos (Figura 13). Após a anti-sepsia foi realizada a colheita do material pelo próprio paciente, esfregando-se o *swab* embebido em salina nos condutos auditivos externos direito e esquerdo separadamente e a seguir colocado em tubo de ensaio contendo salina (1,0 ml) e o restante do material e método foi igual ao da avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares.

Figura 13 – Ilustração fotográfica do paciente realizando a anti-sepsia do conduto auditivo externo

4.5 Meios de cultura:

Letheen Broth – Calet (DIFCO™)

Composição:

Peptona.....	10,0g
Extrato de carne.....	5,0g
Lecitina.....	0,7g
Tweeb™.....	5,0ml
Cloreto de sódio.....	5,0g
Água destilada.....	1.000,0ml

Preparação:

Foram dissolvidos 25,7g do pó Letheen Broth em 1000,0ml de água destilada, homogeneizado e autoclavado por 20 minutos a 120°C.

MacConkey Ágar – Mc (DIFCO™)

Meio diferencial para isolamento e diferenciação de bacilos gram-negativos.

Composição:

Peptona.....	17,0g
Proteose peptona.....	3,0g
Lactose.....	10,0g
Sais biliares n.3.....	1,5g
Cloreto de sódio.....	5,0g
Agar.....	13,5g
Vermelho Neutro.....	0,03g
Cristal Violeta.....	0,001g

Preparação:

Foram dissolvidos 50,0g do pó de Ágar MacConkey em 1.000,0ml de água destilada, homogeneizado e autoclavado por 20 minutos a 120°C.

Mitis Salivarius Ágar – Ms (DIFCO™)

Para isolamento de estreptococos.

Composição:

Tryptose.....	10,0g
Proteose Peptona n.3.....	5,0g
Proteose Peptona.....	5,0g
Dextrose.....	1,0g
Sacarose.....	50,0g
Fosfato Dipotássio.....	4,0g
Azul Trypan.....	0,075g
Cristal Violeta.....	0,0008g
Agar.....	15,0g

Preparação:

Foram dissolvidos 90,0g do pó de Ágar Mitis Salivarius em 1.000,0ml de água destilada, homogeneizado e autoclavado por 20 minutos a 120°C.

Ágar Naito (Ni)

Utilizado para isolamento de estafilococos, segundo Ito et al. (1969)

Composição:

Caldo nutriente (Difco).....	8,0g
Cloreto de sódio (A C S).....	75,0g
Ágar (Difco).....	15,0g
Água destilada.....	1000,0ml

Preparação:

O caldo nutriente e o cloreto de sódio foram pesados, colocados em um cálice e adicionados de 1000ml de água destilada e o pH acertado a 7,5 com solução de NaOH 1N. A seguir , foram distribuídos em balões contendo ágar na concentração final de 1,5g% e autoclavado a 20⁰C por 20 minutos. Após resfriamento à cerca de 50⁰C, foi adicionado de 1,0% de emulsão de gema de ovo a 50% homogeneizado e distribuído em placas de Petri de 20X100mm esterilizadas, em volumes de cerca de 20,0ml.

Obtenção da gema de ovo:

Os ovos foram colocados em um recipiente com álcool etílico em quantidade suficiente para recobri-los e deixados por duas horas à temperatura ambiente. Em seguida, foram retirados do álcool, colocados entre algodão embebido com álcool etílico iodado a 1,0% e depois quebrados. As claras foram desprezadas em um béquer e as gemas separadas em uma placa de Petri esterilizada. Cerca de 10,0ml de gema foi aspirado, assepticamente, com pipeta de ponta romba e colocadas num tubo contendo

10,0ml de solução salina fenicada a 0,1%. A esterilidade foi testada semeando-se em meio de Tioglicolato (Tio's) e incubado a 37⁰C por 48 horas.

Tioglicolato (DIFCO™) – Tio's

Composição:

Extrato de levedo.....	5,0g
Casitona.....	15,0g
L-Cistina.....	0,25g
Cloreto de sódio.....	2,5g
Ácido Tioglicolico.....	0,3g
Ágar.....	0,75g

Preparação:

Foram dissolvidos 24,0g do pó de Tioglicolato em 1.000,0ml de água destilada, homogeneizado e autoclavado por 20 minutos a 120°C.

4.6 Isolamento e identificação

Decorrido o período de incubação de no mínimo três dias, das colônias desenvolvidas, era feito esfregaço e corado pelo método de Gram para identificação morfotintorial. A seguir, eram então transferidas para tubos de ensaio contendo ágar nutriente, com auxílio de agulha de platina, para conservação das cepas.

Após a análise de todos os materiais coletados, do total de 132 cepas conservadas foram recuperadas 128 cepas, 55 bacilos gram-positivos, 1 bacilo gram-negativo e 72 cocos gram-positivos. Quatro cepas foram perdidas pelo não desenvolvimento.

Todos os cocos gram-positivos foram submetidos à prova de coagulase em tubo (método convencional) e produção de lecitinase pela semeadura em meio Ni segundo Ito et al. (1969). A identificação bioquímica foi efetuada pela semeadura na série de Hiss pelo sistema kit Api Staph (BioMérieux), Figura 14 A e B.

Figura 14 – Vista panorâmica do Sistema Api Staph: A. antes de semear; B. após a semeadura

A identificação do bacilo gram-positivo aeróbio esporulado foi efetuada com base nos testes fisiológicos e bioquímicos sugeridos por Murray et al. (1995), Sneath (1996) e Koneman et al. (2001). A detecção de lecitinase foi efetuada segundo Ito et al. (1969) e a produção de gelatinase e amilase como preconizado por Lord (1960).

O bacilo gram-negativo foi isolado de apenas um material (dispositivo auricular direito, paciente 8, Tabela 14). Foi identificado como *Alcaligenes faecalis* segundo Trabulsi e Alterthum (2004).

Os dados provenientes das amostras dos articuladores e dispositivos auriculares do plano piloto, assim como os dados das amostras dos dispositivos auriculares esterilizados e conduto auditivo externo antes e após anti-sepsia, foram submetidos à análise estatística utilizando-se o teste Qui-Quadrado (X^2) para comparação da frequência de crescimento bacteriano.

5 RESULTADOS

5.1 Do plano piloto

Os resultados do plano piloto para avaliação da contaminação microbiana de articuladores no início do ano letivo e final do ano letivo encontram-se na Tabela 1.

Tabela 1 – Resultados da contaminação dos articuladores no início do ano letivo (tempo I) e final do ano letivo (tempo II)

Articula- dores	Tempo I				Tempo II			
	Ramo superior		Ramo inferior		Ramo superior		Ramo inferior	
	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato
1	-	+	-	+	-	+	-	-
2	+	+	+	+	+	+	+	+
3	-	+	-	+	-	-	-	+
4	-	+	-	+	-	+	-	-
5	-	+	-	+	+	+	+	+
6	+	+	-	+	-	-	-	-
7	-	+	-	+	+	+	+	+
8	-	+	-	+	-	-	-	+
9	-	+	-	+	-	-	-	-
10	-	+	-	+	-	-	-	-
11	-	+	-	+	+	+	+	+
12	-	+	-	+	-	+	-	-
13	-	+	+	+	+	+	+	+
14	-	+	-	+	-	-	-	+
15	+	+	+	+	-	-	-	-
16	-	+	-	+	-	-	-	-
17	+	+	-	+	-	+	-	-
18	+	+	-	+	-	+	+	+
19	+	+	-	+	+	+	-	-
20	+	+	-	+	-	+	-	+
Nº total contamina- dos	7	20	3	20	6	12	6	10

O percentual de crescimento de microrganismos nas amostras dos articuladores (ramo superior e inferior) no tempo I e tempo II, foi de 100% para ambos os ramos no tempo I e no tempo II de 60% para o ramo superior e 50% para o ramo inferior quando em caldo Tioglicolato.

Com base nos resultados obtidos e por meio da análise estatística, não houve diferença estatisticamente significativa entre os ramos e os tempos avaliados ($\alpha > 0,05$) (Apêndice B).

Os resultados do plano piloto para avaliação da contaminação microbiana de dispositivos auriculares do arco facial (direito e esquerdo) no início do ano letivo e final do ano letivo encontram-se na Tabela 2.

Tabela 2 – Resultados da contaminação dos dispositivos auriculares no início do ano letivo (tempo I) e final do ano letivo (tempo II)

Dispositivo auricular	Tempo I				Tempo II			
	Direito		Esquerdo		Direito		Esquerdo	
	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato	Agar Tiogli- colato	Caldo Tiogli- colato
1	-	+	-	+	-	-	-	-
2	+	+	+	+	+	+	+	+
3	-	+	+	+	-	-	-	-
4	-	+	-	+	-	+	-	+
5	-	+	-	+	+	+	+	+
6	-	+	+	+	-	+	-	+
7	-	+	-	+	+	+	+	+
8	-	+	-	+	-	+	-	+
9	-	+	-	+	-	+	-	-
10	-	+	+	+	-	-	-	+
11	-	+	-	+	+	+	+	+
12	-	+	-	+	-	-	-	+
13	+	+	-	+	+	+	+	+
14	-	+	-	+	+	+	-	+
15	+	+	+	+	+	+	+	+
16	-	+	-	+	-	+	-	+
17	-	+	+	+	+	+	+	+
18	+	+	-	+	+	+	+	+
19	-	+	-	+	-	+	+	+
20	-	+	-	+	-	+	-	+
Nº total de dispositivos contaminados	4	20	6	20	9	16	9	17

O percentual de crescimento de microrganismos nas amostras dos dispositivos auriculares (direito e esquerdo) no tempo I e tempo II, foi de 100% para ambos os dispositivos no tempo I e no tempo II de 80% para o dispositivo direito e 85% para o dispositivo esquerdo em caldo Tioglicolato.

Com base nos resultados obtidos e análise estatística, não houve diferença estatisticamente significativa entre os dispositivos auriculares direito e esquerdo e entre os dois tempos de avaliação ($\alpha > 0,05$) (Apêndice C).

5.2 Da avaliação da contaminação microbiana de articuladores após uso em paciente e desinfecção

Os resultados da contaminação microbiana dos articuladores após o uso em paciente e desinfecção com álcool 70% encontram-se na Tabela 3.

Após limpeza e desinfecção com álcool 70%, dos 20 articuladores testados (ramo superior e inferior), apenas 4 ramos inferiores (20%) e 2 superiores (10%) apresentaram-se contaminados.

Tabela 3 – Resultados da contaminação microbiana de articuladores utilizados na clínica com desinfecção prévia com álcool 70%

Articulador	Ramo superior		Ramo inferior	
	Tsb	Ni	Tsb	Ni
1	-	-	-	-
2	-	-	-	-
3	-	-	+	+
4	-	-	+	+
5	-	-	-	-
6	-	-	-	-
7	-	-	-	-
8	-	-	+	+
9	+	+	-	-
10	-	-	-	-
11	+	+	-	-
12	-	-	-	-
13	-	-	-	-
14	-	-	-	-
15	-	-	-	-
16	-	-	-	-
17	-	-	-	-
18	-	-	-	-
19	-	-	-	-
20	-	-	+	+
Nº total contaminados	2	2	4	4

Os morfotipos de microrganismos contaminantes, isolados dos articuladores estão apresentados na Figura 15.

Figura 15 – A. e B. bacilos gram-positivos esporulados; C. estafilococos

Quanto ao teste de coagulase em tubo e à pesquisa de lecitinase, foram negativas, porém, positiva para prova de fermentação de glicose em anaerobiose. Assim, todos os cocos isolados foram identificados como pertencentes ao gênero *Staphylococcus*.

Na Figura 16 está apresentada a vista panorâmica das galerias Api Staph semeadas após a incubação e revelação das provas de redução do nitrato (NIT); produção de fosfatase (PAL) e reação de Voges Proskauer (VP), para pesquisa de acetoina.

Figura 16 – Vista panorâmica da galeria Api Staph semeadas após incubação

Ainda na Figura 17 está apresentada a vista panorâmica das placas empregadas para detecção de gelatinase e amilase produzida pelos bacilos gram-positivos esporulados. Entretanto, a produção de lecitinase foi negativa para todas as cepas.

Figura 17 – Produção de enzimas pelos bacilos gram-positivos: placas 1, 5 e 8, gelatinase; 6, amilase

Os resultados da identificação dos microrganismos dos articuladores após desinfecção estão apresentados na Tabela 4.

Quanto ao número de unidades formadoras de colônias por placa registrou-se crescimentos variando de 4 a 11 UFC nas diferentes amostras analisadas, sendo a média de UFC/placa de microrganismos foi 7 conforme demonstrado na Tabela 4.

Tabela 4 – Gênero, espécies, características morfotintoriais e UFC dos microrganismos identificados nos articuladores após desinfecção com álcool 70%

Articulador	Ramo	Morfotipo	UFC	Microrganismo
3	Inferior	Cg+	8	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
4	Inferior	Cg+	6	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
8	Inferior	Cg+	11	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
9	Superior	Bg+esporulado	4	<i>Bacillus anthrophaeus</i>
11	Superior	Bg+esporulado	9	<i>Bacillus anthrophaeus</i>
20	Inferior	Cg+	4	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
Média			7	

Cg+: cocos gram-positivo; Bg+: bacilos gram-positivo

O percentual de crescimento microbiano nas amostras dos articuladores desinfetados com álcool 70% foi de 10% para o ramo superior e de 20% para o ramo inferior.

A maior prevalência de microrganismos nos articuladores avaliados após desinfecção com álcool 70% foi o *Staphylococcus* coagulase negativo (10%) seguido do *Bacillus* (5%) - Tabela 5.

Tabela 5 – Percentual de microrganismos isolados de articuladores após uso em paciente e desinfecção com álcool 70%

Microrganismos	Nº	%
Estafilococos coagulase negativo	4	10
Bacilos gram-positivos	2	5

Os microrganismos predominantes isolados foram *Staphylococcus epidermidis* (2 isolados), *Staphylococcus saprophyticus* (2) e *Bacillus atropheus* (2) - Tabela 6.

Tabela 6 – Microrganismos isolados dos articuladores após uso em paciente e desinfecção com álcool 70%

Microrganismo	Número isolados
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	2
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	2
<i>Bacillus atropheus</i>	2
Total de microrganismos	6

5.3 Da avaliação da contaminação microbiana de dispositivos auriculares esterilizados avaliados após o uso em paciente

Os resultados da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após o uso em paciente estão apresentados na Tabela 13.

Praticamente todos os dispositivos auriculares (direito e esquerdo) apresentaram-se contaminados após o uso em paciente.

Tabela 13 – Resultados da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados e colocados no conduto auditivo externo do paciente

Paciente	Dispositivo			
	Direito		Esquerdo	
	Ni	Ms	Ni	Ms
1	+	+	+	+
2	+	+	+	+
3	+	+	+	+
4	-	+	-	+
5	+	+	-	+
6	-	+	-	-
7	+	+	+	-
8	+	+	+	-
9	+	+	+	+
10	+	+	+	-
11	+	-	+	-
12	+	+	+	-
13	+	+	+	+
14	+	+	+	-
15	+	+	+	-
16	+	+	+	+
17	+	+	+	+
18	+	+	+	+
19	+	+	+	+
20	+	+	+	+
Nº total de dispositivos contaminados	18	19	17	12

Com base nos resultados obtidos e análise estatística, não houve diferença estatisticamente significativa entre os meios de cultura e os dispositivos auriculares direito e esquerdo ($\alpha > 0,05$) (Apêndice D).

A identificação dos microrganismos isolados estão nas Tabelas 14 e 15.

Tabela 14 – Gênero, espécies e características morfológicas dos microrganismos identificados nos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após uso em pacientes - Paciente 1 a 10

Paciente	Dispositivo auricular	Morfológico	Microrganismo
1	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
2	Direito	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
		Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
		Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
3	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
4	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus minimus</i>
5	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
6	Direito	Cg+	<i>Kokuria rhizophyla</i>
	Esquerdo	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
7	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
8	Direito	Bg-	<i>Alcaligenes faecalis</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
		Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
9	Direito	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
10	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	Esquerdo	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>

Cg+: cocos gram-positivo; Bg+: bacilo gram-positivo; Bg-: bacilo gram-negativo

Tabela 15 – Gênero, espécies e características morfofintoriais dos microrganismos identificados nos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após uso em pacientes - Paciente 11 a 20

Paciente	Dispositivo auricular	Morfortipo	Microrganismo
11	Direito	Bg+ Cg+	<i>Bacillus athropheus</i> <i>Staphylococcus asaccharolyticus</i> <i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
12	Esquerdo	Cg+	
	Direito	Bg+	<i>Bacillus acnes</i> <i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	Esquerdo	Cg+	
13	Direito	Bg+	<i>Bacillus alvei</i> <i>Bacillus alvei</i> <i>Staphylococcus epidermidis</i>
	Esquerdo	Bg+ Cg+	
14	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus saprophyticus</i> <i>Staphylococcus saprophyticus</i>
	Esquerdo	Cg+	
15	Direito	Bg+ Bg+ Cg+	<i>Bacillus atropheus</i> <i>Bacillus acnes</i> <i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	Esquerdo	Cg+	
16	Direito	Bg+	<i>Bacillus atropheus</i> <i>Staphylococcus roseus</i>
	Esquerdo	Cg+	
17	Direito	Bg+ Cg+	<i>Bacillus acnes</i> <i>Staphylococcus roseus</i> <i>Bacillus acnes</i> <i>Staphylococcus roseus</i>
	Esquerdo	Bg+ Cg+	
18	Direito	Cg+ Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i> <i>Staphylococcus roseus</i> <i>Bacillus atropheus</i> <i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	Esquerdo	Bg+ Cg+	
19	Direito	Bg+ Cg+	<i>Bacillus atropheus</i> <i>Staphylococcus asaccharolyticus</i> <i>Bacillus atropheus</i>
	Esquerdo	Bg+	
20	Direito	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i> <i>Staphylococcus roseus</i>
	Esquerdo	Cg+	

Cg+: cocos gram-positivo; Bg+: bacilo gram-positivo

Quanto ao teste de coagulase em tubo e à pesquisa de lecitinase, foram negativas, porém, positivas para prova de fermentação de glicose em anaerobiose. Assim, todos os cocos isolados foram identificados como pertencentes ao gênero *Staphylococcus*.

Na Figura 16 está apresentada a vista panorâmica das galerias Api Staph semeadas após a incubação e revelação das provas de redução do nitrato (NIT); produção de fosfatase (PAL) e reação de Voges Proskauer (VP), para pesquisa de acetoína.

Ainda na Figura 17 está apresentada a vista panorâmica das placas empregadas para detecção de gelatinase e amilase produzida pelos bacilos gram-positivos esporulados. Entretanto, a produção de lecitinase foi negativa para todas as cepas.

Na Figura 18 está a vista do único bacilo gram-negativo isolado (*Alcaligenes faecalis*) – crescimento em Agar Mac Conkey.

Figura 18 – Vista de bacilo gram-negativo

Para os dispositivos auriculares esterilizados avaliados após uso em paciente, a prevalência de microorganismo foi o *Staphylococcus* coagulase negativo (33 – 65%) seguido do *Bacillus* gram-positivo (16 – 31%), *Bacillus* gram-negativo (*Alcaligenes faecalis*) (1 – 2%) e *Micrococos* (*Kokuria rhyzophyla*) (1 – 2%).

Tabela 16 - Microrganismos isolados dos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após uso em paciente

Microrganismo	Dispositivo auricular direito e esquerdo	
	Nº	%
Estafilococos coagulase negativo	33	65
Bacilos gram-positivo	16	31
Bacilos gram-negativo	1	2
Micrococos	1	2

Os microrganismos predominantes isolados foram *Staphylococcus asaccharolyticus* (13 isolados), *Bacillus atropheus* (10), *Staphylococcus roseus* (8), *Bacillus acnes* (4), *Staphylococcus saprophyticus* (3), *Bacillus alvei* (2), *Alcaligenes faecalis* (1), *Kokuria rhyzophyla* (1) e *Staphylococcus minimus* (1) – Tabela 17.

Tabela 17 – Microrganismos isolados dos dispositivos direito e esquerdo esterilizados avaliados após o uso em paciente

Microrganismo	Número isolado
<i>Staphylococcus roseus</i>	8
<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>	13
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	3
<i>Staphylococcus minimus</i>	1
<i>Bacillus atropheus</i>	10
<i>Bacillus acnes</i>	4
<i>Bacillus alvei</i>	2
<i>Alcaligenes faecalis</i>	1
<i>Kokuria ryzophyla</i>	1
Total de microrganismos	43

5.4 Da avaliação da contaminação microbiana do conduto auditivo externo antes e após antissepsia

Os resultados da contaminação microbiana do conduto auditivo externo (direito e esquerdo) antes e após antissepsia com clorexidina 0,2% estão apresentados na Tabela 7 e da identificação dos microrganismos estão nas Tabelas 8, 9 e 10.

Praticamente os condutos auditivos externos direito e esquerdo de todos os pacientes avaliados apresentaram-se contaminados tanto antes quanto após a antissepsia com clorexidina 0,2%.

Tabela 7 – Resultados da contaminação microbiana do conduto auditivo externo antes e após antissepsia

Paciente	Conduto auditivo externo							
	Antes da antissepsia				Após antissepsia			
	Direito		Esquerdo		Direito		Esquerdo	
	Ni	Ms	Ni	Ms	Ni	Ms	Ni	Ms
1	+	+	+	+	+	+	+	+
2	+	+	+	+	+	+	+	+
3	+	+	+	+	+	+	+	+
4	+	+	+	+	+	+	+	+
5	+	+	+	+	+	+	+	+
6	+	-	+	+	+	+	+	+
7	+	+	+	-	+	+	+	-
8	+	+	+	+	+	-	+	-
9	+	+	+	+	+	+	+	+
10	+	-	+	+	+	+	+	+
11	+	+	+	+	+	+	+	+
12	+	+	+	+	+	+	+	+
13	+	+	+	+	+	+	+	+
14	+	-	+	+	+	+	+	+
15	+	+	+	+	+	+	+	+
16	+	+	+	+	+	+	+	+
17	+	+	+	+	+	+	+	+
18	+	+	+	+	+	+	+	+
19	+	+	+	+	+	+	+	+
20	+	+	+	+	+	+	+	+
Nº total de condutos auditivos externos contaminados	20	17	20	19	20	19	20	18

Tabela 8 – Gênero, espécies e características morfológicas dos microrganismos identificados do conduto auditivo externo antes e após da antisepsia após a antisepsia com clorexidina a 0,2% - Paciente 1 a 7

PACIENTE	Conduto Auditivo	Antisepsia	Morfológico	MICROORGANISMO
1	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
2	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
3	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus Asaccharolyticus</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus Asaccharolyticus</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus Asaccharolyticus</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus Asaccharolyticus</i>
4	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus minimus</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus minimus</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus minimus</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
5	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	D	Após	-	Não houve crescimento
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	E	Após	-	Não houve crescimento
6	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	D	Após	-	Não houve crescimento
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Após	-	Não houve crescimento
7	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>

Cg+: cocos gram-positivo; Bg+: bacilos gram-positivo

Tabela 9 – Gênero, espécies e características morfológicas dos microrganismos identificados do conduto auditivo externo antes e após a antisepsia com clorexidina a 0,2% - Paciente 8 a 13

PACIENTE	Conduto Auditivo	Antisepsia	Morfológico	MICROORGANISMO
8	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus saprophiticus</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus saprophiticus</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
9	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
	E	Após	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
10	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	E	Após	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
11	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
	E	Após	Bg+	<i>Bacillus athropheus</i>
12	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus acnes</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus acnes</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus acnes</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
13	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus alvei</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus alvei</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus alvei</i>
	E	Após	Bg+	<i>Bacillus alvei</i>
			Cg+	<i>Staphylococcus epidermidis</i>

Cg+: cocos gram-positivo; Bg+: bacilo gram-positivo

Tabela 10 – Gênero, espécies e características morfológicas dos microrganismos identificados do conduto auditivo externo antes e após a antisepsia com clorexidina a 0,2% - Paciente 14 a 20

PACIENTE	Conduto Auditivo	Antisepsia	Morfolo	MICROORGANISMO
14	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus saprophyticus</i>
15	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
16	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
17	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
18	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Após	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
19	D	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	D	Após	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Antes	Bg+	<i>Bacillus anthracis</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>
20	D	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
	D	Após	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
	E	Antes	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>
	E	Após	Cg+	<i>Staphylococcus roseus</i>

Cg+: cocos gram-positivo; Bg+: bacilo gram-positivo

Os morfotipos de microrganismos contaminantes, isolados dos condutos auditivos externos estão apresentados na Figura 15.

Quanto ao teste de coagulase em tubo e à pesquisa de lecitinase, foram negativas, porém, positiva para prova de fermentação de glicose em anaerobiose. Assim, todos os cocos isolados foram identificados como pertencentes ao gênero *Staphylococcus*.

Na Figura 16 está apresentada a vista panorâmica das galerias Api Staph semeadas após a incubação e revelação das provas de redução do nitrato (NIT); produção de fosfatase (PAL) e reação de Voges Proskawer (VP), para pesquisa de acetoina.

Ainda na Figura 17 está apresentada a vista panorâmica das placas empregadas para detecção de gelatinase e amilase produzida pelos bacilos gram-positivos esporulados. Entretanto, a produção de lecitinase foi negativa para todas as cepas.

Para os condutos auditivos externos (direito e esquerdo) antes e após a antisepsia a prevalência de microorganismo foi o *Staphylococcus* coagulase negativo (48 - 54%) seguido do *Bacillus* gram positivo (37 - 41%). Em quatro amostras não houve crescimento para que a identificação fosse realizada (Tabela 11).

Tabela 11 - Microrganismos isolados dos condutos auditivos externos antes e após a antissepsia

Microrganismo	Dispositivo auricular e conduto auditivo externo	
	Nº	%
Estafilococos coagulase negativo	48	54
Bacilos gram positivos	37	41
Não houve crescimento	4	5

Os microrganismos predominantes isolados foram *Bacillus athropheus* (isolados 26), *Staphylococcus asccharolyticus* (15), *Staphylococcus epidemidis* (14), *Staphylococcus roseus* (11), *Bacillus acnes* (7), *Staphylococcus saprophyticus* (5), *Bacillus alvei* (4) e *Staphylococcus minimus* (3), Tabela 12.

Tabela 12 – Microrganismos isolados dos condutos auditivos direito e esquerdo antes e após a antissepsia

Microrganismos	Número isolados
<i>Bacillus athropheus</i>	26
<i>Bacillus alvei</i>	4
<i>Bacillus acnes</i>	7
<i>Staphylococcus roseus</i>	11
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	14
<i>Staphylococcus asaccharolyticus</i>	15
<i>Staphylococcus minimus</i>	3
<i>Staphylococcus saprophyticus</i>	5
Total de microrganismos	85

6 DISCUSSÃO

Os profissionais da Saúde estão expostos a uma grande variedade de microrganismos presentes na saliva e no sangue. Nos consultórios odontológicos, especificamente, a maior concentração de microrganismos encontra-se na cavidade oral do paciente.

Em princípio, tem-se que adotar na clínica uma rotina de prevenção, como se todos os pacientes fossem potencialmente passíveis de transmissão de infecção cruzada. Porém, o controle de infecção teve seu maior foco em Odontologia somente após o início da epidemia de AIDs e o relato inicial da possibilidade de transmissão da doença na prática odontológica. Organizações governamentais e profissionais publicaram guias específicos de controle de infecção. A importância desses guias está em se avaliar a saúde nos consultórios odontológicos, determinando os riscos dos pacientes, as alterações ao longo do tempo e promovendo educação para os profissionais da área de Odontologia.

Os agentes infecciosos podem ser responsáveis por moléstias transmissíveis como herpes simples, tuberculose, varicela entre outros. Esses microrganismos, são hoje reconhecidos como uma ameaça constante, não só para os profissionais da Odontologia e seus pacientes; representam um risco permanente para toda equipe auxiliar que atua no consultório, assim como para os técnicos de laboratório (RUSSO; RUSSO, 2001).

A American Dental Association – ADA (1988) reconheceu o potencial de transmissão de microrganismos infecciosos durante o tratamento dentário, uma vez que profissionais da área odontológica atendem vários pacientes por dia e que durante o atendimento tocam em várias superfícies além da cavidade oral em vários estágios do tratamento. Além disso, alguns instrumentos, aparelhos, equipamentos, artigos ou superfícies de trabalho não podem ser esterilizados e/ou difíceis de desinfetar num curto período de tempo, ou seja, entre um atendimento e outro.

Diante desta realidade, as questões relativas ao controle de infecção e às normas de biossegurança passaram a ter um novo enfoque, uma vez que não eram vistas de forma tão crítica como são agora. Pequenos procedimentos, como pegar materiais das gavetas, antes considerados inofensivos, devem hoje ser revistos e corrigidos. Os novos conhecimentos sobre a necessidade de controle de infecção exigem adequação e mudança de hábitos (RUSSO; RUSSO, 2001).

Neste sentido, Molinari et al. (1990) relataram que algumas metas e objetivos específicos devem ser considerados na formulação de medidas preventivas no controle de infecção, como reduzir a concentração de microrganismos patogênicos, quebrar a cadeia de infecção e eliminar a contaminação cruzada. Para isso, deve-se tratar todos os pacientes e instrumentos como potencialmente infecciosos e proteger a saúde dos pacientes e dos profissionais.

Russo e Russo (2001) são concordantes com os relatos de Molinari et al. (1990), pois afirmam que muitos recursos para evitar a ocorrência de infecções cruzadas em consultórios odontológicos têm sido recomendados. Qualquer negligência, entretanto, pode intensificar a incidência dessas infecções. A biossegurança nunca será absolutamente completa, quando profissionais da Saúde manipulam material biológico

e superfícies contaminadas. Deve-se, entretanto, observar rigorosamente as normas de biossegurança e utilizar todos os recursos disponíveis de modo a proporcionar segurança a toda a equipe de saúde e aos pacientes.

Portanto, além do dever é uma obrigação dos cirurgiões dentistas aprimorarem seus cuidados de biossegurança para com o paciente e a equipe odontológica, minimizando ou eliminando a contaminação cruzada no ambiente de trabalho.

Assim, muitas pesquisas têm sido desenvolvidas em relação à contaminação da água e spray de ar/água de canetas de alta rotação (BLAKE, 1963; ABEL et al., 1971; SCHEID et al., 1982; CRAWFORD; BRODERIUS, 1988; LEWIS e BOE, 1992; EPSTEIN et al., 1993; WATANABE et al., 2001); instrumentos rotatórios (COOLEY et al., 1982; GURECKIS et al., 1991; RUSSO et al., 1998) e mangueira/linha de água das unidades dentais (BAGGA et al., 1984; CRAWFORD; BRODERIUS, 1988; PREVOST et al., 1995; SHEARER, 1996; WALKER et al., 2000).

Ainda vários métodos de desinfecção e esterilização têm sido propostos (LARATO, 1966; ABEL et al., 1971; NEUGEBOREN et al., 1972; GROSS et al., 1976; CRAWFORD; BRODERIUS, 1988; YOUNG, 1991) na tentativa de diminuir ou eliminar a contaminação cruzada.

Apesar da ênfase no controle de infecção em Odontologia manifestada pelo interesse em barreiras de proteção e esterilização de instrumentos, um dado esquecido na literatura é a respeito da contaminação de articuladores e dispositivos auriculares do arco facial.

Foi verificado durante o levantamento de dados para a elaboração desta pesquisa, que o controle da infecção especificamente relacionado a articuladores e dispositivos auriculares do arco facial não tem sido pesquisado, e muitas vezes

negligenciado na prática clínica, talvez pelo fato de que estes sejam instrumentais classificados com não-críticos (não tocam no sangue nem na saliva, mas podem ser contaminados indiretamente por eles, devido o contato com as mãos do operador).

Porém, quando há manuseio de saliva e sangue, existe a possibilidade premente de contaminação por microorganismos potencialmente infecciosos com o uso de articuladores como pode ser observado na Tabela 1. Também o uso de dispositivos auriculares pode ser um vetor de transmissão de agentes patogênicos como observado nas Tabelas 2 e 13, resultados estes concordantes com os achados de Brook (1997) para estetoscópios e Cohen et al. (1998) para dispositivos auriculares de otoscópios, o que pode expor o paciente ao risco de adquirir doenças infecciosas.

No estudo piloto deste trabalho verificou-se que todos os articuladores e dispositivos auriculares do arco facial estavam contaminados, inclusive durante a coleta do material pode-se verificar visualmente a presença de cera impregnada nos dispositivos, fatos estes indicativos de que não estava havendo um cuidado em relação à desinfecção e/ou limpeza destes por parte dos alunos da Clínica de Odontologia da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto - USP. Estes achados são concordantes com Overend et al. (1992) e Cohen et al. (1998) que relatam que o uso de dispositivos auriculares não descartáveis na prática do dia a dia leva a observar que a cera do ouvido de pacientes podem permanecer em dispositivos que não foram ou foram imprópriamente limpos.

Teoricamente a má limpeza da cera de dispositivos auriculares pode torná-los um vetor de infecção do conduto auditivo externo, contribuindo para a disseminação de infecção (COHEN et al., 1998). Os achados deste estudo, onde os dispositivos encontravam-se contaminados assim como a avaliação da contaminação do conduto

auditivo externo que verificou uma grande variedade de bactérias, reforça essa possibilidade.

Embora não se tenha conhecimento do nível de contaminação de articuladores e dispositivos auriculares, alguns fabricantes têm se preocupado em uma maior segurança principalmente no que diz respeito aos dispositivos auriculares, lançando no mercado dispositivos recambiáveis descartáveis, que podem ser trocados a cada paciente. Essa preocupação é válida, supondo-se contaminação cruzada por meio de dispositivos auriculares que não foram desinfetados e também de articuladores, pois estes são manuseados diversas vezes num procedimento protético muitas vezes das quais sem os devidos cuidados como a utilização de sobreluvas como verificado no plano piloto, onde todos os articuladores e dispositivos auriculares encontravam-se contaminados. Deve-se levar em conta também que o articulador é enviado ao laboratório de prótese, podendo ocorrer contaminação cruzada com os técnicos laboratoriais.

Estudos prévios de contaminação microbiana de dispositivos auriculares de otoscópios demonstram que estes instrumentos apresentavam-se contaminados (OVEREND et al., 1992; COHEN et al., 1998) resultados estes concordantes com os desta pesquisa onde os dispositivos auriculares do arco facial encontravam-se contaminados quando em uso na clínica, assim como quando esterilizados e colocados em uso em apenas um paciente.

O uso de dispositivos descartáveis poderia ser o ideal, mas o custo pode ser um fator negativo, portanto o método de limpeza e desinfecção deve ser uma alternativa viável. A cera pode ficar impactada no dispositivo mesmo após eles serem submetidos a um processo de limpeza. Desde que bactérias podem desenvolver-se nestes

dispositivos, como verificado neste estudo, o processo de limpeza deve ser certificado de que não há nenhuma cera remanescente nos dispositivos e só depois ser submetido ao processo de desinfecção (COHEN et al., 1998).

A análise microbiológica dos articuladores que estavam em uso na Clínica de Odontologia da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto – USP (plano piloto) demonstrou que estes se encontravam contaminados e que após uma desinfecção com álcool 70% resultou em um número menor de articuladores contaminados quando comparados ao número de articuladores contaminados no plano piloto, com média de UFC/placa em torno de 7. Porém como uma única colônia de bactérias já pode provocar infecção cruzada, esses resultados não podem ser qualificados como aceitáveis.

A contaminação ocorreu provavelmente pela transferência de microrganismos das mãos contaminadas do profissional quando do manuseio dos articuladores, proporcionando o aumento do risco no processo de transmissão desses microrganismos entre pacientes e entre os membros da equipe odontológica relato este concordante com os relatos de Miller (1993).

Após o processo de desinfecção dos articuladores verificou-se uma redução na contaminação. O álcool etílico não é aprovado como desinfetante de superfície pelo Center of Disease and Control. A ineficiência relatada é decorrente da propriedade do álcool em precipitar proteínas teciduais que normalmente estão presentes no sangue e na saliva, e podem ser carregadas pelas mãos contaminadas de profissionais, depositando-se nas superfícies. Outro fator discutido com relação à ineficiência do álcool etílico como desinfetante de superfície é sua rápida evaporação, limitando a sua

atividade sobre vírus e bactérias com cobertura protéica (MOLINARI et al., 1990; COTTONE; MOLINARI, 1991; SAMARANAYAKE, 1993).

Entretanto, na ausência de exsudatos purulentos repletos de proteínas, o álcool é ativo contra vírus lipofílicos, é bactericida, fungicida e tuberculocida (SILVA; JORGE, 2001).

Van Bueren et al. (1994) demonstraram a inativação do vírus HIV (10^4 unidades de infecção/ml) pelo álcool etílico a 70% em culturas líquidas independentemente da quantidade de proteínas existentes no meio. Entretanto, essa atividade foi diminuída quando se testaram vírus secos sobre superfícies, devido à rápida evaporação e, provavelmente, pela precipitação de proteínas.

Como foi observado a redução no número de articuladores contaminados após desinfecção com álcool etílico quando comparado ao número de articuladores contaminados do plano piloto, os resultados sugerem que, se for efetuado um processo de limpeza adequado, com fricção vigorosa da superfície a ser desinfetada para a remoção de proteínas do sangue ou saliva, o álcool etílico pode ser utilizado, apesar de não ser recomendado para desinfecção de superfície, sendo concordante com Tortamano (1991) que relata que os artigos não-críticos (que entram em contato com a pele íntegra do paciente ou não entram em contato com o paciente) como superfícies dos equipamentos, móveis e instalações, receberão limpeza com água e sabão e posterior desinfecção com álcool 70% devido a sua melhor ação desnaturante.

Segundo autores como Zanon apud Pagnan et al. (2006), os desinfetantes químicos não podem ser utilizados como substitutivos da esterilização pelo calor (seco ou úmido), porém, constituem uma alternativa aceitável para a desinfecção de

instrumentais e superfícies termo-sensíveis de contaminação semicríticas e não críticas (MILLER, 1993).

Considerando-se que os ramos superiores e inferiores de articuladores semi-ajustáveis não entram em contato direto com o paciente nem com a pele íntegra, pode ser considerado como artigo não-crítico, portanto segundo o CDC (2003) exige-se apenas a limpeza e desinfecção.

No entanto, os dispositivos auriculares entram em contato com a pele íntegra do paciente, portanto deve ser considerado como artigo semi-crítico, necessitando portanto segundo o CDC (2003) a desinfecção e sempre que possível esterilização.

Verificou-se que os dispositivos auriculares utilizados na Clínica estavam contaminados indicando que não estava havendo um cuidado com a limpeza e/ou desinfecção destes por parte dos alunos.

Após esterilização do dispositivo e posicionado no conduto auditivo externo do paciente houve transferência de microrganismo do conduto para o dispositivo, resultado este sugestivo de que pode haver infecção cruzada através do uso de dispositivos que não foram previamente desinfetados e/ou esterilizados para uso em novo paciente.

Também em relação à contaminação do conduto auditivo externo, verificou-se nesta pesquisa que este se apresenta contaminado com cocos gram-positivos e bacilos gram-positivos, além de um bacilo gram- negativo, resultados estes coincidentes com os estudos sobre a flora bacteriana de conduto auditivo externo de crianças (BROOK, 1981) e num estudo sobre a flora bacteriana de dispositivos auriculares de estetoscópio (BROOK, 1997).

Este estudo avaliou se o uso de um agente antimicrobiano, a clorexidina, eliminava a contaminação microbiana do conduto auditivo externo. Porém, os resultados mostraram que a clorexidina não foi efetiva em eliminar tal contaminação, apesar de ser usada amplamente como um efetivo anti-séptico (FOULKES, 1973). Além disso, a clorexidina apresenta baixo potencial de toxicidade e irritabilidade, pouco absorvida pela pele íntegra e sua ação persiste mesmo em contato com matéria orgânica como secreções purulentas, urina e sangue (SOUZA et al., 1982).

A intenção da anti-sepsia com clorexidina previamente à inserção do dispositivo auricular está baseada na possibilidade do dispositivo auricular vir a machucar o conduto auditivo externo e desencadear através deste ferimento uma infecção. Este fato está baseado nos relatos de Stone e Fulgham (1984), que um trauma no conduto auditivo externo pode desencadear um processo infeccioso.

Dentre os microrganismos encontrados, observou-se maior prevalência de *Staphylococcus* coagulase negativo, microrganismos estes também encontrados por Silva e Jorge (2002) nos seus estudos sobre contaminação de superfícies de consultórios odontológicos onde encontraram cargas variáveis desses microrganismos em todos os locais estudados.

Signoreto et al. apud Silva e Jorge (2002) relataram que estafilococos, ao contrário de estreptococos bucais, são utilizados como indicador da presença humana, pelo fato dos mesmos geralmente colonizarem toda a superfície de seres humanos.

Quanto aos microrganismos isolados, todos os cocos gram-positivos foram identificados como pertencentes ao gênero *Staphylococcus* exceto para o dispositivo direito do paciente 6 que foi *Kokuria rhizophila* (Tabela 11); todos obtiveram resultado negativo para prova da coagulase (coagulase-negativa).

No que tange ao microrganismo *Kokuria rhizophila* antigamente denominado de *Sarcina lútea* (são 8 cocos que formam um cubo) é do ambiente e não causa malefício ao ser humano. Esses microrganismos também foram encontrados por Cohen et al. (1998) em seus estudos sobre contaminação de dispositivos auriculares de otoscópios.

O grande índice de contaminação por *Staphylococcus* é preocupante, pois embora sejam membros da microbiota normal do ecossistema cutâneo, incluindo a pele e as membranas mucosas de seres humanos não portadores de qualquer doença, também provocam supurações, formações de abscessos, várias infecções piogênicas e até mesmo septicemia fatal (WHITE; GLAZE, 1978).

Antigamente os estafilococos coagulase-negativos (ECN) eram considerados avirulentos e não patogênicos, portanto de pouca importância. No entanto, nas últimas duas décadas, foram reconhecidos como agentes de: infecções nosocomiais/hospitalares; infecções associadas a dispositivos implantados permanentes (válvulas cardíacas protéticas, próteses articulares, marcapassos); dispositivos aplicados: cateter endovenoso, derivações de hemodiálise, cateter para diálise peritoneal; osteomielite; endoftalmite; endocardite (KUSSANO; GRINBAUM, 1997; KONEMAN et al., 2001).

Segundo Kussano e Grinbaum (1997), a incidência de infecções causadas por estafilococos coagulase negativos aumentou significativamente, sendo considerados como os principais agentes causadores de bacteremias nos Estados Unidos, embora no Brasil o *S. aureus* ainda persista como o principal agente. Para esses autores, os estafilococos coagulase-negativos são importantes como agentes causadores de infecções hospitalares graves, podendo causar bacteremias e levar o paciente a óbito.

No que tange aos bacilos aeróbios gram-positivos, eram todos esporulados, o que representa a forma de resistência, ou seja, as bactérias formam esporos quando as condições tornam disgenésicas (impróprias). Estes foram identificados como pertencentes ao gênero *Bacillus*.

Observou-se também um único bacilo gram-negativo, *Alcaligenes faecalis*, achados similares aos achados dos estudos de Silva e Jorge (2002). Esses microrganismos não são considerados residentes da microbiota da cavidade bucal, fazendo parte, entretanto da microbiota normal do intestino de indivíduos normais (HOLT et al., 1994). Por esse motivo, é reportado por esses autores que, mesmo uma pequena quantidade desses microrganismos em locais fora do seu habitat natural, pode indicar contaminação fecal, principalmente por higienização e limpeza inadequada. Esses microrganismos são maléficos tanto vivos como mortos, devido à presença de LPS (lipopolissacaride) em sua membrana.

As espécies do gênero *Bacillus* é ubíqua, habitando solos, água, pó ambiental ou ainda fazendo parte da microbiota saprófita integrante do trato intestinal de humanos e de outros animais, principalmente herbívoros. Entretanto, algumas espécies do gênero *Bacillus* são agentes de infecções oportunistas graves, associadas a importantes morbidade e mortalidade (BOYD, 1995; MURRAY et al., 1995; SNEATH, 1996; KONEMAN et al., 2001).

O tema controle de infecção cruzada em Odontologia tem provocado muita controvérsia e debates durante a última década como consequência da propagação global da infecção do vírus da imunodeficiência humana. Conseqüentemente, um número de órgãos reguladores tem sugerido normas para o controle de infecção em Odontologia e o consenso atual é que o princípio de “controle universal de infecção”

que considera todo paciente como infeccioso e deve ser a norma a ser seguida em todo consultório odontológico. A razão é o transporte assintomático de patógenos devido a natureza subclínica, o período de incubação e o estado do portador associado com um número de enfermidades. As regras do controle universal de infecção devem compreender alguns elementos como: a avaliação rotineira do paciente, a proteção pessoal com bloqueio, a esterilização de instrumentos incluindo o controle da esterilização, a desinfecção de superfícies e equipo, a assepsia do laboratório e a eliminação apropriada de resíduos contaminados incluindo os cortantes. Os dentistas devem manter-se informados das normas e regulamentos sobre o controle de infecção em Odontologia que evoluem continuamente devido ao aumento constante de dados sobre as enfermidades infecciosas e a maneira de prevení-las (SAMARANAYAKE, 1993).

O resultados negativos obtidos nestes estudos podem ser explicados pelo conhecimento de que a bactéria necessita um meio adequado para sobreviver. Outra possibilidade é que o swab pode não ter sido efetivo em capturar as bactérias que estavam presentes nos instrumentos.

Os achados deste estudo não dão suporte para afirmar que articuladores e dispositivos auriculares de arco facial são meios de infecção cruzada. Porém, os resultados não são conclusivos e como tal um potencial risco de infecção cruzada não deve ser excluído.

Tendo em vista os resultados desta pesquisa e demais trabalhos sobre superfície e equipamento odontológico (RUSSO et al., 2000; WILLIAMS et al., 2003) e dispositivos auriculares de otoscópios e estetoscópios (OVEREND et al., 1992; BROOK, 1997; COHEN et al., 1998), medidas de biossegurança como utilização de sobreluvas,

colocação de barreiras, desinfecção para a manipulação de articuladores assim como o uso de dispositivos auriculares descartáveis ou recambiáveis esterilizáveis entre outras medidas, são extremamente importantes para a realização e a manutenção da cadeia asséptica, tão negligenciada, a fim de se evitar a mais grave das iatrogenias cometidas no consultório odontológico, a infecção cruzada.

É importante salientar, que a Universidade é responsável primeira pela formação do profissional de Odontologia, cabendo a ela orientar os acadêmicos no sentido da adoção das medidas de biossegurança.

7 CONCLUSÃO

Pelos resultados pode-se concluir que:

1. Os articuladores e dispositivos auriculares do arco facial utilizados por alunos da Clínica de Odontologia da FORP-USP apresentaram contaminação microbiana nos dois tempos avaliados (plano piloto).
2. Após desinfecção dos articuladores com álcool 70%, houve uma diminuição no número de articuladores contaminados quando comparado ao plano piloto, sendo que a média de UFC foi 7 e os microrganismos predominantes isolados foram *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus saprophyticus* e *Bacillus atropheus*.
3. Os dispositivos auriculares esterilizados do arco facial avaliados após uso em pacientes apresentaram contaminação microbiana, sendo que os microrganismos predominantes isolados foram: *Staphylococcus asacharolyticus*, *Bacillus atropheus*, *Staphylococcus roseus*, *Bacillus acnes*, *Staphylococcus saprophyticus*, *Bacillus alvei*, *Alcaligenes faecalis*, *Kokuria rysophyla* e *Staphylococcus minimus*.

4. Os condutos auditivos externos dos pacientes avaliados apresentaram contaminação microbiana tanto antes como após antissepsia sendo que os microrganismos predominantes isolados foram: *Bacillus athropheus*, *Staphylococcus asaccharolyticus*, *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus roseus*, *Bacillus acnes*, *Staphylococcus saprophyticus*, *Bacillus alvei* e *Staphylococcus minimus*.

8 REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABEL, L.C.; MILLER, R.L.; MISIK, R.E. Studies on dental microbiology: IV Bacterial contamination of water delivered by dental units. **J. Dent. Res.**, v.50, p.1567-1569, 1971.

AUTIO, K.L.; ROSEN, S.; REYNOLDS, N.J.; BRIGHT, J.S. Studies on cross-contamination in the dental clinic. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.100, p.358-361, 1980.

AUTIO, K.L.; ROSEN, S.; REYNOLDS, M.R.; BRIGHT, J.S. Studies on cross contamination of dental unit cooling water with oral microorganisms and its prevention. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.109, p.712-716, 1984.

BAGGA, B.S.R.; MURPHY, R.A.; ANDERSON, A.W.; PUNWANI, I. Contamination of dental unit cooling water with oral microorganisms and its prevention. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.109, p.712-716, 1984.

BEBEMEYER, R.D.; DICKINSON, S.K.; THOMAS, L.P. Chemical disinfectants in dental practice – a review. **Tex. Dent. J.**, v.122, p.1038-1043, 2005.

BERTI, M.; MOIMAZ, S.A.S.; AYRES, J.P.S. Métodos de controle de infecção cruzada: uma avaliação do emprego na prática odontológica. **Rev. Paul. Odont.**, n.5, p.34-37, 2003.

BLAKE, G.C. The incidence and control of bacterial infection in dental spray reservoir. **Br. Dent. J.**, v.115, p.413-420, 1963.

BOYD, R.F. **Basic Medical Microbiology**. 5 ed. Boston: Little-Brown, 1995. p.642.

BRASIL. Ministério da Saúde. Coordenação de Controle de Infecção Hospitalar. **Procedimentos de artigos e superfícies em estabelecimentos de saúde**. 2. ed. Brasília, 1994. 50p.

BRITISH DENTAL ASSOCIATION Guide to blood borne viruses and the control of cross infection in dentistry, 1989.

BROOK, I Microbiological studies of the bacterial flora of the external auditory canal in children. **Acta Otolaryngol.**, v.91, p.285-287, 1981.

BROOK, I. Bacterial flora of stethoscopes earpieces and otitis externa. **Ann Otol. Rhinol. Laryngol.**, v.106, p.751-762, 1997.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION Recommended for preventions of HIV transmissions in health-care settings. **MMWR**, v. 21, S-17S, 1987.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION Recommended infection control practices for dentistry. **MMWR**, v.42, n.RR-8, p.1-12, 1993

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION Guidelines for infection control in dental health-care settings. **MMWR**, v.52, n.RR-17, p.1-76, 2003.

CLARK, W.B.; BROOK, I.; BIANCHI, D.; THOMPSON, D.N. Microbiology of otitis externa. **Otolaryngology Head and Neck Surgery**, v.116, n.1, p.23-25, 1997.

COHEN, H.A.; LIORA, H.; PARET, G.; LAHAT, E.; GILI, K.; BARZILAI, A. Aurioscope earpieces – a potential vector of infection? **Int. J. Ped. Otor.**, v.45, p.47-50, 1998.

COHEN, J.A.; TEREZHALMY, G.T.; MOLINARI, J.A. **Practical infection control in Dentistry**. 1^a ed. Philadelphia. Lea and Febiger, 1991.

CONNOR, C Cross-contamination control in Prosthodontic practice. **Int. J. Prosth.**, v.4, p.337-344, 1991.

COOLEY, R.L.; BAURMEIER, W.W.; WAYMAN, B.E. Sterilization and disinfection of dental burs. **Gen. Dent.**, v.30, p.508-512, 1982.

COUNCIL ON DENTAL MATERIALS, INSTRUMENTS, AND EQUIPMENT Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory. **J. Amer. Dent. Assoc.**, v.116, p.241-248, 1988.

COTTONE, J.A.; YOUNG, J.M.; DINYARIAN, P. Disinfection/sterilization protocols recommended by manufactures of impression material. **Int. J. Prosthodont.**, v.3, p.379-383, 1990.

COTTONE, J.A.; MOLINARI, J.A. State-of-art: infection control in dentistry. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.123, p.33-41, 1991.

COTTONE J.A.; TEREZHALMY, G.T.; MOLINARI, J.A. **Practical infection control in dentistry**. 2nd ed. Baltimore: Williams & Williams, 1996. 437p.

CRAWFORD, J.J.; BRODERIUS, C. Control of cross-infection risks in the dental operatory: prevention of water retraction by bur cooling spray systems. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.116, p.685-687, 1988.

CROMPTON, N.; GRIFFTHS, B.; WILSON, M. Transfer of oral bacteria to, and survival on, dental notepaper. **J. Dent. Res.**, v.73, p. 849, 1994. #500

EPSTEIN, J.B.; REA, G.; SIBAU, L.; SHERLOCK, C.H. Rotary dental instruments and the potential risk of transmission of infection: herpes simplex virus. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.124, p.55-59, 1993.

FEINMESSER, R.; WIESEL, Y.M.; ARGAMAN, I.G. Otitis external – bacteriological survey. **Journal for Otorrinolayngology and Related Specialities**, v.44, n.3, p.121-125, 1982.

FERREIRA, R.A. Barrando o invisível. **Rev. Assoc. Paul. Cir. Dent.**, v.49, n.6, p.417-427, 1995.

FOULKES, D.M. Some toxicological observations on chlorhexidine. **J. Periodont. Res.**, v.8, p.55-57, 1973.

GONÇALVES, A.C.S.; TRAVASSOS, D.V.; SILVA, M. Biossegurança no exercício da odontologia. **RPG**, v.3, p.121, 1996.

GRAZIANO, K.U.; SILVA, A.; BIANCHI, E.R.F. Limpeza, desinfecção, esterilização de artigos e anti-sepsia. In: FERNANDES, A.T.; FERNANDES, M.O.V.; RIBEIRO-FILHO, N. **Infecção hospitalar e suas interfaces na área da saúde**. São Paulo: Atheneu, 2000. p.266-315

GROSS, A.; DEVINE, M.J.; CUTRIGHT, D.G. Microbial contaminations of dental units and ultrasonic scalers. **J. Periodontol.**, v.47, p.670-673, 1976.

GUIMARÃES JUNIOR, J. Controle de infecção cruzada no consultório odontológico. **Rev. Assoc. Paul. Cir. Dent.**, v.46, n.2, p.711-716, 1992.

GUIMARÃES JÚNIOR, J. **Biossegurança e controle de infecção cruzada em consultórios odontológicos**. São Paulo: Santos, 2001. 536p

GURECKIS, K.M.; BURGESS, J.O.; SCHWARTZ, R.S. Cutting effectiveness of diamond instruments subjected to cyclic sterilization methods. **J. Prosthet. Dent.**, v.66, p.721-726, 1991.

HACKNEY JR., R.W.; CRAWFORD, J.J.; TULIS, J.J. Using a biological indicator to detect potential sources of cross-contamination in the dental operatory. **J. Am. Dent. Ass.**, v.129, p.1567-1577, 1998.

HARDIE, J. Concerns regarding infection control recommendations for dental practice. **J. Canad. Dent. Assoc.**, v.58, p.377-386, 1992.

HOLT, J.G.; KRIEG, N.R.; SNEATH, P.H.A.; STALEY, J.T.; WILLIAMS, S.T. Bergey's manual of determinative bacteriology. 9 ed. Baltimore: Williams & Wilkins, 1994.

ITO, I.Y.; COSTA, A.; BARACCHINI, O. Emprego de gema de ovo no isolamento de *Staphylococcus*. **An. Microbiol.**, v.16, p.189-192, 1969.

KONEMAN, E.W.; ALLEN, S.D.; JANDA, W.M.; SCHERENKERGER, P.C.; WIN JR, W.C. Cocos gram-positivos. Parte I: Estafilococos e microrganismos relacionados. In: **Diagnóstico Microbiológico**; texto e atlas colorido. 5 ed. São Paulo: MEDSI, 2001. cap.11, p.551-558, 661-673.

KUSSANO, E.J.U.; GRINBAUM, R.S. Estafilococos coagulase-negativa e enterococos. In: RODRIGUES, E.A.C.; MENDONÇA, J.S.; AMARANE, J.M.B.; ALVES FILHO, M.B.; GRINBAUM, R.S.; RICHTAMANN, R. **Infecções Hospitalares: Prevenção e Controle**. São Paulo: Sarvier, 1997. p.599-608.

LARATO, D.C. Sterilization of the high-speed dental hand piece. **Dent. Digest.**, v.72, p.107-109, 1966.

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

LEWIS, D.L.; BOE, R.K. Cross-infection risks associate with current procedures for using high-speed dental hand-pieces. **J. Clin. Microbiol.**, v.30, p. 401-406, 1992.

LIMA, S.N.M.; MINHOLO, J.M.; ITO, I.Y. **Controle da infecção. Sistema Beda de Controle**. ANO?????. 264p.

LIMA, S.N.M.; ITO, I.Y. Infecções odontogênicas. O controle de infecção no consultório odontológico. Sistema BEDA de controle. **Rev. Paul. Odontol.** XVI, v.1, p. 44-46, 1994.

LORD, T.H. **Determinative bacteriology: laboratory manual**. Mineapolis: Burgess, 1960.

MERCHANT, V.A. Infection control in dental laboratory environment. In: COTTONE, J.A.; TEREZHALMY, G.T.; MOLINARI, J.A. **Practical infection control in dentistry**. 2nd ed., Philadelphia, Williams & Williams, 1996, p.239-254.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Conselho Federal de Odontologia, Controle de Infecções e a Prática Odontológica em tempos de AIDs. In: **Manual de Conduta**, abril, 2000.

MILLER, C.H.; PALENIK, C.J. Sterilization, disinfection, and asepsis in dentistry. In: Block SS. **Disinfection, sterilization and preservation** 4th. Ed. Philadelphia: Lea & Febiger, 1991. p.676-695.

MILLER, C.H. Cleaning, sterilization and disinfection: basics of microbial killing for infection control. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.124, p.48-56, 1993.

MILLER, C.H.; PALENIK, C.J. **Infection Control and management of hazardous materials for the dental team**. St Louis: Mosby, 1994. 291p.

MOLINARI, J.A.; MERCHANT, V.A.; GLEASON, M.J. Controversies in infection control. **Dent. Clin. North Am.**, v.34, p.55-69, 1990.

MOLINARI, J.A. Practical infection control for the 1990s: Applying science to government regulations. *J. Am. Dent. Assoc.*, v.125, p.1189-1197, 1994.

MURAI, S.; ITO, K.; GOKE, E.; TSUJI, Y.; SANO, M.; YOSHIMURA, N. The cleaning effects of disinfectant on microorganisms adhering to a probe after examination of periodontal pockets. *J. Nihon Univ. Sch. Dent.*, v.27, p.247-251, 1985.

MURRAY, P.R.; BAREN, P.R.; PFALLER, E.J.; TENOVER, F.C.; YOLKEN, R.H. **Manual of clinical microbiology**. 6 ed. Washington: ASM Press, 1995.

NEUGBOREN, N.; NISENGARD, R.J.; BEUTNER, E.H.; FERGUSON, G.W. Control of cross contamination. *J. Am. Dent. Assoc.*, v.85, p.123-127, 1972.

OVEREND, A.; HALL, W.W.; GODWIN, P.G.R. Does earwax lose its pathogens on your auriscope overnight? *Br. Med. J.*, v.305, p. 1571-1573, 1992.

PAGNAN, R.; KRAHEMBÜHL, S.M.B.A.; FUJITA, A.Y. Biossegurança no ambiente e equipamentos da clínica odontológica. *Só Técnicas Estéticas*, v.2, p.109-112, 2006.

PALENIK, C.J. Environmental surface asepsis. *Dent. Today*, v.24, n.9, p.122-124, 2005.

PORTARIAS CVS-11 de 4 de julho de 1995, São Paulo (estado). Regras e instruções sobre biossegurança no estado de São Paulo. *Diário Oficial do Estado de São Paulo*. São Paulo, v.105, n.126, p.11-12, 5 jul., 1995.

PREVOST, A.P.; ROBERT, M.; CHARLAND, R.; BARKEAU, J. Doctor, would you drink water from your dental unit? *New York State Dent. J.*, v.127, p.181-189, 1995.

RAY, V.C.; FULLER, M.L. Isolation of mycobacterium from dental impression material. *J. Prosthet. Dent.*, v.13, p.93-94, 1963.

RAZABONI, A.M. Conceitos de biossegurança desafia profissionais a mudarem de comportamento em respeito à vida. *Rev. Unisaúde*, ed.1, ano 1, p.12, 2005.

RODRIGUES, E.A.; MENDONÇA, J.S.; AMARANTE, J.M.B.; ALVES FILHO, M.B.; GRINBAUM, R.S.; RICHTMANN, R. **Infecções Hospitalares: Prevenção e Controle**. São Paulo: Sarvier, 1997. p.669

ROWE, A.H.; FOREST, J.O. Dental impressions: the probability of contamination and a method of disinfection. **Br. Dent. J.**, v.19, p.184-186, 1978.

RUSSO, E.M.A.; MAYER, M.P.A.; GARONE NETTO, N.; CARVALHO, R.C.R. Análise microbiológica de instrumentos cortantes rotatórios coletados em consultórios particulares. **Rev. Odontol. UNICID**, v.10, p.87-93, 1998.

RUSSO, E.M.A.; CARVALHO, R.C.R.; LORENZO, J.L.; GARONE NETTO, N.; CARDOSO, M.V.; GROSSI, E. Avaliação da intensidade de contaminação de pontas de seringa tríplice. **Pesqui. Odontol. Bras.**, v.14, p.243-247, 2000.

RUSSO, E.; RUSSO, E.M.A. Controle de infecção e normas de biossegurança: uma necessidade e uma obrigação. **Rev Odontol. UNICID**, v.13, p.63-72, 2001.

SARAMANAYAKE, L. Rules of infection control. **Int. Dent. J.**, v.43, p.578-584, 1993.

SCHEID, R.C.; KIM, C.K.; BRIGHT, J.S.; WHITELEY, M.S.; ROSEN, S. Reduction of microbes in hand pieces by flushing before use. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.105, p.658-660, 1982.

SHEARER, B.G. Biofilm and the dental Office. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.127, p.181-189, 1996.

SILVA, C.R.G.; JORGE, A.O.C. Avaliação de desinfetantes de superfície utilizados em Odontologia. **Pesqui. Odontol. Bras.**, v.16, p.107-114, 2002.

SNEATH, P.H.A.; Endospore-forming gram-positive rods and cocci. In: SNEATH, P.H.A.; MAIR, N.S.; SHARPE, M.E.; HOLT, J.G. **Bergey's manual of systematic bacteriology**. 9 ed. Baltimore: Willians & Willkins, 1996. cap.13, p.1104-11411.

SOUZA, N. P.; FUGEHARA, J.K.; KAWAKA, J. Atividade antibacteriana in vitro da clorexidina em três produtos para uso tópico. **F.Mec.**, v.84, p.257-258, 1982. (Supl.1).

SPRINGTHORPE, S. Disinfection of surfaces and equipment. **J. Can. Dent. Assoc.**, v.66, p.558-560, 2000.

STERN, M.A.; WHITACRE, R.J. Avoiding cross-contamination in prothodontics. **J. Prosth. Dent.**, v.46, n.2, p.120-122, 1981.

STONE, M.; FULGHAM, R.S. Bactericidal activity of wet earvax. **Ann. Otol. Rhinol. Laryngol.**, v.93, p.183-186, 1984.

TEIXEIRA, M.; SANTOS, M.V. Responsabilidade no controle de infecção. **Ver. Assoc. Cir. Dent.**, v.53, p.177-189, 1999.

TORTAMANO, N. **Antissépticos e desinfetantes em odontologia**. São Paulo: Santos, p.1-32, 1991.

TRABULSI, L.R.; ALTERTHUM, F. **Microbiologia**. 4 ed., São Paulo: Atheneu, 2004. 718p.

WALKER, J.J.; BRADSHAW, D.J.; BENNETT, A.M.; GULGORD, M.R. MARTIN, M.W.; MARSH, P.D. Microbial biofilm formation and contamination of dental-unit water systems in general dental practice. **Appl. Environ. Microbiol.**, v.66, p.3363-3367, 2000.

WATANABE, E.; AGOSTINHO, A.M.; PIMENTA, F.C.; MATSUMOTO, W.; ITO, I.Y. Dental unit water contamination level assessment. **J. Dent. Res.**, v.80, p. 621, 2001.

WILLIAMS, H.N.; SINGH, R.; ROMBERG, E. Surface contamination in the dental operatory. A comparison over two decades. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.134, p.325-330, 2003.

WHITE, S.C.; GLAZE, S. Interpatient microbiological cross-contamination after dental radiographic examination. **J. Am. Dent. Assoc.**, v.96, p.801-894, 1978.

WOOD, P. Controversies in cross-infection control. **Brit. Dent. J.**, v.174, p.249-251, 1993.

VAN BUEREN, J.V.; LARKIN, D.P.; SIMPSON, R.A. Inactivation of human immunodeficiency virus type 1 by alcohols. **J. Hosp.Infec.**, v.28, p.137-148, 1994.

VIGNARAJAH, S. Simplified cross-infection control: a study of cost, time and patient flow in Antigua. **Int. Dent. J.**, v.41, p. 335-340, 1991.

YOUNG. J.M. Dental equipment asepsis. **Dent. Clin. North Am.**, v.35. p.391-412, 1992.

9 APÊNDICE

Apêndice A – Folha de aprovação do comitê de ética

Apêndice B - Análise estatística da avaliação da contaminação microbiana de articuladores do plano piloto

Foi feita uma tabela de contingência com os dados obtidos para fazer o teste do Qui-Quadrado .

Frequências da tabela de contingência			
Tabela de contingência dos dados amostrais:			

20	12		32
20	10		30

40	22		62

A tabela apresenta 0 % das casas com valores esperados menores que 5.			

Teste do Qui-Quadrado:

Valores parciais calculados	

0.0010	0.0019
0.0011	0.0020

Valor total para 1 grau de liberdade: 0.0059	
Probabilidade de Ho para esse valor : 93.850 %	

Não-significante ($\alpha > 0.05$).	

De acordo com os resultados obtidos, não houve diferença estatisticamente significativa entre os ramos e os tempos avaliados.

Apêndice C - Da avaliação da contaminação microbiana de dispositivos auriculares do plano piloto

Foi feita uma tabela de contingência com os dados obtidos para fazer o teste do Qui-Quadrado .

Frequências da tabela de contingência			
Tabela das frequências comparadas			

20	16		36
20	17		37

40	33		73

A tabela apresenta 0 % das casas com valores esperados menores que 5.			

Resultados do teste do Qui-quadrado (X2)			
Valores parciais calculados			

0.00	0.00		
0.00	0.00		

X2 total para 1 grau/s de liberdade:	0.03		
Probabilidade de Ho para esse valor :	87.4400 %		

Não-significante (alfa > 0,05)			

De acordo com os resultados obtidos, não houve diferença estatisticamente significativa entre os dispositivos auriculares direito e esquerdo e entre os 2 tempos de avaliação.

Apêndice D - Da avaliação da contaminação microbiana dos dispositivos auriculares esterilizados avaliados após o uso em paciente

Foi feita uma tabela de contingência com os dados obtidos para fazer o teste do Qui-Quadrado .

Frequências da tabela de contingência			
Tabela das frequências comparadas			
18	19	37	
17	12	29	
35	31	66	
A tabela apresenta 0 % das casas com valores esperados menores que 5.			

Resultados do teste do Qui-quadrado (X2)			
Valores parciais calculados			
0.06	0.07		
0.08	0.09		
X2 total para 1 grau/s de liberdade:	0.33		
Probabilidade de Ho para esse valor :	56.8100 %		
Não-significante (alfa > 0,05)			

De acordo com os resultados obtidos, não houve diferença estatisticamente significativa entre os meios de cultura e os dispositivos auriculares direito e esquerdo.

ABSTRACT

The purpose of this study was to evaluate the microbiological quality of the face bow earpieces, articulators and *in vivo* the external auditory canals before and after antiseptics with chlorhexidine 0,2% of patients from the clinic of Dentistry of FORP-USP. It was done a pilot study with twenty articulators (superior and inferior branch) and twenty earpieces (right and left) from the Clinic of Dentistry of FORP-USP, twice, one in the beginning of the school year and the other in the end of the school year. For the articulators a swab moistened with saline was scratched in a 4,0 cm² area delimited by template; for the earpieces a swab was scratched around it and then placed in tube test with 1,0 ml saline. After agitating, the suspension was inoculated in Tioglicolate Agar (DIFCO) and incubated in ambient temperature at least three days to verify the bacterial growth. It was also evaluated the microbiological quality of twenty articulators after previous disinfection of the delimited area with alcohol 70% scratched with sterilized gauze for three times. Twenty face bows (40 earpieces – right and left) were evaluated after sterilization and used in patients. The face bow and the earpieces were provided by BioArt (São Carlos – SP). The earpieces were incased with the paper where they were sterilized and placed in the external auditory canal by the patient for two minutes. Then, the earpieces were transferred with gloved hand to a tube test with 1,0 ml saline. The rest of the material and methods were the same of the pilot study. It was evaluated *in vivo* the microbiological quality of the external auditory canals of twenty patients; before the antiseptics a swab moistened with saline was scratched by the patient and after the antiseptics, a swab moistened with chlorhexidine 0,2% was scratched for 30 seconds by the patient in the external auditory canal and the material was collected after the antiseptics with a swab moistened with saline. The rest of material and methods were the same of the other groups. A Gram stain was done in order to obtain the microorganisms identification with the biochemical test by the ApiStaph System (Bio Merieux) for *Staphylococcus* that was identified as: *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus saprophyticus*, *Staphylococcus roseus*, *Staphylococcus asaccharolyticus*, *Staphylococcus minimus*, and still *Kokuria ryzophyla*. The spore forming aerobic Gram-positive bacilli were identified by conventional tube test as: *Bacillus atropheus*, *Bacillus acnes*, *Bacillus alvei* and only Gram-negative bacilli as *Alcaligenes faecalis*. Based on the results, it was verified that almost all of the articulators branches (superior and inferior) tested and the face bow earpieces (right and left) of pilot study were contaminated, there was not a difference statistically significant between both times; after disinfection with alcohol 70% from the only four out of the twenty tested articulators were contaminated (UFC=7); all of the sterilized earpieces evaluated after being used in patients were contaminated, there was not a difference statistically significant in the microbiological quality between the external auditory canals right and left either before or after the antiseptics with chlorhexidine 0,2%.