UNIVERSIDADE DE SÃO PAULO
FACULDADE DE ODONTOLOGIA DE RIBEIRÃO PRETO

Renata Costa de Moraes

**ESTUDO *IN VITRO* DO USO DE VITROCERÂMICA BIOATIVA EM DENTINA
AFETADA POR CÁRIE NATURAL OU ARTIFICIAL: ANÁLISE DA RESISTÊNCIA
DE UNIÃO DE COMPÓSITOS**

Ribeirão Preto
2014

Renata Costa de Moraes

**ESTUDO *IN VITRO* DO USO DE VITROCERÂMICA BIOATIVA EM DENTINA
AFETADA POR CÁRIE NATURAL OU ARTIFICIAL: ANÁLISE DA RESISTÊNCIA
DE UNIÃO DE COMPÓSITOS**

Dissertação apresentada à Faculdade de Odontologia de
Ribeirão Preto da Universidade de São Paulo, para a
obtenção do título de Mestre no Programa de Reabilitação
Oral.

Área de concentração: Reabilitação Oral

Orientadora: Prof^a. Dr^a. Fernanda de Carvalho Panzeri
Pires-de-Souza

VERSÃO CORRIGIDA

Ribeirão Preto

2014

AUTORIZO A REPRODUÇÃO E DIVULGAÇÃO DO TEOR TOTAL OU PARCIAL DESTES
TRABALHO POR QUALQUER MEIO CONVENCIONAL OU ELETRÔNICO, PARA FINS DE
ESTUDO E PESQUISA, DESDE QUE CITADA A FONTE.

FICHA CATALOGRÁFICA

Elaborada pela Biblioteca Central do Campus USP - Ribeirão Preto

Morais, Renata Costa de

Estudo *in vitro* do uso de vitrocerâmica bioativa em dentina afetada por cárie natural ou artificial: análise da resistência de união de compósitos. Ribeirão Preto, 2014.

124p. : il.; 30cm

Dissertação de Mestrado, apresentada à Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto/USP. Área de Concentração: Reabilitação Oral. **Versão corrigida da Dissertação/Tese. A versão original se encontra disponível na Unidade que aloja o Programa.**

Orientadora: Pires-de-Souza, Fernanda de Carvalho Panzeri.

1. Biomateriais. 2. Cárie Dentária. 3. Adesivos Dentinários. 4. Resinas Compostas. 5. Resistência à Tração.

FOLHA DE APROVAÇÃO

Renata Costa de Moraes

ESTUDO *IN VITRO* DO USO DE VITROCERÂMICA BIOATIVA EM DENTINA AFETADA POR CÁRIE NATURAL OU ARTIFICIAL: ANÁLISE DA RESISTÊNCIA DE UNIÃO DE COMPÓSITOS

Dissertação apresentada à Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto, da Universidade de São Paulo, para obtenção do título de Mestre.

Área de Concentração: Reabilitação Oral

Aprovado em: 21/01/2015

Banca Examinadora:

1) Prof.(a). Dr.(a).: Fernanda de Carvalho Panzeri Pires-de-Souza

Instituição: Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto - USP

Julgamento: Aprovado Assinatura: _____

2) Prof.(a). Dr.(a).: Luís Geraldo Vaz

Instituição: Faculdade de Odontologia de Araraquara - UNESP

Julgamento: Aprovado Assinatura: _____

3) Prof.(a). Dr.(a).: Alessandro Dourado Loguercio

Instituição: Universidade Estadual de Ponta Grossa – UEPG

Julgamento: Aprovado Assinatura: _____

Dedicatória

*Aos meus pais, **Luiz e Dirce**, que me deram a vida e ensinaram-me a vivê-la com dignidade; a vocês, que iluminaram meus caminhos, com amor, afeto e dedicação, para que eu os trilhasse sem medo, com humildade, determinação e cheia de esperança; a vocês, que se doaram por inteiro e renunciaram, muitas vezes, a sonhos, para que eu pudesse realizar os meus; a vocês, cujos apoio e amor foram fundamentais para os meus desenvolvimentos pessoal e intelectual; a vocês, Pai e Mãe, não bastaria dizer que não tenho palavras para agradecer por tudo. Mas, é exatamente o que acontece agora, quando procuro, arduamente, uma forma de exprimir essa emoção ímpar, a qual não se traduz por palavras - muito obrigada! Eu os amo demais!*

*Às minhas irmãs, **Fabiola, Carla e Camila**, companheiras e amigas, que sempre estiveram ao meu lado; pelo apoio e pelas vibrações com as minhas conquistas; pelo imenso incentivo e pelo estímulo que me deram força e suporte; pelo carinho e pelo amor que demonstram; a vocês, toda a minha gratidão e o meu reconhecimento por mais essa conquista juntas, cuja convivência e o amor de todas vocês foram fundamentais.*

*A **Ricardo Bissaro**, meu grande amor, meu amigo, meu companheiro em todos os momentos; pelos apoio e incentivo imensuráveis; pela dedicação e pelo carinho demonstrados, em mais essa etapa, crescendo e aprendendo juntos; a você, que me conhece como ninguém, que me ajuda e que me dá forças, sempre com muito amor e um sorriso incrível, dedico essa conquista. A minha admiração, o meu amor e os meus sinceros agradecimentos a tudo o que você faz por mim.*

*A **Deus e à Nossa Senhora Aparecida**, pela presença em todos os momentos!*

Agradecimentos Especiais

À Professora Dra. Fernanda de Carvalho Panzeri Pires-de-Souza, minha orientadora e grande amiga, que, com sua experiência e sua competência, ensinou-me a nunca perder a fé e a acreditar em mim, em todos os momentos; por toda a nossa vivência, desde a minha graduação, pela paciência, pelo carinho e pela dedicação de sempre, que possibilitaram o meu crescimento, baseado em ética, respeito e simplicidade; pela confiança, pelo carinho e pelo amor demonstrados a mim e ao meu trabalho como aluna; pela nossa parceria, acadêmica e familiar, visando a minha formação, não somente profissional, mas também pessoal; por toda a sua dedicação e seu apreço quando eu mais precisei. À Sra., sempre atenciosa e solícita, dedicada e determinada em tudo o que faz, deixo registrada aqui a honra em ser sua orientada!

Ao Professor Dr. Saulo Geraldeli, pela grande colaboração para a realização deste estudo; pelos ensinamentos e pelas palavras, que engrandeceram a minha vida profissional e acadêmica; pela ajuda e pela disposição de sempre, com muita dedicação e simpatia.

À Professora Dra. Michelle Alexandra Chinelatti, educadora e amiga, companheira de laboratório, solícita e alegre, sempre disposta a me ajudar, cooperando com muita dedicação para que eu pudesse concluir mais esta etapa; sou muito grata por tudo!

Agradecimientos

À Universidade de São Paulo (USP) que me acolheu desde 2009 e representa uma oportunidade de formação ímpar em minha vida.

À Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto da Universidade de São Paulo (FORP-USP), representada pelo Senhor Diretor, Professor Dr. Valdemar Mallet da Rocha Barros, pelas oportunidades oferecidas, tanto durante a minha formação acadêmica na Graduação, quanto pela minha formação na Pós-Graduação, durante este período do Mestrado.

À Coordenação do Programa de Pós-Graduação em Reabilitação Oral da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto da Universidade de São Paulo, representada pela coordenadora Professora Dra. Rossana Pereira de Almeida Antunes, pela dedicação e pelo comprometimento em melhorar nosso aprendizado e nossa formação na Pós-Graduação.

À FAPESP (Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de São Paulo), pelo suporte e pela bolsa de mestrado, fundamentais para a realização deste estudo.

Aos Professores do Departamento de Materiais Dentários e Prótese (FORP-USP), em especial àqueles que ministraram Disciplinas durante meu Mestrado, por todo apoio e conhecimento concedidos; pela agradável convivência e disposição nestes dois anos e pela inestimável contribuição à minha formação acadêmica.

À equipe de Funcionários do Departamento de Materiais Dentários e Prótese, pelo auxílio e pela atenção, fundamentais tanto para o avanço das minhas pesquisas, quanto para a conclusão de atividades clínico-laboratoriais e, claro, pela amizade do dia a dia.

À Professora Dra. Camila Tirapelli, pela doação do Biosilicato ao estudo; pela contribuição na elaboração deste; pela disposição e simpatia de sempre. Obrigada!

À Professora Dra. Marta Contente, pela amizade, pelo carinho e pela dedicação a mim; pelas ajudas, sugestões e dedicação imensuráveis; pela atenção e pelo companheirismo de sempre. Sou muito grata por tudo!

A Lourenço Roselino, por ter me dado a oportunidade em participar do nosso grupo de pesquisa; pela amizade e pela alegria de sempre; pela disposição e pela convivência desde a minha Graduação.

À Patrícia Marchi, cuja colaboração foi essencial para a realização deste estudo; muito obrigada pela manipulação das soluções ácidas, não só pela sua dedicação, mas também por seu carisma comigo.

Ao Laboratório de Materiais Vitreos (LaMaV) e ao Laboratório de Caracterização Estrutural (DEMa), ambos da Universidade Federal de São Carlos, cuja oportunidade permitiu grande desenvolvimento para a Odontologia.

Aos colegas do LaABio (Laboratório de Análise de Biomateriais): Professora Fernanda; Técnica Rafaella; Pós-graduandos Lourenço, Dani, Carlita, Renata Espíndola, Sergio e Roberto; Pós-doutorandas Michelle e Marta; Iniciação científica: Etiene e Renata Cardoso, pelas experiências compartilhadas, pelas discussões saudáveis e pela parceria, as quais me proporcionaram um ambiente agradável e feliz para o trabalho.

Ao Professor Dr. Lucas da Fonseca Roberti Garcia, por todo o apoio e os conhecimentos compartilhados comigo desde a minha Iniciação Científica, durante a Graduação; pela dedicação e pela disposição; pelos ensinamentos e por todo o auxílio em minha formação acadêmica, profissional e pessoal.

Aos meus sogros, Raimundo e Célia, e ao meu cunhado, Renato, pela acolhida carinhosa e familiar de sempre; pela confiança em mim; pela presença e pelo inestimável apoio em todos esses anos. Aprendi muito com vocês e agradeço-os por tudo!

Aos cunhados, Gustavo Martins e Gustavo Zen, pela convivência saudável e harmoniosa; pelos conselhos e estímulos a mim; pelo carinho e pela amizade.

Aos colegas de Pós-Graduação, pela convivência e pelo aprendizado compartilhados.

Aos meus amigos, em especial, Daiane, Vitor, Jéssica, Michelle e Juliana, pela amizade de tantos anos; pelas conversas; pelo apoio e por toda a confiança em mim.

(...) Alunos fascinantes são transparentes: não querem o sucesso a qualquer preço, senão aquele conquistado com suor, inteligência e transparência.
A grandeza do ser humano não está no quanto ele sabe, mas no quanto ele tem consciência de que não sabe.
Por isso, sonhos não determinam o lugar onde você vai chegar, mas produzem a força necessária para tirá-lo de onde está.
(Augusto Cury)

Resumo

MORAIS, R.C. **Estudo *in vitro* do uso de vitrocerâmica bioativa em dentina afetada por cárie natural e artificial: análise da resistência de união de compósitos**. Ribeirão Preto, 2014. 124p. Dissertação (Mestrado em Reabilitação Oral). Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto, Universidade de São Paulo.

RESUMO

O objetivo deste estudo *in vitro* foi avaliar a influência da aplicação de vitrocerâmica bioativa na resistência de união de sistemas adesivos em dentina afetada por cárie, natural ou artificial, comparativamente à dentina hígida. Cento e vinte molares humanos, 80 hígidos e 40 cariados, foram selecionados, sendo que 40 dentes hígidos foram submetidos à formação de cárie artificial por ciclagem de pH. Após a planificação das superfícies oclusais, os dentes foram separados em quatro grupos (n=10), segundo o tipo de sistema adesivo (convencional – Adper Single Bond ou autocondicionante – AdheSE) e tratamento do substrato: Grupo 1 - condicionamento ácido, lavagem e secagem + Biosilicato + sistema adesivo; Grupo 2 - idem ao Grupo 1, sem Biosilicato; Grupo 3 – sistema adesivo autocondicionante + Biosilicato; Grupo 4 - idem ao Grupo 3, sem Biosilicato. Após os tratamentos, os dentes foram restaurados com compósito (Opallis – FGM). Os dentes foram armazenados em água, a 37°C, por seis meses e, em seguida, seccionados, perpendicularmente à interface adesiva, produzindo palitos de 0,9 mm² de espessura. As amostras foram fixadas à Máquina de Ensaio Mecânicos (EMIC DL 2000 - 0,5 mm/min) e submetidas ao ensaio de microtração até a fratura. Após os ensaios, as fraturas foram observadas em microscópio digital (Keyence) e o modo de fratura da interface adesiva foi avaliado em microscopia eletrônica de varredura (JSM 5410, Sony). Os valores de Resistência de União (RU) foram submetidos à análise estatística (2-way ANOVA, Bonferroni, $p < 0,05$) e verificou-se que, para os dentes hígidos, G1 apresentou os melhores valores de RU, com diferença estatística ($p < 0,05$) em relação aos demais grupos, seguido de G3 e G2, que não apresentaram diferença ($p > 0,05$) entre si. Os menores valores de RU para esse substrato ocorreram para G4, diferente ($p < 0,05$) em relação aos demais grupos. Depois do substrato hígido, os melhores resultados de RU ocorreram para dentes cariados artificialmente, em níveis semelhantes ($p > 0,05$) entre todos os grupos, com exceção para G2. Para o substratoariado, não houve diferença significativa ($p > 0,05$) entre os grupos estudados. Em comparação aos demais substratos, grupos em que houve aplicação de Biosilicato apresentaram maior RU ($p < 0,05$) quando comparados aos grupos não tratados. Nos grupos em que não houve aplicação de Biosilicato, a RU foi maior ($p < 0,05$) para dentes hígidos que utilizaram sistema adesivo convencional. Para os demais substratos, não houve diferença significativa ($p > 0,05$). Não houve diferença significativa ($p > 0,05$) na RU em G4, independente do substrato utilizado. A análise do padrão de fratura mostrou predomínio de fraturas adesivas em todos os substratos e seus respectivos grupos. Conclui-se que a associação do sistema adesivo convencional e Biosilicato proporcionou os maiores valores de RU dente/adesivo.

Palavras-chave: Biomateriais, Cárie Dentária, Adesivos Dentinários, Resinas Compostas, Resistência à Tração.

Abstract

MORAIS, R.C. **In vitro study of the use of bioactive glass ceramic in affected dentin by natural and artificial caries: analysis of composites's bond strength.** Ribeirão Preto, 2014. 124p. Dissertation (Master's Degree in Oral Rehabilitation). Ribeirão Preto School of Dentistry, University of São Paulo, Brazil.

ABSTRACT

The aim of this in vitro study was to evaluate, by means of microtensile test, the influence of bioactive glass ceramic's application in the bond strength of adhesive systems with prior acid etching and natural or artificial caries-affected dentin compared to sound dentin. One hundred and twenty extracted human molars, 80 sound and 40 decayed, were selected, and 40 sound teeth were subjected to artificial caries formation by pH cycling. After occlusal surfaces's regularization, teeth were divided into four groups (n = 10): Group 1 - etching, rinsing and drying + Biosilicate + adhesive system; Group 2 - same procedure as Group 1, without Biosilicate; Group 3 - self-etching adhesive system + Biosilicate; Group 4 - same procedure as Group 3, without Biosilicate. After all treatments, teeth were restored with composite (Opallis - FGM). Then, teeth were stored in water at 37°C for six months and sectioned perpendicular to the bonding interface, producing sticks 0.9mm² thickness. All samples were fixed into a testing machine (EMIC DL 2000 to 0.5 mm/min) and submitted to microtensile bond strength test. The fractures were observed in digital microscope (Keyence) and the fracture pattern was analyzed by scanning electron microscopy (JSM 5410, Sony). The tensile bond strength values (TBS) (2-way ANOVA, Bonferroni, p<.05) were: for sound teeth, G1 showed the best TBS values with statistical difference (p<.05) compared to the other groups, followed by G2 and G3, which showed no significant difference (p>.05) among themselves. The smaller TBS occurred for G4, with significant difference (p<.05) compared to the other groups. Following sound substrate, the second best TBS results occurred for teeth with artificial caries-dentin, at similar levels (p>.05) between all groups, except for G2. For the decayed teeth, there was no significant difference (p>.05) between groups. Groups in which Biosilicate was applied had a higher TBS (p <.05) when compared to untreated groups, which TBS was higher (p <.05) for the sound teeth group on which conventional adhesive system was used. There was no significant difference for the other substrates (p>.05). Regardless the substrate used, there were no significant differences (p>.05) in G4. The fracture pattern analysis showed predominance of adhesive fractures in all groups. It was concluded that the combination of conventional adhesive system and Biosilicate provided the greatest TBS between tooth and adhesive.

Key words: Biocompatible Materials, Dentin-Bonding Agents, Dental Caries, Composite Resins, Tensile Strength.

Sumário

SUMÁRIO

RESUMO

ABSTRACT

1. INTRODUÇÃO	35
2. PROPOSIÇÃO	47
3. MATERIAL E MÉTODOS	51
3.1 Materiais utilizados e Preparo dos dentes	53
3.2 Preparo dos dentes cariados	56
3.3 Preparo e formação da cárie artificial	58
3.4 Preparo do Biosilicato®	61
3.5 Restauração dos dentes	61
3.6 Obtenção dos palitos	64
3.7 Ensaio de Microtração	65
3.8 Análise dos Padrões de Fratura em Microscopia Digital e Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)	65
3.9 Análise estatística	67
4. RESULTADOS	69
4.1 Resistência de União	71
4.2 Análise dos tipos de Fraturas - Microscopia Digital	73
4.3 Análise dos tipos de Fraturas - Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)	75
5. DISCUSSÃO	85
6. CONCLUSÃO	99
REFERÊNCIAS	103
APÊNDICES	115

1. Introdução

1. INTRODUÇÃO

Os materiais de origem natural ou artificial, cuja utilização é direcionada para substituir ou complementar as funções dos tecidos vivos, são conhecidos como biomateriais (Ramakrishna *et al.*, 2001). Na literatura, a terminologia imperativa para o estudo do desempenho biológico dos materiais incluem biocompatibilidade e biomateriais, sendo que, estes últimos, devem ser biocompatíveis, à medida que a biocompatibilidade seja, *in vivo*, inerente e harmônica aos biomateriais (Williams *et al.*, 1988). Ainda, os biomateriais são geralmente classificados como polímeros naturais ou sintéticos; metais; compósitos e, finalmente, cerâmicas (biovidros ou vitrocerâmicas bioativas) (Hench, 1991), cujas biocompatibilidade, resistências à corrosão e à compressão ampliaram sua utilização em diversas áreas (Kaur *et al.*, 2013).

A composição básica do vidro inerte é 70% SiO₂ (dióxido de silício), 15% Na₂O (óxido de sódio), 10% CaO (óxido de cálcio) e 5% MgO (óxido de magnésio) e, para que este mesmo vidro torne-se bioativo, é necessário que se diminua a concentração de SiO₂, pois este é o composto responsável pela estrutura tridimensional do vidro e pelo controle da solubilidade de outros íons, o que preserva a estabilidade do sistema; logo, ao reduzir esse composto, aumenta-se a solubilidade do vidro, permitindo maior disponibilidade de demais íons ativos na interface do material (Kaur *et al.*, 2013; Siqueira e Zanotto, 2011; Hench, 1991).

Ocorre também aumento na concentração de óxido de cálcio (CaO), bem como de sódio (Na), sendo este último fundamental para o equilíbrio fisiológico deste íon na interface do vidro bioativo, por manter o pH levemente alcalino (aproximadamente, 7.4), o qual promoverá reações na superfície do material, resultando em camadas bioativas, responsáveis pela formação óssea (Renno *et al.*,

2013; Roriz *et al.*, 2010; Reynolds *et al.*, 2008); ressalta-se, ainda, a introdução de pentóxido de fósforo (P_2O_5) que, junto ao óxido de cálcio (CaO), são importantes para a formação de apatita na superfície do vidro (Clark, 1986; Hench, 1973; Hench e Paschall, 1973).

O primeiro vidro efetivamente bioativo foi sintetizado na década de 70 por Larry Hench (1971) e pertencia ao sistema de SiO_2 - Na_2O -CaO- P_2O_5 (Bioglass VR). Entre 1969 e 1971, Hench e colaboradores descobriram que determinadas composições de vidro tinham excelente biocompatibilidade, assim como a capacidade de se ligarem ao tecido ósseo (Hench, 1998; Hench *et al.*, 1993; Hench *et al.*, 1971). Surgiram, assim, o Bioglass® 45S5, vidro do sistema quaternário SiO_2 -CaO- Na_2O - P_2O_5 , com notáveis propriedades de interação com o tecido vivo, e o termo bioatividade, referente à habilidade de um material se ligar fortemente ao tecido mineralizado (Siqueira e Zanotto, 2011).

Nos últimos anos, tem-se observado um aumento considerável do uso de sistemas biocerâmicos não somente na área biomédica, mas também na engenharia (Camilleri, 2013; Dorozhkin, 2013; Kaur *et al.*, 2013; Renno *et al.*, 2013; Mitchell *et al.*, 2011; Misra *et al.*, 2010; Peters *et al.*, 2010; Roriz *et al.*, 2010; Granito *et al.*, 2009; Barrere *et al.*, 2008; Reynolds *et al.*, 2008; Guarino *et al.*, 2007; Moura *et al.*, 2007; Pires-de-Souza *et al.*, 2007; Gatti *et al.*, 2006; Mitchell, 2003; Ducheyne e Qiu, 1999; Neo *et al.*, 1993). Independente dessa demanda, ainda existe a necessidade de melhora em suas propriedades, tais como resistência mecânica, rigidez, velocidade de degradação e resposta biológica nos tecidos (Guarino *et al.*, 2007; Rezwan *et al.*, 2006).

As composições dos vidros bioativos demonstram, basicamente, o percentual de SiO_2 , ou seja, tem-se formulações como 45S5, 45S2, 55S5, entre

outras, em que a primeira dezena à esquerda do “S” é correspondente à quantidade de SiO₂ no composto e o número à direita do “S” indica a relação molar entre Ca/P. Sendo assim, em Odontologia, a composição básica de um biovidro é 45% SiO₂; 24,5% CaO; 24,5% Na₂O e 6% P₂O₅, que corresponde ao 45S5 (Bioglass) (Tirapelli *et al.*, 2010).

Em função das suas características intrínsecas e natureza distinta, é de se esperar que os materiais bioativos apresentem índices de bioatividade variados, ou seja, diferentes tempos para o estabelecimento de ligação com o tecido. Segundo Siqueira e Zanotto (2011), o índice de bioatividade (I_B) de um material pode ser relacionado com o tempo em dias, para que mais de 50% de sua superfície esteja ligada às células do tecido, sendo $I_B = 100/t_{0,5bb}$. A hidroxiapatita, por exemplo, apresenta esse índice muito inferior ao de alguns vidros e vitrocerâmicas bioativas. De acordo com Hench (1998), o índice de bioatividade do Bioglass® 45S5 é 12,5, ao passo que o da hidroxiapatita é de 3,1. Dessa forma, enquanto o Bioglass® 45S5 levaria cerca de oito dias para que 50% de sua superfície estivesse ligada às células do tecido, a hidroxiapatita levaria cerca de trinta e dois, sob as mesmas condições experimentais.

Em Odontologia, a vitrocerâmica bioativa tem sido utilizada no tratamento de hipersensibilidade dentinária, via cristalização mineral na superfície dental (Mitchell *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010). Tal processo ocorre em diferentes taxas de dissolução e de formação mineral, a depender do ambiente biológico (Mitchell *et al.*, 2011; Peters *et al.*, 2010). Verificou-se a precipitação de fosfato de cálcio cerâmico sobre a superfície do dente, após a aplicação de vitrocerâmica bioativa, proporcionando potencial evidência para esta forma de tratamento (Gatti *et al.*, 2006;

Mitchell *et al.*, 2003; Vallet-Regí *et al.*, 2003; Ducheyne *et al.*, 1999; Neo *et al.*, 1993; Hench e Paschall, 1973).

Na literatura, encontram-se diversos relatos sobre o uso dos sistemas bioativos, principalmente, quanto à capacidade de auxiliar na regeneração e na remineralização de tecidos do corpo humano (osso e dente) (Forsback *et al.*, 2004; Efflandt *et al.*, 2002; Lin *et al.*, 2000). Vitrocerâmicas bioativas são agentes remineralizantes da dentina, que mostraram bons resultados em estudos clínicos e laboratoriais (Tirapelli *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010; Pires-de-Souza *et al.*, 2007). Em geral, reagem com os fluidos dos tecidos mineralizados, promovendo a formação de hidroxiapatita e, conseqüentemente, levam à remineralização do tecido (Hench, 2006). Essa reação ocorre porque vitrocerâmicas bioativas são capazes de se ligar, quimicamente, aos tecidos dentais através da formação de uma camada de hidroxiapatita carbonada, cuja estrutura tem a composição química semelhante à fase mineral desses tecidos (Dorozhkin, 2013; Kaur *et al.*, 2013; Tirapelli *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010).

As reações do biovidro foram organizadas e divididas em Estágios (I, II, III, IV e V) (Hench, 1998; Hench e West, 1996; Hench e Wilson, 1993; Hench, 1991):

- Estágio I: Quando um biovidro entra em contato com os fluidos fisiológicos, ocorre lixiviação dos cátions Na^+ e substituição destes na estrutura do vidro por cátions H_3O^+ , provenientes dos fluidos.
- Estágio II: Essa troca iônica leva ao aumento do pH local, resultando na ruptura das ligações Si-O-Si e, conseqüentemente, liberação de silício na forma de $\text{Si}(\text{OH})_4$.

- Estágio III: Se o pH local for menor que 9.5, ocorre a condensação de Si(OH)_4 ; isso permite que a sílica (SiO_2) se repolimerize na superfície do vidro, formando uma camada de sílica-gel.
- Estágio IV: É esta camada aberta de sílica-gel que permite que a troca iônica, entre o vidro e a solução fisiológica, continue ocorrendo; desta maneira, os íons cálcio e fósforo se difundem por essa camada e, somados aos íons cálcio e aos fosfatos presentes na solução, formam a camada amorfa de fosfato de cálcio na superfície do vidro.
- Estágio V: A depender da bioatividade do vidro, essas reações podem ocorrer rapidamente em contato com os fluidos fisiológicos. A espessura das camadas amorfas de sílica-gel e fosfato de cálcio aumenta, até que, esta última, passe a incorporar íons hidroxila, carbonato e flúor, iniciando a cristalização da apatita.

Segundo Mitchell *et al.* (2011), vitrocerâmicas bioativas são materiais relativamente baratos e fáceis de sintetizar. Além disso, em seu estudo, utilizando FTIR (*Fourier Transform Infrared Spectroscopy*), demonstraram a produção da camada bioativa de hidroxiapatita carbonada, na superfície do tecido, quando em fluidos fisiológicos. Esta capacidade tem levado à hipótese de que os sistemas vitrocerâmicos possam ser utilizados para auxiliar a recuperação tanto do esmalte, quanto da dentina, *in vitro* e *in vivo*. Ressalta-se, também, que a formação da camada de hidroxiapatita é um processo dinâmico, cuja cinética de formação sofre alterações com o tempo (Hench, 1998).

Materiais bioativos permitem uma resposta biológica específica na sua interface, colaborando na formação de ligações químicas entre os tecidos e os

materiais (Vallet-Regí *et al.*, 2003). Além disso, tal camada imita a estrutura natural do osso, crucial para aplicações de tecidos duros (Barrere *et al.*, 2008).

A adição de vitrocerâmicas bioativas também tem sido utilizada para alterar a taxa de degradação dos materiais, o que modifica parâmetros relevantes, tais como a hidrofobicidade, a absorção de água, a perda de peso e o pH (Loher *et al.*, 2006; Li e Chang *et al.*, 2005). Além disso, o uso de nanopartículas de vitrocerâmica bioativa, adicionadas a matrizes poliméricas, vem demonstrando melhoras nas propriedades mecânicas de compósitos odontológicos (Misra *et al.*, 2010; Liu *et al.*, 2008; Misra *et al.*, 2008).

Apesar das suas aplicações benéficas nas diversas áreas da saúde, em geral, os sistemas vitrocerâmicos possuem baixo desempenho mecânico e fratura concoidal (cortante), além de limitada usinabilidade (Siqueira e Zanotto, 2011; James, 1995). A fim de superar essas limitações, foi desenvolvida, a partir de composições próximas ao Bioglass 45S5, uma vitrocerâmica denominada Biosilicato (PI 0300644-1) (Ravagnani *et al.*, 2003), que mantém a bioatividade dos demais biovidros, mas com propriedades mecânicas superiores, com resultados promissores (Peitl *et al.*, 1997; Peitl *et al.*, 1996; Peitl *et al.*, 1995). Por apresentar alto grau de cristalinidade (Siqueira e Zanotto, 2011; Tirapelli *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010), o Biosilicato® possibilitou obtenção de partículas mais regulares, menos abrasivas ao tecido gengival, por serem menos cortantes que biovidros irregulares (Siqueira e Zanotto, 2011; Tirapelli *et al.*, 2011), além de favorecer regeneração óssea (Roriz *et al.*, 2010; Granito *et al.*, 2009; Massuda *et al.*, 2009) e auxiliar contra hipersensibilidade dentinária (Tirapelli *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010).

Vitrocerâmicas bioativas são, frequentemente, utilizadas devido à sua capacidade de interagir ativamente com tecidos dentais mineralizados, induzindo a

deposição de cálcio e fosfato (Ca/P), na presença de fluidos corporais ou de saliva (Ryou *et al.*, 2011; Sauro *et al.*, 2011; Kim *et al.*, 2010; Hench, 2006). Alguns cimentos polialcalinos podem induzir o crescimento de cristais dentro das lacunas na interface, após armazenagem, a longo prazo, em água (Hashimoto *et al.*, 2008). Além disso, materiais bioativos, tais como cimento de fosfato de cálcio (Ca/P), tem o potencial para promoverem a remineralização da dentina via precipitações de minerais (Dickens e Flaim, 2008; Ngo *et al.*, 2006; Dickens *et al.*, 2003; Arends *et al.*, 1997). No entanto, não há relatos na literatura sobre a utilização do Biosilicato® visando a remineralização do tecido dentinário.

Considerando que a remineralização de lesões em esmalte pode ocorrer de maneira previsível (Lagerweij *et al.*, 2002; Shen *et al.*, 2001), há pouca informação sobre se é possível remineralizar áreas deficientes de minerais específicos na interface da camada híbrida (Ryou *et al.*, 2011). Poucos estudos relatam a ação de biovidro (Bioglass 45S5) na resistência de união e durabilidade da interface dentina/compósito (Profeta *et al.*, 2012; Sauro *et al.*, 2012a, 2012b).

Exceto nos casos de lesões traumáticas em dentes que precisam ser restaurados ou em que haja necessidade de correção estética, as restaurações adesivas envolvem, na grande maioria, dentina afetada por cárie (Neves *et al.*, 2011).

A dentina cariada consiste em duas camadas: uma externa, com conteúdo necrótico e altamente infectada, e uma interna, menos infectada, porém desmineralizada; esta última, no entanto, é potencialmente reparável (Fusayama, 1979). Em situações clínicas, após a remoção inicial da cárie na superfície do esmalte, tem-se a dentina afetada e contaminada (Harnirattisai *et al.*, 1992). A abordagem minimamente invasiva para remoção de tecidos dentais

desmineralizados pelo processo de cárie deve resultar na remoção seletiva da dentina infectada por bactérias e detritos orgânicos, preservando, o quanto for possível, a dentina afetada, para que seja possível a remineralização adequada pelos materiais restauradores bioativos (Sauro *et al.*, 2012a, 2012b; Banerjee *et al.*, 2011; Banerjee *et al.*, 2000a, 2000b).

Estudos têm demonstrado que a resistência e a adesão na dentina normal (livre de cárie) são, significativamente, maiores que quando comparadas à dentina afetada por cárie (Yoshiyama *et al.*, 2002; Yoshiyama *et al.*, 2000; Nakajima *et al.*, 1999). Peters *et al.* (2010) observaram presença de teor mais elevado de mineral e aumento na dureza ao longo da interface de dentina cariada e compósito, após a aplicação de cimentos de fosfato de cálcio. Fosfossilicatos bioativos de cálcio/sódio (Ca/Na), tais como o Bioglass 45S5 (BAG), são capazes de induzir deposição de hidroxiapatita carbonada (Sauro *et al.*, 2011; Vollenweider *et al.*, 2007; Efflandt *et al.*, 2002; Hench e Paschall, 1973).

A eficácia dos sistemas adesivos é crucial e, geralmente, depende das características da superfície do substrato dental preparado (Ergücü *et al.*, 2009). Atualmente, os diferentes sistemas adesivos agem de forma eficaz na dentina hígida, através do mecanismo de formação da camada híbrida (Pashley *et al.*, 2011; Xuan *et al.*, 2010; Wei *et al.*, 2008; Sonoda *et al.*, 2005; Yazici *et al.*, 2004; Yoshiyama *et al.*, 2002; Yoshiyama *et al.*, 2000), mas são vulneráveis a falhas, ao longo do tempo, as quais levam à exposição de colágeno aos fluidos orais, resultando em degradações enzimáticas que podem, eventualmente, ocasionar cáries recorrentes (Spencer *et al.*, 1999). A aplicação de adesivo à dentina cariada é ainda mais crítica, não só porque ocorrem mais áreas de colágeno desprotegido

(Haj-Ali *et al.*, 2006), mas também em função do aparecimento de rachaduras e poros na superfície (Hsu *et al.*, 2008).

Neves *et al.* (2011) avaliaram resistência de união e características da interface entre sistema adesivo e dentina, após remoção de cárie. Os dados corroboram achados de Hsu *et al.* (2008) e Haj-Ali *et al.* (2006), pois houve diminuição de 15% nos valores de resistência de união do compósito, quando comparadas a dentina cariada em relação à dentina hígida.

Apesar de vitrocerâmicas bioativas já terem sido utilizadas para remineralização da dentina, por aplicação direta no tecido dentinário desmineralizado, quando dispersas em soluções de água (Sauro *et al.*, 2011; Efflandt *et al.*, 2002), não há informação sobre os potenciais efeitos terapêuticos do Biosilicato® sobre a interface resina-dentina quando utilizado durante procedimentos restauradores. Assim, o objetivo deste estudo foi comparar a resistência de união de compósitos às dentinas hígida e cariada, com aplicação prévia de vitrocerâmica bioativa cristalina (Biosilicato®), utilizando sistemas adesivos convencionais (com condicionamento ácido prévio) e autocondicionantes.

2. Proposição

2. PROPOSIÇÃO

Este estudo teve por objetivo avaliar, comparativamente à dentina hígida, a resistência de união de compósitos em dentina afetada por cárie natural e artificial, após a aplicação de vitrocerâmica bioativa. A hipótese nula testada foi de que não haveria diferença na resistência de união dentina/resina, independente do substrato e da utilização da vitrocerâmica bioativa.

3. Material e Métodos

3. MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Materiais utilizados e Preparo dos dentes

Os materiais utilizados no estudo estão descritos na Tabela 1 e podem ser observados na Figura 1.

Tabela 1. Materiais utilizados, marcas comerciais, composição e fabricantes.

Categoria	Nome Comercial	Composição	Fabricante
Vidro Bioativo	Biosilicato®	Sistema quaternário P_2O_5 - Na_2O - CaO - SiO_2 (1 a 20 μ m), 100% cristalino (PI 0300644-1).	Vitrovita, São Carlos, SP, Brasil
Adesivo convencional	Adper Single Bond	Etanol, Bis-GMA, Silano tratado com filler de sílica, 2-hidroxietilmetacrilato (HEMA), glicerol 1, 3 dimetacrilato, copolímero de ácido acrílico e ácido itacônico e diuretano dimetacrilato.	3M ESPE, Sumaré, SP, Brasil
Adesivo autocondicionante	AdheSE	<i>Primer:</i> dimetacrilato, acrilato do ácido fosfônico, iniciadores e estabilizadores em solução aquosa. <i>Bond:</i> HEMA, dimetacrilato, dióxido de silício, iniciadores e estabilizadores.	Ivoclar Vivadent, Barueri, SP, Brasil
Resina composta	Opallis	Resina microhíbrida: Bis-GMA, Bis EMA, TEGMA, bário, alumínio, silicato silanizados, nanopartículas de dióxido de silício, canforoquinona, aceleradores, estabilizantes e pigmentos.	FGM, Joinville, SC, Brasil

Figura 1. Materiais utilizados no estudo. A - Biosilicato® (à esquerda: suspensão de Biosilicato®, centro: água destilada deionizada; à direita: pó de Biosilicato®). B - Adesivo Convencional. C - Adesivo Autocondicionante. D - Resina Composta.

Neste estudo, foram utilizados 120 molares humanos extraídos, sendo 80 dentes hígidos e 40 dentes cariados (Figura 2), provenientes do Banco de Dentes da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto, com aprovação prévia do Comitê de Ética em Pesquisa da instituição (Processo nº 2013/12215-1 - CAAE nº 16745013.1.0000.5419). Os dentes, recém-extraídos, foram armazenados em solução de timol 0,1%, a 4°C, durante 48 horas, para desinfecção.

Os dentes cariados, para inclusão no estudo, deveriam apresentar lesão cáriosa até a metade do tecido dentinário. Para a verificação da extensão da lesão, foi realizada análise radiográfica de todos os dentes (Figura 3).

Figura 2. Molares humanos utilizados no estudo. A - Dente hígido. B - Dente Cariado.

Figura 3. Radiografia periapical do dente cariado.

Os dentes foram incluídos, individualmente, em resina acrílica quimicamente ativada (VIPI Flash, VIPI Produtos Odontológicos, Pirassununga, São Paulo, SP, Brasil) (Figura 4) e foram submetidos ao desgaste da superfície oclusal, a fim de expor superfície dentinária, utilizando lixas de carbeto de silício (Norton, São Paulo, SP, Brasil - granulações 100 e 320), sob água corrente, em politriz metalográfica (Struers, Ballerup, Denmark). Os dentes cariados foram desgastados até a exposição de uma superfície plana em que a lesão de cárie estivesse rodeada por dentina hígida (Nakajima *et al.*, 1999).

Figura 4. Inclusão dos dentes.

Por fim, finalizou-se a exposição da superfície de dentina com lixas de carbeto de silício (Norton - granulação 600), a fim de padronizar a camada de esfregaço padrão resultante (Figura 5).

Figura 5. Preparo com as lixas. A - Lixas abrasivas (granulações 100, 320 e 600). B - Politriz metalográfica. C - Preparo do dente.

3.2 Preparo dos dentes cariados

Após o desgaste da face oclusal, foi aplicado evidenciador específico de cárie (Videocarie, Iodontosul, Porto Alegre, Rio Grande do Sul, Brasil) nos dentes cariados, segundo as recomendações do fabricante (Figura 6), que permitiu a inspeção visual da extensão do tecido cariado remanescente. Após aplicação, foi realizada remoção seletiva da cárie, ou seja, remoção da camada superficial

(necrótica, infectada e sem capacidade de remineralização) e preservação da camada interna (passível de remineralização). Para isso, removeu-se a dentina superficial (desorganizada e amolecida) com o auxílio de curetas dentinárias (SSWhite Duflex, Rio de Janeiro, RJ, Brasil). Em seguida, secou-se a cavidade com jato de ar e aplicou-se o evidenciador com pincel microbrush (KG Sorensen, Cotia, São Paulo, SP, Brasil). Após 10 segundos da aplicação, fez-se a lavagem abundante da cavidade. Pode-se observar, ao final desse procedimento, que a dentina corada em vermelho escuro correspondia à área de dentina superficial, que necessitava ser removida. Procedeu-se com aplicação do evidenciador até que a coloração da cavidade tornou-se mais suave (pouco pigmentada), assegurando, então, a presença somente de dentina passível de remineralização (Figura 7).

Figura 6. Evidenciador de cárie utilizado no estudo.

Figura 7. Etapas da aplicação do evidenciador de cárie. A - Dente cariado após a remoção da dentina superficial com curetas dentinárias. B - Aplicação do evidenciador. C - Aspecto do dente após a aplicação do evidenciador (coloração vermelha). D - Aspecto final do dente cariado (após lavagem com água).

3.3 Preparo e formação da cárie artificial

Dos 80 dentes hígidos selecionados, 40 foram submetidos a desafio cariogênico. Assim, após a planificação da face oclusal e formação da camada de esfregaço padrão, realizou-se a delimitação da área que sofreria o desafio cariogênico, pela ciclagem de pH, utilizando esmalte para unhas (cor vermelha) (Colorama, L'oréal, Rio de Janeiro, RJ, Brasil) para visualização contrastante da área de 16 mm² (4 mm x 4 mm).

Para a demarcação da área, utilizou-se fita adesiva, com medidas de um quadrado (4 mm x 4 mm), que foi colada na porção central da dentina, que seria protegida da aplicação da camada de esmalte. Por fim, deu-se a aplicação do esmalte colorido, aguardou-se a sua secagem e removeu-se a fita adesiva, resultando em duas novas regiões dentinárias: uma periférica, cuja área estava protegida com esmalte (em vermelho) e uma central, cuja dentina estava exposta e delimitada para sofrer ciclagem de pH (Figura 8).

Figura 8. Demarcação da área para a ciclagem de pH. A - Fita adesiva sobre a área a ser exposta. B - Cobertura da superfície e da fita adesiva com esmalte. C - Remoção da fita adesiva e exposição da área a ser exposta para a ciclagem de pH.

Uma vez demarcada a área, os dentes foram submetidos ao teste inicial de microdureza Vickers, (Microdurômetro HMV-2000 Shimadzu Corporation, Kyoto, Japan) (Figura 9), utilizando carga de 25 kgf, durante 10 segundos. Foram realizadas seis medições no sentido horizontal (três no lado esquerdo e três no lado direito), sendo que, para cada lado, uma medida foi feita na área em vermelho e duas medidas, na área central. A distância entre cada medida foi de 10 μ m, A média entre as três medidas (para cada lado) foi considerada como a medida inicial de microdureza da superfície, previamente à ciclagem de pH.

Figura 9. Microdurômetro utilizado no estudo.

Em seguida, os dentes foram submetidos à ciclagem de pH, conforme descrito por Vieira *et al.* (2005). Para tal desafio cariogênico, foram utilizadas: solução desmineralizante (0.05 mol/L de tampão acetato - pH=5.0, contendo 1.28 mmol/L de Ca, 0.74 mmol/L de P e 0.03 μ F/mL) e solução remineralizante (0.1mol/L de tampão Tris - pH=7.0, contendo 1.5 mmol/L de Ca, 0.9 mmol/L de P, 150 mmol/L de KCl, 0.05 μ g de F/mL).

Inicialmente, as amostras foram submersas, individualmente, na solução desmineralizante, durante seis horas (Figura 10); após esse período, foram lavadas,

abundantemente, durante 10 segundos, em água destilada, e secas com papel absorvente (Figura 11). Em seguida, as amostras foram submersas na solução remineralizante, durante 18 horas (Figura 12). A proporção entre as soluções desmineralizante e remineralizante, por área, foi de 6,25 e 3,12 mL/mm², respectivamente. Todo o processo foi realizado à temperatura de 37°C.

Figura 10. Colocação das amostras na solução desmineralizante (seis horas).

Figura 11. Lavagem da amostra com água destilada.

Figura 12. Colocação das amostras na solução remineralizante (18 horas).

As soluções foram substituídas no meio do ciclo e, ao final da ciclagem, todas amostras permaneceram em solução remineralizante durante 24 horas. Em seguida, foram realizadas novas leituras de microdureza superficial, a fim de se confirmar a desmineralização que ocorreu na dentina exposta (área central).

3.4 Preparação do Biosilicato®

A suspensão de micropartículas (1 a 20µm) de Biosilicato® (Vitrovita, São Carlos, SP, Brasil) foi preparada à concentração de 10%. Para isso, 0,1 mg de micropartículas de Biosilicato® foi adicionado a 1 mL de água destilada e deionizada em microtubo de 1,5 mL, utilizado para armazenar a suspensão, que deve ser preparada imediatamente antes da aplicação na cavidade.

A aplicação da suspensão na cavidade deve ser realizada pela fricção suave, com auxílio de pincel microbrush, na superfície dentinária, por 30 segundos. Em seguida, aguarda-se cinco minutos (Tirapelli *et al.*, 2011), após o qual remove-se o excesso de umidade com papel absorvente.

3.5 Restauração dos dentes

Após os preparos a que os dentes foram submetidos, eles foram separados, aleatoriamente, em quatro grupos (n=10), segundo o procedimento restaurador a que foram submetidos:

Grupo 1 (experimental): Condicionamento ácido prévio com ácido fosfórico a 37% (Acid Gel 37%, Villevie, Joinville, Santa Catarina, SC, Brasil), por 15 segundos; lavagem e remoção do excesso de água com papel absorvente, seguidos

da aplicação de Biosilicato® e aplicação do sistema adesivo convencional (Adper™ Single Bond 2, 3M ESPE, Sumaré, SP, Brasil), com auxílio de pincel microbrush, por 15 segundos, e fotopolimerização, por 20 segundos, utilizando equipamento tipo LED (FLASHlite 1401, Discus Dental, Culver City, CA, EUA), segundo recomendações do fabricante (Figura 13).

Figura 13. Procedimento realizado para o Grupo 1. A - Condicionamento ácido. B - Aplicação do Biosilicato®. C - Aplicação do sistema adesivo convencional. D e E - Fotopolimerização.

Grupo 2 (controle): idem ao Grupo 1, porém sem a aplicação de Biosilicato® (Figura 14).

Figura 14. Procedimento realizado para o Grupo 2. A - Condicionamento ácido. B - Aplicação sistema adesivo convencional. C e D - Fotopolimerização.

Grupo 3 (experimental): aplicação do sistema adesivo autocondicionante (AdheSE, Ivoclar Vivadent, Barueri, SP, Brasil), iniciando-se pela aplicação do AdheSE Primer, pincelando-o por 15 segundos, com o auxílio de pincel microbrush. Em seguida, dispersou-se o excesso com forte jato de ar (até que a película superficial e móvel do líquido não fosse mais visível) e aplicou-se o AdheSE Bond. Leve jato de ar foi utilizado e o Biosilicato® foi aplicado segundo protocolo

previamente descrito. Seguiu-se fotoativação por 20 segundos (FLASHlite 1401, Discus Dental), segundo recomendações do fabricante (Figura 15).

Figura 15. Procedimento realizado para o Grupo 3. A e B - Aplicação do sistema adesivo autocondicionante. C - Aplicação do Biosilicato®. D e E - Fotopolimerização.

Grupo 4 (controle): idem ao Grupo 3, porém sem a aplicação de Biosilicato® (Figura 16).

Figura 16. Procedimento realizado para o Grupo 4. A e B - Aplicação do sistema adesivo autocondicionante. C e D - Fotopolimerização.

Todos os dentes foram restaurados com 5 mm de compósito (Opallis, FGM, Joinville, SC, Brasil), segundo a técnica incremental, e polimerizados com equipamento tipo LED (FLASHlite 1401, Discus Dental), por 20 segundos, segundo recomendações do fabricante (Figura 17). Em seguida, foram armazenados em água destilada, a 37°C, por seis meses.

Figura 17. Restauração dos dentes hígidos. A - Técnica incremental. B - Aspecto final da restauração. C - Aferição com paquímetro (5 mm).

3.6 Obtenção dos palitos

Após o período de envelhecimento, as amostras foram acopladas à cortadora metalográfica de precisão (SYJ - 150 Digital Diamond Low Speed Saw 4, MTI Crystal, Richmond, CA, EUA), montada com disco diamantado dupla face nº 11-4243 (Buehler, Lake Bluff, IL, EUA), com o qual foram cortados à velocidade de 1450 RPM, sob refrigeração.

Foram obtidos palitos com a espessura de 1x1 mm, de acordo com a técnica de teste de microtração “non-trimming” (Pashley *et al.*, 1999). Cada palito foi, cuidadosamente, examinado por inspeção visual e preconizou-se a seleção de palitos centrais (Figura 18).

Figura 18. Corte das amostras. A - Cortadeira metalográfica de precisão. B e C - Obtenção dos palitos.

3.7 Ensaio de Microtração

Uma vez obtidos os palitos, estes foram fixados a dispositivos metálicos com adesivo à base de cianoacrilato (Super Bonder®, Henkel Ltda., São Paulo, SP, Brasil) e foram submetidas ao ensaio de microtração em Máquina de Ensaio Mecânicos (EMIC DL 2000, São José dos Pinhais, PR, Brasil) (Figura 19) à velocidade de deslocamento de 0,5 mm/min até a fratura.

Figura 19. Ensaio de Microtração. A - Máquina de Ensaio Mecânicos (EMIC). B - Dispositivo de microtração (palito fixado).

Os valores da resistência de união foram expressos em MPa, após medição da área da secção transversal, no local da fratura, com paquímetro digital (Mitutoyo, Tóquio, Japão).

3.8 Análise dos Padrões de Fratura em Microscopia Digital e Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)

Após os ensaios, os palitos foram observados em microscópio digital (Keyence Brasil, São Paulo, SP, Brasil) e Microscopia Eletrônica de Varredura

(MEV) (Jeol JSM 5410, Sony, Tóquio, Japão) para análise e classificação dos padrões de fratura (Figura 20) em adesivo, coesivo ou misto. Para a análise em MEV, as amostras foram mantidas inicialmente em água destilada durante 10 minutos e, em seguida, imersas em solução de glutaraldeído a 2,5% (Sigma-Aldrich Corp., St. Louis, MO, EUA) tamponado com solução de cacodilato de sódio a 0,1 M e pH 7,4 (Merck KGaA, Frankfurter Str. 250, D-64293 Darmstadt, Alemanha) à temperatura de 4°C por 12 horas. Após fixação, as amostras foram imersas em água destilada por 1 hora, para, então, serem desidratadas em graus ascendentes de etanol: 25% (20 minutos), 50% (minutos), 75% (20 minutos), 95% (30 minutos) e 100% (60 minutos).

Posteriormente, as amostras foram fixadas com fita dupla face de carbono em bases metálicas numeradas (*stubs*) e a superfície coberta com liga de ouro-paládio (300Å a 500Å) sob alto vácuo (Denton Vacuum, Desk II, Moorestown, NJ, EUA) por 120 segundos. Em seguida, foram levadas ao MEV ajustado a 5 kV e a topografia da superfície analisada em diferentes aumentos. Após a varredura da superfície do palito, foram obtidas imagens das regiões mais representativas de cada grupo.

Figura 20. Microscópio Digital.

3.9 Análise estatística

Os dados obtidos no ensaio de resistência de união foram submetidos à análise estatística (2-way ANOVA, Bonferroni, $p < 0,05$) com auxílio do programa Graphpad Prism 4.0 Software (GraphPad Software, La Jolla, CA, EUA).

4. Resultados

4. RESULTADOS

4.1 Resistência de União

Os valores das médias de Resistência de União (RU) para todos os dentes, de todos os grupos, podem ser vistos na Tabela 2.

Tabela 2. Valores das médias (MPa) para resistência de união (RU) dos dentes testados em cada grupo.

Dentes	Grupos			
	G1 (Condicionamento Ácido Prévio + Biosilicato)	G2 (Condicionamento Ácido Prévio)	G3 (Autocondicionante + Biosilicato)	G4 (Autocondicionante)
Hígidos	25,84	10,52	18,60	13,57
	25,11	14,73	22,10	14,17
	20,79	15,64	22,77	13,00
	23,71	17,97	21,11	15,11
	21,48	19,30	12,56	10,12
	21,87	17,28	16,48	7,34
	21,48	17,12	18,86	10,64
	20,45	13,13	15,16	10,76
	20,04	15,86	15,19	8,90
	26,15	18,90	15,43	12,15
Cariados	18,86	14,27	14,59	14,37
	17,33	16,29	13,78	17,49
	17,46	14,02	13,30	12,95
	13,36	16,43	15,65	12,20
	12,09	11,05	7,62	10,01
	12,91	12,19	12,50	7,12
	18,07	14,74	11,70	8,64
	16,01	11,89	8,43	11,26
	10,10	11,26	14,43	9,15
	16,08	13,04	10,68	16,50
Cárie Artificial	23,07	12,10	17,54	12,85
	21,82	13,90	19,44	11,57
	17,89	11,22	13,83	8,73
	19,71	12,57	15,28	8,84
	20,15	11,00	16,53	7,66
	22,61	10,05	14,17	8,63
	20,03	10,35	14,88	6,61
	20,00	8,08	16,96	9,84
	20,04	12,63	18,79	9,07
	19,01	13,11	12,90	8,36

Os valores de Resistência de União foram submetidos à Análise Estatística (2-way ANOVA, Bonferroni, $p < 0,05$) tendo como fatores de variação o substrato e o tratamento a que foram submetidos. A comparação dos valores médios de resistência de união podem ser vistos na Tabela 3 e no Gráfico 1.

Tabela 3. Valores médios (MPa) e desvio padrão de resistência de união dos dentes testados, em seus diferentes grupos.

Dentes	Grupos			
	G1 (condicionamento ácido prévio + Biosilicato)	G2 (condicionamento ácido prévio)	G3 (autocondicionante + Biosilicato)	G4 (autocondicionante)
Hígido	22,7(2,31) ^{aA}	15,8(2,79) ^{bA}	17,8(3,40) ^{bA}	11,6(2,46) ^{cA}
Cariado	15,2(2,93) ^{aB}	13,5(1,95) ^{aAB}	12,8(2,66) ^{aB}	12,0(3,40) ^{aA}
Cárie Artificial	20,4(1,60) ^{aA}	11,5(1,71) ^{bB}	16,0(2,17) ^{cA}	9,2(1,82) ^{bA}

*Letras maiúsculas nas colunas e minúsculas nas linhas representam diferença estatisticamente significativa (2-way ANOVA, Bonferroni, $p < 0,05$).

Gráfico 1. Representação gráfica da comparação das médias de resistência de união dos dentes segundo os grupos testados.

Os resultados demonstraram que o melhor desempenho quanto à RU ocorreu com dentes hígidos, em G1 (Tabela 3 e Gráfico 1). Comparando as médias do mesmo substrato, este grupo apresentou diferença ($p < 0,05$) em relação aos demais grupos e foi seguido de G3 e G2, que não apresentaram diferença ($p > 0,05$) entre si. Os menores valores de RU para esse substrato ocorreram para G4, diferente ($p < 0,05$) em relação aos demais grupos (Tabela 3).

Depois do substrato hígido, os melhores resultados de RU ocorreram para dentes cariados artificialmente (Tabela 3 e Gráfico 1), em níveis semelhantes

($p>0,05$) entre todos os grupos, com exceção para G2 que, em comparação aos demais grupos com o mesmo substrato, apresentou semelhança ($p>0,05$) a G4 e diferença estatisticamente significativa ($p<0,05$) de G1 e G3, que apresentaram diferenças ($p<0,05$) entre si (Tabela 3).

Para o substrato cariado, não houve diferença significativa ($p>0,05$) entre os grupos estudados (Gráfico 1 e Tabela 3). Em comparação aos demais substratos, grupos em que houve aplicação de Biosilicato apresentaram níveis de RU diferentes estatisticamente ($p<0,05$) que os mesmos grupos com os demais substratos (Gráfico 1 e Tabela 3). Nos grupos em que não houve aplicação de Biosilicato, G2 foi semelhante ($p>0,05$) ao substrato hígido, mas diferente ($p<0,05$) de dentes cariados artificialmente. Não houve diferença significativa na RU em G4, independente do substrato utilizado (Tabela 3).

4.2 Análise dos tipos de Fraturas - Microscopia Digital

A distribuição dos padrões de fratura dos diferentes Grupos, pode ser vista no Gráfico 2.

Gráfico 2. Distribuição (%) dos padrões de fratura encontrados nos diferentes grupos testados.

O padrão de fratura predominante em G1 foi adesiva para os substratos cariado artificialmente e cariado. Os dentes hígidos apresentaram padrões de fratura similar em G1, sendo que foi o único substrato a apresentar fratura coesiva na dentina (3%). Houve incidência similar de fraturas mistas para substratos hígido e cariado.

Para G2, o padrão de fratura predominante foi adesiva para o substrato cariado artificialmente (90%), com similaridade entre os substratos hígido e cariado; houve, também, similaridade entre todos os tipos de substratos no padrão de fratura coesiva em dentina. Os substratos hígido e cariado apresentaram, respectivamente, maior incidência de fraturas coesiva em resina e mista.

Em relação a G3, houve predominância do padrão de fratura adesiva para todos os substratos, seguida do padrão de fratura mista, em que se observou similaridade entre os diferentes substratos. Dentes hígidos e cariados apresentaram padrões de fratura coesivas semelhantes, à exceção dos dentes com cárie artificial, cuja fratura coesiva em resina foi mínima (1%) e nula para coesiva em dentina. O mesmo foi observado em relação a G4, em que os padrões de fratura adesiva e mista foram predominantes para todos os grupos, à exceção dos dentes com cárie artificial, com valores mínimos de fraturas coesivas.

4.3 Análise dos tipos de Fraturas - Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)

As fotomicrografias podem ser observadas nas Figuras 31 a 42.

Em relação aos dentes hígidos (Figura 31 - A e B), observou-se o padrão de fratura mista e o aumento na região da resina composta. Comparando-se as imagens de G1 (Figura 31 - C e D), pode-se observar a característica superficial da

camada de hidroxycarbonato apatita formada sobre o tecido dentinário hígido, cuja evidência ocorre pela obliteração dos túbulos dentinários; em G2 (Figura 32) notam-se fibras colágenas expostas (fratura adesiva), bem como amplitude aumentada dos túbulos (circundados por tecido hígido), característica do condicionamento ácido prévio. As Figuras 33 e 34 apresentam fraturas do tipo mista (coesiva em dentina e adesiva), sendo que, para G3 (Figura 33), há evidência da camada hipermineralizada sobre a dentina, enquanto que G4 (Figura 34) apresenta o padrão clássico do tipo de condicionamento pelo sistema adesivo autocondicionante, representado pelas pequenas ondulações sobre a superfície dentinária.

Figura 31. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Hígidos - **Grupo 1:** **A** - Padrão de fratura adesiva (seta). **B** - Imagem em aumento maior. **C** e **D** - Padrão da dentina com Biosilicato®, evidenciando a formação da camada de hidroxycarbonatoapatita na superfície dentinária (asterisco).

Figura 32. Imagem de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Hígidos - **Grupo 2:** **A** - Padrão de fratura adesiva. **B** - Observa-se a superfície dentinária com “tags” resinosos. **C** - Padrão de condicionamento ácido prévio, com alargamento dos túbulos dentinários circundados por dentina íntegra (seta). **D** - Fotomicrografias em maior aumento da região dos túbulos dentinários e dos “tags” (asterisco).

Figura 33. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Hígidos - Padrão de fratura mista (adesiva – asterisco – e coesiva em dentina – seta). **Grupo 3:** **A** - Padrão de fratura mista (adesiva – asterisco). **B** - Interface adesiva (fratura no adesivo - asterisco). **C** - Formação da camada hipermineralizada na superfície dentinária após aplicação do Biosilicato® (seta).

Figura 34. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Hígidos - **Grupo 4:** **A** - Padrão de fratura mista (adesiva e coesiva em dentina - asterisco). **B** - Padrão de condicionamento de sistema autocondicionante na superfície dentinária.

Para os dentes cariados, as Figuras 35 e 36 demonstram desmineralização e desorganização do tecido dentinário, cujas características são compatíveis com tecido cariado. Em G1 (Figura 35), observa-se fratura mista e formação sugestiva de camada de hidroxicarbonatoapatita, enquanto que em G2 (Figura 36), é possível notar desmineralização da dentina intertubular, exposição dos túbulos (padrão de condicionamento ácido prévio) e matriz colágena desorganizada pelo processo de cárie, bem caracterizadas pela fratura coesiva em dentina (Figura 36). As Figuras 37 e 38 apresentam fraturas coesiva em dentina e mista, respectivamente. Ambas as figuras demonstram padrão de condicionamento dos sistemas adesivos autocondicionantes, através do aspecto de ondulações na superfície (desmineralização superficial), sendo que há presença de ma camada sugestiva de remineralização em G3 (Figura 37) e padrão de sistema autocondicionante, na dentina cariada, em G4 (Figura 38).

Figura 35. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Cariados: **Grupo 1:** **A** - Padrão de fratura mista (adesiva- seta - e coesiva em dentina - asterisco). **B e C** - Camada de hidroxicarbonatoapatita em dentina cariada em diferentes aumentos.

Figura 36. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Cariados - **Grupo 2:** **A e B** - Fotomicrografia do padrão de fratura coesiva em dentina (asterisco). **C** - Característica do condicionamento ácido prévio e desorganização da superfície dentinária pelo processo de cárie. **D** - Padrão de condicionamento ácido prévio, com a dentina intertubular desmineralizada pelo processo de cárie (seta).

Figura 37. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Cariados - **Grupo 3:** **A** - Padrão de fratura coesiva (em dentina - asterisco). **B** - Padrão de sistema adesivo autocondicionante (superficial), com a incorporação do Biosilicato® ao tecido cariado (seta). **C** e **D** - Diferentes aumentos da camada remineralizada.

Figura 38. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes Cariados - **Grupo 4:** **A** - Padrão de fratura mista (adesiva - seta - e coesiva em dentina - asterisco). **B** - Padrão de sistema adesivo autocondicionante (superficial), evidenciando a desorganização tecidual causada pela cárie ao tecido dentinário.

Para os dentes com cárie artificial, pode-se observar que G1 (Figura 39) e G2 (Figura 40) apresentaram fraturas do tipo mista, sendo que, em G1, houve formação de camada sugestiva de remineralização, com obliteração dos túbulos dentinários, enquanto que, em G2, nota-se exposição da dentina, cariada e

condicionada, em aumentos crescentes, com evidência da dentina peritubular (ácido-resistente) (Figura 40). O tipo de fratura, em G3 (Figura 41), foi mista, sendo revelada a incorporação do biomaterial à dentina cariada, evidenciada pela camada hipermineralizada sobre a superfície (Figura 41), enquanto que G4 (Figura 42) apresentou fratura adesiva e houve predomínio de camada de tecido desorganizado pelo processo de cárie, após aplicação do sistema adesivo autocondicionante (Figura 42).

Figura 39. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes com Cárie Artificial - **Grupo 1:** **A** - Padrão de fratura mista (adesiva- seta - e coesiva em dentina - asterisco). **B** - Camada de hidroxicarbonatoapatita sobre a superfície da dentina desmineralizada.

Figura 40. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes com Cárie Artificial: **Grupo 2:** **A** - Padrão de fratura mista (coesiva em resina - seta - e adesiva- asterisco). **B** - Padrão de condicionamento ácido prévio (asterisco) e presença de tags resinosos. **C** - Dentina intertubular desmineralizada e com evidência da dentina peritubular, cuja mineralização é maior (seta).

Figura 41. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes com Cárie Artificial - **Grupo 3:** **A** Padrão de fratura mista (sistema adesivo - seta - e dentina - asterisco). **B** – Imagem em maior aumento, destacando a incorporação do Biosilicato® ao tecido desmineralizado (seta).

Figura 42. Imagens de MEV dos tipos de fratura dos Dentes com Cárie Artificial - **Grupo 4:** **A** - Padrão de fratura adesiva. **B** - Superfície dentinária desmineralizada e desorganizada, sem processo de remineralização.

5. *Discussão*

5. DISCUSSÃO

No presente estudo, avaliou-se, através de teste de microtração, a resistência de união de compósitos aos substratos dentinários hígido e cariado, natural e artificialmente, após aplicação de vitrocerâmica bioativa (Biosilicato®). O estudo partiu da hipótese nula de que não haveria diferença na resistência de união dentina/resina, independente do substrato e da utilização da vitrocerâmica bioativa. Com base nos resultados obtidos, pode-se afirmar que a hipótese testada foi parcialmente aceita, uma vez que, tanto para dentes hígidos, quanto para dentes com cárie artificial, houve aumento da resistência de união, após aplicação do biomaterial; porém, o mesmo não ocorreu com dentes com cárie natural, em que não houve diferença estatística ($p > 0,05$) entre dentes tratados ou não. Ainda, para a maioria dos grupos, o condicionamento ácido prévio proporcionou maior resistência de união ($p < 0,05$), em relação aos grupos em que foi utilizado sistema adesivo autocondicionante.

A cárie dentária é um problema global de saúde, mesmo com avanços em saúde pública e com a implantação de uma odontologia preventiva, como a introdução dos fluoretos em água e dentifrícios (Lynch *et al.*, 2011; Reynolds, 2008), pois é considerada, historicamente, como o enfoque odontológico de maior importância, atingindo proporções elevadas e significantes na população mundial, cuja principal consequência é a desmineralização, seguida de um processo de destruição dentária (Dorozhkin, 2013).

Por muitos anos, em função de sua importância para a manutenção da saúde bucal, a cárie dentária foi tratada por tentativa de eliminação, tanto dos microrganismos presentes, quanto de toda a biomassa dental infectada, os quais deveriam ser totalmente removidos, resultando em uma cavidade “limpa” e pronta

para ser restaurada (Fusayama *et al.*, 1966). Porém, Kidd (2004) demonstrou que, com os avanços e as novas perspectivas dos estudos acerca do biofilme dental e da patogênese da doença, o tratamento convencional para a cárie começou a ser questionado. A remoção completa da lesão cariada cavitária não é mais vista como obrigatória e há evidências na literatura, cada vez mais crescentes, que corroboram o conceito de remoção incompleta ou parcial de tecido cariado, antes dos procedimentos restauradores (Banerjee *et al.*, 2011; Lynch *et al.*, 2011; Kidd, 2010; Ricketts *et al.*, 2006; Bjørndal e Kidd, 2005; Kidd, 2004; Banerjee *et al.*, 2000a, 2000b).

Segundo Bjørndal e Kidd (2005), quando se considera a patogênese da cárie, a eliminação total do tecido não é necessária, pois se deve direcionar o foco do tratamento ao reestabelecimento dos equilíbrios ecológico e metabólico do biofilme, promovendo a remineralização deste tecido e, assim, prevenindo maior remoção de estrutura dental.

O conceito de remoção seletiva de cárie pode ser comprovado em estudos da década de 70, onde Fusayama (1972 e 1979), na tentativa de padronizar a remoção do tecido cariado e preservar o tecido dental, utilizou-se de corante vermelho-ácido, o qual, clinicamente, diferencia duas camadas desse tecido: a camada infectada por bactérias (a qual deve ser removida) e a camada afetada por cárie (com potencial de remineralização). No entanto, estudo posterior (Boston e Graver, 1989) demonstrou que o corante não discrimina ambas as camadas da cárie, além de poder resultar em maior remoção de tecido dentinário.

Porém, o corante pode ser utilizado como método auxiliar de radiografias e exame clínico, uma vez que estudos comparativos (Itoh *et al.*, 2009; Banerjee *et al.*, 2000a, 2000b) evidenciaram que há diminuição de microrganismos, quando ele é

aplicado como um “guia de remoção”, e há preservação da dentina esclerótica (reacional), justificando sua utilização para este estudo (Itoh *et al.*, 2009).

Aliados ao conceito de remoção seletiva de cárie, com preservação do tecido dentinário, muitos estudos em Odontologia (Kaur *et al.*, 2013; Camilleri, 2013; Camilleri, 2011; White, 1995) estão sendo direcionados à necessidade de se substituir esta dentina perdida, parcial ou totalmente, pela doença cárie (Camilleri, 2013), a fim de se garantir melhores resultados restauradores nesse substrato.

Sabe-se que a utilização dos chamados biomateriais tem sido cada vez maior nas diversas áreas da saúde, especialmente para promoção de reparos em tecidos (Zhong *et al.*, 2014; Siqueira e Zanotto, 2011; Reynolds, 2008), já que esses biovidros (também conhecidos como vitrocerâmicas bioativas) são capazes de ligarem-se, efetivamente, aos tecidos (Zhong *et al.*, 2014; Kaur *et al.*, 2013; Tirapelli *et al.*, 2011; Siqueira e Zanotto, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010; Hench, 1998; Hench e Paschall, 1973). As ligações químicas são desenvolvidas através da formação de uma camada de hidroxiapatita, na interface entre material biologicamente ativo e tecido vivo, cujas química e estrutura são semelhantes à apatita encontrada nos tecidos mineralizados (Zhong *et al.*, 2014; Renno *et al.*, 2013; Mitchell *et al.*, 2011; Ryou *et al.*, 2011; Sauro *et al.*, 2011; Siqueira e Zanotto, 2011; Tirapelli *et al.*, 2011; Kim *et al.*, 2010; Tirapelli *et al.*, 2010; Ravagnani *et al.*, 2003; Hench e Paschall, 1973).

O Biosilicato® apresenta cristalinidade estrutural, a qual resulta em propriedades mecânicas superiores aos demais biovidros, elevados índices de bioatividade e ausência de arestas cortantes de suas partículas (Siqueira e Zanotto, 2011). A bioatividade é comprovada a partir da formação de hidroxicarbonoapatita na presença de fluidos bucais, com a precipitação mineral na superfície dental e

obliteração dos túbulos dentinários (Tirapelli *et al.*, 2010), como pode ser visto, por exemplo, na Figura 31 em comparação à Figura 32.

Analisando-se os resultados do presente estudo, pode-se afirmar que os dentes hígidos apresentaram os maiores valores de resistência de união, principalmente quando houve aplicação do Biosilicato®, com diferença estatística ($p < 0,05$) em relação aos grupos controles deste substrato (sem biomaterial). Isso pode ser explicado em função da característica do Biosilicato® em promover a remineralização da estrutura dental (Zhong *et al.*, 2014; Tirapelli *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010; Reynolds, 2008), baseando-se na formação de camada de fosfato de cálcio amorfo, na superfície onde é aplicado, por meio da incorporação de íons hidroxila, carbonato e flúor, provenientes do meio bucal, o que resultará na cristalização desta camada superficial em forma de apatita (Pinheiros e Cardoso, 2011; Tung e Eichmiller, 2004).

Em relação à diferença significativa ($p < 0,05$), entre os dentes hígidos, quando se utilizou sistema adesivo convencional ou autocondicionante, com e sem a aplicação do Biosilicato®, o condicionamento ácido prévio dissolve completamente a camada de “Smear Layer”, removendo a fase mineral desta superfície (Perdigão e Lopes, 1999) e, conseqüentemente, há exposição de fibras colágenas (ácido-resistentes). Quando utilizado o sistema autocondicionante, há menos fibras colágenas expostas (Sauro *et al.*, 2012b; Pashley *et al.*, 2011; Vallet-Regí *et al.*, 2003; Hashimoto *et al.*, 2000; Tay *et al.*, 1998). Assim, a maior exposição dos túbulos dentinários pelo sistema adesivo convencional (Pashley *et al.*, 2011), possivelmente contribuiu para a maior deposição de partículas minerais do Biosilicato®, aumentando a quantidade de hidroxicarbonatoapatita ligada ao

colágeno (Profeta *et al.*, 2012; Tirapelli *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010), o que teria favorecido a resistência de união do compósito neste substrato.

A maior quantidade mineral seria, provavelmente, receptor químico para os monômeros funcionais (copolímero funcional de metacrilato de ácidos poliacrílico e polialcenóico) do sistema adesivo (Van Landuyt *et al.*, 2007), uma vez que, encontram-se relatos (Pashley *et al.*, 2011; Peters *et al.*, 2010) de que esta ligação química entre os ésteres fosfóricos e o copolímero funcional do adesivo com a hidroxicarbonatoapatita formam um complexo com os íons cálcio semelhantes ao formado pelos cimentos de ionômero de vidro, quando se aplica o ácido poliacrílico (Sauro *et al.*, 2012a, 2012b).

Quanto ao adesivo autocondicionante utilizado, optou-se por um sistema de dois passos, (AdheSE, Ivoclar Vivadent), cujo componente condicionador encontra-se no *primer*, que é aplicado sobre a “Smear Layer” por determinado período de tempo, sem lavagem, resultando, assim, em incorporação desta “Smear Layer” à camada híbrida (Pashley *et al.*, 2011; Pashley e Tay, 2001; Harada *et al.*, 2000). No presente estudo, os resultados demonstraram que a resistência de união nesses grupos foi menor, quando comparada a dos grupos com condicionamento ácido prévio.

Isso pode ser explicado pela menor acidez desse tipo de sistema adesivo (Pashley *et al.*, 2011), o que leva à dissolução autolimitada, uma vez que o ácido acaba sendo neutralizado, em algum momento, pelos íons cálcio e fosfato liberados durante a desmineralização (Gordan *et al.*, 1997), resultando em desmineralização com aspecto superficial e formação de *tags* resinosos em menores números e tamanhos (Van Meerbeek *et al.*, 2011). A presença do Biosilicato® foi fundamental para aumentar a resistência de união com esses sistemas no substrato hígido,

evidenciada pela formação da camada de hidroxicarbonatoapatita na superfície dentinária (Figura 33).

Para este estudo, foram selecionados dois grupos de dentes cariados: cárie natural e cárie formada artificialmente por meio de ciclagem de pH utilizando soluções desmineralizante e remineralizante (Queiroz *et al.*, 2008; Takatsuka *et al.*, 2008; Exterkate *et al.*, 2007; Lynch e Ten Cate, 2006; Ten Cate *et al.*, 2006; Kielbassa *et al.*, 2005; Ten Cate *et al.*, 1995; Arends *et al.*, 1992). Tal procedimento resultará em lesões com profundidade semelhante à lesão natural de cárie, observadas em microdurômetro (Nakajima *et al.*, 2005), porém com características estruturais essencialmente diferentes (Nishitani *et al.*, 2005; Sonoda *et al.*, 2005). É fundamental que se faça análise do substratoariado artificialmente, a fim de compará-lo ao dos dentes cariados in vivo (Hsu *et al.*, 2008; Haj-Ali *et al.*, 2006).

Considerando-se os resultados encontrados para o substratoariado artificialmente, houve diferença ($p < 0,05$) entre os grupos com e sem aplicação de Biosilicato®, independente do tipo de sistema adesivo utilizado. O substrato com condicionamento ácido prévio e Biosilicato® (Grupo 1) apresentou o maior valor de resistência de união. Isso pode ser explicado pela maior abertura dos túbulos dentinários pelo tratamento convencional (Profeta *et al.*, 2012) e pelo potencial remineralizador do Biosilicato® (Tirapelli *et al.*, 2011; Tirapelli *et al.*, 2010). Na Figura 39, é possível verificar a formação de camada sugestiva de hidroxicarbonatoapatita.

O grupo tratado com sistema adesivo autocondicionante e aplicação do Biosilicato® (Grupo 3) também apresentou diferença estatística ($p < 0,05$) em relação ao Grupo 1, o que pode ser resultado da incorporação do Biosilicato® à camada híbrida formada por esse sistema adesivo e consequente remineralização da superfície dentinária (Figura 41).

A diferença ($p < 0,05$) entre grupos tratados e controle deve-se ao desafio cariogênico, ou seja, à presença dos íons fluoreto da solução remineralizante, em baixa concentração, que pode ter promovido aumento significativo de minerais sob a superfície dentinária, quando as amostras permaneceram em solução remineralizante, resultando em maior deposição mineral dentro dos túbulos dentinários (Preston *et al.*, 2008; Ten Cate *et al.*, 1995).

O sistema adesivo autocondicionante apresenta menor acidez e a presença desses minerais ácido-resistentes impediu a desmineralização, em profundidade, e a ação química efetiva das partículas de Biosilicato®, levando ao menor valor de resistência de união neste grupo.

Os resultados nesse substrato são semelhantes aos encontrados no substrato hígido, sugerindo o potencial remineralizador deste biovidro (Figuras 40 e 41), pela formação da camada de hidroxycarbonatoapatita na superfície dentinária sob este substrato com menor conteúdo mineral. A exceção ocorreu quando comparados esses substratos no Grupo 2, em que houve aplicação somente de sistema adesivo convencional, evidenciando que o substrato é um fator relevante para a resistência de união dentina/adesivo.

Os resultados do substrato cariado artificialmente demonstraram diferença estatística ($p < 0,05$) em relação ao substrato cariado naturalmente, quando o Biosilicato® é aplicado, independente do tipo de sistema adesivo utilizado. Tanto a cárie artificial, quanto a cárie natural levam à redução de conteúdo mineral de 45% para valores entre 20 a 15% (McIntyre *et al.*, 2000a, 2000b) e White (1995) demonstrou que a cárie artificial, via ciclagem de pH, produz lesão similar à da cárie natural. A formação da cárie artificial *in vitro* é capaz de simular a dinâmica entre perda e ganho de minerais dos tecidos dentários (Ten Cate *et al.*, 1995). Apesar

dessas vantagens, este modelo *in vitro* apresenta limitações decorrentes da inabilidade de simular o complexo processo biológico que ocorre durante a formação da cárie *in vivo*, como a presença de biofilme bacteriano, a ação da saliva e a própria degradação do colágeno (Rodrigues *et al.*, 2010; Marquezan *et al.*, 2009; Pugach *et al.*, 2009; Carvalho *et al.*, 2008; Arends *et al.*, 1997), o que poderia explicar as diferenças encontradas.

Porém, encontram-se relatos (Xuan *et al.*, 2010; Elgalaid *et al.*, 2008) de que, histológica e radiograficamente, ambas as dentinas (cariada natural e artificial), apresentam os mesmos aspectos, em se tratando de propriedades físico-mecânicas (Elgalaid *et al.*, 2008; Ten Cate *et al.*, 1995), pois, o desafio cariogênico, via soluções desmineralizante e remineralizante, resulta em perdas minerais significativas, sem, no entanto, apresentar vários ciclos de desmineralização, tal como ocorre na cárie natural (Zheng *et al.*, 2003; Marshall *et al.*, 2001). Assim, o potencial remineralizador do biovidro (Zhong *et al.*, 2014; Kaur *et al.*, 2013; Siqueira e Zanotto, 2011) pode ter sido determinante para a remineralização da dentina cariada artificialmente, melhorando a resistência de união do compósito a este substrato.

Grande parte da compreensão atual sobre a adesão à dentina e os fatores que influenciam, direta ou indiretamente, a interface entre dentina e sistema adesivo, foi baseada em estudos realizados em dentina hígida (Haj-Ali *et al.*, 2006; Marshall *et al.*, 2001). Por outro lado, dentro da filosofia da Odontologia minimamente invasiva, os cirurgiões-dentistas estão restaurando dentes com diferentes padrões de lesão de cárie, o que impacta, diretamente, na resistência de união entre dentina e interface adesiva (Sauro *et al.*, 2012a, 2012b; Banerjee *et al.*, 2011; Ergücü *et al.*, 2009; Sonoda *et al.*, 2005; Banerjee *et al.*, 2000a, 2000b;

Fusayama, 1988), uma vez que estudos mostraram evidência científica de que o tecido afetado por cárie deve ser mantido em procedimentos restauradores (Joves *et al.*, 2013; Momoi *et al.*, 2012).

Assim, são necessários estudos em que os substratos a serem restaurados sejam de dentina afetada por cárie ou esclerosada (Pacheco *et al.*, 2013). Entretanto, esse procedimento envolve dificuldade de padronização do substrato cariado naturalmente (Nakajima *et al.*, 2005; Marshall *et al.*, 2001), uma vez que a dentina cariada apresenta grande variabilidade tanto em profundidade, quanto em extensão, dificultando, ainda mais, sua utilização para as pesquisas *in vitro* (Xuan *et al.*, 2010; Marquezan *et al.*, 2009; Wei *et al.*, 2008). Além disso, para realização de testes de resistência de união, é necessária superfície plana do substrato, para se alcançar melhor orientação das cargas interfaciais, o que pode ser difícil, considerando esta variabilidade no formato de lesões naturais (Pacheco *et al.*, 2013).

Joves *et al.* (2013) demonstraram que a formação da cárie artificial é mais regular que a natural, favorecendo a homogeneização do conteúdo mineral sobre a superfície dentinária, em contraste ao que ocorre para a degradação da cárie natural. Segundo os autores, durante o progresso da lesão de cárie natural, os ácidos bacterianos são capazes de ativar as metaloproteinases da matriz ligadas à dentina (MMPs), que podem degradar a fase orgânica, diferentemente do que ocorre na cárie artificial, produzindo, assim, uma degradação mais rápida deste substrato.

Esses argumentos justificam resultados encontrados no presente estudo para o substrato de cárie natural visto que, independente do tipo de sistema adesivo utilizado, bem como da presença do Biosilicato®, não houve diferença estatisticamente significativa ($p > 0,05$) entre os grupos estudados. Outra explicação

para os baixos resultados deste grupo dá-se pelo maior tempo nos processos de desmineralização e remineralização que ocorrem nos dentes cariados naturalmente, já que o processo de formação da cárie artificial ocorre sob condições controladas (Joves *et al.*, 2013; McIntyre *et al.*, 2000a, 2000b; Ten Cate *et al.*, 1995).

Na cárie natural, há maior dissolução da matriz inorgânica, resultando em precipitações significantes de minerais, as quais reduzem a condutibilidade hidráulica dos sistemas adesivos, em função da obliteração dos túbulos, impedindo a formação dos *tags* resinosos, cuja consequência é a diminuição da resistência de união dos compósitos a este substrato (Joves *et al.*, 2014; Joves *et al.*, 2013; Nakajima *et al.*, 2005; Marshall *et al.*, 2001). No entanto, apesar de não apresentarem diferenças significativas ($p > 0,05$), pode ser visualizada uma camada hipermineralizada na superfície dentinária (Figuras 35 e 37).

Em relação ao grupo controle do sistema adesivo autocondicionante, não foram observadas diferenças estatísticas ($p > 0,05$) entre os três substratos estudados, resultados semelhantes a Geneviève Grégoire *et al.* (2005) e Pradelle-Plasse *et al.* (2004), que afirmaram que, mesmo sendo o *primer* autocondicionante classificado como forte (pH entre 1,4 a 0,85), o sistema adesivo escolhido (AdheSE, Ivoclar Vivadent) apresentou desempenho inferior quando comparado a demais sistemas adesivos autocondicionantes, como o ClearfilSE (Clearfil SE Bond, Kuraray America Inc., New York, NY, EUA), considerado padrão-ouro, que apresenta pH maior (aproximadamente 2).

Há que se considerar, no entanto, que o desempenho de um sistema adesivo não deve ser creditado apenas ao pH do *primer* (Van Landuyt *et al.*, 2007; Pradelle-Plasse *et al.*, 2004; Yoshiyama *et al.*, 2002; Yoshiyama *et al.*, 2000), o que fortalece a ideia de que as características dos monômeros funcionais se relacionam

a isto, pois são responsáveis por adesão química com o conteúdo mineral do substrato parcialmente desmineralizado (Pradelle-Plasse *et al.*, 2004; Patel *et al.*, 2001). Para sistemas adesivos autocondicionantes, tem sido relatado que monômero funcional 10-MDP, empregado no sistema adesivo Clearfil SE Bond, Kuraray America Inc.) apresenta ligação química com a hidroxiapatita extremamente eficaz e estável em ambiente aquoso (Patel *et al.*, 2001), o que explicaria os resultados inferiores do AdheSE, cuja composição é diferente (Geneviève Grégoire *et al.*, 2005; Pradelle-Plasse *et al.*, 2004; Patel *et al.*, 2001).

A eficiência destes sistemas autocondicionantes em substratos diferentes é questionada, pois, em estudos anteriores, ao se comparar sistemas adesivos autocondicionantes em substratos hígido e cariado (natural e artificial), houve diferença significativa, com maior resistência de união para substrato hígido (Li *et al.*, 2011; Neves *et al.*, 2011; Wei *et al.*, 2008; Yazici *et al.*, 2004), o que contradiz os resultados do presente estudo.

Apesar de ser aplicado em solução, o Biosilicato® não influenciou negativamente, neste estudo, na resistência de união, o que, provavelmente pode ser explicado pelo tempo decorrido após a aplicação desta vitrocerâmica bioativa (cinco minutos), que pode ter sido suficiente para a evaporação da água e consequente precipitação das partículas minerais do Biosilicato® para a formação da camada de hidroxicarbonatoapatita.

Além disso, a presença de monômeros hidrofílicos, como o HEMA (2-hidroxietil metacrilato), pode ter auxiliado na absorção da água, pois, tais monômeros, ao auxiliarem na umidade da superfície dentinária, como relatado previamente (Van Landuyt *et al.*, 2007; Hitmi *et al.*, 2002; Patel *et al.*, 2001; Nakaoki *et al.*, 2000; Nakabayashi e Takarada, 1992), melhoram os resultados de adesão

dos compósitos, garantindo valores significativos de resistência de união. Ressalta-se, também, que o monômero HEMA possui a característica de ser um solvente que estabiliza as soluções contendo componentes hidrofóbicos e hidrofílicos, facilitando a formação da camada híbrida (Van Meerbeek *et al.*, 2003; Tay e Pashley, 2002), o que pode ter sido fundamental para os resultados deste grupo, mesmo com presença dos monômeros hidrofóbicos, como Bis-GMA e GDMA, os quais, apesar de limitada solubilidade, inevitavelmente também levam à absorção de água (Van Landuyt *et al.*, 2007; Pradelle-Plasse *et al.*, 2004; Jacobsen e Söderholm, 1995).

Segundo Marchesi *et al.* (2013), os valores de resistência de união estão mais relacionados à composição química do sistema adesivo do que ao número de passos indicados à sua utilização, corroborando os resultados do presente estudo. Entende-se que a característica hidrofílica dos monômeros do sistema adesivo utilizado tenha sido determinante para os melhores valores deste grupo associado ao Biosilicato®.

Uma das limitações deste estudo está no método de obtenção da cárie artificial, principalmente no que se refere ao modelo in vitro de desmineralização-remineralização, que não considera a degradação orgânica da cárie que ocorre in vivo. Outro fator limitante é a falta de padronização do substrato cariado naturalmente. Sendo assim, novos estudos devem ser realizados, a fim de se conhecer melhor o comportamento do tecido cariado, restaurado em situações in vitro e in vivo, ideia compartilhada por outros autores (Rodrigues *et al.*, 2010; Marquezan *et al.*, 2009; Pugach *et al.*, 2009; Carvalho *et al.*, 2008; Zheng *et al.*, 2003; Marshall *et al.*, 2001; Arends *et al.*, 1997).

6. Conclusão

6. CONCLUSÕES

De acordo com os resultados obtidos no estudo, pode-se concluir que:

- O Biosilicato® promoveu melhores resultados na resistência de união, tanto do substrato hígido, quanto do substrato cariado artificialmente.
- O uso do sistema adesivo convencional, com condicionamento ácido prévio, apresentou maior resistência de união, comparado ao sistema adesivo autocondicionante.
- A associação entre sistema adesivo convencional e Biosilicato® proporcionou os maiores valores de resistência de união dente/adesivo.

Referências

1. Arends J, Ruben JL, Inaba D. Major topics in quantitative microradiography of enamel and dentin: R parameter, mineral distribution visualization, and hyper-remineralization. *Adv Dent Res*. 1997;11(4):403-14.
2. Arends J, Ten Bosch JJ. Demineralization and remineralization evaluation techniques. *J Dent Res*. 1992;71 Spec No:924-8.
3. Banerjee A, Kidd EAM, Watson TF. In vitro evaluation of five alternative methods of carious dentine excavation. *Caries Res*. 2000a;34(2):144-50.
4. Banerjee A, Thompson ID, Watson TF. Minimally invasive caries removal using bio-active glass air-abrasion. *J Dent*. 2011;39(1):2-7.
5. Banerjee A, Watson TF, Kidd EA. Dentine caries excavation: a review of current clinical techniques. *Br Dent J*. 2000b;188(9):476-82.
6. Barrere F, Mahmood TA, de Groot K & van Blitterswijk CA. Advanced biomaterials for skeletal tissue regeneration: Instructive and smart functions. *Mat Sci Eng*. 2008;59(1):38-71.
7. Bjørndal L, Kidd EA. The treatment of deep dentine caries lesions. *Dent Update*. 2005;32(7):402-13.
8. Boston DW, Graver HT. Histological study of an acid red caries-disclosing dye. *Oper Dent*. 1989;14(4):186-92.
9. Camilleri J. Characterization and hydration kinetics of tricalcium silicate cement for use as a dental biomaterial. *Dent Mater*. 2011;27(8):836-44.
10. Camilleri J. Investigation of Biodentine as dentine replacement material. *J Dent*. 2013;41(7):600-10.
11. Carvalho FG, Fucio SBP, Sinhoreti MAC, Correr-Sobrinho L, Puppim- Rontani RM. Confocal laser scanning microscopic analysis of depth of dentin caries-like lesions in primary and permanent teeth. *Braz Dent J*. 2008;19(2):139-44.
12. Clark A. Bioglass implant materials. *J Oral Implantol*. 1986;12(3):477-84.
13. Dickens SH, Flaim GM. Effect of a bonding agent on in vitro biochemical activities of remineralizing resin-based calcium phosphate cements. *Dent Mater*. 2008;24(9):1273-80.
14. Dickens SH, Flaim GM, Takagi S. Mechanical properties and biochemical activity of remineralizing resin-based Ca-PO₄ cements. *Dent Mater*. 2003;19(6):558-66.
15. Dorozhkin SV. Calcium orthophosphates in dentistry. *J Mater Sci Mater Med*. 2013;24(6):1335-63.
16. Ducheyne P, Qiu Q. Bioactive ceramics: the effect of surface reactivity on bone formation and bone cell function. *Biomaterials*. 1999;20(23-24):2287-303.

17. Efflandt SE, Magne P, Douglas WH, Francis LF. Interaction between bioactive glasses and human dentin. *J Mater Sci Mater Med*. 2002;13(6):557-65.
18. Elgalaid TO, Creanor SL, Creanor S, Hall AF. The permeability of artificial dentin carious lesions. *Arch Oral Biol*. 2008;53(8):744-50.
19. Ergücü Z, Celik EU, Unlü N, Türkün M, Ozer F. Effect of Er,Cr:YSGG laser on the microtensile bond strength of two different adhesives to the sound and caries-affected dentin. *Oper Dent*. 2009;34(4):460-6.
20. Exterkate RA, Ten Cate JM. Effects of a new titanium fluoride derivative on enamel de- and remineralization. *Eur J Oral Sci*. 2007;115(2):143-7.
21. Forsback AP, Areva S, Salonen JI. Mineralization of dentin induced by treatment with bioactive glass S53P4 in vitro. *Acta Odontol Scand*. 2004;62(1):14-20.
22. Fusayama T, Okuse K, Hosoda H. Relationship between hardness, discoloration, and microbial invasion in carious dentin. *J Dent Res*. 1966;45(4):1033-46.
23. Fusayama T, Terachima S. Differentiation of two layers of carious dentin by staining. *J Dent Res*. 1972;51(3):866.
24. Fusayama T. Clinical guide for removing caries using a caries detecting solution. *Quintessence Int*. 1988;19(6):397-401.
25. Fusayama. Two layers of carious dentin, diagnosis and treatment. *Oper Dent*. 1979;4(2):63-70.
26. Gatti AM, Simonetti LA, Monari E, Guidi S, Greenspan D. Bone augmentation with bioactive glass in three cases of dental implant placement. *J Biomater Appl*. 2006;20(4):325-39.
27. Gordan VV, Vargas MA, Cobb DS, Denehy GE. Evaluation of adhesive systems using acidic primers. *Am J Dent*. 1997;10(5):219-23.
28. Granito RN, Ribeiro DA, Rennó AC, Ravagnani C, Bossini PS, Peitl-Filho O, Zanutto ED, Parizotto NA, Oishi J. Effects of biosilicate and bioglass 45S5 on tibial bone consolidation on rats: a biomechanical and a histological study. *J Mater Sci Mater Med*. 2009;20(12):2521-6.
29. Grégoire G, Guignes P, Millas A. Effect of self-etching adhesives on dentin permeability in a fluid flow model. *J Prosthet Dent*. 2005;93(1):56-63.
30. Guarino V, Causa F, Ambrosio L. Bioactive scaffolds for bone and ligament tissue. *Expert Rev Med Devices*. 2007;4(3):405-18.
31. Haj-Ali R, Walker M, Williams K, Wang Y, Spencer P. Histomorphologic characterization of noncarious and caries-affected dentin/adhesive interfaces. *J Prosthodont*. 2006;15(2):82-8.

32. Harada N, Nakajima M, Pereira NRP, Yagamushi S, Ogata M, Tagami J. Tensile bond strength of a newly developed one-bottle self-etching resin bonding system to various dental substrates. *Dentistry in Japan*. 2000;36: 47-53.
33. Harnirattisai C, Inokoshi S, Shimada Y & Hosoda H. Interfacial morphology of an adhesive composite resin and etched caries-affected dentin. *Oper Dent*. 1992;17(6):222-8.
34. Hashimoto M, Nakamura K, Kaga M, Yawaka Y. Crystal growth by fluoridated adhesive resins. *Dent Mater*. 2008;24(4):457-63.
35. Hashimoto M, Ohno H, Kaga M, Endo K, Sano H, Oguchi H. In vivo degradation of resin-dentin bonds in humans over 1 to 3 years. *J Dent Res*. 2000;79(6):1385-91.
36. Hench LL, Paschall HA. Direct chemical bond of bioactive glass-ceramic materials to bone and muscle. *J Biomed Mater Res*. 1973;7(3):25-42.
37. Hench LL, West JK. *Life Chem Reports*. 1996;13:187-241.
38. Hench LL, Wilson J. *Introduction to Bioceramics*. Singapore:World Scientific;1993.
39. Hench LL, Andersson Ö. Bioactive Glasses, in *An Introduction to Bioceramics*, L. L. Hench and J. Wilson, Editors, (World Scientific: Singapore, 1993);41-62.
40. Hench LL, Bioceramics: from concept to clinic. *J Am Ceram Soc*. 1991;74(7):1487-1510.
41. Hench LL, Splinter RJ, Allen WC, Greenlee TK. Bonding mechanisms at the interface of ceramic prosthetic materials. *J Biomed Mater Res*. 1971;5(6):117-441.
42. Hench LL. Biomaterials: a forecast for the future. *Biomaterials*. 1998;19(16):1419-23.
43. Hench LL. Ceramics, glasses, and composites in medicine. *Med Instrum*. 1973;7(2):136-44.
44. Hench LL. The story of Bioglass. *J Mater Sci: Mater Med*. 2006;17:967-78.
45. Hitmi L, Bouter D, Degrange M. Influence of drying and HEMA treatment on dentin wettability. *Dent Mater*. 2002;18(7):503-11.
46. Hsu KW, Marshall SJ, Pinzon LM, Watanabe L, Saiz E, Marshall GW. SEM evaluation of resin-carious dentin interfaces formed by two dentin adhesive systems. *Dent Mater*. 2008;24(7):880-7.
47. Itoh K, Kusunoki M, Oikawa M, Tani C, Hisamitsu H. In vitro comparison of three caries dyes. *Am J Dent*. 2009;22(4):195-9.

48. Jacobsen T, Soderholm KJ. Some effects of water on dentin bonding. *Dent Mater.* 1995;11(2):132-6.
49. James PF. Glass ceramics: new compositions and uses. *J Non-Cryst Solids.* 1995;181(1):1-15.
50. Joves GJ, Inoue G, Nakashima S, Sadr A, Nikaido T, Tagami J. Mineral density, morphology and bond strength of natural versus artificial caries-affected dentin. *Dent Mater J.* 2013;32(1):138-43.
51. Joves GJ, Inoue G, Sadr A, Nikaido T, Tagami J. Nanoindentation hardness of intertubular dentin in sound, demineralized and natural caries-affected dentin. *J Mech Behav Biomed Mater.* 2014;32:39-45.
52. Kaur G, Pandey OP, Singh K, Homa D, Scott B, Pickrell G. A review of bioactive glasses: Their structure, properties, fabrication, and apatite formation. *J Biomed Mater Res A.* 2013;doi:10.1002/jbm.a.34690.
53. Kidd EA. Clinical threshold for carious tissue removal. *Dent Clin North Am.* 2010;54(3):541-9.
54. Kidd EA. How 'clean' must a cavity be before restoration? *Caries Res.* 2004;38(3):305-13.
55. Kim YK, Gu LS, Bryan TE, Kim JR, Chen L, Liu Y, Yoon JC, Breschi L, Pashley DH, Tay FR. Mineralisation of reconstituted collagen using polyvinylphosphonic acid/polyacrylic acid templating matrix protein analogues in the presence of calcium, phosphate and hydroxyl ions. *Biomaterials.* 2010;31(25):6618-27.
56. Lagerweij MD, Ten Cate JM. Remineralisation of enamel lesions with daily applications of a high-concentration fluoride gel and a fluoridated toothpaste: an in situ study. *Caries Res.* 2002;36(4):270-4.
57. Li H, Chang J. pH-compensation effect of bioactive inorganic fillers on the degradation of PLGA. *Compos. Sci. Technol.* 2005;65(14):2226-32.
58. Li H, Wang WM, Yu SL, Wen Q. Morphological and microtensile bond strength evaluation of three adhesive systems to cariesaffected human dentin with chemomechanical caries removal. *J Dent.* 2011;39(4):332-339.
59. Lin CP, Lin FH, Tseng YC, Kok SH, Lan WH, Liao JD. Treatment of tooth fracture by medium energy CO2 laser and DP-bioactive glass paste: compositional, structural, and phase changes of DP-Bioglass paste after irradiation by CO2 laser. *Biomaterials.* 2000;21(6):637-43.
60. Liu A, Hong Z, Zhuang X, Chen X, Cui Y, Liu Y & Jing X. Surface modification of bioactive glass nanoparticles and the mechanical and biological properties of poly(L-lactide) composites. *Acta Biomater.* 2008;4(4):1005-101.

61. Loher S, Reboul V, Brunner TJ, Simonet M, Dora C, Neuenschwander P & Stark WJ. Improved degradation and bioactivity of amorphous aerosol derived tricalcium phosphate nanoparticles in poly(lactide-co-glycolide). *Nanotechnology*. 2006;17(8):2054-61.
62. Lynch CD, Frazier KB, McConnell RJ, Blum IR, Wilson NH. Minimally invasive management of dental caries: contemporary teaching of posterior resin-based composite placement in U.S. and Canadian dental schools. *J Am Dent Assoc*. 2011;142(6):612-20.
63. Lynch RJ, Ten Cate JM. The effect of lesion characteristics at baseline on subsequent de- and remineralisation behaviour. *Caries Res*. 2006;40(6):530-5.
64. Marchesi G, Frassetto A, Visintini E, Diolosà M, Turco G, Salgarello S, Di Lenarda R, Cadenaro M, Breschi L. Influence of ageing on self-etch adhesives: one-step vs two-step systems. *Eur J Oral Sci*. 2013;121(1):43-9.
65. Marquezan M, Correa FN, Sanabe ME, Rodrigues Filho LE, Hebling J, Guedes-Pinto AC, Mendes FM. Artificial methods of dentin caries induction: A hardness and morphological comparative study. *Arch Oral Biol*. 2009;54(12):1111-17.
66. Marshall GW, Habelitz S, Gallagher R, Balooch M, Balooch G, Marshall SJ. Nanomechanical properties of hydrated carious human dentin. *J Dent Res*. 2001;80(8):1768-71.
67. Massuda ET, Maldonado LL, Lima Júnior JT, Peitl O, Hyppolito MA, Oliveira JA. Biosilicate ototoxicity and vestibulotoxicity evaluation in guinea-pigs. *Braz J Otorhinolaryngol*. 2009;75(5):665-8.
68. McIntyre JM, Featherstone JD, Fu J. Studies of dental root surface caries. 1: Comparison of natural and artificial root caries lesions. *Aust Dent J*. 2000a;45(1):24-30.
69. McIntyre JM, Featherstone JD, Fu J. Studies of dental root surface caries. 2: The Role of cementum in root surface caries. *Aust Dent J*. 2000b;45(2):97-102.
70. Misra SK, Ansari T, Mohn D, Valappil SP, Brunner TJ, Stark WJ, Roy I, Knowles JC, Sibbons PD, Jones EV, Boccaccini AR, Salih V. Effect of nanoparticulate bioactive glass particles on bioactivity and cytocompatibility of poly(3-hydroxybutyrate) composites. *J R Soc Interface*. 2010;44(7):453-65.
71. Misra SK, Mohn D, Brunner TJ. Comparison of nanoscale and microscale bioactive glass on the properties of P(3HB)/Bioglass (R) composites. *Biomaterials*. 2008;29(12):1750-61.
72. Mitchell JC, Musanje L, Ferracane JL. Biomimetic dentin desensitizer based on nano-structured bioactive glass. *Dent Mater*. 2011;27(4):386-93.
73. Mitchell JC. Aging of bioactive glass bone-grafting materials. In: Eliades G, Eliades T, Brantley WA, Watts DC (eds). *Dental Biomaterials in vivo: Aging and related phenomena*. Chicago, IL: Quintessence. 2003; 263-76.

74. Momoi Y, Hayashi M, Fujitani M, Fukushima M, Imazato S, Kubo S, Nikaido T, Shimizu A, Unemori M, Yamaki C. Clinical guidelines for treating caries in adults following a minimal intervention policy - evidence and consensus based report. *J Dent.* 2012;40(2):95-105.
75. Moura J, Teixeira LN, Ravagnani C, Peitl O, Zanutto ED, Beloti MM, Panzeri H, Rosa AL, De Oliveira PT. In vitro osteogenesis on a highly bioactive glass-ceramic (Biosilicate). *J Biomed Mater Res A.* 2007;82(3):545-57.
76. Nakabayashi N, Takarada K. Effect of HEMA on bonding to dentin. *Dent Mater.* 1992;8(2):125-30.
77. Nakajima M, Kitasako Y, Okuda M, Foxton RM, Tagami J. Elemental distributions and microtensile bond strength of the adhesive interface to normal and caries-affected dentin. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater.* 2005;72(2):268-75.
78. Nakajima M, Ogata M, Okuda M, Tagami J, Sano H, Pashley DH. Bonding to caries-affected dentin using self-etching primers. *Am J Dent.* 1999;12(6):309-14.
79. Nakaoki Y, Nikaido T, Pereira PN, Inokoshi S, Tagami J. Dimensional changes of demineralized dentin treated with HEMA primers. *Dent Mater.* 2000;16(6):441-6.
80. Neo M, Nakamura T, Ohtsuki C, Kokubo T, Yamamuro T. Apatite formation on three kinds of bioactive material at an early stage in vivo: a comparative study by transmission electron microscopy. *J Biomed Mater Res.* 1993;27(8):999-1006.
81. Neves Ade A, Coutinho E, Cardoso MV, de Munck J, Van Meerbeek B. Microtensile bond strength and interfacial characterization of an adhesive bonded to dentin prepared by contemporary caries-excitation techniques. *Dent Mater.* 2011;27(6):552-62.
82. Ngo HC, Mount G, Mc Intyre J, Tuisuva J, Von Doussa RJ. Chemical exchange between glass-ionomer restorations and residual carious dentine in permanent molars: an in vivo study. *J Dent.* 2006;34(8):608-13.
83. Nishitani Y, Yoshiyama M, Tay FR, Wadgaonkar B, Waller J, Agee K, Pashley DH. Tensile strength of mineralized/demineralized human normal and carious dentin. *J Dent Res.* 2005;84(11):1075-8.
84. Pacheco LF, Banzi É, Rodrigues E, Soares LE, Pascon FM, Correr-Sobrinho L, Puppim-Rontani RM. Molecular and structural evaluation of dentin caries-like lesions produced by different artificial models. *Braz Dent J.* 2013;24(6):610-8.
85. Pashley DH, Tay FR. Agressiveness of contemporary self-etching adhesives. Part II: etching effects on unground enamel. *Dent Mater.* 2001;17(5):430-44.

86. Pashley DH, Carvalho RM, Sano H, Nakajima M, Yoshijama M, Shono Y, Fernandes CA, Tay F. The microtensile bond test: a review. *J Adhes Dent*. 1999;1(4):299-309.
87. Pashley DH, Tay FR, Breschi L, Tjäderhane L, Carvalho RM, Carrilho M, Tezvergil-Mutluay A. State of the art etch-and-rinse adhesives. *Dent Mater* 2011;27(1):1-16.
88. Patel MP, Johnstone MB, Hughes FJ, Braden M. The effect of two hydrophilic monomers on the water uptake of a heterocyclic methacrylate system. *Biomaterials*. 2001;22(1):81-6.
89. Peitl O, Torre GL, Hench LL. Effect of crystallization on apatite-layer formation of bioactive glass 45S5. *J Biomed Mater Res*. 1996;30(4):509-14.
90. Peitl O, Zanotto ED, La Torre GP, Hench LL. Bioactive ceramics and method of preparing bioactive ceramics. Patent WO/1997/041079. 1997 November 06.
91. Peitl O. Vitrocerâmica bioativa de alto desempenho mecânico [Tese]. São Carlos (SP): Universidade Federal de São Carlos, São Carlos; 1995.
92. Perdigão J, Lopes M. Dentin bonding-questions for the new millennium. *J Adhes Dent*. 1999;1(3):191-209.
93. Peters MC, Bresciani E, Barata TJ, Fagundes TC, Navarro RL, Navarro MF, Dickens SH. In vivo dentin remineralization by calcium-phosphate cement. *J Dent Res*. 2010;89(3):286-91.
94. Pinheiro HB, Cardoso PE. Influence of five home whitening gels and a remineralizing gel on the enamel and dentin ultrastructure and hardness. *Am J Dent*. 2011;24(3):131-7.
95. Pires-de-Souza FCP, Marco FF, Casemiro LA, Panzeri H. Desensitizing bioactive agents improves bond strength of indirect resin-cemented restorations: preliminary results. *J Appl Oral Sci*. 2007;15(2):120-126.
96. Pradelle-Plasse N, Colon P, Wenger F, Picard B. Quantitative evaluation of self-etching primer action on dentin permeability: a correlation between impedance measurements and acidity. *Am J Dent*. 2004;17(2):132-6.
97. Preston KP, Smith PW, Higham SM. The influence of varying fluoride concentrations on in vitro remineralisation of artificial dentinal lesions with differing lesion morphologies. *Arch Oral Biol*. 2008;53(1):20-6.
98. Profeta AC, Mannocci F, Foxton RM, Thompson I, Watson TF, Sauro S. Bioactive effects of a calcium/sodium phosphosilicate on the resin–dentine interface: a microtensile bond strength, scanning electron microscopy, and confocal microscopy study. *Eur J Oral Sci*. 2012;120(4):353-62.
99. Pugach MK, Strother J, Darling CL, Fried D, Gansky SA, Marshall SJ, Marshall GW. Dentin caries zones: mineral, structure and properties. *J Dent Res*. 2009;88(1):71-6.

100. Queiroz CS, Hara AT, Paes Leme AF, Cury JA. pH-cycling models to evaluate the effect of low fluoride dentifrice on enamel de- and remineralization. *Braz Dent J.* 2008;19(1):21-7.
101. Ramakrishna S, Meyer J, Wintermantel E, Leong KW. Biomedical applications of polymer-composite materials: A review. *Comp Sci Tech.* 2001;61(9):1189-1224.
102. Ravagnani C. Desenvolvimento de processo de produção em escala piloto do biosilicato para dentes sensíveis [Tese]. São Carlos (SP): Universidade Federal de São Carlos, São Carlos;2007.
103. Renno AC, Bossini PS, Crovace MC, Rodrigues AC, Zanotto ED, Parizotto NA. Characterization and in vivo biological performance of biosilicate. *Biomed Res Int.* 2013;2013:141427. doi: 10.1155/2013/141427.
104. Reynolds EC. Calcium phosphate-based remineralization systems: scientific evidence? *Aust Dent J.* 2008;53(3):268-73.
105. Rezwan K, Chen QZ, Blaker JJ, Boccaccini AR. Biodegradable and bioactive porous polymer/inorganic composite scaffolds for bone tissue engineering. *Biomaterials.* 2006;27(18):3413-31.
106. Ricketts DN, Kidd EA, Innes N, Clarkson J. Complete or ultraconservative removal of decayed tissue in unfilled teeth. *Cochrane Database Syst Rev.* 2006;19(3):CD003808.
107. Rodrigues E, Delbem AC, Pedrini D, Cavassan L. Enamel remineralization by fluoride-releasing materials: proposal of a pH-cycling model. *Braz Dent J.* 2010;21(5):446-51.
108. Roriz VM, Rosa AL, Peitl O, Zanotto ED, Panzeri H, Oliveira PT. Efficacy of a bioactive glass-ceramic (Biosilicate) in the maintenance of alveolar ridges and in osseointegration of titanium implants. *Clin Oral Implants Res.* 2010;21(2):148-55.
109. Ryou H, Niu LN, Dai L, Pucci CR, Arola DD, Pashley DH, Tay FR. Effect of biomimetic remineralization on the dynamic nanomechanical properties of dentin hybrid layers. *J Dent Res.* 2011;90(9):1122-8.
110. Sauro S, Thompson I, Watson TF. Effects of common dental materials used in preventive or operative dentistry on dentin permeability and remineralization. *Oper Dent.* 2011;36(2):222-30.
111. Sauro S, Watson TF, Thompson I, Banerjee A. One-bottle self-etching adhesives applied to dentine air-abraded using bioactive glasses containing polyacrylic acid: an in vitro microtensile bond strength and confocal microscopy study. *J Dent.* 2012a;40(11):896-905.
112. Sauro S, Watson TF, Thompson I, Toledano M, Nucci C, Banerjee A. Influence of air-abrasion executed with PAABioglass 45S5 on the bonding performance of a resinmodified Glass Ionomer Cement. *Eur J Oral Sci.* 2012b;120(2):168-77.

113. Shen P, Cai F, Nowicki A, Vincent J, Reynolds EC. Remineralization of enamel subsurface lesions by sugar-free chewing gum containing casein phosphopeptide-amorphous calcium phosphate. *J Dent Res*. 2001;80(12):2066-70.
114. Siqueira RL & Zanotto ED. Biosilicato®: Histórico de uma vitrocerâmica brasileira de elevada bioatividade. *Quim. Nova* 2011;34(7):1231-41.
115. Sonoda H, Banerjee A, Sherriff M, Tagami J, Watson TF. An in vitro investigation of microtensile bond strengths of two dentine adhesives to caries-affected dentine. *J Dent*. 2005;33(4):335-42.
116. Spencer P, Swafford JR. Unprotected protein at the dentin–adhesive interface. *Quintessence Int*. 1999;30(7):501-7.
117. Takatsuka T, Exterkate RA, Ten Cate JM. Effects of Isomalt on enamel de- and remineralization, a combined in vitro pH-cycling model and in situ study. *Clin Oral Investig*. 2008; 12(2):173-7.
118. Tay FR, Pashley DH. Dental adhesives of the future. *J Adhes Dent*. 2002;4(2):91-103.
119. Tay FR, Gwinnett JA, Wei SHY. Micromorphological spectrum of acid-conditioned dentin following the application of a water-based adhesive. *Dent Mater*. 1998;14(5):329-38.
120. Ten Cate JM, Buijs MJ, Damen JJ. pH-cycling of enamel and dentin lesions in the presence of low concentrations of fluoride. *Eur J Oral Sci*. 1995;103(6):362-7.
121. Ten Cate JM, Exterkate RA, Buijs MJ. The relative efficacy of fluoride toothpastes assessed with pH cycling. *Caries Res*. 2006;40(2):136-41.
122. Tirapelli C, Panzeri H, Lara EH, Soares RG, Peitl O, Zanotto ED. The effect of a novel crystallised bioactive glass-ceramic powder on dentine hypersensitivity: a long-term clinical study. *J Oral Rehabil*. 2011;38(4):253-62.
123. Tirapelli C, Panzeri H, Soares RG, Peitl O, Zanotto ED. A novel bioactive glass-ceramic for treating dentin hypersensitivity. *Braz Oral Res*. 2010;24(4):381-87.
124. Tung MS, Eichmiller FC. Amorphous calcium phosphates for tooth mineralization. *Compend Contin Educ Dent*. 2004;25(9 Suppl 1):9-13.
125. Vallet-Regí M, Rámila A, Padilla S, Muñoz B. Bioactive glasses as accelerators of apatite bioactivity. *J Biomed Mater Res A*. 2003;66(3):580-5.
126. Van Landuyt KL, Snauwaert J, De Munck J, Peumans M, Yoshida Y, Poitevin A, Coutinho E, Suzuki K, Lambrechts P, Van Meerbeek B. Systematic review of the chemical composition of contemporary dental adhesives. *Biomaterials*. 2007;28(26):3757-85.

127. Van Meerbeek B, De Munck J, Yoshida Y, Inoue S, Vargas M, Vijay P, Van Landuyt K, Lambrechts P, Vanherle G. Buonocore memorial lecture. Adhesion to enamel and dentin: current status and future challenges. *Oper Dent*. 2003;28(3):215-35.
128. Vieira AE, Delbem AC, Sasaki KT, Rodrigues E, Cury JA, Cunha RF. Fluoride dose response in pH-cycling models using bovine enamel. *Caries Res*. 2005;39(6):514-20.
129. Vollenweider M, Brunner TJ, Knecht S, Grass RN, Zehnder M, Imfeld T, Stark WJ.J. Remineralization of human dentin using ultrafine bioactive glass particles. *Acta Biomater*. 2007;3(6):936-43.
130. Wei S, Sadr A, Shimada Y, Tagami J. Effect of caries-affected dentin hardness on the shear bond strength of current adhesives. *J Adhes Dent*. 2008;10(6):431-40.
131. White DJ. The application of in vitro models to research on demineralization and remineralization of the teeth. *Adv Dent Res*. 1995; 9(3):175-97.
132. Williams DF. Consensus and definitions in biomaterials. *Advances in Biomaterials*. Elsevier Science: Amsterdam 1988; p:11-16.
133. Xuan W, Hou BX, Lu YL. Bond strength of different adhesives to normal and caries-affected dentins. *Chin Med J (Engl)*. 2010;123(3):332-6.
134. Yazici AR, Akca T, Ozgunaltay G, Dayangac B. Bond strength of a self-etching adhesive system to caries-affected dentin. *Oper Dent*. 2004;29(2):176-81.
135. Yoshiyama M, Tay FR, Doi J, Nishitani Y, Yamada T, Itou K, Carvalho RM, Nakajima M, Pashley DH. Bonding of self-etchand total-etch adhesives to carious dentin. *J Dent Res*. 2002;81(8):556-60.
136. Yoshiyama M, Urayama A, Kimochi T, Matsuo T, Pashley DH. Comparison of conventional vs self-etching adhesive bonds to caries-affected dentin. *Oper Dent*. 2000;25(3):163-9.
137. Zheng L, Hilton JF, Habelitz S, Marshall SJ, Marshall GW. Dentin caries activity status related to hardness and elasticity. *Eur J Oral Sci*. 2003;111(3):243-252.
138. Zhong Y, Liu J, Li X, Yin W, He T, Hu D, Liao Y, Yao X, Wang Y. Effect of a novel bioactive glass-ceramic on dentinal tubule occlusion: an in vitro study. *Aust Dent J*. 2014. doi: 10.1111/adj.12241.

Apêndices

APÊNDICES

Os valores de Resistência de União (RU) para todos os palitos, de cada amostra, de todos os grupos, podem ser vistos nas Tabela 1 a 12:

Tabela 1. Valores individuais de RU, por amostra, para os dentes hígidos (Grupo 1).

Dentes hígidos - Grupo 1 (Condicionamento ácido prévio + Biosilicato)									
Amostras									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
15,77	28,83	29,33	22,63	18,61	22,6	35,53	17,04	18,04	22,66
31,41	18,9	17,91	26	24,6	29,76	11,73	19,51	25,14	25,87
42,68	27,61	15,13	22,5	13,74	17,54	17,19	22,75	21,48	29,91
3,72	-	-	-	28,97	14,49	-	20,43	18,18	-
35,63	-	-	-	-	24,95	-	24,15	19,91	-
-	-	-	-	-	-	-	18,84	17,48	-

Tabela 2. Valores individuais de RU, por amostra, para os dentes hígidos (Grupo 2).

Dentes hígidos - Grupo 2 (Condicionamento ácido prévio sem Biosilicato)									
Amostras									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
8,03	18,39	16,24	20,03	24,85	17,72	15,61	14,46	11,7	28,2
7,88	18,5	17,78	14,15	17,44	18,32	22,77	15,63	22,9	18,94
8,71	11,42	11,88	12,71	18,7	10,51	21	18,08	13,16	11,98
17,44	11,83	15,48	17,12	15,5	21,54	14,37	8,8	18	13,89
-	15,95	15,91	18,72	16,35	18,32	11,83	8,47	19,08	19,02
-	12,28	18,96	29,36	20,6	-	-	9,83	13,7	26,63
-	-	13,26	13,09	22,8	-	-	13,14	19,56	13,64
-	-	-	18,55	18,18	-	-	16,59	8,74	-

Tabela 3. Valores individuais de RU, por amostra, para os dentes hígidos (Grupo 3).

Dentes hígidos - Grupo 3 (Condicionamento ácido prévio + Biosilicato)									
Amostras									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
21,69	11,81	12,71	12,71	11,43	13,37	10,7	19,27	12,71	14,05
24,19	27,86	23,89	28,9	10,09	14,6	21,69	13,34	12,62	16,98
20,01	26,63	31,72	31,72	13,02	17,55	24,19	15,55	15,68	16,76
27,86	-	-	11,12	15,71	18,7	-	12,48	19,76	13,92
16,35	-	-	-	-	18,18	-	-	-	-
10,6	-	-	-	-	-	-	-	-	-
9,51	-	-	-	-	-	-	-	-	-

Tabela 4. Valores individuais de RU, por amostra, para os dentes hígidos (Grupo 4).

Dentes hígidos - Grupo 4 (Condicionamento ácido prévio sem Biosilicato)									
Amostras									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
18,06	12,87	12,43	14,67	5,16	3,5	8,19	14,65	11,31	8,13
16,64	16,01	15,56	16,22	8,41	5,44	10,04	6,74	5,58	17,31
10,45	13,64	13,64	20	11,32	4,73	11,44	5,78	12,02	16,7
10,11	-	10,35	12,8	15,58	12,99	12,03	11,14	6,68	12,9
12,6	-	-	11,88		10,05	11,48	4,22	-	7,82
-	-	-	-	-	-	-	12,46	-	10,03
-	-	-	-	-	-	-	12,1	-	-
-	-	-	-	-	-	-	18,96	-	-

Tabela 5. Valores individuais de RU, por amostra, para os dentes cariados (Grupo 1).

Dentes cariados - Grupo 1 (Condicionamento ácido prévio + Biosilicato)									
Amostras									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
24,5	14,6	7,27	16,92	11,67	14,84	10,84	18,4	5,12	16,7
13,27	15,2	14,75	10,13	13,92	11,64	17,71	10,61	16,4	20,85
-	4,55	16,99	13,04	10,84	12,24	25,66	19,01	8,69	15,23
-	15,29	30,82	-	11,91	-	-	-	-	11,2
-	37,02	-	-	-	-	-	-	-	16,4

Tabela 12. Valores individuais de RU, por amostra, para os dentes com cárie artificial (Grupo 4).

Dentes com cárie artificial - Grupo 4 (Condicionamento ácido prévio sem Biosilicato)									
Amostras									
1	2	3	4	5	6	7	8	9	10
10,63	10,56	8,28	10,28	9,02	12,14	6,93	8,39	12,06	4,7
10,05	12,64	7,12	8,81	4,48	8,47	7,12	12	6,27	9,91
11,36	9,62	9,62	12,76	4,68	7,19	6,55	14,53	13,95	9,56
12,79	11,05	10,2	5,49	9,04	6,73	4,56	9,58	5,51	9,62
11,83	12,26	11,7	9,82	11,09	-	7,89	10,05	8,54	8
17,13	10,9	5,43	5,88	-	-	-	6,11	8,11	-
16,15	13,95	-	-	-	-	-	11,76	-	-
-	-	-	-	-	-	-	9,8	-	-
-	-	-	-	-	-	-	6,35	-	-

Parecer consubstanciado do Comitê de Ética em Pesquisa da Faculdade de Odontologia de Ribeirão Preto - Universidade de São Paulo (FORP/USP):

FACULDADE DE
ODONTOLOGIA DE RIBEIRÃO
PRETO/ FORP/ USP

PARECER CONSUBSTANCIADO DO CEP

DADOS DO PROJETO DE PESQUISA

Título da Pesquisa: Estudo in vitro do uso de vitrocerâmica bioativa em dentina afetada por cárie natural ou artificial: análise da resistência de união de compósitos

Pesquisador: Fernanda de Carvalho Panzeri Pires-de-Souza

Área Temática:

Versão: 4

CAAE: 16745013.1.0000.5419

Instituição Proponente: Universidade de São Paulo

Patrocinador Principal: Financiamento Próprio

DADOS DO PARECER

Número do Parecer: 446.408

Data da Relatoria: 15/10/2013

Apresentação do Projeto:

O objetivo deste estudo in vitro será avaliar, através de teste de microtração, a resistência de união de compósitos em dentina cariada, natural ou artificial, comparativamente à dentina hígida, com a aplicação de vitrocerâmica bioativa. Sessenta molares humanos, 40 hígidos e 20 cariados, serão selecionados, sendo que 20 dentes hígidos serão submetidos à formação de cárie artificial por ciclagem de pH. Após a planificação das superfícies oclusais, os dentes serão separados em 4 grupos (n=5): Grupo 1 - condicionamento ácido, lavagem e secagem + aplicação de Biosilicato + sistema adesivo + compósito; Grupo 2 - idem ao Grupo 1, sem Biosilicato; Grupo 3 - aplicação de Biosilicato + sistema adesivo + compósito; Grupo 4 - idem ao Grupo 3, sem Biosilicato. Após os tratamentos, os dentes serão restaurados com compósito (Opallis e FGM). Os dentes serão armazenados em água, a 37°C, por 6 meses e, em seguida, seccionados, perpendicularmente à interface adesiva, produzindo palitos (n=20) de 0,9 mm de espessura. As amostras serão fixadas à Máquina Universal de Ensaio (EMIC DL 2000 - 0,5 mm/min) e submetidas ao ensaio de microtração até a fratura (Laboratório Integrado de Pesquisa em Biocompatibilidade de Materiais (LIPEM-FORP/USP), Ribeirão Preto, SP, Brasil). Após os ensaios, as análises de fratura serão observadas em microscópio digital (Keyence) e amostras não fraturadas

Endereço: Avenida do Café s/nº

Bairro: Monte Alegre

CEP: 14.040-904

UF: SP

Município: RIBEIRÃO PRETO

Telefone: (16)3602-0251

Fax: (16)3602-4102

E-mail: cep@forp.usp.br

**FACULDADE DE
ODONTOLOGIA DE RIBEIRÃO
PRETO/ FORP/ USP**

Continuação do Parecer: 446.408

serão analisadas em microscopia eletrônica de transmissão (MET) para caracterizar a interface adesiva. Os dados obtidos serão submetidos a teste estatístico apropriado para análise dos resultados.

Objetivo da Pesquisa:

Este estudo terá por objetivo avaliar, comparativamente à dentina hígida, a resistência de união de compósitos em dentina afetada por cárie natural ou artificial, após aplicação de vitrocerâmica bioativa.

Avaliação dos Riscos e Benefícios:

Riscos:

Serão utilizados dentes humanos extraídos. Sendo assim, não há riscos diretos envolvidos.

Benefícios:

Caso os tratamentos propostos com o material bioativo sejam satisfatórios, haverá maior economia de tecido dental no momento do preparo cavitário, o que pode ter impacto na manutenção do dente do paciente.

Comentários e Considerações sobre a Pesquisa:

O pesquisador atendeu todas as recomendações apontadas no Parecer Consubstanciado do CEP.

De acordo com as recomendações do CEP:

1. O pesquisador retirou a utilização da MEV do item Metodologia Proposta no Projeto de Pesquisa, visto que esta técnica não será executada.
2. O pesquisador alterou a data do início do cronograma de execução do projeto conforme sugerido no Parecer Consubstanciado do CEP, para 01/10/2013.
3. O pesquisador indica, no item Metodologia Proposta, o Laboratório no qual serão realizados os ensaios de microtração: Laboratório Integrado de Pesquisa em Biocompatibilidade de Materiais (LIPEM-FORP/USP), Ribeirão Preto, SP, Brasil

Considerações sobre os Termos de apresentação obrigatória:

O pesquisador indicou dispensa do TCLE no Projeto de Pesquisa conforme sugerido no Parecer Consubstanciado do CEP

Endereço: Avenida do Café s/nº

Bairro: Monte Alegre

CEP: 14.040-904

UF: SP

Município: RIBEIRÃO PRETO

Telefone: (16)3602-0251

Fax: (16)3602-4102

E-mail: cep@forp.usp.br

FACULDADE DE
ODONTOLOGIA DE RIBEIRÃO
PRETO/ FORP/ USP

Continuação do Parecer: 446.408

Recomendações:

Não há.

Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:

Protocolo aprovado. Os relatórios (parciais/final) deverão ser encaminhados, utilizando-se da opção "Enviar Notificação" (descrita no Manual "Submeter Notificação", disponível na Central de Suporte "canto superior direito do portal www.saude.gov.br/plataformabrasil).

Situação do Parecer:

Aprovado

Necessita Apreciação da CONEP:

Não

Considerações Finais a critério do CEP:

Conforme deliberado na 154ª Reunião Extraordinária do CEP.

RIBEIRAO PRETO, 05 de Novembro de 2013

Assinador por:
Ana Maria Razaboni
(Coordenador)

Endereço: Avenida do Café s/nº

Bairro: Monte Alegre

CEP: 14.040-904

UF: SP

Município: RIBEIRAO PRETO

Telefone: (16)3602-0251

Fax: (16)3602-4102

E-mail: cep@forp.usp.br