

Análise da Resposta Tecidual Perimplantar em Regiões com Baixa Densidade Óssea

Analysis of Peri-implant Tissue Response in Areas with a Low Bone Density

Letícia Kirst Post | Doutora em Odontologia; Professora da Universidade Federal de Santa Maria (UFSM), Santa Maria, Brasil.

Luciano Mayer | Especialista em Implantodontia; Doutorando em Cirurgia e Traumatologia Bucomaxilofacial pela Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (PUCRS), Porto Alegre, Brasil.

Marília Gerhardt de Oliveira | Professora Titular; Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (PUCRS), Porto Alegre, Brasil. Pesquisadora por Produtividade CNPq/Brasil.

Cristina Braga Xavier | Doutora em Odontologia; Professora da Universidade Federal de Pelotas (UFPel), Pelotas, Brasil.

Adriana Etges | Doutora em Patologia Bucal, Professora de Patologia Geral, da Unidade de Diagnóstico Estomatológico II, Centro de Diagnóstico das Doenças da Boca, Faculdade de Odontologia, Universidade Federal de Pelotas (UFPel), Pelotas, Brasil.

Roberto Hübler | Coordenador do Laboratório de Pesquisas GEPSI-LMN do TecnoPUC - Faculdade de Física - PUCRS.

Resumo

Objetivo: avaliar comparativamente a influência de diferentes superfícies implantares sobre a resposta tecidual em regiões com baixa densidade óssea. **Material e Método:** foram utilizados 6 coelhos machos da raça Nova Zelândia. Em cada animal foram inseridos, cirurgicamente, nas tíbias direita e esquerda, 4 implantes cilíndricos, distribuídos em grupos G1 (superfície usinada), G2 (tratamento com ataque ácido de rotina) e G3 (superfície com camada porosa de titânio). Durante todo o período de observação (30 dias), os animais permaneceram saudáveis, com cicatrização normal na região operada, sem evidência de infecção ou deiscência de sutura. **Resultados:** Todos os implantes obtiveram estabilidade ao tecido perimplantar, mesmo após o processo de descalcificação óssea. Em alguns grupos da amostra a neoformação óssea cobriu a porção coronal não submersa dos implantes. Os resultados da análise histológica evidenciaram que a interface óssea com os implantes dos grupos G1 e G2 foi caracteristicamente linear e regular e com os do G3, mais irregular. **Conclusão:** De modo geral, os implantes do grupo G3 melhor contribuíram para a dinâmica do reparo ósseo, com base na metodologia aplicada e nos resultados obtidos neste experimento.

Descritores: implantes dentários; osseointegração; efetividade de tratamento.

Abstract

Purpose: To comparatively assess the influence of different implant surfaces on peri-implant tissue response in areas with a low bone density. **Materials and Methods:** Four cylindrical implants were surgically inserted into the right and left tibias of six male New Zealand rabbits. Implants were distributed as follows: G1, machined surface; G2, acid-etched surface; and G3, porous titanium surface. Animals remained healthy

throughout the study period (30 days), with normal healing in the operated area and no evidence of infection or wound dehiscence.

Results: All implants showed stability of peri-implant tissues, even after bone decalcification. In some groups, the newly formed bone covered the exposed coronal portion of implants. Results of the histological analysis indicated that the implant-bone interface was typically linear and regular in groups G1 and G2, and more irregular in group G3. Conclusion: Based on the methodology employed and the results obtained in the present study, it is possible to conclude that, in general, G3 implants were the ones that mostly contributed to improve the bone repair process.

Keywords: dental implants; osseointegration; treatment effectiveness.

Introdução

O maior desafio da Implantodontia é aprimorar o processo de osseointegração, proporcionando ao implante dentário ancoragem precoce e estabilidade duradoura em função mastigatória, favorecendo, também, sua aplicação em osso regenerado ou de densidade inferior. A osseointegração caracteriza-se por uma conexão direta, estrutural e funcional entre osso ordenado e vital com a superfície do implante (em âmbito de microscopia óptica), estável e capaz de suportar as forças mastigatórias. A manifestação clínica da osseointegração dos implantes é a ausência de mobilidade. Assim, atingir e manter tal estabilidade são pré-requisitos para o sucesso a longo prazo¹.

A topografia das superfícies que estão em contato com as células varia notavelmente nos implantes dentais. Princípios de comportamento celular foram observados pela primeira vez em culturas celulares e explicam, até certo ponto, as interações das células com os implantes. São eles: guia de contato (que alinha as células e as fibras colágenas com as ranhuras ou sulcos finos, como os que são produzidos na superfície dos implantes lisos); rugofilia (que descreve a tendência dos macrófagos em preferir superfícies rugosas); efeito da teoria dos centros (que pode explicar a orientação das células do tecido conjuntivo e as fibras aderidas às superfícies porosas) e haptotáxis (fenômeno que ocorre quando se confrontam as células com materiais que diferem em suas propriedades adesivas e que

pode estar relacionado com a formação de cápsulas ao redor dos implantes)².

A rugosidade de um implante pode ser considerada em diferentes níveis: macroestrutural, microestrutural e ultraestrutural, sendo que todos eles exercem diferentes efeitos sobre os tecidos³. Uma superfície deveria sempre suscitar o controle de adsorção protéica e adesão celular, assim como propiciar as condições para crescimento, diferenciação e síntese protéica celular subsequente⁴. A superfície ideal precisa representar um balanço entre maior área superficial, pequena liberação de íons e relativa homogeneidade da estrutura da superfície⁵.

A topografia, a química e a energia de superfície desempenham um papel essencial na adesão de osteoblastos sobre o biomaterial⁶.

Sendo a adesão celular a primeira fase das interações entre célula e material, a qualidade desta primeira fase irá influenciar na capacidade das células de proliferarem e se diferenciarem em contato com o implante. Quando um material de implante é inserido no organismo, torna-se rapidamente coberto por várias camadas de proteínas. As proteínas aderem à superfície do implante e controlam, por meio de processos enzimáticos, a adesão inicial de células, determinando, portanto, o tipo de interface com o implante.

A rugosidade superficial pode aumentar o torque de instalação e, portanto, aumentar a estabilidade inicial de um implante. Entretanto, não está claramente identificado se o maior torque é

atribuível a um aumento no diâmetro do implante ou à maior resistência do osso por causa da maior rugosidade. A força de adequação surge quando um implante é colocado em uma perfuração de pequeno diâmetro dentro do osso. Pesquisando-se a interação da força de adequação e os efeitos da rugosidade superficial, objetivando desenvolver um protocolo de procedimentos clínicos baseados nessa teoria, concluiu-se que, quando uma perfuração um pouco menor que o diâmetro do implante é preparada, a força de adequação aumenta o torque de instalação. Além disso, a estabilidade pode ser induzida. Portanto, uma superfície mais rugosa do implante não deveria ser vista como um exclusivo mecanismo para fornecer um nível apreciável de estabilidade inicial. Um implante de grau de rugosidade menor, com uma mesma média de diâmetro, é igualmente eficaz⁷.

Apesar de o titânio ser extensivamente usado como biomaterial, ainda há dúvidas quanto à sua resposta biológica. Uma das propriedades analisadas, sem resposta conclusiva, tem sido a influência de qualidade, composição e espessura da camada superficial de óxido que recobre o implante. Alguns trabalhos mostraram que a cicatrização em volta dos implantes de titânio usinados ocorre mediante um processo de mineralização gradual em direção ao implante, ou seja, o mecanismo que envolve a osseointegração não inicia na superfície do implante^{8,9}.

Diferentes métodos de tratamento podem ser utilizados para modificar as propriedades topográficas de uma superfície, destacando-se recobrimento com hidroxiapatita, jateamento com diversas substâncias, tratamento com spray de plasma de titânio, ataque ácido ou, ainda, uma associação destas técnicas⁷. Tais tratamentos, por alterarem a topografia destas superfícies em escala micrométrica ou nanométrica, podem promover o aumento da área efetiva de contato do tecido com o implante, também aumentando a retenção mecânica^{10, 11, 12}.

A técnica de texturização por tratamento

ácido apresenta vantagens: controle do grau de porosidade da superfície (padronização da temperatura, concentração e tempo de aplicação dos ácidos), baixo custo e associação aos métodos de limpeza das impurezas superficiais geradas pela usinagem¹³.

Não obstante, há possibilidade de os tratamentos químicos reduzirem as propriedades mecânicas do titânio. O ataque ácido pode acarretar uma fragilização do titânio, causado pela incorporação de hidrogênio ao material, proveniente das reações do ácido fluorídrico com o óxido de titânio, resultando em microtrincas na sua superfície, as quais podem reduzir a resistência à fadiga do implante^{14,15}.

Assim, muitos fabricantes têm utilizado o ataque ácido em combinação com outras técnicas de tratamento superficial, para obtenção de implantes com superfícies híbridas, objetivando obter características simultâneas de macro e microrretenção^{4,13,14,15}.

Do ponto de vista mecânico, a técnica com spray de plasma de titânio confere melhor acabamento superficial do implante pela eliminação de pequenos defeitos gerados na usinagem, como trincas e saliências¹⁶. A ausência de flancos pontiagudos as distingue das superfícies texturizadas por subtração¹⁷. Com base nestes conceitos, esta pesquisa, em modelo experimental (não humano) coelho, foi desenvolvida com o objetivo de avaliar comparativamente a influência de diferentes superfícies implantares sobre a resposta tecidual em regiões com baixa densidade óssea.

Metodologia

O projeto desta pesquisa foi avaliado e aprovado pelo Comitê de Ética para Uso de Animais (CEUA) da Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul (PUCRS), sob protocolo de nº. 08/00020, tendo sido observadas as Normas para a prática didático-científica da vivisseção em animais, que consta na Lei 6.638 de março de 1979,

respeitando-se também os Princípios Éticos na Pesquisa Experimental, determinados pelo Colégio Brasileiro de Experimentação Animal (COBEA).

A confecção e a caracterização dos implantes, como também, os ensaios para adequação às normas técnicas foram realizados e são de responsabilidade do Laboratório de Materiais e Nanociências – Grupo de Estudos de Propriedades de Superfícies e Interfaces (GEPSI-LMN) do Centro de P&D em Física da Faculdade de Física da PUCRS.

Para o estudo foram produzidos 24 implantes cilíndricos (6,0mm de comprimento e 2,0mm de diâmetro), feitos de titânio comercialmente puro (Baumer S. A, de São Paulo, Brasil), conforme descrito pela norma NBR-ISO 5832-218, que foram divididos aleatoriamente em quatro grupos:

G1 - usinados;

G2 - tratados com ataque ácido de rotina na indústria de implantes;

G3 - revestidos com camada porosa de titânio.

Para garantir a validade desta pesquisa, os implantes empregados foram avaliados previamente de acordo com normas técnicas exigidas pela Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) e pelo Food and Drug Administration (FDA) para implantes comerciais utilizados em seres humanos.

O modelo animal escolhido para este estudo foi o coelho da raça Nova Zelândia, espécie *Oryctolagus cuniculus*, da ordem Lagomorpha, gênero *Oryctolagus*. Foram utilizados 6 coelhos, machos, adultos (idade entre 8 e 10 meses), pesando entre 4,5 e 5,5 Kg, obtidos e mantidos, até o final do experimento, junto ao Biotério Central da Universidade Federal de Pelotas (UFPeL). Todos os procedimentos foram realizados, seguindo as rotinas técnicas e de biossegurança deste Biotério.

Utilizando-se uma lâmina de silicone, com 2mm de espessura, foram confeccionados guias cirúrgicos idênticos, um para cada pata do animal. Dessa forma, a distância entre os dois implantes como também a sua localização no leito ósseo foram padronizadas (Figura 1).

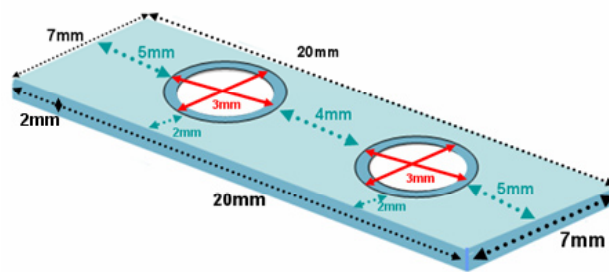


FIGURA 1 – Desenho esquemático do guia cirúrgico utilizado.

Na sala de pré-anestesia, após a aferição do peso, os animais foram anestesiados com Zoletil® 50mg de peso, na dose de 5mg/kg e de Xilazina®, 3mg/kg ministradas, nesta sequência, por via intraperitoneal. Eventualmente, doses complementares de manutenção, correspondendo a um terço da dose inicial, foram administradas.

Após um tempo médio de indução anestésica de 4 minutos procedeu-se a tricotomia, na parte interna das patas posteriores do animal, com a utilização de uma tosquiadeira recarregável (Oster®). O animal era então transferido para a sala cirúrgica.

Após anti-sepsia da pele com digluconato de clorexidina a 2% (Periogard®), foi realizada a incisão da pele, com lâmina de bisturi n° 15, seguida do perióstio. A exposição do tecido ósseo subjacente (face medial da tíbia) foi realizada com descolamento do perióstio através de descolador de Molt.

Com a região óssea exposta e o guia cirúrgico em posição, iniciou-se a preparação da loja óssea, com o escalonamento gradual das brocas, numa sequência pré-estabelecida, na velocidade de 800 rotações por minuto e torque de 30 newtons. Utilizou-se um motor para implantes (Driller BLM 600 PLUS®) e um contra-ângulo (Anthogyr®) o qual tinha redução de 16 para 1 rpm. Todas as perfurações foram realizadas com abundante irrigação externa com soro fisiológico.

Ao final da sequência de brocas, os implantes foram, então, inseridos por intermédio de uma chave manual, específica para tal, que foi utilizada também para verificar possível capacidade de um implante girar livremente ou até mesmo se deslocar da loja óssea após sua implantação.

Dessa forma, uma vez instalados, os implantes apresentavam uma ancoragem monocortical estável.

A ferida cirúrgica foi fechada em um plano tecidual, com sutura no local com fio de nylon 4-0, de modo contínuo.

No período pós-operatório, os espécimes permaneceram no Biotério da UFPel, sob cuidados dos pesquisadores e orientação de Médicos veterinários.

A morte dos animais ocorreu após um período de 30 dias da colocação dos implantes. O procedimento foi realizado nas instalações do Biotério da UFPel, por meio da técnica de overdose anestésica, correspondendo a 5 vezes a dose terapêutica, ocasionando o óbito por parada cardiorrespiratória.

Imediatamente após dissecação e obtenção das peças anatômicas em estudo, realizou-se a primeira avaliação visual como também o primeiro teste clínico de estabilidade dos implantes. Este teste foi padronizado da seguinte forma: uma chave manual, desenvolvida para a inserção dos implantes, foi utilizada para realizarem movimentos de rotação sobre a porção coronal do implante, avaliando-se, dessa forma, se os implantes giravam em seu leito ósseo.

Imediatamente às avaliações iniciais, cada tíbia foi cuidadosamente osteotomizada, com margem de segurança mínima de 2mm de cada lado do implante, utilizando-se uma máquina de corte (Labcut 1010, Extec, USA) com disco de diamante de dupla face 0,16 mm (série 15 HC-Buehler, USA), sob refrigeração constante com soro fisiológico.

Após a individualização dos espécimes em estudo, realizou-se a segunda avaliação visual, como também, o segundo teste clínico de estabilidade do implante conforme a padronização do estudo.

Os espécimes em estudo foram enviados para o Laboratório do Centro de Diagnóstico de Doenças da Boca (CDDDB) da UFPel. Após o período de fixação (24 horas) em formalina tamponada a 10% (pH 7,0), foram descalcificados em solução de ácido fórmico a 20%, sob agitação e temperatura ambiente.

Na sequência, os espécimes descalcificados foram seccionados, com lâmina de bisturi número 15, no sentido longitudinal em relação aos cilindros de titânio, que, logo em seguida, foram removidos dos seus leitos.

O processamento de desidratação, diafanização e inclusão em parafina do tecido ósseo foi realizado em um processador de tecido (modelo PT Mono 2000, LUPE®). Os espécimes incluídos em parafina foram submetidos ao corte de 6 μ m em micrótomo (Micrótomo Leica RM® 2645), com cortes no sentido longitudinal para possibilitar a análise histológica de toda a região tecidual perimplantar.

Foram selecionados dois cortes referentes à porção mais central do implante. Em seguida, todas as lâminas obtidas foram submetidas à técnica histológica de coloração por hematoxilina-eosina (HE).

A análise histológica das seções das tíbias dos coelhos foi realizada utilizando-se um microscópio óptico (Olympus BX® 50 F3), em aumentos de 40, 100 e 400x, no Laboratório de Patologia do CDDDB - UFPel.

A avaliação foi realizada por meio da análise descritiva e comparativa das lâminas, coradas com a técnica HE, realizada por dois examinadores calibrados; os resultados obtidos foram consensuais, atingindo um grau de concordância de 90%.

Resultados

As amostras foram fracionadas em: cervical, medial e apical, correspondendo, respectivamente, à porção externa e superior do implante; à lateral

(mais extensa); ao contato com a estrutura medular do osso ou inferior do implante.

Na região cervical dos espécimes do grupo G1, a interface óssea com implante apresenta-se de forma regular e linear. É possível, também, observar formação de osso trabecular, apresentando osteoblastos ativos na periferia das trabéculas, entremeadas por tecido conjuntivo ora denso ora reticular, o qual se encontra ricamente vascularizado e celularizado (Figura 2-A). Na região cervical do grupo G2, os espécimes apresentam uma maior formação de tecido ósseo trabecular rico em osteoblastos ativos, com também fibroblastos sustentados por tecido conjuntivo denso associado à intensa vascularização (Figura 2-D). Nos espécimes do grupo G3, na região cervical, verifica-se a formação de osso trabecular, o qual mostra osteoblastos ativos na periferia da trabécula, como visto nos espécimes do grupo G2, porém, evidencia-se uma vantagem deste grupo em relação à amostra dos grupos G1 e G2, à presença mais sutil de tecido conjuntivo denso celularizado (Figura 2-G).

Na região medial dos espécimes do grupo G1, a formação óssea é intercalada por áreas de compactação do osso e por áreas trabeculares, ambas com alto grau de maturação. Nas duas formas de ossificação, observa-se a presença de osteócitos enclausurados na matriz. O osso compacto apresenta vascularização correspondente aos canais de Havers. O osso trabecular apresenta osteoblastos ativos na periferia das trabéculas e tecido conjuntivo denso de permeio, moderadamente vascularizado (Figura 2-B). Também na Figura 2-B pode ser observado um filete de tecido conjuntivo denso, no limite osso/implante que foi uma característica observada em 2 unidades amostrais. Na região medial dos espécimes do grupo G2, há o predomínio de osso compacto, ricamente vascularizado (canais de Havers) e, a presença de inúmeros osteoplastos contendo osteócitos no interior (Figura 2-E). Na região medial

das amostras do grupo G3, observa-se que em todos os espécimes a formação óssea apresenta-se, ora compacta ora trabecular. Na região em que o tecido ósseo é mais compacto pode ser observada a vascularização correspondente aos canais de Havers. Na Figura 2-H evidencia-se a interface óssea irregular observada em todos os espécimes do grupo G3.

Na região apical dos espécimes do grupo G1, porção correspondente à inserção na medula óssea hematopoiética, verifica-se formação de osso trabecular, ricamente celularizado (osteoblastos ativos e fibroblastos) e vascularizado, na proximidade do tecido ósseo preexistente, alcançando na maior parte das amostras o implante. Na Figura 2-C pode ser observado leve infiltrado inflamatório mononuclear que está presente, além de tecido adiposo e medular, próprios da área, em 10 unidades amostrais. Na região apical dos espécimes dos grupos G2 e G3, observa-se também a formação de osso trabecular com osteoblastos ativos na periferia da matriz, entremeadada por tecido conjuntivo denso, ricamente vascularizado e com inúmeros fibroblastos, como também, leve infiltrado inflamatório mononuclear e tecido hematopoiético, próprios da área (Figuras 2-F e 2-I). Em 2 espécimes deste grupo, observou-se a presença mais significativa de fibroblastos na proximidade do osso preexistente, no limite da interfase osso/implante (Figura 2-F). Na região apical dos espécimes do grupo G3, a interface osso/implante é irregular e apresenta em sua extensão a presença de material exógeno enegrecido, compatível com partículas provenientes da superfície rugosa do implante.

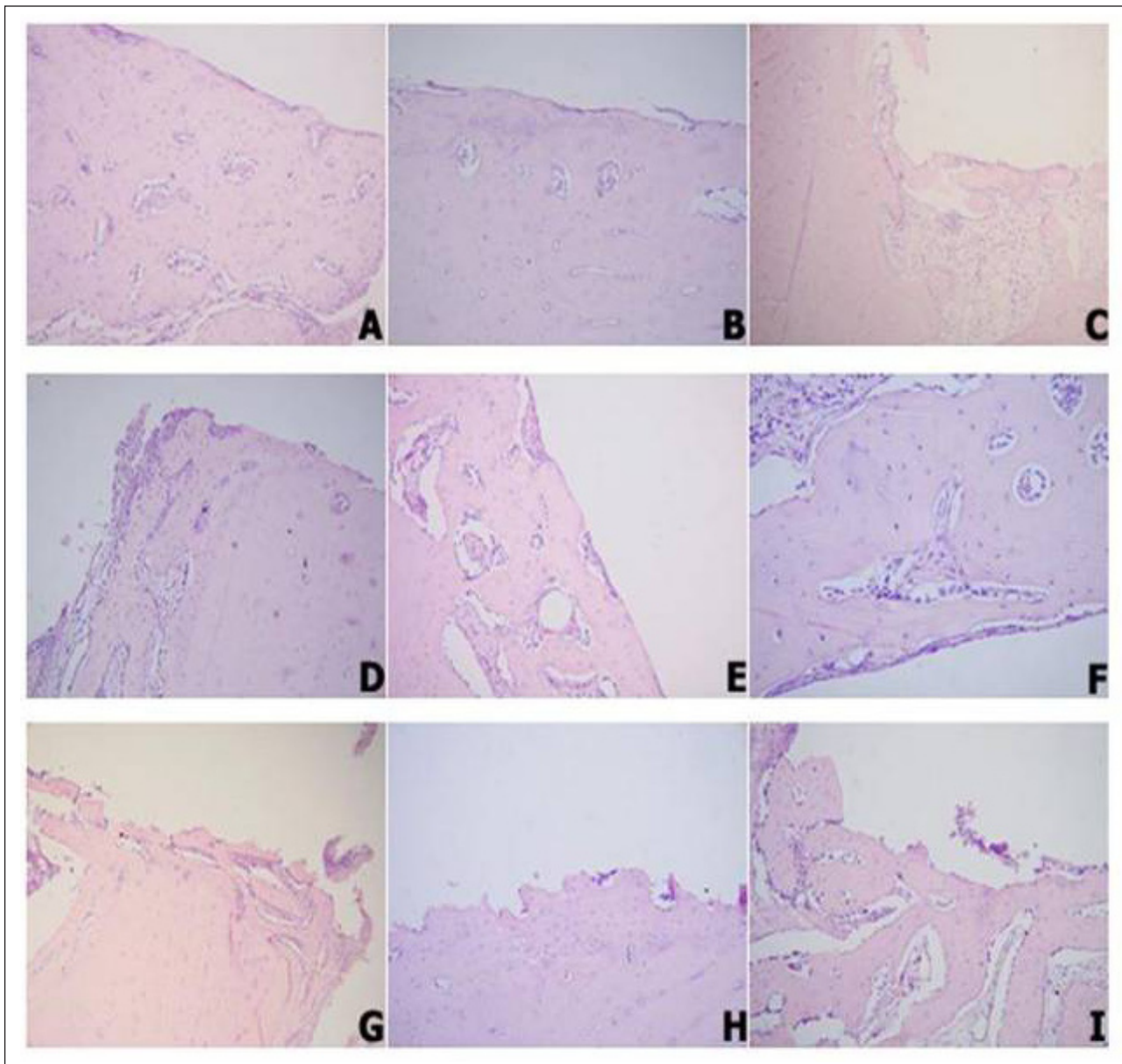


FIGURA 2 – (A) grupo G1, região cervical, osso trabecular neoformado; (B) grupo G1, região medial, presença de tecido conjuntivo denso; (C) grupo G1, região apical, presença de barreira óssea; (D) grupo G2, região cervical; (E) grupo G2, região medial; (F) grupo G2, região apical; (G) grupo G3, região cervical; (H) grupo G3, região medial, interface óssea Irregular; (I) grupo G3, região apical, osso trabecular neoformado.

Discussão

Estudos em humanos estão geralmente limitados ao controle de parâmetros clínicos e radiográficos, assim como exames histológicos de eventuais implantes, extraídos em razão de fracassos¹⁹. Já os resultados de estudos in vitro, são de difícil extrapolação para as situações clínicas⁴. Assim, as me-

todologias aplicadas aos estudos in vivo, quando em animais, desempenham um papel fundamental para elucidar e aprimorar fenômenos que ocorrem no organismo humano²⁰.

Sabe-se que, a comparação entre o osso da tíbia de um coelho e o osso alveolar humano não pode ser interpretada como um modelo de estudo

perfeito, mas, por outro lado, quando sistemas de implantes semelhantes produzem resultados parecidos, pode-se extrapolar a interpretação para um resultado positivo²¹.

É primordial considerar que, para se obter uma osseointegração segura, é importante respeitar alguns fatores: a biocompatibilidade do material; o desenho do implante; a superfície do implante; o acesso cirúrgico; as condições físicas e emocionais do paciente; o status biomecânico e o tempo^{21,22}.

O tecido ósseo de baixa qualidade e/ou em quantidade insuficiente são os maiores desafios no tratamento com implantes osseointegrados, pois o embricamento mecânico osso-implante é consideravelmente comprometido e pode ocasionar uma interação fibro-óssea. Esta condição instalada condensa o processo de osseointegração¹. Dessa forma, características como superfície química, carga, textura e porosidade são estudadas para avaliar as opções que influenciam positivamente na resposta óssea *in vivo*^{21,23,24}.

Atualmente, na prática odontológica utilizam-se implantes cilíndricos ou cônicos que apresentam roscas. Todavia, tem sido demonstrado que implantes cilíndricos, sem roscas, inseridos sob pressão, também alcançam a osseointegração^{24,25}.

Na presente pesquisa, a escolha por implantes cilíndricos sem rosca foi para evitar interferência nos resultados do estudo, em relação à adesão e/ou à estabilidade dos implantes²⁴. A estabilidade do cilindro foi conseguida na interface entre o colo do implante e a cortical óssea externa, sendo que, no caso do grupo G3, os implantes apresentavam superfície rugosa que lhes proporcionou aumentar o contato com o osso do alvéolo cirúrgico de forma semelhante aos implantes em forma de rosca. Portanto, independente do desenho, a microtextura da superfície desempenha um papel de destaque na formação e na remodelação óssea, na interface osso-implante^{7,8}. Fatores como dimensão das ru-

gosidades, presença de contaminantes e limpeza da superfície²⁶ são também considerados importantes para a resposta biológica de curto e longo prazo. Porém, há autores que recomendam proporcionar um máximo de contato do implante com o osso, durante a sua colocação, reduzindo o risco de tecido fibroso na interface¹.

No presente estudo, foi escolhido o período de 30 dias para avaliação do reparo tecidual e da biocompatibilidade, pois, inúmeros artigos evidenciam que os eventos iniciais que ocorrem na interface osso-implante são determinantes para o sucesso ou o fracasso dos implantes dentários^{6,22,27,28,29,30}.

Entre as opções para aumentar a superfície de contato osso-implante está a confecção de rugosidades por jateamento e/ou ataque ácido. Estas formas de texturização de superfícies objetivam otimizar a fixação do implante, com máxima intimidade ao osso e também sua estabilidade imediata.

Conforme estudos que descrevem o processo de regeneração óssea, pode-se observar que, dependendo da anatomia da superfície implantar ser lisa ou rugosa, provoca diferentes áreas de contato com biomoléculas, células, o que produz diferentes perturbações e tipos de uniões das unidades biológicas que podem influenciar tanto sua conformação quanto função.

No grupo G3, pode-se observar a presença de partículas de titânio. Pesquisadores propõem, para evitar o deslocamento de partículas ou fragmentos de metal, agregadas pelo processo de usinagem, durante o atrito da colocação intraóssea, um tratamento mecânico e/ou químico, para, com isto, evitar ou minimizar esta intercorrência¹¹.

Durante a avaliação histológica da região apical, que corresponde à porção do implante em contato com a estrutura medular do osso, foi possível observar que, dependendo da superfície implantar em contato com este tecido, verificou-se predomínio de determinadas populações celulares em detrimento de outras.

Conclusão

A superfície implantar do grupo G3 (implantes usinados e revestidos com camada porosa de titânio) melhor contribuiu para a dinâmica do reparo ósseo, com mínima reação de corpo estranho aos tecidos perimplantares. No mais das vezes, a interface óssea com o implante do grupo G1 apresentou-se de forma linear e regular. Já no grupo experimental G3, esta interface foi caracteristicamente irregular, própria de implantes com superfície porosa e, se apresentou com camada de neoformação óssea mais espessa, na relação com o grupo experimental G2, considerando-se a metodologia empregada nesta pesquisa.

Referências

1. Branemark PI, Hansson BO, Adell R, Breine U, Lindström J, Hallén O, Ohman A. Osseointegrated implants in the treatment of edentulous jaw: experience from a 10-year period. *Scan J Plast Reconstr Surg, Supl.* 16, 1977.
2. Davies JE. Understanding peri-implant endosseous healing. *J Dent Educ.* 2003; 67 (8); 932-949.
3. Ellingsen JE, Surface configurations of dental implants. *Periodontology* 2000. 1998; 17: 36-46.
4. Silva TSN, Machado DC, Viezzer C, Silva Júnior NA, Oliveira MG de. Effect of titanium surface roughness on human bone marrow cell proliferation and differentiation. An experimental study. *Acta Cir Bras.* 2009; 24 (3): 201-205.
5. Masuda T, Yliheikkilä PK, Felton DA, Cooper LF. Generalizations regarding the process and phenomenon of osseointegration. Part I. In vivo studies. *Int J Oral and Maxillofac Implants.* 1998; 13: 17-29.
6. Anselme K. Osteoblast adhesion on biomaterials. *Biomaterials.* 2000; 21: 667-681.
7. Ronold HJ, Lyngstadaas SP, Ellingsen JE. Analysing the optimal value for titanium implant roughness in bone attachment using a tensile test. *Biomaterials.* 2003; 24: 4559-4564.
8. Sennerby L, Ericson LE. Early tissue response to titanium implants inserted in rabbit cortical bone. *J Mater Sci Mater Med.* 1993; 4: 494-502.
9. Deligianni DD, Katsala ND, Koutsoukos PG, Missirlis YF. Effect of surface roughness of hydroxyapatite on human bone marrow cell adhesion, proliferation, differentiation and detachment strength. *Biomaterials.* 2001; 22: 87-96.
10. Bastos I, Vanzillotta P, Soares G. Caracterização morfológica e topográfica da superfície de implantes dentários. *Rev. Br. Odont.* 2003; 60: 47-50.
11. Buser D, Nydegger T, Hirt H, Cochran DL, Nolte LP. Removal torque values of titanium implants in the maxilla of miniature pigs. *Int J of Oral and Maxillofac Implants.* 1998; 13: 611-19.
12. Giavaresi G, Fini M, Cigada A, Chiesa R, Rondelli G, Rimondini L, Torricelli P, Aldini NN, Giardino R. Mechanical and histomorphometric evaluations of titanium implants with different surface treatments inserted in sheep cortical bone. *Biomaterials.* 2003; 24: 1583-1594.
13. Liu X, Chu PK, Ding C. Surface modification of titanium, titanium alloys, and related materials for biomedical applications. *Materials Science and Engineering: Reports.* 2004; 27 (3-4): 49-121.
14. Guéhennec LL, Soueidan A, Layrolle P, Amouriq Y. Surface treatments of titanium dental im-

- plants for rapid osseointegration. *Dental Materials*. 2006; 23 (7): 844-854.
15. Cho SA, Jung SK. A removal torque of the laser-treated titanium implants in rabbit tibia. *Biomaterials*. 2003; 24 (26): 4859-4863.
 16. Fernández E. Materials in dental implantology. In: Natali AN. *Dental Biomechanics*. Londres: Taylor & Francis, 2003: 69-87.
 17. Piatelli A, Trisi P, Emanuelli M. Bone reactions to hydroxylapatite-coated dental implants in humans: Histologic study using SEM, light microscopy and laser scanning microscopy. *Int. J. Oral and Maxillofac. Implants*. 1993; 8: 69-74.
 18. Associação Brasileira de Normas Técnicas. NBR ISO 5832-2: implantes para cirurgia – materiais metálicos parte 2: titânio puro. Rio de Janeiro, 2001.
 19. Amarante ES, de Lima LA. Optimization of implant surfaces: titanium plasma spray and acid-etched sandblasting. *Current state. Pesqui Odontol Bras*. 2000; 15: 166-173.
 20. Schenk R, Buser D. Osseointegration: a reality. *Periodontology 2000*. 2000; 17: 22-35.
 21. Joos U, Wiesmann HP, Szuwart T, Meyer U. Mineralization at the interface of implants. *Int. J. Oral Maxillofac. Surg*. 2006; 35: 783–790.
 22. Story JB, Wagner WR, Gaisser DM, Cook SD, Rust-Dawicki AM. In vivo performance of a modified CSTi dental implant coating. *J Oral Maxillofac Implants*. 1998; 13: 749-57.
 23. Roberts WE, Turley PK, Brezniak N, Fielder PJ. Implants: Bone physiology and metabolism. *CDA J*. 1987; 15 (10): 54-61.
 24. Brentel AS, Vasconcellos LMR de, Oliveira MV, Graça ML de A. Histomorphometric analysis of pure titanium Implants with porous surface versus rough Surface. *J Appl Oral Sci*. 2006; 14: 213-218.
 25. Campanha BP, Gallina C, Geremia T, Valiati R, Oliveira MG de. LLLT como alternativa para implantes sem estabilidade inicial. *Clin Oral Implants Res*. 2007; 6: 128-132.
 26. Larson C, Thomsen B, Aronsson BO. Bone response to surface-modified titanium implants: studies on the early tissue response to machined and eletropolished implants with different oxide thicknesses. *Biomaterials*. 1996; 17: 605-616.
 27. Deporter DA, Watson PA, Pilliar RM, Melcher AH, Winslow J, Howley TP. A histological assessment of the initial healing response adjacent to porous-surfaced, titanium alloy dental implants in dogs. *J Dent Res*. 1986; 65 (8): 1064-1070.
 28. Cook SD, Rust-Dawicki AM. In vivo evaluation of a CSTi dental implant: a healing time course study. *J Oral Implantology*. 1995; 2 (3): 182-190.
 29. Frosch KH, Barvencik F, Lohmann CH, Viereck V, Siggelkow H, Breme J, Dresing K, Stürmer KM. Migration, matrix production and lamellar bone formation of human osteoblast-like cells in porous titanium implants. *Cells Tissues Organs*. 2002; 170: 214-227.
 30. Nguyen HQ, Deporter DA, Pilliar RM, Valiquette N, Yakubovich R. The effect of sol-gel formed calcium phosphate coatings on bone ingrowth and osteoconductivity of porous-surfaced Ti alloy implants. *Biomaterials*. 2004; 25 (5): 865-876.

Endereço para correspondência

Marília Gerhardt de Oliveira, PhD

Av. Cel. Lucas de Oliveira, 1841 (203)

Petrópolis - Porto Alegre/RS - Brasil

CEP 90460-001

E-mail: mogerhardt@yahoo.com.br

