

PONTIFÍCIA UNIVERSIDADE CATÓLICA DO RIO GRANDE DO SUL  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
FACULDADE DE ODONTOLOGIA

LETICIA KIRST POST

Análise histológica da influência de diferentes superfícies implantares sobre a resposta tecidual em regiões com baixa densidade óssea: modelo animal coelho

Porto Alegre  
2009

# **Livros Grátis**

<http://www.livrosgratis.com.br>

Milhares de livros grátis para download.

LETICIA KIRST POST

Análise histológica da influência de diferentes superfícies implantares sobre a resposta tecidual em regiões com baixa densidade óssea: modelo animal coelho

Tese apresentada como parte dos requisitos exigidos para obtenção do título de Doutor em Odontologia, pela Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, na área de concentração em Cirurgia e Traumatologia Bucomaxilofacial

Orientadora: Profa. Dra. Marília Gehardt de Oliveira

Co-orientadores: Prof. Dr. Roberto Hübler

Profa. Dra. Cristina Braga Xavier

Porto Alegre  
2009

## **Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)**

P857a Post, Leticia Kirst

Análise histológica da influência de diferentes superfícies implantares sobre a resposta tecidual em regiões com baixa densidade óssea: modelo animal coelho / Leticia Kirst Post. – Porto Alegre, 2009.  
68 f.

Tese (Doutorado) – Faculdade de Odontologia, Pós-Graduação em Odontologia, Área de concentração em Cirurgia e Traumatologia Bucomaxilofacial, PUCRS.

Orientador: Profa. Dra. Marília Gehardt de Oliveira.

1. Implantodontia. 2. Osseointegração (Odontologia). 3. Tíbias de Coelhos. 4. Coelhos - Experiências. 5. Animais – Experiências. 6. Implantes Dentários Osseointegrados. I. Oliveira, Marília Gehardt de. II. Título.  
CDD 617.69

### **Bibliotecário Responsável**

Ginamara Lima Jacques Pinto  
CRB 10/1204

LETÍCIA KIRST POST

Análise histológica da influência de diferentes superfícies implantares sobre a resposta tecidual em regiões com baixa densidade óssea: modelo animal coelho

Tese apresentada como parte dos requisitos exigidos para obtenção do título de Doutor em Odontologia, pela Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, na área de concentração em Cirurgia e Traumatologia Bucomaxilofacial

Aprovada em \_\_\_\_\_ de \_\_\_\_\_ de 2009.

**BANCA EXAMINADORA:**

---

Profa. Dra. Marília Gehardt de Oliveira - PUCRS  
Orientadora

---

Prof. Dr. Clóvis Marzola

---

Prof. Dr. João Batista Blessmann Weber - PUCRS

---

Profa. Dra. Adriana Etges – UFPel

---

Profa. Dra. Ingeburg - PUCRS

***DEDICATÓRIA***

*Aos meus pais, Darci e Marisa, pelos ensinamentos de vida, pelo exemplo e pela dedicação irrestrita e ao meu irmão Alex pela amizade e companheirismo. As mais bonitas palavras não conseguiriam expressar todo amor e gratidão que sinto por vocês.*

***AGRADECIMENTOS***



## AGRADECIMENTOS ESPECIAIS

---

*À Deus, que concedeu-me uma maravilhosa família e permitiu-me viver, experimentar, crescer, enfim chegar até aqui.*

*À Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Marília Gerhardt de Oliveira, orientadora desta pesquisa, um agradecimento muito especial por sua dedicação e envolvimento em todas as etapas deste trabalho. Seu dinamismo científico é um exemplo e um incentivo para os que têm o privilégio de contigo trabalhar.*

*À Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Cristina Braga Xavier, co-orientadora desta pesquisa, minha gradidão, pelo carinho, incentivo e paciência me ajudando incondicional mente.*

*Ao Prof. Dr Roberto Hubler, co-orientador e idealizador desta pesquisa, pelo incentivo e, sobretudo, pela confiança depositada em mim.*

*A Prof. Dr<sup>a</sup>.Adriana Ethges pelo carinho, e empenho em todos os momentos em que busquei sua ajuda.*

*Ao Fábio uma pessoa especial, que me fez acreditar que sonhos podem se tornar realidades.*

*Aos colegas Carla, Danilo, Renato e Grazieli pela amizade e convívio, momentos que deixam saudades.*

*À minha amiga que se encontra distante, Cristina e que sempre me ajuda a superar os momentos difíceis e que, assim como eu, acredita que a distância não separa amizades especiais.*

## AGRADECIMENTOS

---

*Ao CNPQ, pelos recursos financeiros.*

*À Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul e ao Ministério da Educação, pela oportunidade de crescimento profissional, através dos cursos de Mestrado e Doutorado.*

*Aos professores do mestrado e do doutorado pelo conhecimento transmitido e amizade.*

*Aos funcionários da Secretaria de Pós-Graduação da FO/PUCRS Ana, Marcos e Davenir: sempre prestativos, eficientes e carinhosos.*

*À Universidade Federal de Pelotas, pela oportunidade da docência e por permitir realizar grande parte do experimento em seus departamentos.*

*Aos médicos veterinários, Isabel Cristina Pereira e Milton Oliveira Amado, e aos funcionários do Biotério da UFPel pela amizade, atenção e apoio oferecidos.*

*Aos alunos da FO/UFPel e amigos: Ana, Caco e Rafael.pela solicitude, simpatia e companheirismo.*

*E a todos aqueles que direta, ou indiretamente, contribuíram para a realização desse trabalho, meus sinceros agradecimentos.*

***ΕΠΙΓΡΑΦΕ***

*Feliz daquele que consegue aprender a causa das coisas.  
(Virgílio)*

***RESUMO***

## RESUMO

---

As possibilidades de modificação das propriedades de superfície dos implantes são muito grandes, tanto com relação aos aspectos químico e biológico quanto aos morfológico e topográfico. Pesquisas recentes têm-se dedicado a buscar uma superfície que otimize o processo de osseointegração em regiões com baixa densidade óssea. Assim, o propósito deste estudo é avaliar clinicamente e histologicamente a influência de diferentes superfícies implantares sobre a resposta de tecidos periimplantares com baixa densidade óssea. Foram utilizados, para este estudo, oito (8) coelhos machos da raça Nova Zelândia os quais tiveram as seguintes superfícies avaliadas: titânio usinado (Ti); titânio com ataque ácido (SLA), titânio revestida com camada porosa de titânio (TPS) e titânio revestida com camada porosa de titânio associada com ataque ácido (inovação). Os animais foram mortos quatro semanas após a cirurgia. Após avaliação clínica da estabilidade dos implantes aos seus respectivos alvéolos ósseos, os fragmentos de tíbias contendo os implantes foram preparados e submetidos à análise histológica. Os resultados da análise clínica evidenciaram que todos os implantes obtiveram estabilidade ao tecido periimplantar e, em alguns espécimes, foi verificada neoformação óssea e migração deste tecido para a região coronal não submersa do implante. Concluiu-se que a superfície implantar titânio revestida com camada porosa de titânio (TPS) melhor contribuiu para a dinâmica do reparo ósseo com mínima reação de corpo estranho aos tecidos periimplantares, a partir dos resultados do presente experimento.

**Descritores**<sup>1</sup>: Implantes, Superfície de Implantes, Osseointegração, Experimento Animal, Pesquisa em Coelhos, Tíbias de Coelhos.

---

<sup>1</sup> Descritores Fonte: Descritores em Ciências da Saúde. Disponível em: <<http://decs.bvs.br>> Acesso em: 15 julho 2009.

***ABSTRACT***

## ABSTRACT

---

The possibilities of changing implant surface properties are numerous, both in terms of chemical and biological aspects and also of surface morphology and topography. Recent studies have focused on establishing an implant surface with characteristics that optimize osseointegration in sites with low bone density. The aim of the present study was to carry out clinical and histological assessments of the influence of different implant surfaces on the response of peri-implant tissues with low bone density. Eight male New Zealand rabbits were used in the study. The following implant surfaces were assessed: cast titanium (Ti), acid-etched titanium (SLA), titanium coated with titanium plasma spray (TPS), and titanium coated with acid-etched porous titanium coating (new). Animals were sacrificed four weeks after surgery. Following clinical assessment of implant stability in the alveolar bone, tibia bone fragments containing the implants were prepared and submitted to histological analysis. Clinical assessment results showed that all implants achieved stability in peri-implant tissues. In some specimens, new bone formation was observed, as well as tissue migration to the coronal, non-submerged area of the implant. Our findings suggest that the titanium coated with titanium plasma spray (TPS) implant surface was the one that most contributed to bone regeneration, with minimum foreign body reaction observed in peri-implant tissues.

**Key words<sup>2</sup>:** Implants, implant surfaces, osseointegration, animal experiment, rabbits, rabbit tibia.

---

<sup>2</sup> DeCS/MeSH – Descritores em Ciências da Saúde/ Medical Subject Headings, disponível em <http://decs.bvs.br> > Acesso em: 15 julho 2009.



## ***LISTAS DE FIGURAS***

## LISTA DE FIGURAS

---

Figura 1 – Superfície Ti.....	36
Figura 2 - G2 – superfície de Ti com ataque ácido.....	36
Figura 3 – Comparação entre superfícies dos grupos G3 e G4.....	36
Figura 4 – Alojamento dos coelhos.....	37
Figura 5 – Instrumental cirúrgico.....	39
Figura 6 – Infiltração local.....	39
Figura 7 – Incisão em pele.....	39
Figura 8 – Incisão no periósteo.....	39
Figura 9 – Guabarito em posição.....	40
Figura 10 – Perfuração óssea.....	40
Figura 11 – Sutura contínua.....	40
Figura 12 - Espécime individualizado (grupo G3).....	41
Figura 13 - Espécime seccionado e removido o implante (grupo G3).....	42
Figura 14 - Grupo G1 - Porção média perimplantar - Filete de tecido conjuntivo denso no limite osso/implante. H.E., original 40x.....	46
Figura 15 – Grupo G1 – Porção cervical - Observar formação de osso trabecular H.E., original 40x.....	46
Figura 16 – Grupo G1 – Porção inferior – Barreira óssea pela formação de osso trabecular região perimplante. H.E., original 20x.....	47
Figura 17 – Grupo G2 – Interface osso/implante - Ausência de interposição de tecido conjuntivo. H.E. original 40x.....	47
Figura18 – Grupo G2 – Porção cervical – H.E., Original 100x.....	47
Figura 19 – Grupo G2 – Porção medial - H.E., original 100x.....	48
Figura 20 – Grupo G2 – Porção apica l- H.E., original 400x.....	48
Figura 21 – Grupo 3 - Interface osso/implante. Observa-se a irregularidade e presença de material enegrecido – H.E.; original 400x.....	49
Figura 22 – Grupo 3 – Região cervical – Região de Interface osso/implante. H.E original 40x.....	49
Figura 23 – Grupo 4 – Porção média- Interface osso/implante. H.E original 100x.....	49
Figura 24 – Grupo 3 – Região apical – Observa-se a irregularidade, presença de material enegrecido. H.E original 100x.....	49
Figura 25 – Grupo 4 – Porção média- Interface osso/implante irregular e presença material enegrecido . H.E original 400x.....	50

Figura 26 – Grupo 4 - Porção cervical.- H.E original 100x.....	50
Figura 27 – Grupo 4 – Porção média- Interface osso trabecular/ e osso compacto . H.E original 100x.....	51
Figura 28 – Grupo 4 - Porção cervical - Porção apical. Observa-se material transparente H.E original 200x.....	51

## ***SUMÁRIO***

## SUMÁRIO

---

---

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO</b> .....	22
<b>2</b>	<b>REVISTA DE LITERATURA</b>	23
2.1	REPARO ÓSSEO.....	23
2.2	OSSEOINTEGRAÇÃO.....	25
2.3	SUPERFÍCIE IMPLANTAR.....	27
<b>2.3.1</b>	<b>Texturização por Jateamento de Partículas</b> .....	30
<b>2.3.2</b>	<b>Técnica de Spray de Plasma de Titânio</b> .....	30
<b>2.3.3</b>	<b>Texturização por Tratamento Ácido (SLA)</b> .....	31
<b>4</b>	<b>METODOLOGIA</b> .....	34
4.1	CONSIDERAÇÕES ÉTICAS.....	34
4.2	PARADIGMA E MODELO DE PESQUISA .....	34
4.3	PROBLEMA.....	34
4.4	HIPÓTESES.....	35
4.5	CONFECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DOS IMPLANTES SEGUNDO AS NORMAS TÉCNICAS .....	35
4.6	MODELO ANIMAL .....	37
4.7	PROTOCOLO DE ANESTESIA E MEDICAÇÃO .....	37
4.8	TÉCNICAS CIRÚRGICAS .....	38
4.9	OBTENÇÃO DOS ESPÉCIMES PARA MICROSCÓPICA.....	41
4.10	ANÁLISE MACROSCÓPICA.....	43
4.11	ANÁLISE HISTOLÓGICA SOB MICROSCOPIA DE LUZ.....	43
<b>5</b>	<b>RESULTADOS</b> .....	45
5.1	ANÁLISE MACROSCÓPICA.....	45
<b>5.1.1</b>	<b>Análise Macroscópica da Ferida Cirúrgica</b> .....	45

<b>5.1.2</b>	<b>Análise Macroscópica do Espécime.....</b>	<b>45</b>
<b>5.2</b>	<b>ANÁLISE HISTOLÓGICA.....</b>	<b>45</b>
<b>5.2.1</b>	<b>Grupo Controle – G1.....</b>	<b>46</b>
<b>5.2.2</b>	<b>Grupo G2.....</b>	<b>47</b>
<b>5.2.3</b>	<b>Grupo G3.....</b>	<b>48</b>
<b>5.2.4</b>	<b>Grupo G4.....</b>	<b>50</b>
<b>6</b>	<b>DISCUSSÃO.....</b>	<b>53</b>
<b>7</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>57</b>
	<b>REFERÊNCIAS</b>	<b>59</b>
	<b>ANEXO A .....</b>	<b>66</b>
	<b>ANEXO B .....</b>	<b>67</b>
	<b>ANEXO C.....</b>	<b>68</b>

## ***INTRODUÇÃO***

## 1 INTRODUÇÃO

O método de reabilitação dentária com implantes osseointegrados tornou-se consagrado, previsível e confiável a partir de conceitos fundamentais definidos por Branemark et al. (1969) e Schroeder et al. (1976).

Atualmente, o maior desafio da implantodontia é aprimorar o processo de osseointegração, proporcionando ao implante dentário ancoragem precoce e duradoura estabilidade em função mastigatória, favorecendo, também, sua aplicação em osso regenerado ou de densidade inferior. Tarefa difícil, pois, além das condições da superfície do implante e dos tecidos hospedeiros, existem inúmeros fatores interferentes.

Levando-se em consideração a literatura científica relacionada à interface osso-implante, percebe-se que, nas últimas duas décadas, diversas técnicas de texturização foram testadas, com diferentes parâmetros e protocolos, visando desenvolver superfícies implantares capazes de biomodular os fenômenos de sinalização celular, atuando, assim, nas interações célula-matriz-substrato. Pode-se citar como exemplos de tratamento de superfície: jateamento de partículas, imersão em ácidos, tratamento eletroquímico, bem como a associação das técnicas supracitadas.

Estudos avaliando a importância da topografia da superfície implantar no comportamento celular mostraram que o osso deposita-se indistintamente em superfícies porosas ou lisas, seja em implantes de cerâmica, titânio ou em ampla variedade de outras superfícies. Dessa forma, a porosidade não é condição necessária para que ocorra aposição óssea, entretanto desempenha um papel preponderante no percentual de aposição óssea sobre a superfície do implante e na velocidade com que tal deposição ocorre (FROSCH et al., 2002).

Com base nestes conceitos, a presente pesquisa foi desenvolvida com o objetivo de avaliar, clínica e histologicamente, o reparo ósseo frente a diferentes tipos de superfícies implantares, após 30 dias de sua inserção cirúrgica em tíbias.



## 2 REVISTA DE LITERATURA

### 2.1 REPARO ÓSSEO

Segundo Schenk (1996), o tecido ósseo é um tecido de suporte e sustentação com propriedades mecânicas e biológicas singulares. Apresenta um excelente comportamento mecânico e exibe um grande potencial para regeneração, sendo capaz de reparar fraturas ou defeitos com uma organização estrutural altamente semelhante, e, muitas vezes, sem deixar cicatriz. Porém, para que este processo ocorra, é necessário manter o suprimento vascular e a estabilidade mecânica.

Roberts e Garetto (2000) descrevem microscopicamente a composição do tecido ósseo como trançado, lamelar, fibroso e composto.

O osso trançado é um tecido altamente celular formado rapidamente (entre 30 a 50  $\mu\text{m}$  por dia) em resposta ao crescimento ou a uma lesão. Comparado com o osso maduro, ele tem conteúdo mineral relativamente baixo, orientação mais aleatória das fibras e força mínima, desempenhando um papel importante de estabilização no início da cicatrização dos implantes endósseos. Já que o osso trançado é mais maleável que o lamelar maduro, tolera melhor o micromovimento relativo associado à cicatrização da interface. Apesar de ser capaz de estabilizar o implante sem carga, o osso trançado não tem força para resistir às cargas funcionais.

O osso lamelar é o principal tecido de suporte de carga do esqueleto humano adulto, pois é o componente principal do osso cortical e trabecular maduro. Nos adultos, as lamelas são formadas em um ritmo relativamente lento (1,0  $\mu\text{m}$  por dia), possuem uma matriz altamente organizada e são densamente mineralizadas.

O osso fibroso é característico das inserções de ligamentos e tendões ao longo das estruturas formadoras de osso. É composto por fibras colágenas e formado de maneira adjacente ao ligamento periodontal. O mecanismo de um pseudoperiodonto ou interação fibro-óssea foi idealizado por alguns pesquisadores, mas jamais demonstrado de maneira convincente. Branemark et al. (1977) condenaram tal condição, ressaltando que, no modelo de osseointegração proposto

por eles, não havia a participação de tecido mole interposto entre o implante e o osso.

O osso composto é um osso lamelar depositado em uma matriz trançada. Durante a cicatrização óssea o retículo trançado altamente poroso captura vasos sanguíneos ao longo da superfície endóssea ou periosteal. Em seguida, lamelas de alta qualidade preenchem o espaço paravascular do retículo trançado, o que resulta em um osso composto, com forças para suportar cargas. A compactação lamelar do osso composto é um passo importante na aquisição da estabilização de um implante, durante o processo de osseointegração.

Quando há necessidade de regeneração óssea, as células progenitoras ósseas (células osteogênicas), que se originam a partir das células mesenquimatosas indiferenciadas, diferenciam-se para osteoblastos que finalmente produzem o osso. Os osteoblastos emitem prolongamentos citoplasmáticos que entram em contato entre si, porém, entre os osteoblastos e seus prolongamentos, há amplos espaços denominados “espaço intercelular”. Os osteoblastos produzem e secretam compostos orgânicos para o espaço intercelular. As secreções orgânicas dos osteoblastos são classificadas em componente fibroso (colágeno tipo 1) e componente amorfo (constituído de proteoglicanas, proteínas não-colagênicas e glicoproteínas). Uma vez formada a matriz osteóide, inicia-se um processo de mineralização ou calcificação por intermédio de deposição, principalmente de cálcio e fósforo na forma de hidroxiapatita. Os osteoblastos que ficam aprisionados na matriz mineralizada são chamados de osteócitos, enquanto os que migram para a superfície do osso, quando formam a matriz orgânica, tornam-se componentes celulares das membranas que recobrem a superfície de todos os ossos. (PULEO, 1999).

Contudo, o processo de remodelamento ósseo é dinâmico e permanente. O osso compacto é submetido a trocas constantes, e sua perda pode se dar na superfície óssea ou na intimidade do tecido ósseo como consequência da atividade osteoclástica. Os osteoclastos são originados das células do sistema monocítico-fagocitário, que derivam dos monócitos que migram para os espaços extravasculares a partir do sangue circulante. Quando o osso entra em fadiga ou está necrótico, os osteoclastos agrupam-se em um arranjo chamado de “cunha de corte” e entram em atividade até que todo o tecido necrosado tenha sido removido ou delimitado. À medida que os osteoclastos aprofundam-se no interior do tecido

ósseo vão produzindo túneis de erosão (reabsorção), invadidos por capilares sanguíneos acompanhados por células progenitoras ósseas. As células progenitoras que se localizam ao redor da periferia de um capilar, seja no interior de um túnel de erosão seja na medula óssea ou no periósteo, denominam-se células perivasculares. Após penetrarem no túnel de erosão, as células perivasculares separam-se dos capilares e aderem às paredes do túnel, diferenciando-se em osteoblastos e iniciando, de imediato, a deposição de matriz osteóide. Por sua vez, a matriz osteóide se mineraliza, aparecendo osso novo e ordenado em uma porção do túnel. Mas, conforme o osso é depositado, alguns osteoblastos ficam presos no interior da matriz mineralizada e transformam-se em osteócitos. Nessa situação, o vaso sanguíneo que penetrou originalmente no túnel de erosão fica rodeado por tecido ósseo, formando, assim, um novo canal haversiano. Este novo canal está revestido por osteoblastos e/ou células progenitoras ósseas que continuam o revestimento endotelial do mesmo (ROBERTS, 1987; JUNQUEIRA e CARNEIRO, 1982).

## 2.2 OSSEOINTEGRAÇÃO

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 (BRANEMARK et al., 1977).

Lausmaa (1996) publicaram um artigo sobre biomateriais e superfície dos implantes, mais especificamente a respeito dos aspectos microscópicos e dos fenômenos que ocorrem na interface do tecido hospedeiro e implantes. Afirmou que as respostas biológicas que ocorrem em níveis celulares e macroscópicos são consequência das interações moleculares. Para os autores, as propriedades de superfície de interesse eram: composição química, microarquitetura e microestrutura, contaminação, limpeza e propriedades de interações com relação à água e às biomoléculas. A composição química e a microestrutura poderiam ser analisadas abaixo do nível de resolução atômico, por meio de microscopia eletrônica. Métodos de preparação poderiam, por sua vez, ser avaliados em

combinação com técnicas analíticas para mostrar em detalhes as superfícies dos implantes com diferentes aplicações. Em relação à textura de superfície, afirmaram que anatomicamente uma superfície lisa e outra rugosa provocam diferentes áreas de contato com biomoléculas, células, o que produz diferentes perturbações e tipos de uniões das unidades biológicas que podem influenciar na sua conformação e função.

Em seus estudos, Davies (1998) analisou o processo de osseointegração e o distingue em três fases: a primeira compreende a migração de células osteogênicas diferenciadas para a superfície do implante; a segunda consiste na formação de osso por meio da mineralização da matriz interfacial e a terceira é o remodelamento ósseo ao redor do implante. O autor concluiu que os resultados do tratamento na implantodontia dentária são criticamente dependentes do desenho da superfície do implante, o qual otimiza a resposta biológica durante cada um dos três mecanismos distintos de integração.

Gil et al. (2006) caracteriza bem o processo de osseointegração dos implantes, relacionando-o ao processo de reparo ósseo. Segundo o autor relata, qualquer tipo de trauma (fratura, osteotomia, inserção de implantes) inicia um processo de reparo ósseo pré-programado, fazendo com que o osso retorne à sua forma original. Os eventos de reparo assemelham-se aos de formação óssea. A inserção cirúrgica dos implantes resulta em um grau de contato osso-implante. A área de interface consiste em osso, tecido medular e hematoma junto a fragmentos ósseos do processo de fresagem. Em um processo de reparo de um defeito ou de uma fratura óssea, células inflamatórias e mesenquimais migram dos vasos adjacentes e da medula para a área de interface. O hematoma é substituído por vasos em proliferação e tecido não-mineralizado. Este clássico sinal de reação de corpo estranho poderia indicar uma encapsulação óssea do implante. Entretanto, a quantidade dessas células diminui com o tempo e passa a haver um aumento na superfície de contato osso-implante. O pesquisador acrescenta que, na fase inicial do reparo, o osso imaturo é formado por osteoblastos na junção da superfície óssea trabecular e endostal do osso cortical circundando o implante. Próximo ao implante, a reabsorção seguida de neoformação cortical resulta em um aumento do número de células ósseas secundárias e formação óssea medular, no espaço entre o implante e a superfície cortada do osso. O novo osso formado na superfície do implante leva a uma condensação óssea tanto nas espiras quanto na superfície

implantar; conseqüentemente, a quantidade de osso formado e o grau de contato osso-implante aumentam com o tempo. Em uma fase mais tardia do reparo, o osso lamelar substitui o primário.

De acordo com Vasconcelos et al. (2002), a manifestação clínica da osseointegração dos implantes é a ausência de mobilidade. Logo, atingir e manter tal estabilidade é pré-requisito para o sucesso em longo prazo. Os autores relatam, ainda, que, após a cicatrização inicial, a estabilidade secundária é determinada pela resposta biológica ao trauma cirúrgico, pelas condições de cicatrização e pelo material que constitui o implante. A formação óssea e o remodelamento na superfície perimplantar conduzem a um aumento do grau de contato osso-implante. Por outro lado, após uma cirurgia traumática ou aplicação de carga antes do tempo, após infecção ou uso de um material não-biocompatível, a resposta do tecido pode ser uma reabsorção óssea. A diminuição da estabilidade do implante, em alguns casos, pode levar ao encapsulamento fibroso e à total perda de estabilidade, com perda do implante.

### 2.3 SUPERFÍCIE IMPLANTAR

Davies (2003) estudou os efeitos da topografia da superfície dos implantes sobre o comportamento celular. Nesse trabalho especificamente, o autor procurou entender e explicar os mecanismos pelos quais a topografia das superfícies dos implantes pode influenciar as células. Afirmou que a topografia das superfícies que estão em contato com as células varia notavelmente nos implantes dentais, existindo princípios de comportamento celular. Esses princípios foram observados pela primeira vez em culturas celulares e explicaram, 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 definido pelo autor como sendo o comportamento celular 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 com baixa de superfície). Para o especialista, o comportamento das células em contato com os implantes é modificado pela superfície topográfica.

Buser et al. (1991) realizaram um estudo avaliativo da osseointegração de implantes inseridos em tíbias e fêmures de cobaias. Para tanto, utilizaram implantes cilíndricos ocos com seis diferentes tipos de superfície visando avaliar a influência de tais características na osseointegração. Os resultados alcançados demonstraram uma correlação positiva entre o percentual de contato ósseo medular ao implante e a crescente rugosidade obtida pelos diferentes tratamentos das diferentes superfícies testadas. Histologicamente, evidenciaram que as três superfícies que mais rapidamente receberam aposição de células ósseas nos períodos avaliados (três e seis semanas) foram, respectivamente, a superfície de hidroxiapatita e uma superfície alternativa jateada com areia e atacada com ácido, seguidas pela já consagrada superfície com plasma de titânio.

O crescimento ósseo ao redor da superfície do implante ocorre por meio de um processo gradual de mineralização direcionado ao implante, não tendo o início em sua superfície. Com base nisto, a superfície usinada do titânio pode ser considerada como uma superfície permissiva para a mineralização gradual do osso, mas não como uma superfície osseointegradora. Para que a osseointegração ocorra de maneira mais acelerada, os implantes devem induzir respostas positivas das células ao redor do implante e dos tecidos, assim como assegurar a adesão celular (LARSSON. et al., 1996).

Inúmeros autores têm discutido a dimensão da rugosidade ideal, a qual favoreceria tanto uma maior retenção do implante ao osso quanto uma resposta óssea de melhor qualidade. Segundo Ellingsen (1998), a rugosidade pode ser considerada em diferentes níveis: macroestrutural, microestrutural e ultraestrutural, sendo que todos eles exercem diferentes efeitos sobre os tecidos. O autor salienta que, idealmente, uma superfície deveria sempre suscitar o perfeito controle de adsorção protéica e adesão celular, assim como propiciar condições para o crescimento, diferenciação e síntese protéica celular subsequente. Masuda et al. (1998) advogam que a superfície ideal precisa representar um balanço entre maior área superficial, pequena liberação de íons e relativa homogeneidade da estrutura da superfície.

Para Anselme (2000), a topografia, a química e a energia de superfície desempenham um papel essencial na adesão de osteoblastos sobre o biomaterial. Sendo a adesão celular a primeira fase das interações entre célula-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, presumivelmente, controlam, por meio de processos enzimáticos, a adesão inicial de células, determinando, portanto, o tipo de interface com o implante.

Ronold (2003) investigaram a interação da força de adequação e a rugosidade superficial do implante. Segundo os autores, é notório que 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. Os pesquisadores discutiram a interação da força de adequação e os efeitos da rugosidade superficial e buscaram desenvolver um protocolo de procedimentos clínicos baseados nessa teoria. Concluíram 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 eficaz.

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 da 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 (DELIGIANNI et al.2001; SENNERBY e ERICSON, 1993).

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 plasma spray de titânio, ataque ácido ou, ainda, uma associação destas técnicas (RONOLD et al., 2003). 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 (BASTOS et al., 2003; BUSER et al., 1998; GIAVARESI et al., 2003).

### **2.3.1 Texturização por Jateamento de Partículas**

Neste processo, é usado, basicamente, um dispositivo de aceleração de partículas acoplado a uma fonte de calor. Partículas minúsculas de pó do material escolhido são expelidas em velocidade ultrassônica, passando através de uma fonte de calor gerada pela ionização de gases por uma corrente elétrica. São, então, aquecidas em altas temperaturas, de 20.000 até 30.000 °C, conforme a técnica adotada, durante nanossegundos. O material adere à superfície usinada do implante no momento em que as partículas altamente aquecidas chocam-se contra a superfície do implante e solidificam-se instantaneamente, provocando sua deformação definitiva e a conseqüente incorporação, obtendo-se, assim, superfícies sintetizadas por acréscimo de material metálico (titânio) ou cerâmico (hidroxiapatita), sobre as superfícies dos implantes usinados (PIATELLI et al., 1993).

Do ponto de vista mecânico, também confere melhoras no acabamento superficial do implante pela eliminação de pequenos defeitos gerados na usinagem, como trincas e saliências (FERNÁNDEZ et al., 2003).

### **2.3.2. Técnica de Spray de Plasma de Titânio**

No caso da técnica de spray de plasma de titânio (TPS - Titânio Plasma Spray), esta nova camada metálica é oxidada imediatamente após a incorporação



do titânio jateado à superfície do implante, obtendo-se as mesmas características de óxidos superficiais dos implantes sem texturização de superfície (AMARANTE; LIMA, 2000).

A ausência de flancos pontiagudos as distingue das superfícies texturizadas por subtração.

### **2.3.3. Texturização por Tratamento Ácido (SLA)**

Na técnica de texturização por tratamento ácido (SLA), os implantes metálicos usinados são imersos em ácidos, na sua forma pura ou em solução, e mantidos por um intervalo de tempo determinado, criando-se pequenas rugosidades ou retenções nas superfícies. O tempo de aplicação do ácido e sua temperatura, juntamente com a concentração, determinarão a profundidade das rugosidades criadas. Todavia, em comparação com as rugosidades formadas pela técnica de jateamento, são de profundidade menor, sendo chamadas de microrretenções (GUÉHENNEC et al; 2006; NAGEM FILHO et al; 2007; TEIXEIRA, 2004). As áreas de maior corrosão os picos e vales das ranhuras provenientes da usinagem.

Um pré-tratamento ácido é frequentemente utilizado para a remoção de óxidos e contaminantes, com o objetivo de oferecer uma superfície limpa e uniforme. Para tanto, é recomendada a utilização de um combinado de ácidos composto de 10-30% (em volume) de HNO<sub>3</sub> e 1-3% (em volume) de HF em água destilada (LIU et al, 2004). Esse duplo ataque ácido proporciona a formação de uma topografia específica, capaz de fixar estruturas de fibrina, promovendo a adesão de células osteogênicas e, assim, promover a aposição óssea (GUÉHENNEC et al; 2006).

A mencionada técnica apresenta as seguintes 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 usinagem.

Recentemente, os métodos de ataque ácido têm sido melhorados com a finalidade de aumentar a adesão celular e a formação óssea na superfície dos implantes. Um exemplo são os ataques ácidos realizados em temperaturas elevadas, os quais têm a capacidade de gerar uma superfície com microporos

homogêneos, que resultam em uma elevada área de contato implante/osso (GUÉHENNEC et al; 2006). Porém, o ataque ácido em geral acarreta a formação de uma fina camada óxida ( $< 10$  nm) na superfície do titânio, a qual, quando em contato com o ar, aumenta sua espessura de maneira bastante lenta, de 3 para 6 nm em um período de 400 dias. O óxido é predominantemente  $TiO_2$ , mas resíduos oriundos do ataque ácido podem ser observados, sobretudo compostos químicos contendo flúor (LIU et al, 2004).

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 (LIU et al, 2004; GUÉHENNEC et al; 2006).

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 (CHO et al; 2003; LIU et al, 2004; TEIXEIRA, 2004; GUÉHENNEC et al; 2006; SILVA et al; 2009).

***METODOLOGIA***

## 4 METODOLOGIA

### 4.1 CONSIDERAÇÕES ÉTICAS

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, sob protocolo de nº. 08/00020 (Anexo A).

### 4.2 PARADIGMA E MODELO DE PESQUISA

A presente investigação foi desenvolvida dentro do paradigma tradicional, quantitativo, em uma abordagem experimental, com grupo controle e pós-teste (CAMPBELL e STANLEY, 1979), tendo sua metodologia baseada na pesquisa de CAMPANHA et al. (2007), avaliada e aprovada pela Comissão Científica e de Ética da Faculdade de Odontologia da PUCRS, sob protocolo de nº, 0030/03 (Anexo B) e CUNHA et al. (2008), avaliada e aprovada pela Comissão Científica e de Ética da Faculdade de Odontologia da PUCRS, sob protocolo de nº, 0061/07 (Anexo C).

### 4.3 PROBLEMA

- O reparo tecidual perimplante é dependente do tipo de superfície implantar utilizada?

#### 4.4 HIPÓTESES

- O reparo tecidual perimplante independe do tipo de superfície implantar utilizada.
- O processo de reparo tecidual é favorecido quando de implantes com superfícies texturizadas em relação com implante dentário usinado (Ti).

#### 4.5 CONFECÇÃO E CARACTERIZAÇÃO DOS IMPLANTES SEGUNDO AS NORMAS TÉCNICAS

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.

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 do Centro de P&D em Física da Faculdade de Física da PUCRS.

Para o estudo foram produzidos 40 implantes cilíndricos, feitos de titânio comercialmente puro (Baumer S. A, de São Paulo, Brasil), conforme descrito pela norma NBR-ISO 5832-2, divididos em quatro tipos distintos: G1 - apenas usinados (Figura 1); G2 - usinados e tratados com ataque ácido de rotina na indústria de implantes (Figura 2); G3 - usinados e revestidos com camada porosa de titânio (Figura 3A); G4 - usinados revestidos com camada porosa de titânio, mais tratamento com ataque ácido (Figura 3B); desenvolvido pela equipe do físico Prof. Dr. Roberto Hübler, coordenador do GEPSI-LMN-TECNOPUC (em processo de depósito de patente por ser inovação).

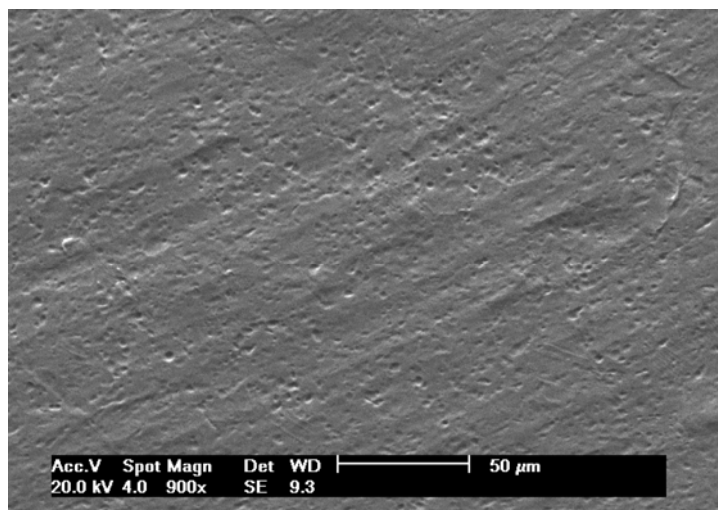


Figura 1 – Superfície Ti  
Fonte: HÜBLER, Roberto (GEPsi-LMN-TECNO PUC)

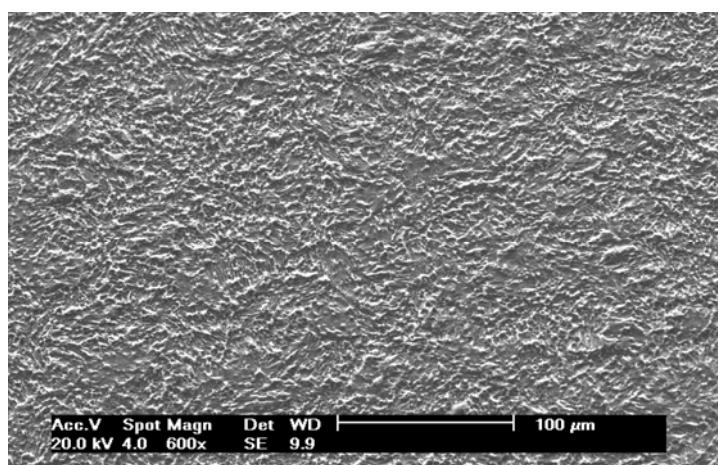


Figura 2 - G2 – superfície de Ti com ataque ácido  
Fonte: HÜBLER, Roberto (GEPsi-LMN-TECNO PUC)

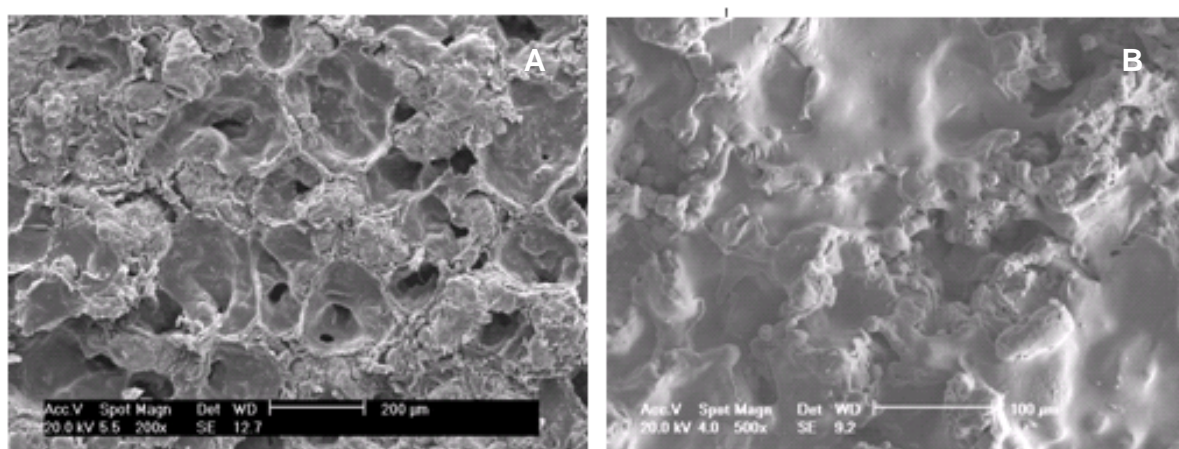


Figura 3 – Comparação entre superfícies: A) G3 - superfície de Ti revestida com camada porosa de Ti; B) G4 - superfície em processo de depósito de patente por ser inovação.  
Fonte: HÜBLER, Roberto (GEPsi-LMN-TECNO PUC)

#### 4.6 MODELO ANIMAL

O modelo animal escolhido para este estudo foi o coelho da raça Nova Zelândia, espécie *Oryctolagus cuniculus*, da ordem Lagomorpha, gênero *Oryctolagus*. Foram utilizados oito coelhos, machos, adultos (idade entre 8 e 10 meses), pesando entre 4,5 e 5,5 Kg. Os animais selecionados foram obtidos e mantidos, até o final do experimento, junto ao Biotério Central da Universidade Federal de Pelotas (UFPel). Os procedimentos de manipulação e alimentação foram realizados, seguindo a rotina do Biotério. Durante todo o experimento, os animais permaneceram em alojamento com temperatura, umidade e iluminação controladas, e em gaiolas padrão, devidamente identificadas de acordo com o grupo a que pertenciam (Figura 4).



Figura 4 – Alojamento dos coelhos

#### 4.7 PROTOCOLO DE ANESTESIA E MEDICAÇÃO

Todas as etapas dos procedimentos anestésicos foram executadas por médico-veterinário, que acompanhou o pré, o trans e o pós-operatórios dos espécimes.

Para uma anestesia segura e eficiente, proteção antimicrobiana e alívio da dor foi utilizado o protocolo descrito a seguir:

- miorreaxante e analgésico: Cloridrato de Xilazina a 2% (Anacedan<sup>®</sup>- Agener União, Embu-Guaçu/SP, Brasil);
- anestésico dissociativo: Cloridrato de Zolazepam com Cloridrato de Tiletamina (Zoetil<sup>®</sup> - Agener União, Embu-Guaçu/SP, Brasil);
- anestésico local: 1,8ml de Lidocaína a 2% com Epinefrina 1:50.000 (Johnson & Johnson Company, São José dos Campos/SP, Brasil). – in loco;
- antimicrobiano: Enrofloxacina 10% (Baytril<sup>®</sup> - Agener União, Embu-Guaçu/SP, Brasil) – 2,5mg/Kg – 1 hora antes do procedimento cirúrgico;
- antiinflamatório/analgésico: Ketoprofeno (Ketofen<sup>®</sup> - Agener União, Embu-Guaçu/SP, Brasil) – 2,2 mg/Kg –1x o dia por três dias.

#### 4.8 TÉCNICAS CIRÚRGICAS

A intervenção cirúrgica foi sempre realizada pela mesma equipe de pesquisadores, calibrados antecipadamente, com o objetivo de proporcionar fidelidade do dano tecidual produzido. A calibração foi realizada previamente em um estudo-piloto com um coelho.

Na sala de pré-anestesia, após a aferição do peso, os animais foram anestesiados. Por meio de injeções intramusculares, foram administradas: Cloridrato de Xilazina, na dose de 0,1 mg/kg de peso, e Cloridrato de Zolazepam com Cloridrato de Tiletamina, na dose de 3 mg/kg de peso, ministradas nesta sequência, com um tempo médio de indução anestésica de 4 minutos e, eventualmente, doses complementares intramusculares de manutenção, correspondendo a um terço da dose inicial, foram administradas.

A região da tíbia foi tricotomizada, após a perda da consciência por parte dos animais e, a seguir, foram levados à sala cirúrgica.

Os coelhos foram posicionados em decúbito lateral direito, sendo fixados à calha cirúrgica por amarrilhos.

A anti-sepsia da pele foi realizada com digluconato de clorexidina a 2% (Periogard<sup>®</sup>, Colgate-Palmolive Indústria e Comércio Ltda., São Bernardo do Campo/SP, Brasil) e os campos cirúrgicos estéreis isolaram a área operatória.



Nesta pesquisa, utilizaram-se os materiais e equipamentos cirúrgicos seguintes (Figura 5): seringa carpule; cabo de bisturi número 3; lâminas de bisturi descartáveis número 15; descolador de Molt; espátula número 7; pinça de Adson; pinça hemostática de Kelly; tesoura de ponta reta; régua autoclavável; seringas de irrigação de 20 ml; fio de sutura de nylon 4.0; brocas e chaves de implante.

A anestesia local foi então realizada utilizando-se aproximadamente 0,9 ml de Lidocaína 2% na face medial da tíbia onde foi feita a incisão (Figura 06).



Figura 5 – Instrumental cirúrgico

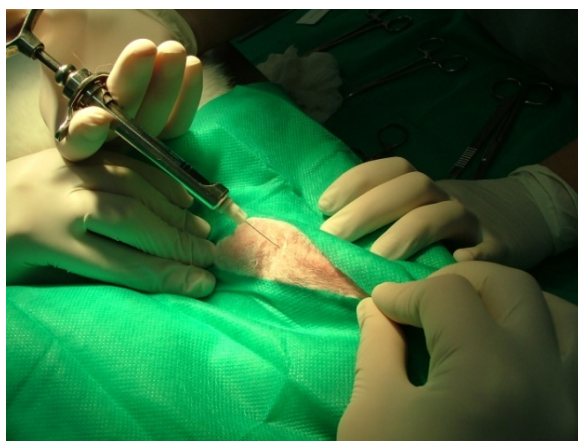


Figura 6 – Infiltração local

A cirurgia consistiu de uma abordagem cutânea e muscular de aproximadamente 8 cm na região medial da tíbia, visando à exposição óssea (Figuras 7 e 8).

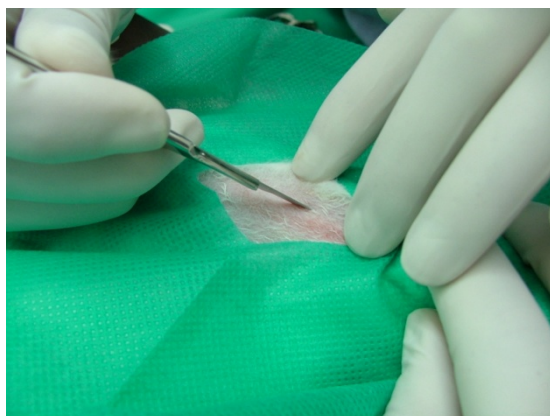


Figura 7 – Incisão em pele

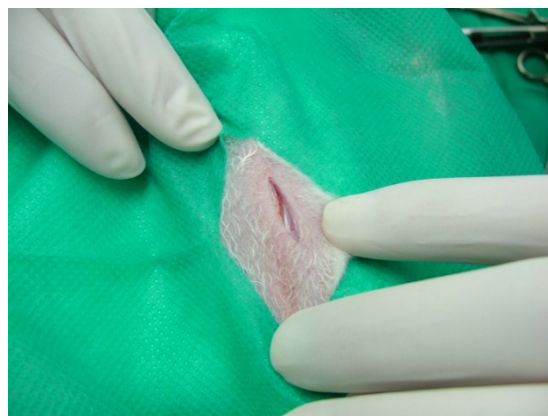


Figura 8 – Incisão no periósteo

Após a incisão, foi feita a divulsão do tecido subcutâneo com pinça hemostática de Kelly até conseguir acesso total à tíbia. Com a região óssea exposta,

iniciou-se a preparação do leito do implante, com irrigação externa com soro fisiológico com seringa de 20 ml, Motor Driller BLM 600 PLUS (com 800 rpm e 30 Ncm de torque). A primeira perfuração sempre foi guiada por um gabarito confeccionado para este fim (Figura 9). A broca-lança (1,8mm de diâmetro) foi utilizada para perfurar a cortical e, em seguida, o alargamento com broca helicoidal 2.0 mm, atingindo a profundidade do comprimento exato do implante, objetivando uma ancoragem monocortical, (Figura 10). Ao final da sequência de brocas, os implantes foram, então, inseridos no alvéolo ósseo por intermédio de uma chave manual, específica para tal.

Após irrigação abundante para a limpeza do leito operatório, a ferida cirúrgica foi fechada em um plano tecidual com sutura de modo contínuo (Figura 11).



Figura 9 – Guabarito em posição

Figura 10 – Perfuração óssea

Figura 11 – Sutura contínuo

O procedimento foi repetido de forma idêntica para todos os coelhos: a região medial da tíbia direita recebeu os implantes G1e G2 e da tíbia esquerda G3 e G4. O tempo médio para a realização dos procedimentos, excluindo-se o tempo de indução anestésica e preparo do leito cirúrgico, foi de, aproximadamente, 20 minutos.

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

A morte se seguiu após um período de 30 dias da colocação dos implantes, foi realizado nas instalações do biotério da UFPel por meio da técnica de uma anestesia profunda (correspondendo a 5 vezes a dose terapêutica.), ocasionando o óbito por parada cardiorrespiratória (seguindo a resolução CFMV n°. 714, de 20/06/2002).

Após a constatação da morte dos animais, pelos sinais vitais, as tíbias foram dissecadas, isoladas e separadas, a fim de que as avaliações clínica e laboratorial pudessem ser realizadas.

#### 4.9 OBTENÇÃO DOS ESPÉCIMES PARA MICROSCÓPICA

Os espécimes foram individualizados 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 (solução fisiológica de cloreto de sódio a 0,9%) (Figura 12).



Figura 12- Espécime individualizado (grupo G3)

Na sequência, cada espécime foi colocado em recipiente individualizados (identificados com número do animal e grupo experimental). Em seguida, as peças foram fixadas em formalina tamponada a 10%, durante 24 horas. Até o momento de sua preparação, cada recipiente foi identificado com o número do animal e do grupo.

As amostras histológicas foram processadas no Laboratório do Centro de Diagnóstico de Doenças da Boca (CDDDB), da Faculdade de Odontologia da Universidade Federal de Pelotas (UFPel).

Salienta-se que as peças foram registradas no livro do Laboratório do CDDDB, recebendo um número de registro, sem o conhecimento dos pesquisadores sobre a que grupo pertencia cada uma das amostras.

Após o período de fixação (24 horas) em formalina tamponada a 10% (pH 7,0), os espécimes foram descalcificados em solução de ácido fórmico a 20%, sob agitação e temperatura ambiente.

Os espécimes foram seccionados no sentido longitudinal em relação aos implantes, os quais foram, posteriormente, removidos. Os implantes removidos foram fotografados e encaminhados ao GEPSI-LMN-TECNOPUC.

Os espécimes sem os implantes foram colocados em recipientes individualizados (identificados) (figura 13).



Figura 13 - Espécime seccionado e removido o implante (grupo G3)

O processamento de desidratação, diafanização e inclusão em parafina foi realizado em um processador de tecido (processador modelo PT Mono 2000, marca LUPE).

Os espécimes emblocados em parafina foram submetidos ao corte de 6  $\mu\text{m}$  em micrótomo (Micrótomo Leica RM 2645), com cortes no sentido longitudinal do espécime. Foram selecionados dois cortes referentes à porção mais central do implante.

Em seguida, todas as lâminas obtidas foram submetidas à técnica histoquímica de coloração hematoxilina-eosina (HE), da seguinte forma: dois banhos de xilol de 5 minutos cada. Hidratação em dois banhos de álcoois, absoluto e a 96°, de 5 minutos cada um e lavagem em água corrente por 10 minutos. Coloração com o corante hematoxilina por incubação de 8 minutos e lavagem em água corrente também por 10 minutos. A coloração com eosina foi realizada com a incubação por 2 minutos. Em seguida, lavagem em água corrente por 5 minutos. Desidratação das amostras iniciando com 1 minuto em álcool a 96°, dois minutos em álcool absoluto e

três banhos em xilol, sendo de 5 minutos cada um. Montagem das lâminas com lamínula e Entellan® (Entellan, Merck KGaA, Darmstadt, Germany).

#### 4.10 ANÁLISE MACROSCÓPICA

Todas as peças foram avaliadas macroscopicamente e fotografadas antes e após a secção com uma câmera digital

A avaliação do aspecto macroscópico do espécime da região de interface osso-implante e também o teste de estabilidade, por meio de dispositivo tipo pinça, foram realizados em três momentos: imediatamente após dissecação e obtenção da peça anatômica em estudo; após a individualização das amostras; após o processo de descalcificação óssea.

#### 4.11 ANÁLISE HISTOLÓGICA SOB MICROSCOPIA DE LUZ

A análise microscópica e a descrição histológica das secções das tíbias dos coelhos foram feitas utilizando-se um microscópio óptico (microscópio óptico Olympus Bx® 50 F3), em aumentos de 40, 100 e 400x, no Laboratório de Patologia do CDDB - UFPel.

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

Nas análises histológicas sob microscopia de luz foram observados a regularidade da formação óssea da interface e o padrão de formação do mesmo. Áreas de tecido com plastos vazios, linhas de osteoblastos ativos e linhas basofílicas de aposição foram os alvos de observação da presente pesquisa.

***RESULTADOS***

## **5 RESULTADOS**

### **5.1 ANÁLISE MACROSCÓPICA**

#### **5.1.1 Análise Macroscópica da Ferida Cirúrgica**

Durante todo o período de observação, os animais permaneceram saudáveis, com cicatrização normal na região operada, sem evidência de infecção ou deiscência de sutura.

#### **5.1.2 Análise Macroscópica do Espécime**

Ao teste de estabilidade, imediatamente após dissecação e obtenção da peça anatômica em estudo, todos os implantes estavam firmemente fixados ao tecido ósseo. Ao exame macroscópico da interfase entre implante-osso observou-se tanto clinicamente quanto durante a avaliação das imagens fotografadas, a presença de crescimento ósseo sobre a região do implante em três amostras do grupo G3 e cinco do grupo G4.

Após a individualização das amostras, o exame macroscópico revelou a presença do implante firmemente fixado ao tecido ósseo da tíbia em todos os grupos, como também, após o processo de descalcificação óssea.

### **5.2 ANÁLISE HISTOLÓGICA**

Por questões didáticas, as amostras foram fracionadas em: cervical, média e apical, correspondendo, respectivamente, à porção externa e superior do implante, à lateral (mais extensa) e ao contato com a estrutura medular do osso ou inferior do implante.



### 5.2.1 Grupo Controle – G1

A interface óssea com implante apresenta-se de forma regular e linear. Em algumas amostras pode ser observado filete de tecido conjuntivo denso no limite osso/implante (Figura 14)

Na porção cervical é possível 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 15).

Na porção média perimplantar, 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 14).

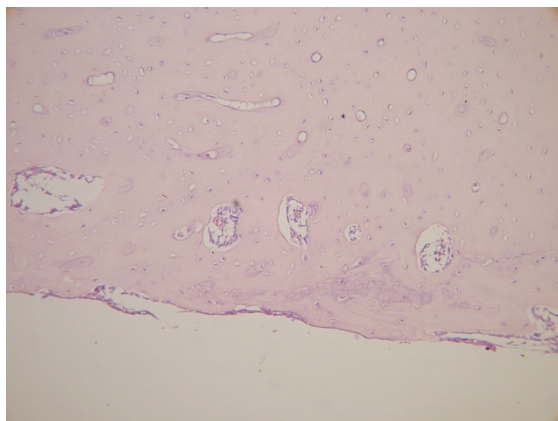


Figura 14 – Grupo G1 - Porção média perimplantar - Filete de tecido conjuntivo denso no limite osso/implante. H.E., original 40x.

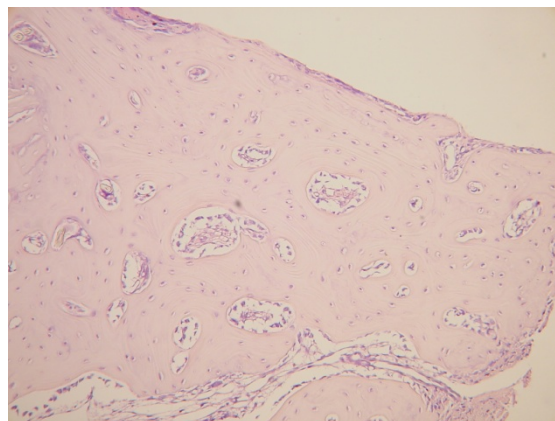


Figura 15 – Grupo G1 – Porção cervical - Observar formação de osso trabecular H.E., original 40x.

Na porção inferior, 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. Leve infiltrado



inflamatório mononuclear está presente, além de tecido adiposo e medular, próprios da área (Figura 16).

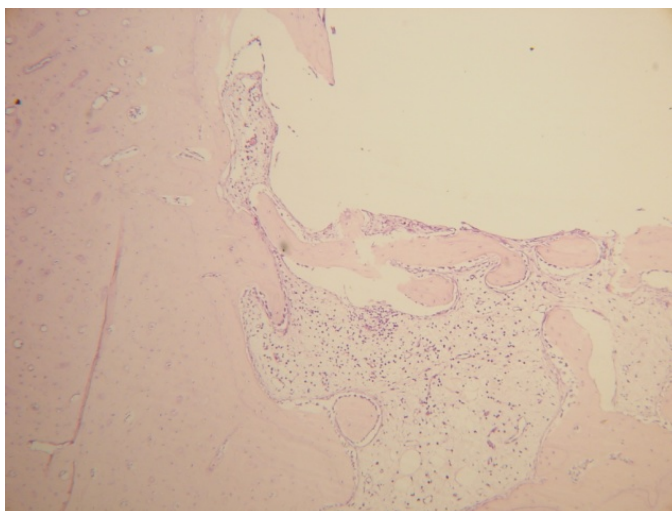


Figura 16 – Grupo G1 – Porção inferior – Barreira óssea pela formação de osso trabecular região perimplante. H.E., original 20x.

### 5.2.2 Grupo G2

A interface osso/implante apresenta-se de forma regular e linear, apresentando contato direto com o osso compacto neoformado, sem a interposição de tecido conjuntivo (Figura 17).

A porção cervical apresenta formação de tecido ósseo trabecular, rico em osteoblastos ativos e fibroblastos sustentados por tecido conjuntivo denso associado à intensa vascularização (Figura 18).

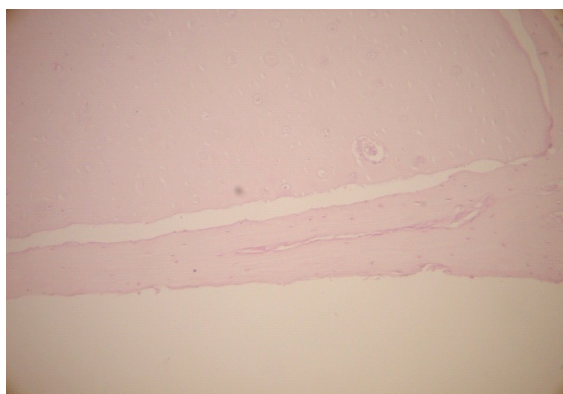


Figura 17 – Grupo G2 – Interface osso/implante - Ausência de interposição de tecido conjuntivo. H.E., original 40x.

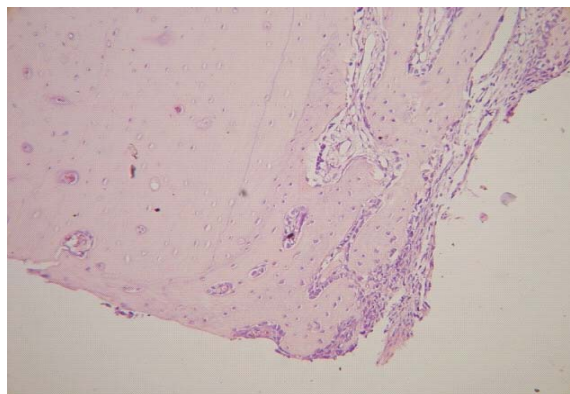


Figura 18 – Grupo G2 – Porção cervical - H.E., original 100x.

Na porção média há formação de osso compacto, ricamente vascularizado (canais de Havers) e inúmeros osteoplastos contendo osteócitos no interior (Figura 19).

A porção inferior ou apical apresenta formação de osso trabecular com osteoblastos ativos na periferia da matriz entremeada por tecido conjuntivo denso, ricamente vascularizado e com inúmeros fibroblastos. Esta formação é observada na proximidade do osso preexistente e alcança o limite do implante. Leve infiltrado inflamatório mononuclear está presente, além de tecidos adiposo e hematopoiético próprios da área (Figura 20).

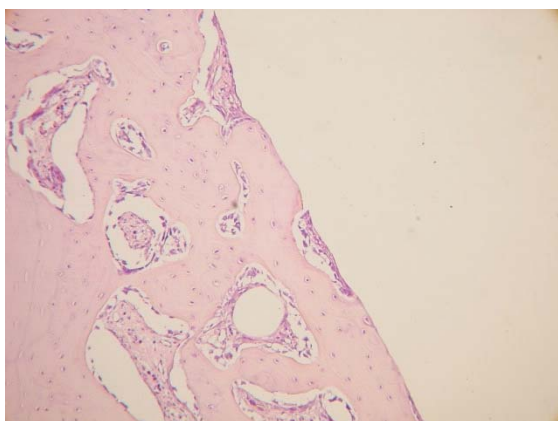


Figura 19 – Grupo G2 –. Porção média-  
H.E., original 100x.

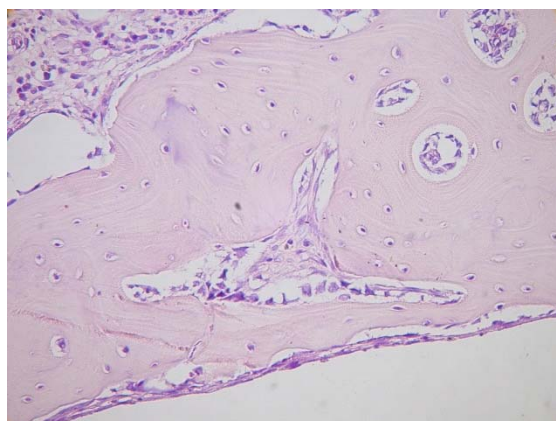


Figura 20 – Grupo G2 –. Porção apical-  
H.E., original 400x.

### 5.2.3 Grupo G3

A interface osso/implante é irregular e apresenta em sua extensão presença de material exógeno enegrecido compatível com partículas provenientes da superfície rugosa do implante. Este material enegrecido não provoca reação tecidual adversa (Figura 21).

Na porção cervical verifica-se a formação de osso trabecular, o qual mostra osteoblastos ativos na periferia da trabécula, além de tecido conjuntivo denso celularizado (fibroblastos) e rica vascularização (Figura 22).

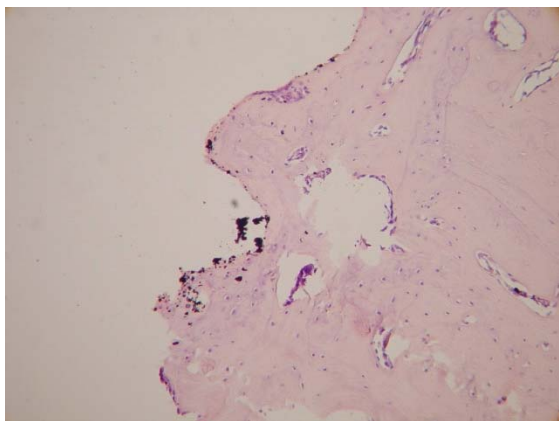


Figura 21 – Grupo 3 - Interface osso/implante. Observa-se a irregularidade e presença de material enegrecido. H.E original 400x

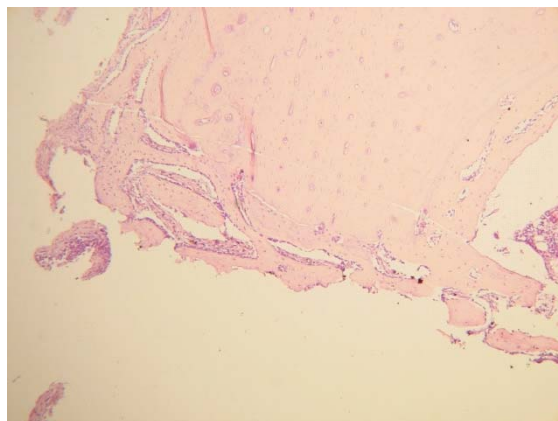


Figura 22 – Grupo 3 – Região cervical – Região de Interface osso/implante.. H.E original 40x

Na porção média das amostras observa-se formação óssea ora compacta ora trabecular. Nas duas formas de ossificação é verificada a presença de osteócitos enclausurados na matriz. O osso compacto apresenta vascularização correspondente aos canais de Havers. O osso trabecular mostra osteoblastos ativos na periferia das trabéculas e tecido conjuntivo denso de permeio, moderadamente vascularizado (Figura 23).

A porção apical tem formação de osso trabecular, no qual são vistos osteoblastos ativos na periferia da matriz, além de tecido conjuntivo denso ricamente celularizado (fibroblastos) e vascularizado, de permeio. Completam o quadro tecido adiposo e hematopoiético próprios da área (Figura 24).

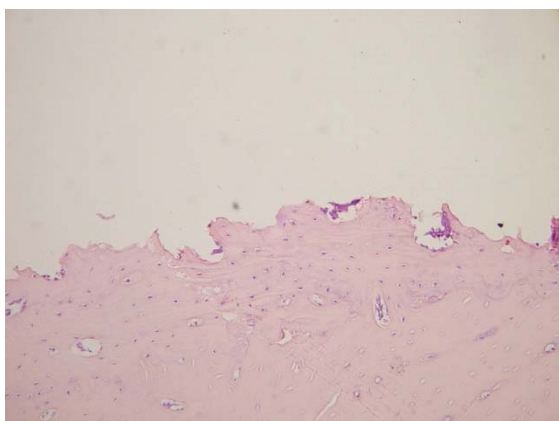


Figura 23 – Grupo 3 – Porção média-Interface osso/implante. H.E original 100x

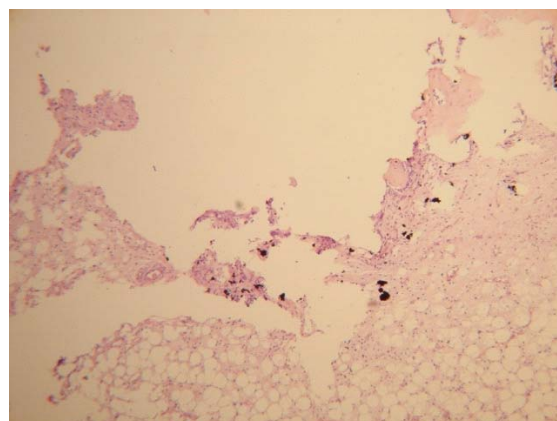


Figura 24 – Grupo 3 – Região apical – Observa-se a irregularidade, presença de material enegrecido, . H.E original 100x

#### 5.2.4 Grupo G4

A interface osso/implante apresenta superfície irregular que, em vários pontos, mostra deposição de material enegrecido, à semelhança do grupo PS1, sem provocar reação adversa (Figura 25).

A porção cervical mostra formação de osso trabecular com osteoblastos ativos na periferia da matriz, tecido conjuntivo denso de permeio, podendo se observar fibroblastos e moderada vascularização (Figura 26).

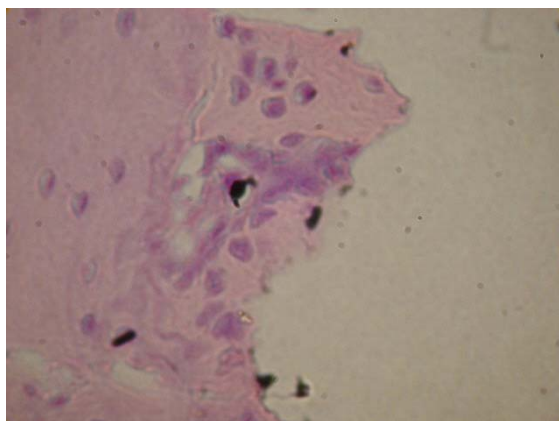


Figura 25 – Grupo 4 – Porção média-Interface osso/implante irregular e presença material enegrecido . H.E original 400x

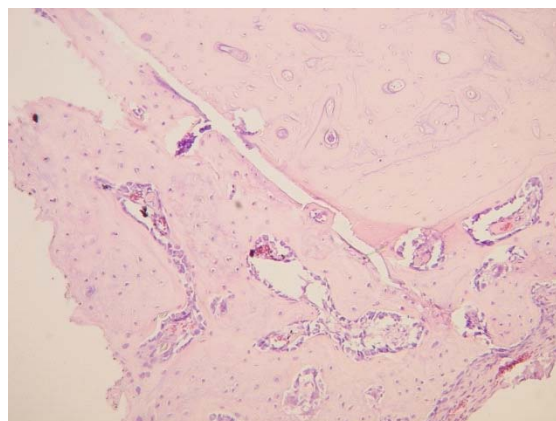


Figura 26 – Grupo 4 - Porção cervical.- H.E original 100x

Na porção média há variação de osso compacto e trabecular em toda a extensão da interface implante/tecido ósseo. Nas duas formas de ossificação são observados osteócitos enclausurados na matriz. O osso compacto apresenta vascularização correspondente aos canais de Havers. O osso trabecular mostra osteoblastos ativos na periferia das trabéculas e tecido conjuntivo denso de permeio, moderadamente vascularizado (Figura 27).

A porção apical apresenta escassa formação óssea linear permeada por osteoblastos ativos periféricos e na região subjacente, presença de medula óssea hematopoiética, focos de infiltrado inflamatório mononuclear, além de células gigantes multinucleadas, tipo corpo estranho, contendo, no seu interior, material transparente e polimorfo, na maioria dos achados, ovóide ou arredondado (Figura 28).



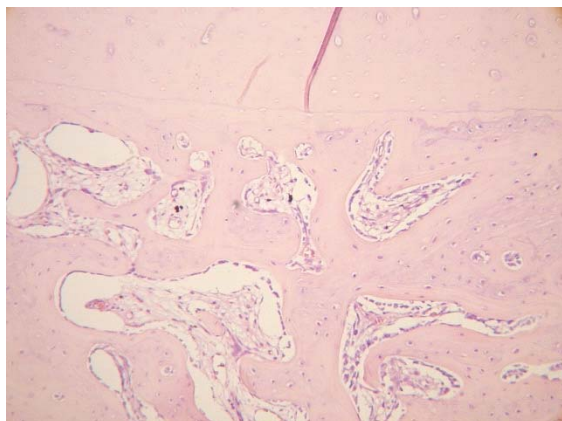


Figura 27 – Grupo 4 – Porção média-Interface osso trabecular/ e osso compacto . H.E original 100x

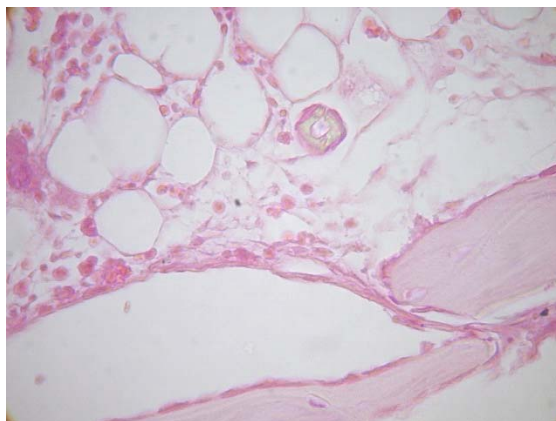


Figura 28 – Grupo 4 - Porção cervical - Porção apical. Observa-se material transparente H.E original 200x

***DISCUSSÃO***

## 6 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 fracassos (AMARANTE; LIMA, 2001). Já os resultados de estudos *in vitro* são de difícil extrapolação para as situações clínicas (SILVA et al., 2009). Assim, as metodologias aplicadas aos estudos *in vivo*, quando em animais, desempenham um papel fundamental para elucidar e aprimorar fenômenos que ocorrem no organismo humano (SCHENK; BUSER, 2000).

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 positivo (JOOS et al., 2006).

É primordial considerar que, para se obter uma osseointegração segura, tem-se de 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 (STORY et al., 1998; VASCONCELOS, 2002; JOOS et al., 2006).

Atualmente, na prática odontológica utilizam-se implantes cilíndricos ou cônicos que apresentam roscas. 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 implantes (BRENTTEL et al., 2006). Porém, receava-se que, na escolha da forma e do tamanho do implante e pelo fato de o tecido ósseo da região receptora ser do tipo IV, não houvesse a estabilização primária do implante e, conseqüentemente, ocorresse o encapsulamento fibroso e posterior perda do implante. Ressalte-se que esta queda no embricamento é mais pronunciada nos implantes instalados em osso tipo IV. A baixa qualidade e a quantidade óssea insuficientes são os maiores desafios no tratamento com implantes. As características como superfície química, carga, textura e porosidade podem ser manejadas para influenciar a resposta óssea *in vivo* (ROBERTS, 1987; BRENTTEL et al., 2006; JOOS et al., 2006).

A estabilidade do cilindro foi conseguida entre o colo do implante e a cortical externa. Todavia, tem sido demonstrado que os implantes cilíndricos, inseridos sob

pressão, também alcançam a osseointegração (BRENTTEL et al., 2006; CAMPANHA et al; 2007), sendo que, no caso dos grupos G3 e G4, têm-se implantes de superfície rugosa que lhes proporcionam 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 (SENNERBY, ERICSON; 1993; RONOLD; LYNGSTADAAS; ELLINGSEN, 2003). Fatores como dimensão das rugosidades, presença de contaminantes e limpeza da superfície (LARSSON; THOMSEN; ARONSSON, 1996) são também considerados importantes para a resposta biológica de curto e longo prazos. 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 interface (VASCONCELOS et al., 2002).

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 (DEPORTER, et al., 1986; COOK, RUST-DAWICKI, 1995; STORY et al., 1998; ANSELME, 2000; FROSCHÉ et al., 2002; NGUYEN, 2004).

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. Assim, neste estudo procurou-se comparar, experimentalmente, a influência de uma nova superfície (G4) sobre o reparo do tecido perimplante como também sua atuação frente a implantes com superfícies semelhantes às utilizadas na clínica odontológica (G1, G2 e G3).

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.

Nos grupos G3 e G4, 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 intercorrência (BUSER et al; 1998; DINIZ et al., 2005).

Conforme relato de Davies. (1998), o osso deposita-se indistintamente em superfícies porosas ou lisas, porém uma superfície mais texturizada irá proporcionar, mais rapidamente, aposição de células ósseas. Além disto, Silva et al. (2009) relatam que o comportamento celular pode ser modificado pelas características da superfície do implante.

Durante a avaliação histológica da região inferior/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. No mais das vezes, a interface óssea com o implante do grupo controle (G1) apresentou-se de forma linear e regular. Já nos grupos experimentais G3 e G4, 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.

**CONCLUSÃO**

## 7 CONCLUSÃO

Com base na metodologia aplicada e nos resultados obtidos neste experimento, concluiu-se que 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.

## ***REFERÊNCIAS***

## REFERÊNCIAS<sup>3</sup>

AMARANTE, E. S.; LIMA, L. A. de. Optimization of implant surfaces: titanium plasma spray and acid-etched sandblasting. Current state. **Pesqui Odontol Bras**, v. 15, p. 166-173, 2000.

ANSELME, K. Osteoblast adhesion on biomaterials. **Biomaterials**, v. 21, p. 667-681, 2000.

**ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS**. NBR ISO 5832-2: implantes para cirurgia – materiais metálicos parte 2: titânio puro. Rio de Janeiro, 2001.

BASTOS, I.; VANZILLOTTA, P.; SOARES, G. Caracterização morfológica e topográfica da superfície de implantes dentários. **Rev Br Odont**, v. 60, p. 47-50, 2003.

BRANEMARK, P. I.; HANSSON, B. O.; 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.

ANSELME, K. Osteoblast adhesion on biomaterials. **Biomaterials**, v. 21, p. 667-681, 2000.

**ASSOCIAÇÃO BRASILEIRA DE NORMAS TÉCNICAS**. NBR ISO 5832-2: implantes para cirurgia – materiais metálicos parte 2: titânio puro. Rio de Janeiro, 2001

BASTOS, I.; VANZILLOTTA, P.; SOARES, G. Caracterização morfológica e topográfica da superfície de implantes dentários. **Rev Br Odont**, v. 60, p. 47-50, 2003.

---

<sup>3</sup> DeCS/MeSH – Descritores em Ciências da Saúde/ Medical Subject Headings, disponível em <http://decs.bvs.br> > Acesso em: 15 julho 2009.

BRANEMARK, P. I.; HANSSON, B. O.; 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.

BRENTEL A S, VASCONCELLOS L M R de, OLIVEIRA M V, GRAÇA M L de A. Histomorphometric analysis of pure titanium Implants with porous surface versus rough Surface. **J Appl Oral Sci**. v.14; p. 213-218, 2006.

BUSER, D.; SCHENK, R. K.; STEINEMANN, S.; FIORELLINI, J. P.; FOX, C. H.; STICH, H. Influence of surface characteristics on bone integration of titanium implants. A histomorphometric study in miniature pigs. **J Biomed aterials Res.**, v. 25, p. 889-902, 1991.

BUSER, D.; NYDEGGER, T.; HIRT, H.; COCHRAN, D. L.; NOLTE, L. P. Removal torque values of titanium implants in the maxilla of miniature pigs. **Int J of Oral and Maxillofac Implants**, v. 13, p. 611-19, 1998.

CAMPANHA, B. P.; GALLINA, C.; GEREMIA, T.; VALIATI, R.; OLIVEIRA, M. G. LLLT como alternativa para implantes sem estabilidade inicial. **Clin Oral Implants Res**, v. 6, p. 128-132, 2007.

CAMPBELL, D. T.; STANLEY, J. C. B. **Delineamentos experimentais e quase-experimentais de pesquisa**. São Paulo: Pedagógica e Universitária, 1979.

CHO, S. A.; JUNG, S. K. A removal torque of the laser-treated titanium implants in rabbit tibia. **Biomaterials**, v.24, n.26, p.4859-4863, 2003.

COOK, S. D.; RUST-DAWICKI, A. M. In vivo evaluation of a CSTi dental implant: a healing time course study. **J Oral Implantology**, v. 2,n.3, p. 182-190, 1995.

CUNHA, A. **Avaliação do Crescimento Ósseo em Implantes de Titânio Revestidos por Plasma Spraying com Diferentes Interfaces Metal-Filme**. Dissertação (Mestrado em Engenharia e Tecnologia de Materiais) - Programa de

Pós-Graduação em Engenharia e Tecnologia de Materiais, Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul, Porto Alegre, 2003.

DAVIES, J. E. Mechanisms of endosseous integration. **Int J of Prosthodontics**. v. 11, p. 65-74, 1998.

DAVIES J E. Understanding peri-implant endosseous healing. **J Dent Educ**, v.67, n. 8, p.932-949, 2003.

DELIGIANNI, D.D.; KATSALA, N. D.; KOUTSOUKOS, P. G.; MISSIRLIS, Y. F. Effect of surface roughness of hydroxyapatite on human bone marrow cell adhesion, proliferation, differentiation and detachment strength. **Biomaterials**, v. 22, p. 87-96, 2001.

DEPORTER, D. A.; WATSON, P. A.; PILLIAR, R. M.; MELCHER, A. H.; WINSLOW, J.; HOWLEY, T.P. A histological assessment of the initial healing response adjacent to porous-surfaced, titanium alloy dental implants in dogs. **J Dent Res**, v. 65, n. 8, p. 1064-1070, 1986.

ELLINGSEN, J. E.; Surface configurations of dental implants. **Periodontology 2000**, v. 17, p. 36-46, 1998.

FERNÁNDEZ, E.; et al. Materials in dental implantology. In: NATALI, A.N. **Dental Biomechanics**. Londres: Taylor & Francis, 2003. p.69-87.

FROSCH, K. H.; BARVENCIK, F.; LOHMANN, C. H.; VIERECK, V.; SIGGELKOW, H.; BREME, J.; et al. Migration, matrix production and lamellar bone formation of human osteoblast-like cells in porous titanium implants. **Cells Tissues Organs**, v. 170, p. 214-227, 2002.

GIAVARESI, G.; FINI, M.; CIGADA, A.; CHIESA, R.; RONDELLI, G.; RIMONDINI, L.; TORRICELLI, P.; ALDINI, N. N.; GIARDINO, R. Mechanical and histomorphometric evaluations of titanium implants with different surface treatments inserted in sheep cortical bone. **Biomaterials**, v. 24, p. 1583-1594, 2003.

GIL, F.J., et al. The effect of shot blasting and heat treatment on the fatigue behavior of titanium for dental implant applications. **Dental Materials**, In Press, Corrected Proof, 2006.

GUÉHENNEC, L. L.; SOUEIDAN, A.; LAYROLLE, P.; AMOURIQ, Y. Surface treatments of titanium dental implants for rapid osseointegration. **Dental Materials**, v.23, n.7, p.844-854, 2006.

JOOS, UHP; WIESMANN, T; SZUWART, MEYER, U. Mineralization at the interface of implants. **Int. J. Oral Maxillofac. Surg.** V. 35, p. 783–790, 2006.

JUNQUEIRA, L. A.; CARNEIRO. *Histologia Básica*. Editora Guanabara Koogan. Rio de Janeiro. 1982.

LARSSON, C; THOMSEN, P; ARONSSON, B O. Bone response to surface-modified titanium implants: studies on the early tissue response to machined and eletropolished implants with different oxide thicknesses. **Biomaterials**, v.17, p.605-616, 1996.

LAUSMAA, J. Surface spectroscopic characterization of titanium implants materials. **Journal of electron Spectroscopy and Related Phenomena**, v.18, p. 343-361, 1996.

LIU, X.; CHU, P. K.; DING, C. Surface modification of titanium, titanium alloys, and related materials for biomedical applications. **Materials Science and Engineering: Reports**, v.27, n.3-4, p.49-121, 2004.

MASUDA, T.; YLIHEIKKILÄ, P. K.; FELTON, D. A.; COOPER, L. F. Generalizations regarding the process and phenomenon of osseointegration. Part I. In vivo studies. **Int J Oral and Maxillofac Implants**, v. 13, p. 17-29, 1998.



NAGEM FILHO, H.; FRANCISCONI, P. A. S.; CAMPI JUNIOR; FARES, N. H. Influência da textura superficial dos implantes. **Odonto Ciência**, v.22, n.5, p.82-86, 2007.

NGUYEN, H. Q.; DEPORTER, D. A.; PILLIAR, R. M.; 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**, v. 25, n. 5, p. 865-76, 2004.

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**, v. 8, p. 69-74, 1993.

PULEO, D. A.; NANJI, A. Understanding and controlling the bone-implant interface, **Biomaterials**, v. 20, p. 2311-21 1999.

ROBERTS; W.E; GARETTO, D. In: MISCH, C. E. **Implantes Dentários Contemporâneos**. São Paulo: Santos, 2000.

RONOLD, H. J.; LYNGSTADAAS, S. P.; ELLINGSEN, J. E. Analysis in the optimal value for titanium implant roughness in bone attachment using a tensile test. **Biomaterials**, v. 24, p. 4559-4564, 2003.

ROBERTS, W. E.; TURLEY, P. K.; BREZNIAK, N.; FIELDER, P. J. Implants: Bone physiology and metabolism. **CDA J**, v.15 (10), p.54-61, 1987.

SCHENK, R.; BUSER, D. Osseointegration: a reality. **Periodontology 2000**, v. 17, p. 22-35, 2000.

SENNERBY, L.; ERICSON, L. E. Early tissue response to titanium implants inserted in rabbit cortical bone. **J Mater Sci Mater Med**, v. 4, p. 494-502, 1993.

SILVA, TSN, MACHADO DC, VIEZZER C, SILVA JÚNIOR NA, OLIVEIRA MG. Effect of titanium surface roughness on human bone marrow cell proliferation and differentiation. An experimental study. **Acta Cir Bras**. v.24, n. 3, p.201-205, 2009.

STORY, J. B.; WAGNER, W. R.; GAISSER, D. M.; COOK, S. D.; RUST-DAWICKI, A. M. In vivo performance of a modified CSTi dental implant coating. **J Oral Maxillofac Implants**. V. 13, p. 749-57, 1998.

TEIXEIRA, E.R. **Superfícies dos implantes – o estágio atual**. In: DINATO, J. C. Implantes osseointegrados: cirurgia e prótese. São Paulo: Artes Médicas, 2004. p.63-80.

VASCONCELOS, L. W. **Oseointegração em diferentes qualidades ósseas**. In: Gomes, L. A. Implantes osseointegrados: técnica e arte. São Paulo:Santos, 2002.





Pontifícia Universidade Católica do Rio Grande do Sul  
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO  
COMITÊ DE ÉTICA PARA O USO DE ANIMAIS



Ofício 030/08-CEUA

Porto Alegre, 07 de maio de 2008.

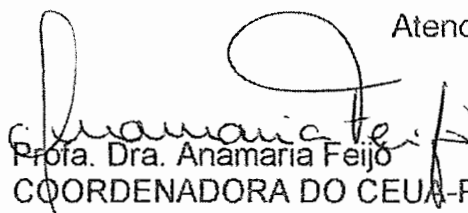
Senhor(a) Pesquisador(a):

O Comitê de Ética para o Uso de Animais apreciou e aprovou seu protocolo de pesquisa, registro CEUA 08/00020, intitulado: "Avaliação do efeito da LLLT no processo de osseointegração de implantes de Ti".

Sua investigação está autorizada a partir da presente data.

Relatórios do andamento do projeto devem ser entregues a este Comitê.

Atenciosamente,

  
Prof.ª. Dra. Anamaria Feijó  
COORDENADORA DO CEUA-PUCRS

Ilmo(a) Sr(a)  
Prof Roberto Hübler  
N/Universidade

PUCRS

Campus Central

Av. Ipiranga, 6690 – 3º andar sala 314- CEP: 90610-000

Fone/Fax: (51) 3320-3345

E-mail: ceua@pucrs.br



*Comissão Científica e de Ética  
Faculdade da Odontologia da PUCRS*

**Porto Alegre 11 de julho de 2003.**

**O Projeto de: Tese**

**Protocolado sob nº:** 0030/03

**Intitulado:** *Implantes dentais sob irradiação laser ( $\lambda$  830nm):  
otimização do proceso de osseointegração*

**do(a) aluno(a):** *Bruno Pereira Campanha*

**Programa de:** *Cirurgia e Traumatologia Bucomaxilofacial*

**do curso de:** *Cirurgia e Traumatologia Bucomaxilofacial*

**Nível:** *Doutorado*

**Orientado pelo(a):** *Profa. Dra. Marília Gerhardt de Oliveira*

Foi **aprovado** pela Comissão Científica e de Ética da Faculdade de Odontologia da PUCRS em *03 de julho de 2003*.

  
**Profa. Dra. Elaine Bauer Veeck**

Presidente da Comissão Científica e de Ética da  
Faculdade de Odontologia da PUCRS

Faculdade de Odontologia  
Cidade de São Paulo

PROTÓTIPO

05 08 03





*Comissão Científica e de Ética  
Faculdade de Odontologia da PUCRS*

---

**Porto Alegre 13 de novembro de 2007**

**O Projeto de: Dissertação**

**Protocolado sob nº:** 0061/07

**Intitulado:** Análise histológica e mecânica das alterações nos tecidos ósseos adjacentes as placas e aos parafusos de titânio e bioabsorvíveis (PLLA/PGA) estudo comparativo em coelhos

**Pesquisador Responsável:** Prof. Dr. Rogério Belle de Oliveira

**Pesquisadores Associados:** Gleisse Wantowski; Marina Ribas de Oliveira; Roberto Hübler; Alexandre Cunha; Renata Renz

**Nível:** Mestrado

Foi **aprovado** pela Comissão Científica e de Ética da Faculdade de Odontologia da PUCRS em *19 de outubro de 2007*.

*Este projeto deverá ser imediatamente encaminhado ao CEUA PUCRS*

20.11.2007

**Profa. Dra. Marília Gerhardt de Oliveira**  
Presidente da Comissão Científica e de Ética da  
Faculdade de Odontologia da PUCRS

# Livros Grátis

( <http://www.livrosgratis.com.br> )

Milhares de Livros para Download:

[Baixar livros de Administração](#)

[Baixar livros de Agronomia](#)

[Baixar livros de Arquitetura](#)

[Baixar livros de Artes](#)

[Baixar livros de Astronomia](#)

[Baixar livros de Biologia Geral](#)

[Baixar livros de Ciência da Computação](#)

[Baixar livros de Ciência da Informação](#)

[Baixar livros de Ciência Política](#)

[Baixar livros de Ciências da Saúde](#)

[Baixar livros de Comunicação](#)

[Baixar livros do Conselho Nacional de Educação - CNE](#)

[Baixar livros de Defesa civil](#)

[Baixar livros de Direito](#)

[Baixar livros de Direitos humanos](#)

[Baixar livros de Economia](#)

[Baixar livros de Economia Doméstica](#)

[Baixar livros de Educação](#)

[Baixar livros de Educação - Trânsito](#)

[Baixar livros de Educação Física](#)

[Baixar livros de Engenharia Aeroespacial](#)

[Baixar livros de Farmácia](#)

[Baixar livros de Filosofia](#)

[Baixar livros de Física](#)

[Baixar livros de Geociências](#)

[Baixar livros de Geografia](#)

[Baixar livros de História](#)

[Baixar livros de Línguas](#)

[Baixar livros de Literatura](#)  
[Baixar livros de Literatura de Cordel](#)  
[Baixar livros de Literatura Infantil](#)  
[Baixar livros de Matemática](#)  
[Baixar livros de Medicina](#)  
[Baixar livros de Medicina Veterinária](#)  
[Baixar livros de Meio Ambiente](#)  
[Baixar livros de Meteorologia](#)  
[Baixar Monografias e TCC](#)  
[Baixar livros Multidisciplinar](#)  
[Baixar livros de Música](#)  
[Baixar livros de Psicologia](#)  
[Baixar livros de Química](#)  
[Baixar livros de Saúde Coletiva](#)  
[Baixar livros de Serviço Social](#)  
[Baixar livros de Sociologia](#)  
[Baixar livros de Teologia](#)  
[Baixar livros de Trabalho](#)  
[Baixar livros de Turismo](#)