

UNIVERSIDAD DE
MURCIA



Facultad de Medicina

***EVALUACIÓN DE LA FORMACIÓN DE HUESO
PERIIMPLANTARIO MEDIANTE DIFERENTES MÉTODOS
DE MEDIDA DEL CONTACTO HUESO-IMPLANTE.
ESTUDIO EXPERIMENTAL EN PERROS MEDIANTE
MICROSCOPIA ELECTRÓNICA DE BARRIDO.***

Ana María Martínez Rodríguez

2012

AGRADECIMIENTOS

A todas las personas que, de una forma u otra, han contribuido a la posibilidad de realización de esta tesis:

- Al profesor Jose Luis Calvo por su entusiasmo, positivismo y constancia, porque este proyecto ha sido posible gracias a él.
- A Cristina Pérez por estar siempre dispuesta a ofrecer su ayuda, por sus consejos y, sobre todo, por su gran amistad.
- A los doctores Bruno Negri y Piedad Ramírez por su apoyo y colaboración.
- A Miguel Ángel Martínez, por su paciencia y comprensión y por la gran confianza depositada en mí.
- A mi familia por su apoyo incondicional durante todos estos años.
- A Conchi Vicente, Ana Montoya y Marta Gaona por estar siempre, en los buenos y malos momentos.

ÍNDICE

1. Introducción.....	10
2. Objetivos.....	28
3. Material y métodos.....	30
3.1. Procedimiento quirúrgico.....	36
3.2. Preparación histológica. Análisis y examen histológico.....	43
4. Resultados.....	58
5. Discusión.....	80
6. Conclusiones.....	87

ÍNDICE DE FIGURAS

- **Figura 1:** Imagen mediante MEB del hueso adyacente a la superficie de un implante Nanotite™ a los 90 días de cicatrización.....13
- **Figura 2:** Imagen de implantes del sistema Branemark, cuya superficie es lisa pulida.....19
- **Figura 3:** Imagen de un implante Osseotite®, cuya superficie ha sido tratada mediante grabado ácido.....22
- **Figura 4:** Medida de BIC I en un implante Nanotite™31
- **Figura 5:** Medida de BIC I en un implante SPI®31
- **Figura 6:** Medida de BIC I en un implante Evolution 2®31
- **Figura 7:** Medida de BIC I en un implante TSA®32
- **Figura 8:** Medida de BIC I en un implante TSA Advance®32
- **Figura 9:** Medida de BIC II en un implante Nanotite™32
- **Figura 10:** Medida de BIC II en un implante SPI®32
- **Figura 11:** Medida de BIC II en un implante Evolution 2®33
- **Figura 12:** Medida de BIC II en un implante TSA®33
- **Figura 13:** Medida de BIC II en un implante TSA® Advance.....33
- **Figura 14:** Medida de BIC III en un implante Nanotite™34
- **Figura 15:** Medida de BIC III en un implante SPI®34
- **Figura 16:** Medida de BIC III en un implante Evolution 2®34
- **Figura 17:** Medida de BIC III en un implante TSA®34
- **Figura 18:** Medida de BIC III en un implante TSA® Advance.....35
- **Figura 19:** Esquema de la distribución de los dientes en los perros.....37
- **Figura 20:** Esquema de los alveolos receptores de los implantes (marcados en negro).....37

- Figura 21: Fotografía prequirúrgica de los dientes involucrados para el estudio.....	38
- Figura 22: Incisiones intrasulculares y despegamiento de los colgajos vestibular y lingual.....	38
- Figura 23: Alveolos distales tras la hemisección y extracción de las raíces distales....	39
- Figura 24: Raíces distales de P3, P4 y M1 extraídas.....	39
- Figura 25: Colocación de uno de los implantes en el alveolo distal de P3.....	40
- Figura 26: Colocación de los implantes en las posiciones P3, P4 y M1 de una hemimandíbula.....	41
- Figura 27: Vista lateral de la adaptación de los colgajos sin tensión y sutura mediante puntos simples directos.....	41
- Figura 28: Vista superior de la adaptación de los colgajos sin libres de tensión y sutura mediante puntos simples directos.....	42
- Figura 29: Imagen del microscopio Leica DM 4000B, Ernst-Leitz, Alemania.....	44
- Figura 30: Imagen histológica de un implante Nanotite™. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.....	45
- Figura 31: Imagen histológica de un implante Nanotite™	45
- Figura 32: Imagen histológica de un implante Nanotite™	45
- Figura 33: Imagen histológica de un implante SPI®	46
- Figura 34: Imagen histológica de un implante SPI®	46
- Figura 35: Imagen histológica de un implante SPI®	46
- Figura 36: Imagen histológica de un implante Evolution 2®	47
- Figura 37: Imagen histológica de un implante Evolution 2®	47
- Figura 38: Imagen histológica de un implante Evolution 2®	47
- Figura 39: Imagen histológica de un implante TSA®	48
- Figura 40: Imagen histológica de un implante TSA®	48
- Figura 41: Imagen histológica de un implante TSA®	48

- Figura 42: Imagen histológica de un implante TSA® Advance.....	49
- Figura 43: Imagen histológica de un implante TSA® Advance.....	49
- Figura 44: Imagen histológica de un implante TSA® Advance.....	49
- Figura 45: Imagen del MEB (JEOL-6100- X LINK-ISIS, Akishima, Tokyo, Japan).....	50
- Figura 46: Imagen de un implante Nanotite™ obtenida mediante MEB.....	51
- Figura 47: Imagen de un implante Nanotite™ obtenida mediante MEB.....	51
- Figura 48: Imagen de un implante Nanotite™ obtenida mediante MEB.....	51
- Figura 49: Imagen de un implante SPI® obtenida mediante MEB.....	52
- Figura 50: Imagen de un implante SPI® obtenida mediante MEB.....	52
- Figura 51: Imagen de un implante SPI® obtenida mediante MEB.....	52
- Figura 52: Imagen de un implante Evolution 2® obtenida mediante MEB.....	53
- Figura 53: Imagen de un implante Evolution 2® obtenida mediante MEB.....	53
- Figura 54: Imagen de un implante Evolution 2® obtenida mediante MEB.....	53
- Figura 55: Imagen de un implante TSA® obtenida mediante MEB.....	54
- Figura 56: Imagen de un implante TSA® obtenida mediante MEB.....	54
- Figura 57: Imagen de un implante TSA® obtenida mediante MEB.....	54
- Figura 58: Imagen de un implante TSA Advance® obtenida mediante MEB.....	55
- Figura 59: Imagen de un implante TSA Advance® obtenida mediante MEB.....	55
- Figura 60: Imagen de un implante TSA Advance® obtenida mediante MEB.....	55
- Figura 61: Imagen de un implante Evolution 2® representativa de las tres roscas centrales en torno a las cuales se realizaron las mediciones, tanto vestibulares como linguales.....	56

ÍNDICE DE TABLAS

- Tabla 1: Análisis de elementos en hueso original a los 15 días.....	60
- Tabla 2: Análisis de los elementos en BIC I a los 15 días.....	61
- Tabla 3: Análisis de los elementos en BIC II a los 15 días.....	62
- Tabla 4: Análisis de los elementos en BIC III a los 15 días.....	63
- Tabla 5: Análisis de elementos en hueso original a los 30 días.....	64
- Tabla 6: Análisis de los elementos en BIC I a los 30 días.....	65
- Tabla 7: Análisis de los elementos en BIC II a los 30 días.....	66
- Tabla 8: Análisis de los elementos en BIC III a los 30 días.....	67
- Tabla 9: Análisis de elementos en hueso original a los 90 días.....	68
- Tabla 10: Análisis de los elementos en BIC I a los 90 días.....	69
- Tabla 11: Análisis de los elementos en BIC II a los 90 días.....	70
- Tabla 12: Análisis de los elementos en BIC III a los 90 días.....	71
- Tabla 13: Tabla comparativa entre BIC I y BIC II.....	73
- Tabla 14: Tabla comparativa entre BIC I y BIC III.....	75
- Tabla 15: Tabla comparativa entre BIC II y BIC III.....	76

ÍNDICE DE GRÁFICOS

- **Gráfico 1:** Gráfico representativo del análisis de elementos en hueso original a los 15 días.....60
- **Gráfico 2:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC I a los 15 días.....61
- **Gráfico 3:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC II a los 15 días.....62
- **Gráfico 4:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC III a los 15 días...63
- **Gráfico 5:** Gráfico representativo del análisis de elementos en hueso original a los 30 días.....64
- **Gráfico 6:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC I a los 30 días.....65
- **Gráfico 7:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC II a los 30 días.....66
- **Gráfico 8:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC III a los 30 días....67
- **Gráfico 9:** Gráfico representativo del análisis de elementos en hueso original a los 90 días.....68
- **Gráfico 10:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC I a los 90 días....70
- **Gráfico 11:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC II a los 90 días...71
- **Gráfico 12:** Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC III a los 90 días.72
- **Gráfico 13:** Gráfico representativo del análisis comparativo de BIC I y BIC II.....74
- **Gráfico 14:** Gráfico representativo del análisis comparativo de BIC I y BIC III.....75
- **Gráfico 15:** Gráfico representativo del análisis comparativo de BIC II y BIC II.....77

1.INTRODUCCIÓN

1. INTRODUCCIÓN

Desde su introducción en los años cuarenta, los implantes dentales han llegado a ser una establecida modalidad de tratamiento, predecible y bien documentada, para pacientes parcial o totalmente edéntulos, existiendo publicaciones de tasas de éxito mayores del 90%.^{1,2} Actualmente hay un soporte científico considerable sobre el reemplazo de dientes perdidos con implantes intraóseos de titanio.^{3,4,5,6,7,8,9,10,11}

Actualmente el tratamiento con implantes dentales es posible en los casos en los que existen unas condiciones comprometidas, gracias al uso de diferentes procedimientos como

¹ Chuang SK, Tian L, Wei LJ, Dodson TB. Kaplan-Meier analysis of dental implant survival: a strategy for estimating survival with clustered observations. *J Dent Res* 2001;80:2016-2020.

² Chuang SK, Tian L, Wei LJ, Dodson TB. Predicting dental implant survival by use of the marginal approach of the semi-parametric survival methods for clustered observations. *J Dent Res* 2002;81:851-855.

³ Jemt T, Chai J, Harnett J, Heath MR, Hutton JE, Johns RB, McKenna S, McNamara DC, Van Steenberghe D, Taylor R, Watson RM, Herrmann I. A 5-year prospective multicenter follow-up report on overdentures supported by osseointegrated implants. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1996;1:291-298.

⁴ Lindquist, LW, Carlsson GE, Jemt T. A prospective 15-year follow-up study of mandibular fixed prostheses supported by osseointegrated implants. Clinical results and marginal bone loss. *Clin Oral Implants Res* 1996;7:329-336.

⁵ Buser D, Mericske-Stern R, Bernard JP, Behneke A, Behneke N, Hirt HP, Belser UC, Lang NP. Long-term evaluation of non-submerged ITI implants. Part 1: 8-year life table analysis of a prospective multi-center study with 2359 implants. *Clin Oral Implants Res* 1997;8:161-172.

⁶ Lambrecht JT, Filippi A, Kunzel AR, Schiel H J. Long-term evaluation of submerged and nonsubmerged ITI solidscrew titanium implants: a 10-year life table analysis of 468 implants. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2003;18:826-834.

⁷ Matsuzaka K, Nakajima Y, Soejima Y, Kido H, Matsuura M, Inoue T. Effect on the Amount of Bone- Implant Contact When Splinting Immediate-Loaded Dental Implants. *Implant Dent* 2007;16:309-316.

⁸ Depprich R, Zipprich H, Ommerborn M, Naujoks C, Wiesmann HC, Kiattavorncharoen S, Lauer HC, Ulrich M, Kübler NR, Handschel J. Osseointegration of zirconia implants compared with titanium: an *in vivo* study. *Head Face Med* 2008;4:30.

⁹ Ustun Y, Erdogan O, Kurkcü M, Akova T, Damlar I. Effects of Low-Intensity Pulsed Ultrasound on Dental Implant Osseointegration: A Preliminary Report. *Eur J Dent* 2008;2:254-262

¹⁰ O'Sullivan D, Sennerby L, Meredith N. Measurements comparing the initial stability of five designs of dental implants: a human cadaver study. *Clin Implant Dent Relat Res* 2000;2:85-92.

¹¹ Guckes AD, Scurria MS, Shugars DA. A conceptual framework for understanding outcomes of oral implant therapy. *J Prosthet Dent* 1996;75:633-639.

injertos, y a la utilización de modernos métodos diagnósticos que permiten una planificación de la posición del implante con una imagen en tres dimensiones.¹² El reemplazo de dientes mediante el uso de implantes oseointegrados es uno de los mayores objetivos en odontología.¹³

El concepto biológico de oseointegración fue introducido por **Branemark y cols.**¹⁴ en el año 1960. Estos autores la definieron como un concepto histológico en el que se observaba un contacto directo hueso-implante en la resolución de un microscopio. En 1978, **Zarb y Albrektson**¹⁵ puntualizaron que era un proceso en el cual se conseguía y mantenía una fijación rígida de materiales aloplásticos, clínicamente asintomática, en hueso durante la carga funcional.

Actualmente está definida como un anclaje directo y estable de un implante cargado por formación de tejido óseo, sin crecimiento de tejido fibroso, en la interfase hueso-implante, permitiendo la estabilidad del implante dental.^{16,17,18,19}

¹² Mischkowski RA, Zinser MJ, Neugebauer J, Kubler AC, Zoller JE. Comparison of static and dynamic computer-assisted guidance methods in implantology. *Int J Comput Dent* 2006;9:23-35.

¹³ Orsini E, Salgarello S, Bubalo M, Lazic Z, Trire A, Martini D, Franchi M, Ruggeri A. Histomorphometric evaluation of implant design as a key factor in peri-implant bone response: a preliminary study in a dog model. *Minerva Stomatol* 2009;58:263-275.

¹⁴ Brånemark PI, Hansson BO, Adell R, Breine U, Lindström J, Hallén O, Ohman A. Osseointegrated implants in the treatment of the edentulous jaw. Experience from a 10-year period. *Scand J Plast Reconstr Surg Suppl* 1977; 16:1-132.

¹⁵ Albrektsson T, Sennerby L, Wennerberg A. State of the art of oral implants. *Periodontol* 2000 2008;47:15-26.

¹⁶ Brånemark PI, Zarb GA, Albrektsson T. Introduction to Osseointegration. In: Brånemark PI, Zarb GA, Albrektsson T, editors. *Tissue Integrated Prosthesis: Osseointegration in Clinical Dentistry*. Quintessence; Chicago: 1995.

¹⁷ Branemark PI, Adell R, Breine U, Hansson BO, Lindström J, Ohlsson A. Intra-osseous anchorage of dental prostheses. I. Experimental studies. *Scand J Plast Reconstr Surg* 1969;3:81-100.

¹⁸ Davies JE. Mechanisms of endosseous integration. *Int J Prosthodont* 1998;11:391-401.

¹⁹ Franchi M, Orsini E, Trire A, Quaranta M, Martini D, Piccari GG et al. Osteogenesis and morphology of the peri-implant bone facing dental implants. *ScientificWorldJournal* 2004;4:1083-1095.

La oseointegración se obtiene por medio de eventos celulares que guían la formación de hueso en la superficie aloplástica de los implantes.^{20,21} La actividad funcional de células cercanas a la superficie del implante está altamente influenciada por propiedades químicas, físicas, mecánicas y topográficas de la superficie.²² (Figura 1)

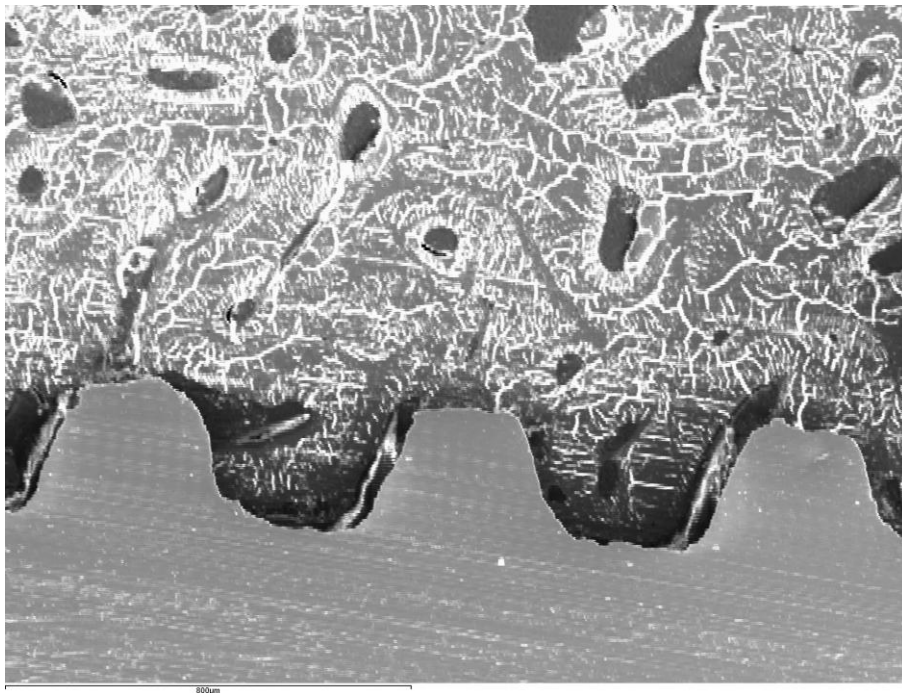


Figura 1: Imagen mediante MEB del hueso adyacente a la superficie de un implante Nanotite™ a los 90 días de cicatrización. Puede observarse la remodelación ósea (hueso antiguo y hueso nuevo).

²⁰ Masuda T, Yliheikkilä PK, Felton DA, Cooper LF. Generalizations regarding the process and phenomenon of osseointegration. Part I. In vivo studies. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1998;13:17-29.

²¹ Kieswetter K, Schwartz Z, Hummert TW, Cochran DL, Simpson J, Dean DD, Boyan BD. Surface roughness modulates the local production of growth factors and cytokines by osteoblast-like MG-63 cells. *J Biomed Mater Res* 1996;32:55-63.

²² Larsson C, Thomsen P, Lausmaa J, Rodahl M, Kasemo B, Ericson LE. Bone response to surface modified titanium implants: studies on electropolished implants with different oxide thicknesses and morphology. *Biomaterials* 1994;15:1062-1074.

En relación al macrodiseño de los implantes y a la instrumentación quirúrgica, en diferentes estudios se han identificado dos formas diferentes de cicatrización ósea que permiten la integración del implante con el tejido óseo.^{23,24,25,26,27,28,29} La primera forma se produce cuando la cirugía da lugar a un íntimo anclaje entre el hueso y la superficie del implante, lo que promueve la formación de coágulos de sangre que posteriormente son sustituidos por hueso.³⁰ El segundo tipo de cicatrización es el que observamos cuando queda un interjuego entre el diseño del implante y las dimensiones de las fresas, dando lugar a la formación de hueso trabecular intramembranoso en los espacios vacíos grandes ocupados por coágulos sanguíneos tras la implantación.^{23,24,25}

Sin embargo, las investigaciones han demostrado que la velocidad de integración es similar en estadios tempranos de cicatrización y la estabilidad a largo plazo está asegurada por los procesos de modelado y remodelado óseos.³⁰

El hueso circundante a los implantes con forma de raíz, donde el íntimo contacto entre la pared ósea y la superficie del implante produce un elevado nivel de estabilidad primaria,

²³ Berglundh T, Abrahamsson I, Lang NP, Lindhe J. De novo alveolar bone formation adjacent to endosseous implants. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:251-262.

²⁴ Lemons JE. Biomaterials, biomechanics, tissue healing, and immediate-function dental implants. *J Oral Implantol* 2004;30:318-324.

²⁵ Leonard G, Coelho P, Polyzois I, Stassen L, Claffey N. A study of the bone healing kinetics of plateau versus screw root design titanium dental implants. *Clin Oral Implants Res* 2009;20:232-239.

²⁶ Albrektsson T, Weneberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. *Int J Prosthodont* 2004;536-543.

²⁷ Calvo-Guirado JL, Ortiz-Ruiz AJ, Negri B, López-Marí L, Rodríguez-Barba C, Schlottig F. Histological and histomorphometric evaluation of immediate implant placement on a dog model with a new implant surface treatment. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:308-315.

²⁸ Marin C, Granato R, Suzuki M, Gil JN, Piattelli A, Coelho PG. Removal torque and histomorphometric evaluation of bioceramic grit-blasted/acid-etched and dual acid-etched implant surfaces: an experimental study in dogs. *J Periodontol* 2008;79:1942-1949.

²⁹ Negri B, Calvo-Guirado JL, Ramírez-Fernández MP, Maté Sánchez-de-Val J, Guardia J, Muñoz-Guzón. Peri-implant bone reactions to immediate implants placed at different levels in relation to crestal bone. Part II: a pilot study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2012;23:236-244. doi: 10.1111/j.1600-0501.2011.02290.x.

³⁰ Davies JE. Understanding peri-implant endosseous healing. *J Dent Educ* 2003;67:932-949.

sufre necrosis localizadas en la zona cercana a la superficie del implante después de que la aposición de hueso asegure su fijación biomecánica.^{23,24,25} La cicatrización produce una pequeña estabilidad primaria, pero se produce un sellado rápido con hueso trabecular que ocupa el espacio de los coágulos sanguíneos para producir la oseointegración.^{23,25,31,32,33}

Se sabe que la estabilidad primaria tiene un papel esencial y es requerida para el éxito de la oseointegración.^{7,34,35}

De este modo, una insuficiente estabilidad primaria debida a una pobre calidad ósea ha sido citada como el mayor factor de riesgo para la pérdida de un implante.^{34,35} Las zonas donde suele haber una mayor tasa de fracasos son las regiones posteriores del maxilar superior, donde hay una fina cortical ósea y un hueso medular pobre con una baja densidad trabecular (clasificado como hueso tipo IV).³⁶

⁷ Matsuzaka K, Nakajima Y, Soejima Y, Kido H, Matsuura M, Inoue T. Effect on the Amount of Bone- Implant Contact When Splinting Immediate-Loaded Dental Implants. *Implant Dent* 2007;16:309-316.

²³ Berglundh T, Abrahamsson I, Lang NP, Lindhe J. De novo alveolar bone formation adjacent to endosseous implants. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:251-262.

²⁴ Lemons JE. Biomaterials, biomechanics, tissue healing, and immediate-function dental implants. *J Oral Implantol* 2004;30:318-324.

²⁵ Leonard G, Coelho P, Polyzois I, Stassen L, Claffey N. A study of the bone healing kinetics of plateau versus screw root design titanium dental implants. *Clin Oral Implants Res* 2009;20:232-239.

³¹ Coelho PG, Suzuki M, Guimaraes MV, Marin C, Granato R, Gil JN, Miller RJ. Early bone healing around different implant bulk designs and surgical techniques: A study in dogs. *Clin Implant Dent Relat Res* 2010;12:202-208.

³² Mendes VC, Moineddin R, Davies JE. Biomaterials. The effect of discrete calcium phosphate nanocrystals on bone-bonding to titanium surfaces. *2007*;28:4748-4755.

³³ Negri B, Calvo-Guirado JL, Pardo-Zamora G, Ramírez-Fernández MP, Delgado-Ruiz RA, Muñoz-Guzón F. Peri-implant bone reactions to immediate implants placed at different levels in relation to crestal bone. Part I: a pilot study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2012;23:228-235. doi: 10.1111/j.1600-0501.2011.02158.x.

³⁴ Frieberg B, Jemt T, Lekholm U. Early failures in 4,641 consecutively placed Branemark dental implants: a study from stage I surgery to the connection of completed prostheses. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1991;6:142-146.

³⁵ Jacobs R. Preoperative radiologic planning of implant surgery in compromised patients. *Periodontol* 2000 2003;33:12-25.

³⁶ Jaffin R, Berman C. The excessive loss of Branemark Fixtures in type IV bone: a 5-year analysis. *J Periodontol* 1991;62:2-4.

Marković y cols.³⁷ utilizaron en su estudio una técnica de condensación del hueso durante la preparación del lecho del implante. Este método consistió en ir compactando progresivamente y en sentido ápico-coronal el hueso que quedaba adyacente al sitio del implante con condensadores laterales de diámetros incrementales para conseguir un mejor contacto hueso-implante y un hueso más denso. Tras los resultados favorables obtenidos con la técnica, recomendaron su realización en zonas posteriores maxilares donde suele haber un hueso de pobre calidad, y en el caso de practicar la técnica de fresado del hueso en estas zonas, sugirieron el uso de implantes autorroscantes porque en el estudio se observó que se producía un aumento de la estabilidad primaria.

En la oseointegración intervienen diferentes factores como la biocompatibilidad del implante, la técnica quirúrgica, el estado del paciente, la habilidad del operador, la densidad original del hueso, las características de la superficie del implante y el diseño del implante,^{26,38,39,40,41,42,43,44,45} que afectan a la estabilidad primaria del implante, fundamental para conseguir una oseointegración a largo plazo.⁴⁶

²⁶ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. *Int J Prosthodont* 2004;17:536-543.

³⁷ Marković A, Calvo-Guirado JL, Lazić Z, Gómez-Moreno G, Calasan D, Guardia J, Colic S, Aguilar-Salvatierra A, Gačić B, Delgado-Ruiz R, Janjić B, Mišić T. Evaluation of Primary Stability of Self-Tapping and Non-Self-Tapping Dental Implants. A 12-Week Clinical Study. *Clin Implant Dent Relat Res* 2011;15. doi: 10.1111/j.1708-8208.2011.00415.x.

³⁸ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 2-review focusing on clinical knowledge of different surfaces. . *Int J Prosthodont* 2004;17:544-564.

³⁹ Johansson C, Albrektsson T. integration of screw implants in the rabbit: a 1-year follow-up of removal torque of titanium implants. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1978;2:69-75.

⁴⁰ Holmgren EP, Seckinger RJ, Kilgren LM, Mante F. Evaluating parameters of osseointegrated dental implants using finite element analysis-a two dimensional comparative study examining the effects of implant diameter, implant shape, and load direction. *J Oral Implantol* 1998;24:80-88.

⁴¹ Pilliar RM. Implant surface design for development and maintenance of osseointegration. In: Ellingsen JE, Lyngstadaas SP Editors. *Bio-implant interface: Improving biomaterials and tissue reactions*. CRC Press LLC;2003:43-58.

El titanio es el material que suele usarse con mayor frecuencia para la fabricación de los implantes endo-óseos debido a su excelente biocompatibilidad, a su elevada resistencia a la corrosión, a sus adecuadas propiedades mecánicas y a su facilidad para ser producido en diferentes formas y texturas.^{26,47,48,49}

Sin embargo, a pesar de las altas tasas de éxito citadas al principio, superiores al 90%, diversos investigadores y clínicos han intentado disminuir los tiempos de tratamiento mediante la reducción del periodo de cicatrización, etapa en la que se establece la oseointegración del implante.³⁸ La forma más común de intentar lograr esta disminución del periodo de cicatrización es mediante la modificación de los parámetros de diseño de los implantes.⁵⁰ Las alteraciones en el diseño de los implantes han incluido cambios en su

⁴² Albrektsson T, Sennerby L. Direct bone anchorage of oral implants: clinical and experimental considerations of the concept of osseointegration. *Parodontol* 1990;1:307-320.

⁴³ Albrektsson T, Branemark PI, Hansson HA, Lindström J. Osseointegrated titanium implants. Requirements for ensuring a long-lasting, direct bone-to-implant anchorage in man. *Acta Orthop Scand* 1981;52:155-170.

⁴⁴ González JM, Saban FG, Bernal JF, Lafuente JC, Sánchez JC, Dorado CB. Removal torque and physico-chemical characteristics of dental implants etched with hydrofluoric and nitric acid. An experimental study in Beagle dogs. *Med Oral Patol Oral Cir Bucal* 2006;11:E281-285.

⁴⁵ Mori H, Manabe M, Kurachi Y, Nagumo M. Osseointegration of dental implants in rabbit bone with low mineral density. *J Oral Maxillofac Surg* 1997;55:351-361.

⁴⁶ Misch CE. Density of bone: effect on treatment plans, surgical approach, healing and progressive bone loading. *Int J Oral Implantol* 1990;6:23-31.

²⁶ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. *Int J Prosthodont* 2004; 17:536-543.

³⁸ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 2-review focusing on clinical knowledge of different surfaces. *Int J Prosthodont* 2004;17:544-564.

⁴⁷ Smith DC: Dental implants: materials and design considerations. *Int J Prosthodont* 1993;6:106-117.

⁴⁸ Kasemo B, Lausmaa J. Surface science aspects on inorganic biomaterials. *CRC Crit Rev Clin Neurobiol* 1986;4:335-380.

⁴⁹ Kim YH, Koak JY, Chang IT, Wennerberg A, Heo SJ. A histomorphometric analysis of the effects of various surface treatment methods on osseointegration. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2003;18:349-356.

⁵⁰ Coelho PG, Granjeiro JM, Romanos GE, Suzuki M, Silva NR, Cardaropoli G, Thompson VP, Lemons JE. Basic research methods and current trends of dental implant surfaces. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:579-96.

material estructural,^{51,52} su macrogeometría, su instrumentación quirúrgica^{23,24,25} y/o modificaciones en la superficie.^{26,27,38,50}

De acuerdo con Albrektsson y cols.,²⁵ la calidad de la superficie del implante es uno de los factores más influyentes en la cicatrización del hueso en la zona de implantación, y consecuentemente afecta a la oseointegración.

La superficie de un implante ha sido reconocida por ser un factor crítico para el logro de la formación de hueso alrededor de los implantes de titanio. Las propiedades más importantes de la superficie son topografía, química, carga de la superficie y mojabilidad. Estas propiedades afectan a procesos como adsorción de proteínas, interacción de las células con

²³ Berglundh T, Abrahamsson I, Lang NP, Lindhe J. De novo alveolar bone formation adjacent to endosseous implants. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:251-262.

²⁴ Lemons JE. Biomaterials, biomechanics, tissue healing, and immediate-function dental implants. *J Oral Implantol* 2004;30:318-24.

²⁵ Leonard G, Coelho P, Polyzois I, Stassen L, Claffey N. A study of the bone healing kinetics of plateau versus screw root design titanium dental implants. *Clin Oral Implants Res* 2009;20:232-239.

²⁶ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. *Int J Prosthodont* 2004;17:536-543.

²⁷ Calvo-Guirado JL, Ortiz-Ruiz AJ, Negri B, López-Marí L, Rodríguez-Barba C, Schlottig F. Histological and histomorphometric evaluation of immediate implant placement on a dog model with a new implant surface treatment. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:308-315.

³⁸ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 2-review focusing on clinical knowledge of different surfaces. *Int J Prosthodont* 2004;17:544-564.

⁵⁰ Coelho PG, Granjeiro JM, Romanos GE, Suzuki M, Silva NR, Cardaropoli G, Thompson VP, Lemons JE. Basic research methods and current trends of dental implant surfaces. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:579-96.

⁵¹ Bottino MC, Coelho PG, Henriques VA, Higa OZ, Bressiani AH, Bressiani JC. Processing, characterization, and in vitro/in vivo evaluations of powder metallurgy processed Ti-13Nb-13Zr alloys. *J Biomed Mater Res A* 2009;88:689-96.

⁵² Lemons J, Dietich-Misch F. Biomaterials for dental implants. In: Misch CE, ed. *Contemporary implant dentistry*. St. Louis: Mosby, 1999:271-302.

la superficie, formación de células/tejido y desarrollo del contacto hueso-implante, todas las cuales son relevantes para la funcionalidad del implante.^{53,54,55}

Los implantes utilizados inicialmente eran de titanio comercialmente puro, sólo capaz de unirse de forma biomecánica con una superficie relativamente lisa creada por procesos de maquinado.^{16,26} (Figura 2)



Figura 2: Imagen de diferentes implantes del sistema Branemark, cuya superficie es lisa pulida. Tomada de (Spiekermann H. Color Atlas of Oral Medicine. Implantology. Thieme Medical Publishers, Nueva York; 1995.).

¹⁶ Brånemark PI, Zarb GA, Albrektsson T. Introduction to Osseointegration. In: Brånemark PI, Zarb GA, Albrektsson T, editors. Tissue Integrated Prostheses: Osseointegration in Clinical Dentistry. Quintessence; Chicago: 1995.

²⁶ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. Int J Prosthodont 2004;17:536-543.

⁵³ Puleo DA, Nanci A. Understanding and controlling the boneimplant interface. Biomaterials 1999;20:2311-2321.

⁵⁴ Buser D, Broggini N, Wieland M, Schenk RK, Denzer AJ, Cochran DL, Hoffmann B, Lussi A, Steinemann. Enhanced bone apposition to a chemically modified SLA titanium surface. J Dent Res 2004;83:529-533.

⁵⁵ Lavenus S, Louarn G, Layrolle P. Nanotechnology and Dental Implants. Int J Biomater 2010;2010:915327.

Como la superficie del implante es la primera parte que interacciona con el huésped, los métodos para aumentar la osteoconductividad y biocompatibilidad del implante han sido estudiados de una manera amplia.⁵⁰

Aunque, por lo general, las áreas con una buena calidad ósea tienen mayor tasa de éxito que las zonas con una calidad ósea reducida, los estudios demostraron que las modificaciones de la superficie del implante para hacerla más rugosa conseguían un mejor contacto hueso-implante y una cicatrización más rápida con una fijación biomecánica temprana.^{26,43,56,57,58,59,60,61,62,63,64,65,66} La superficie rugosa tiene además una influencia

²⁶ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. *Int J Prosthodont* 2004;17:536-543.

⁴³ Albrektsson T, Branemark PI, Hansson HA, Lindström J. Osseointegrated titanium implants. Requirements for ensuring a long-lasting, direct bone-to-implant anchorage in man. *Acta Orthop Scand* 1981;52:155-170.

⁵⁰ Coelho PG, Granjeiro JM, Romanos GE, Suzuki M, Silva NR, Cardaropoli G, Thompson VP, Lemons JE. Basic research methods and current trends of dental implant surfaces. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:579-96.

⁵⁶ Schenk RK, Buser D: Osseointegration: a reality. *Periodontol* 2000 1998;17:22-35.

⁵⁷ Guizzardi S, Galli C, Martini D, et al. Different titanium surface treatment influences human mandibular osteoblast response. *J Periodontol* 2004;75:273-282.

⁵⁸ Cordoli G, Majzoub Z, Piattelli A, Scarano A. Removal torque and histomorphometric investigation of 4 different titanium surfaces: An experimental study in rabbits. *J Oral Implantol* 2002;28:2-8.

⁵⁹ Lazzara RJ, Testori T, Trisi P, Porter SS, Weinstein RL. A human histologic analysis of osseotite and machined surfaces using implants with 2 opposing surfaces. *Int J Periodontics Restorative Dent* 1999;19:117-129.

⁶⁰ Trisi P, Lazzara R, Rao W, Testori T, Porter SS. Bone-implant contact on machined and dual-acid etched surfaces after 2 months of healing in the human maxilla. *J Periodontol* 2003;74:945-956.

⁶¹ Klokkevold PR, Johnson P, Dadgostari S, Caputo A, Davies JE, Nishimura RD. Early endosseous integration enhanced by dual acid etching of titanium: A torque removal study in the rabbit. *Clin Oral Implants Res* 2001;12:350-357.

⁶² Weng D, Hoffmeyer M, Hurzeler MB, Richter EJ. Osseotite vs surface machined in poor bone quality. A study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:703-708.

⁶³ Cochran DL, Buser D, ten Bruggenkate CM, Weingart D, Taylor TM, Bernard JP, Peters F, Simpson JP: The use of reduced healing times on ITI implants with a sandblasted and acid-etched (SLA) surface: early results from clinical trials on ITI SLA implants. *Clin Oral Implants Res* 2002;13:144-153.

⁶⁴ Buser D, Schenk RK, Steinmann S, Fiorellini JP, Fox CH, Stich H. Influence of surface characteristics on bone integration of titanium implants. A histomorphometric study in miniature pigs. *J Biomed Mater Res* 1991;25:889-902.

⁶⁵ Ericsson I, Johansson CB, Bystedt H, Norton MR. A histomorphometric evaluation of bone-to-implant contact on machine-prepared and roughened titanium dental implants. A pilot study in the dog. *Clin Oral Implants Res* 1994;5:202-206.

positiva en la migración y proliferación celular. Por el contrario, los fibroblastos muestran baja afinidad hacia las superficies rugosas,^{67,68,69,70,71} lo que da lugar a mejores resultados de contacto hueso-implante (BIC), sugiriendo que la microestructura del implante influye en la interacción tejido-biomaterial^{67,68,69}

Algunas de las modificaciones en la superficie de los implantes con el objetivo de conseguir áreas más rugosas son grabado ácido (suelen utilizarse diferentes ácidos incluyendo los ácidos hidroclicóric, sulfúric y nítrico) arenado o anodización, y estas modificaciones han dado resultados positivos en cuanto a una cicatrización más temprana y la consecución de una alta fijación biomecánica.^{26,27,38,50,72,73,74,75} Los implantes tratados mediante arenado y

²⁶ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. *Int J Prosthodont* 2004;17:536-543.

²⁷ Calvo-Guirado JL, Ortiz-Ruiz AJ, Negri B, López-Marí L, Rodríguez-Barba C, Schlottig F. Histological and histomorphometric evaluation of immediate implant placement on a dog model with a new implant surface treatment. *Clin Oral Implant Res* 2010;21:308-315.

³⁸ Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 2-review focusing on clinical knowledge of different surfaces. . *Int J Prosthodont* 2004;17:544-564.

⁵⁰ Coelho PG, Granjeiro JM, Romanos GE, Suzuki M, Silva NR, Cardaropoli G, Thompson VP, Lemons JE. Basic research methods and current trends of dental implant surfaces. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:579-596.

⁶⁶ Buser D, Mericske-Stern R, Dula K, Lang NP. Clinical experience with one-stage, non-submerged dental implants. *Adv Dent Res* 1999;13:153-161.

⁶⁷ Matsuo M, Nakamura T, Kishi Y, Takahashi K. Microvascular changes after placement of titanium implants: scanning electron microscopy observations of machined and titanium plasma sprayed implants in dogs. *J Periodontol* 2000;70:1330-1338.

⁶⁸ Plakco HE, Mishra S, Weimer JJ, Lucas LC. Surface characterization of titanium-based implant materials. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2000;15:355-363.

⁶⁹ Novaes AB, Souza SLS, Oliveira PT, Souza AMMS. Histomorphometric analysis of the bone implant contact obtained with 4 different implant surface treatments placed side by side in the dog mandible. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2002;17:377-383

⁷⁰ Bowers KT, Keller JC, Randolph BA, Wick DG, Michaels CM. Optimization of surface micromorphology for enhanced osteoblast responses in vitro. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1992;7:302-310.

⁷¹ Schwartz Z, Martin JY, Dean DD, Simpson J, Cochran DL, Boyan BD. Effect of titanium surface roughness on chondrocyte proliferation, matrix production, and differentiation depends on the state of cell maturation. *J Biomed Mater Res* 1996;30:145-155.

⁷² Eraslan O, Inan O. The effect of thread design on stress distribution in a solid screw implant: a 3D finite element analysis. *Clin Oral Investig* 2010;14:411-416.

⁷³ Butz F, Aita H, Wang CJ, Ogawa T. Harder and stiffer bone osseointegrated to roughened titanium. *J Dent Res* 2006;85:560-565.

grabado ácido (SLA) son usados frecuentemente en la práctica clínica ya que se ha demostrado que su superficie confiere características osteoconductoras.⁷⁶ (Figura 3)



Figura 3: Imagen de un implante Osseotite®, cuya superficie ha sido tratada mediante grabado ácido. Tomada de (www.biomet3i.es).

Modificaciones químicas como la incorporación de hidroxiapatita como cobertura de la superficie mediante diferentes procesos, parecen producir un aumento en la osteoconductividad de la superficie. Sin embargo, pequeñas interfases entre la cobertura de la superficie y el sustrato del implante, como se ha observado en plasma-spray de hidroxiapatita (PSHA), han elevado la inquietud por estudiar sus características clínicas a

⁷⁴ Ogawa T, Ozawa S, Shih JH, Ryu KH, Sukotjo C, Yang JM, Nishimura I. Biomechanical evaluation of osseous implants having different surface topographies in rats. J Dent Res 2000;79:1857-1863.

⁷⁵ Yang Y, Kim KH, Ong JL. A review on calcium phosphate coatings produced using a sputtering process--an alternative to plasma spraying. Biomaterials 2005;26:327-337.

⁷⁶ Abrahamsson I, Berglundh T, Linder E, Lang NP, Lindhe J. Early bone formation adjacent to rough and turned endosseous implant surfaces. An experimental study in the dog. Clin Oral Implants Res 2004;15:381-392.

largo plazo.⁷⁷ Recientemente, se ha combinado la rugosidad de la superficie con la incorporación de materiales biocerámicos en la química elemental, algo que ha mostrado resultados prometedores al compararse con las superficies rugosas.^{28,50,77,78,79,80,81,82,83,84}

Otros métodos estudiados para mejorar la cicatrización endógena del hueso que rodea biomateriales son diferentes formas de estimulación biofísica como campos electromagnéticos pulsados y ultrasonidos pulsados de baja intensidad.^{85,86}

El diseño del implante se refiere a la estructura en tres dimensiones con todos los elementos y rasgos que lo caracterizan. Se ha sugerido que juega un papel importante en la

²⁸ Marin C, Granato R, Suzuki M, Gil JN, Piattelli A, Coelho PG. Removal torque and histomorphometric evaluation of bioceramic grit-blasted/acid-etched and dual acid-etched implant surfaces: an experimental study in dogs. *J Periodontol* 2008;79:1942-1949.

⁵⁰ Coelho PG, Granjeiro JM, Romanos GE, Suzuki M, Silva NR, Cardaropoli G, Thompson VP, Lemons JE. Basic research methods and current trends of dental implant surfaces. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:579-596.

⁷⁷ Coelho PG, Lemons JE. Physico/chemical characterization and in vivo evaluation of nanothickness bioceramic depositions on alumina-blasted/acid-etched Ti-6Al-4V implant surfaces. *J Biomed Mater Res A* 2009;90:351-361.

⁷⁸ Coelho PG, Cardaropoli G, Suzuki M, Lemons JE. Histomorphometric evaluation of a nanothickness bioceramic deposition on endosseous implants: a study in dogs. *Clin Implant Dent Relat Res* 2009;11:292-302.

⁷⁹ Coelho PG, Cardaropoli G, Suzuki M, Lemons JE. Early healing of nanothickness bioceramic coatings on dental implants. An experimental study in dogs. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:387-393.

⁸⁰ Granato R, Marin C, Suzuki M, Gil JN, Janal MN, Coelho PG. Biomechanical and histomorphometric evaluation of a thin ion beam bioceramic deposition on plateau root form implants: an experimental study in dogs. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;90:396-403.

⁸¹ Mendes VC, Moineddin R, Davies JE. Discrete calcium phosphate nanocrystalline deposition enhances osteoconduction on titanium-based implant surfaces. *J Biomed Mater Res A* 2009;90:577-585.

⁸² Orsini G, Piattelli M, Scarano A, Petrone G, Kenealy J, Piattelli A, Caputi S. Randomized, controlled histologic and histomorphometric evaluation of implants with nanometer-scale calcium phosphate added to the dual acid-etched surface in the human posterior maxilla. *J Periodontol* 2007;78:209-218.

⁸³ Park YS, Yi KY, Lee IS, Han CH, Jung YC. The effects of ion beam-assisted deposition of hydroxyapatite on the grit-blasted surface of endosseous implants in rabbit tibiae. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2005;20:31-38.

⁸⁴ Suzuki K, Aoki K, Ohya K. Effects of surface roughness of titanium implants on bone remodeling activity of femur in rabbits. *Bone* 1997;21:507-514.

⁸⁵ Fini M, Giavaresi G, Setti S, Martini L, Torricelli P, Giardino R. Current trends in the enhancement of biomaterial osteointegration: Biophysical stimulation. *Biomaterials* 2004;27:681-690.

⁸⁶ Tanzer M, Kantor S, Bobyn JD. Enhancement of bone growth into porous intramedullary implants using non-invasive low intensity ultrasound. *J Orthop Res* 2001;19:195-199.

oseointegración y ha sido modificado a lo largo del tiempo para conseguir un mayor reparto de las cargas y una mayor estabilidad inicial.

El diseño de las roscas fue desarrollado para aumentar la retención mecánica (maximizando el contacto inicial), facilitar la distribución del estrés a la interfase hueso-implante, ayudar a la estabilidad inicial y aumentar el área de superficie.⁸⁷

Las variaciones geométricas para determinar la superficie funcional de la rosca y ayudar a la formación de hueso trabecular se producen en la profundidad, grosor, angulación y punta de las roscas, siendo éste último el más significativo.⁸⁸

Actualmente, los implantes endo-óseos de titanio con forma de tornillo dominan el mercado de los implantes. Esta forma imita la anatomía radicular del diente natural y la fricción mecánica de las roscas con la cavidad en el hueso del huésped permite maximizar el contacto inicial, asegurar la estabilidad primaria reduciendo los micromovimientos y distribuir el estrés interfacial.^{89,90} A este diseño de implantes se han añadido numerosas características adicionales como surcos, aberturas e indentaciones dando lugar a una amplia variedad de sistemas de implantes.¹³

¹³ Orsini, E., Salgarello, S., Bubalo, M., Lazic, Z., Trire, A., Martini, D., Franchi, M., Ruggeri, A. Histomorphometric evaluation of implant design as a key factor in peri-implant bone response: a preliminary study in a dog model. *Minerva Stomatol* 2009;58:263-275.

⁸⁷ Misch CE. Implant design considerations for the posterior regions of the mouth. *Implant Dent* 1999;8:376-386.

⁸⁸ Negri B, Calvo-Guirado JL, Maté Sánchez de Val JE, Delgado Ruiz RA, Ramírez Fernández MP, Gómez Moreno G, Aguilar Salvatierra A, Guardia J, Muñoz Guzón F. Biomechanical and Bone Histomorphological Evaluation of Two Surfaces on Tapered and Cylindrical Root Form Implants: An Experimental Study in Dogs. *Clin Implant Dent Relat Res* 2012. doi: 10.1111/j.1708-8208.2011.00431.x.

⁸⁹ Kim DS, Kim DG, Park CJ, Cho LR. Histomorphometry and stability analysis of early loaded implants with two different surface conditions in beagle dog. *J Adv Prosthodont* 2009;1:10-18.

⁹⁰ Brunski JB. Biomaterials and biomechanics in dental implant design. *J Oral Maxillofac Implant* 1988;3:85-97.

El contacto hueso-implante es un concepto histológico tradicionalmente evaluado para calcular la cantidad de superficie del implante que está en contacto directo con el hueso mineralizado sin la interposición de tejido conectivo.⁹¹

La mayoría de las investigaciones en odontología relacionadas con el BIC lo nombran como uno de los elementos contribuyentes en la estabilidad del implante. Numerosos autores han especificado que los factores que influyen en los niveles de BIC son, sobre todo, la densidad original del hueso,⁹² los valores de las fuerzas funcionales que se ejercen sobre los implantes,⁹³ la configuración y geometría de los implantes,^{94,95} la rugosidad de la superficie,⁹⁶ la longitud del implante y su anchura⁹⁷ y la mojabilidad de la superficie.²⁷

Los métodos usados habitualmente para valorar el contacto hueso-implante se pueden dividir en diferentes grupos:

- Longitud de la superficie de contacto.

²⁷ Calvo-Guirado JL, Ortiz-Ruiz AJ, Negri B, López-Marí L, Rodríguez-Barba C, Schlottig F. Histological and histomorphometric evaluation of immediate implant placement on a dog model with a new implant surface treatment. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:308-315.

⁹¹ Birang R, Tavakoli M, Shahabouei M, Torabi A, Dargahi A, Soolari A. Investigation of Peri-Implant Bone healing Using Autologous Plasma Rich in Growth Factors in the Canine Mandible After 12 Weeks: A Pilot Study. *Open Dent J* 2011;5:168-173

⁹² Cho GC. Evidence-based approach for treatment planning options for the extensively damaged dentition. *J Calif Dent Assoc* 2004;32:983-990.

⁹³ De Pauw GA, Dermaut LR, Johansson CB, Martens G. A histomorphometric analysis of heavily loaded and non-loaded implants. *J Oral Maxillofac Implant* 2002;17:405-412

⁹⁴ Caneva M, Salata LA, de Souza SS, Bressan E, Botticelli D, Lang NP. Hard tissue formation adjacent to implants of various size and configuration immediately placed into extraction sockets: an experimental study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:885-890.

⁹⁵ Sanz M, Cecchinato D, Ferrus J, Pjetursson EB, Lang NP, Lindhe J. A prospective, randomized-controlled clinical trial to evaluate bone preservation using implants with different geometry placed into extraction sockets in the maxilla. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:13-21.

⁹⁶ Trisi P, Lazzara R, Rebaudi A, Rao W, Testori T, Porter SS. Bone-implant contact on machined and dual-acid etched surfaces after 2 months of healing in the human maxilla. *J Periodontol* 2003;74:945-956.

⁹⁷ Ivanoff CJ, Sennerby L, Johansson C, Rangert B, Lekholm U. Influence of implant diameters on the integration of screw implants. An experimental study in rabbits. *Int J Oral Maxillofac Surg* 1997;26:141-148.

- Imagen digital de la zona de contacto.
- Análisis visual de los tejidos peri-implantarios.
- Composición química del área de contacto.

La histomorfometría es un método evaluable para valorar los tejidos peri-implantarios que proporciona resultados cuantitativos. En general, los dos parámetros más importantes para evaluar la respuesta del hueso en contacto con la superficie de un implante son el porcentaje de contacto hueso-implante y la densidad ósea, que pueden ser definidos como el porcentaje de hueso que cubre predeterminadas áreas alrededor del implante. El porcentaje de contacto hueso-implante proporciona información sobre la fijación del implante en el hueso, mientras que la densidad ósea refleja el grado de compatibilidad e integración del implante.⁹⁸

La medición del BIC usando la histomorfometría es un método establecido para determinar la extensión de oseointegración y la velocidad de cicatrización de los implantes dentales.⁸²

Además puede indicarnos también las diferencias en la capacidad de cicatrización en dos superficies diferentes de implantes colocados en maxilares.⁹⁹

Existen diferentes estudios sobre los factores que influyen en la cantidad de contacto hueso-implante usando modelos animales, pero actualmente existen escasas investigaciones

⁸² Orsini G, Piattelli M, Scarano A, Petrone G, Kenealy J, Piattelli A, Caputi S. Randomized, Controlled Histologic and Histomorphometric Evaluation of Implants With Nanometer-Scale Calcium Phosphate Added to the Dual Posterior Maxilla. *J Periodontol* 2007;78:209-218.

⁹⁸ Weinstein RS. Human bone biopsy. In: Yuehwei HA and Kylie LM eds. *Handbook of histology methods for bone and cartilage*. Totowa-New Jersey, Humana Press Inc 2003:129-143.

⁹⁹ Goené RJ, Testori T, Trisi P. Influence of a Nanometer-Scale Surface Enhancement on De Novo Bone Formation on Titanium Implants: A Histomorphometric Study in Human Maxillae. *Int J Periodontics Restorative Dent* 2007; 27:211-219.

dedicadas a la valoración de los métodos más adecuados de medida de ese contacto hueso-implante que nos ayuden a decidir cuál es el procedimiento mediante el que se consigue realizar esa medida de una forma óptima.

2.OBJETIVOS

2. OBJETIVOS

El objetivo principal de este estudio fue evaluar la eficacia de diferentes métodos de análisis del contacto hueso-implante (BIC), sus características comparativas y sus diferencias básicas, en cinco tipos diferentes de implantes mediante microscopía electrónica de barrido realizando un análisis de espectrometría de rayos X (EDX).

3. MATERIAL Y MÉTODOS

3. MATERIAL Y MÉTODOS

Existen diferentes formas de medir el contacto hueso-implante. La primera, llamada BIC I, consiste en medir la cantidad de hueso mineralizado que se encuentra en contacto directo con la superficie de titanio del implante a través de toda el área roscada. Se mide el hueso nuevo existente alrededor de las roscas del implante pero no el nuevo hueso unido al hueso antiguo. (Figuras 4, 5, 6, 7 y 8)

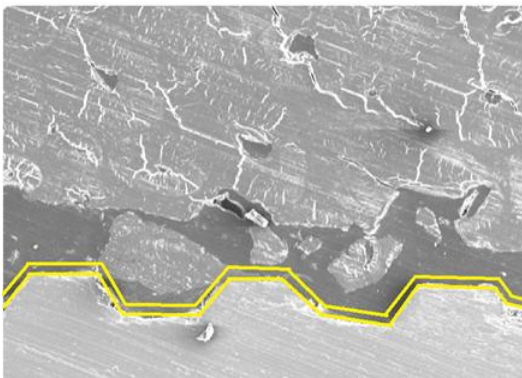


Figura 4: Medida de BIC I en un implante Nanotite™

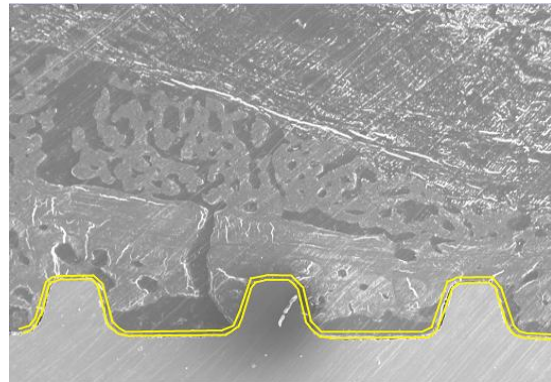


Figura 5: Medida de BIC I en un implante SPI®

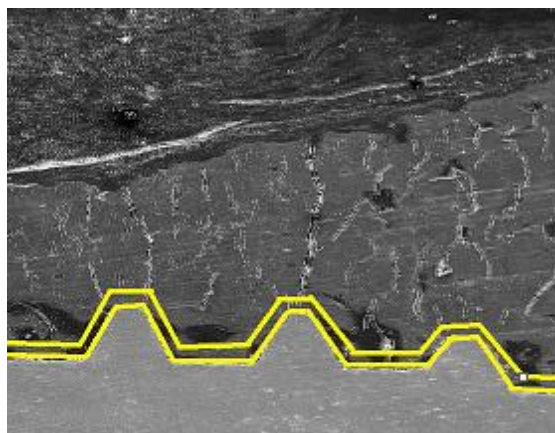


Figura 6: Medida de BIC I implante Evolution 2®

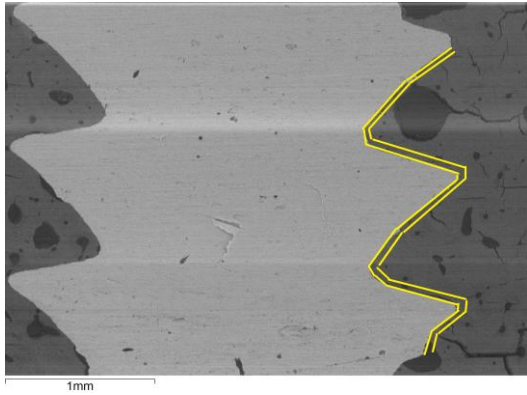


Figura 7: Medida de BIC I en un implante TSA®

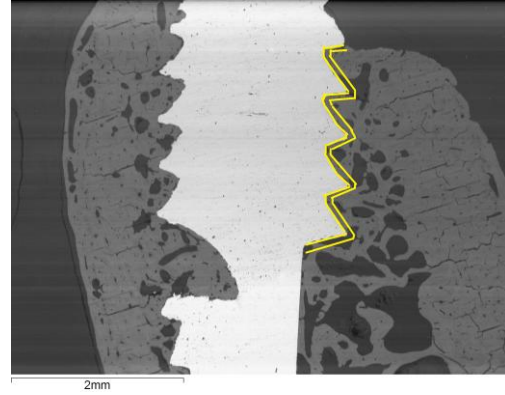


Figura 8: Medida de BIC I en un implante TSA®

Mediante la evaluación de BIC II, se mide el BIC a lo largo de una línea que pasa por los ápices de las roscas del implante; esto mide el BIC real pero no tiene en cuenta el BIC inter-roscas, por lo que tiende a medir hueso antiguo y algo de hueso nuevo pero ignora el hueso existente entre las roscas. (Figuras 9, 10, 11, 12 y 13)

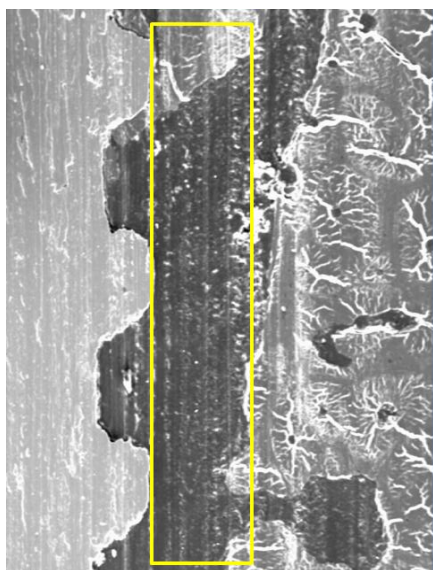


Figura 9: Medida de BIC II en un implante Nanotite™

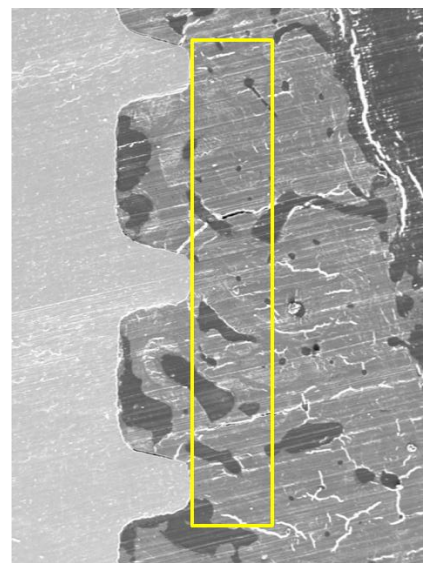


Figura 10: Medida de BIC II en un implante SPI®

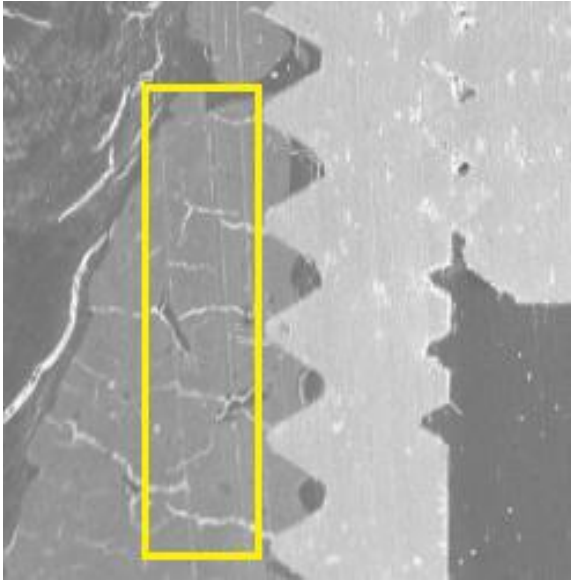


Figura 11: Medida de BIC II en un implante Evolution 2®

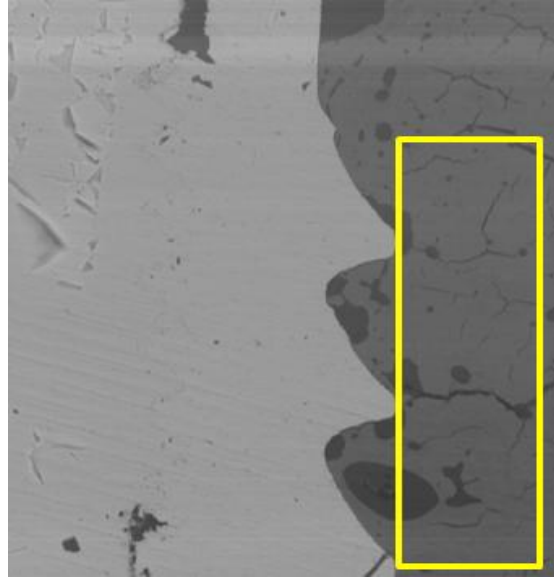


Figura 12: Medida de BIC II en un implante TSA®

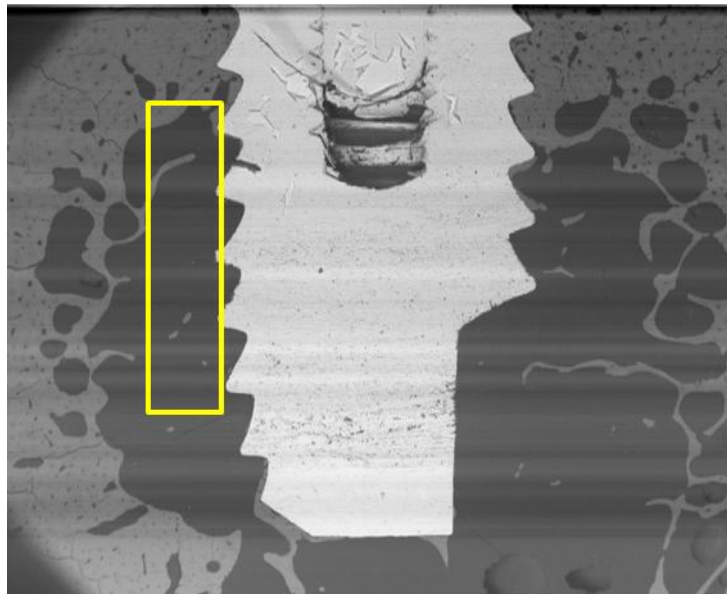


Figura 13: Medida de BIC II en un implante TSA® Advance

La tercera forma de evaluar el BIC, llamada en este caso BIC III, consiste en medir el hueso existente en las áreas de alrededor y sobre las roscas y entre ellas. (Figuras 14, 15, 16, 17 y 18)

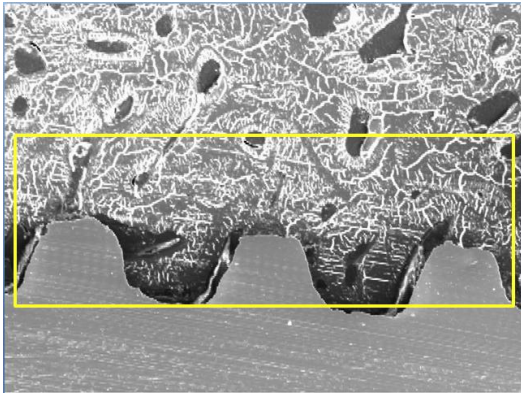


Figura 14: Medida de BIC III en un implante Nanotite™

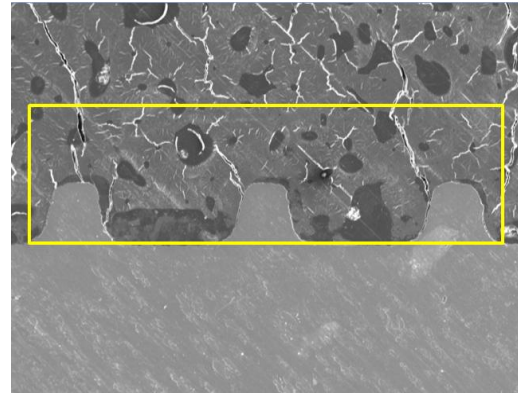


Figura 15: Medida de BIC III en un implante SPI®

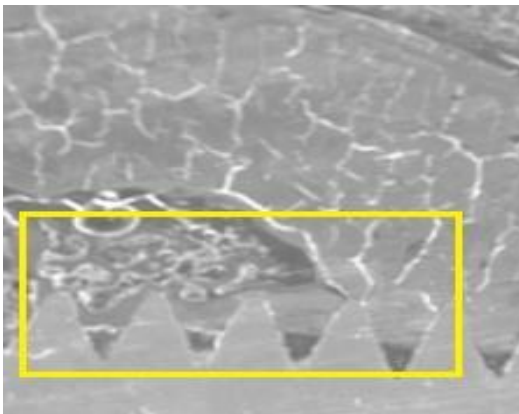


Figura 16: Medida de BIC III en un implante Evolution 2®

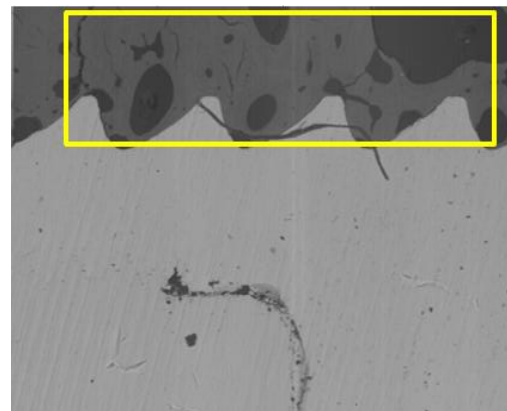


Figura 17: Medida de BIC III en un implante TSA®

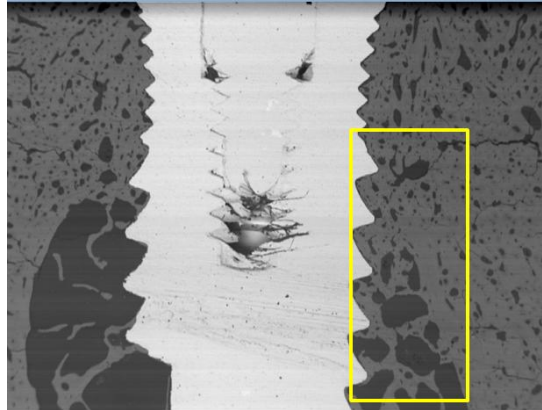


Figura 18: Medida de BIC III en un implante TSA® Advance

Este estudio experimental fue diseñado para evaluar la aposición de hueso en los distintos tipos de medida del BIC en cinco superficies diferentes de implantes colocados en mandíbulas de perro. Los implantes utilizados fueron los siguientes:

- 36 implantes Certain Nanotite™ de 4 x 10 mm (Biomet 3i, Palm Beach Gardens, FL, USA).
- 36 implantes SPI® de 3.5 x 9.5 mm (Thommen Medical, Waldenburg, Switzerland).
- 36 implantes Evolution 2® de 4 x 10 mm (B & W S.R.L, Buenos Aires, Argentina).
- 36 implantes TSA® de 3.6 x 10 (Phibo®, Dental Solutions S.L, Barcelona Spain).
- 36 implantes TSA® Advance de 4.2 x 10 (Phibo®, Dental Solutions S.L, Barcelona Spain).

La superficie de los implantes Certain Nanotite™ tiene incorporada al doble grabado ácido Osseotite®, un depósito de nanocristales de fosfato de calcio, conocido como Discrete Crystalline Deposition o proceso DCD™. La de los implantes SPI® tiene todas las

características de una superficie endoósea cuyo tratamiento ha sido el arenado / grabado ácido. Las de Evolution 2[®] también están tratadas con doble grabado ácido (mezcla de ácido nítrico y clorhídrico) y las de los implantes TSA[®] y TSA[®] Advance (superficie Avantblast[®]) están basadas en el ataque químico para mejorar los resultados obtenidos con el grabado ácido y posterior pasivado. En estas superficies se produce un aumento de la superficie del implante mediante una rugosidad optimizada y aumento de espesor de la capa de óxido de titanio pasivado.

Para el experimento fueron utilizados 30 perros Beagle de un año de edad y un peso comprendido aproximadamente entre 12 – 13 kg cada uno. Los animales fueron alimentados con dieta blanda. El protocolo de investigación fue sometido al Comité Ético local para Animales de Investigación (Universidad de Murcia, España). Todos los animales siguieron el Decreto Real (RD)1201/2005 del 10 de Octubre, sobre protección de animales usados para experimentación y otros propósitos científicos y la LEY 32/2007 del 7 de Noviembre, para el cuidado dado a los animales en su granja, transporte, pruebas y sacrificio. Además, el proyecto siguió la DIRECTIVA DEL PARLAMENTO EUROPEO Y DEL CONSEJO del 22 de Septiembre de 2010 sobre protección de animales usados para propósitos científicos (2010/63/UE).

3.1 Procedimiento quirúrgico:

Durante los procedimientos quirúrgicos los perros fueron anestesiados con Pentothal Natrium[®] (30mg/ml; Laboratorios Abbot, Chicago, IL, USA) administrado de forma intravenosa. Para el estudio se usaron los alveolos distales de los premolares tercero y

cuarto (P3 y P4 respectivamente) y el alveolo distal del primer molar (M1), en ambos cuadrantes de la mandíbula. (Figuras 19 y 20)

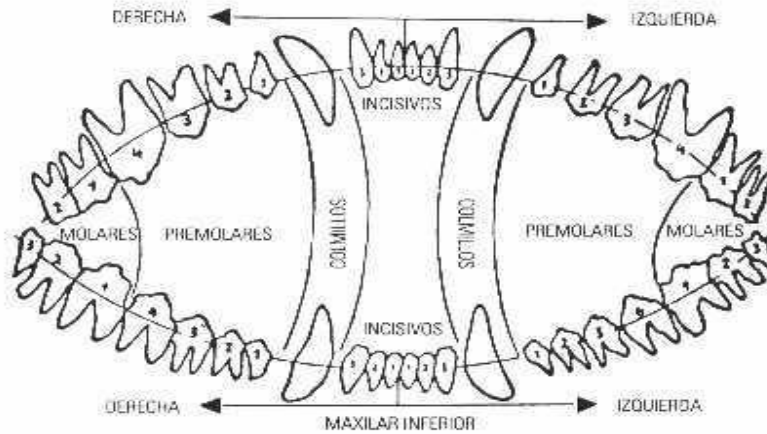


Figura 19: Esquema de la distribución de los dientes en los perros. Tomada de (Piedad Ramírez Hernández).

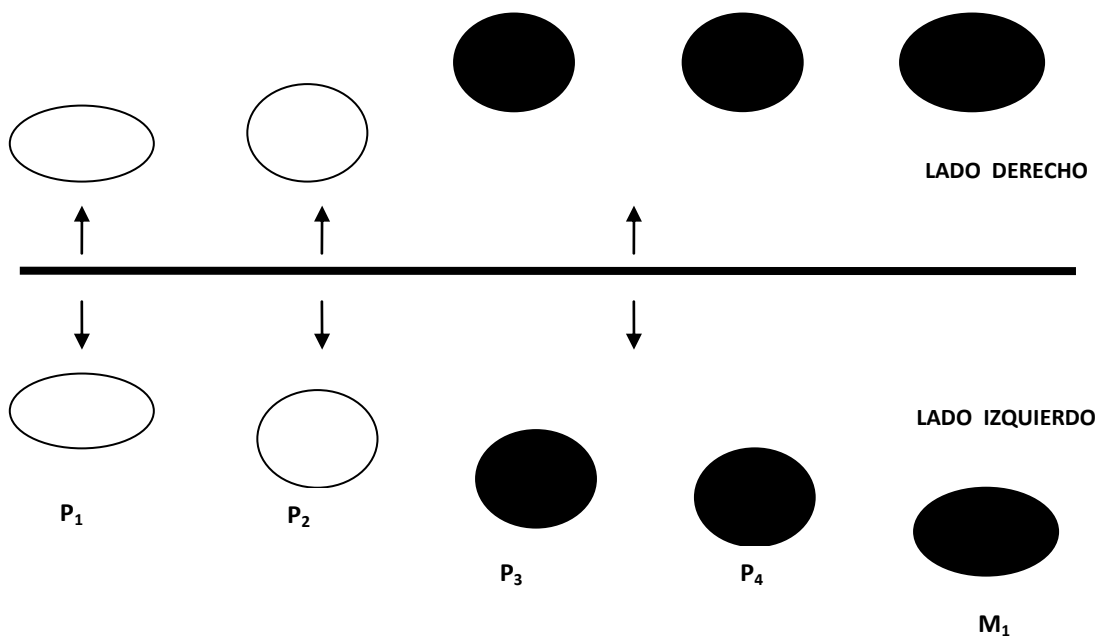


Figura 20: Esquema de los alveolos receptores de los implantes (marcados en negro).

Se realizaron incisiones intrasulculares a lo largo de las áreas vestibulares y linguales de los dientes para descubrir las paredes óseas de la cresta alveolar vestibular y lingual. (Figuras 21 y 22)



Figura 21: Fotografía prequirúrgica de los dientes involucrados para el estudio.



Figura 22: Incisiones intrasulculares y despegamiento de los colgajos vestibular y lingual.

Los dientes fueron hemiseccionados con una fresa de carburo de tungsteno y las raíces distales fueron removidas usando fórceps. Los conductos de las raíces mesiales fueron obturados y se realizó un sellado de la cámara pulpar. (Figuras 23 y 24)

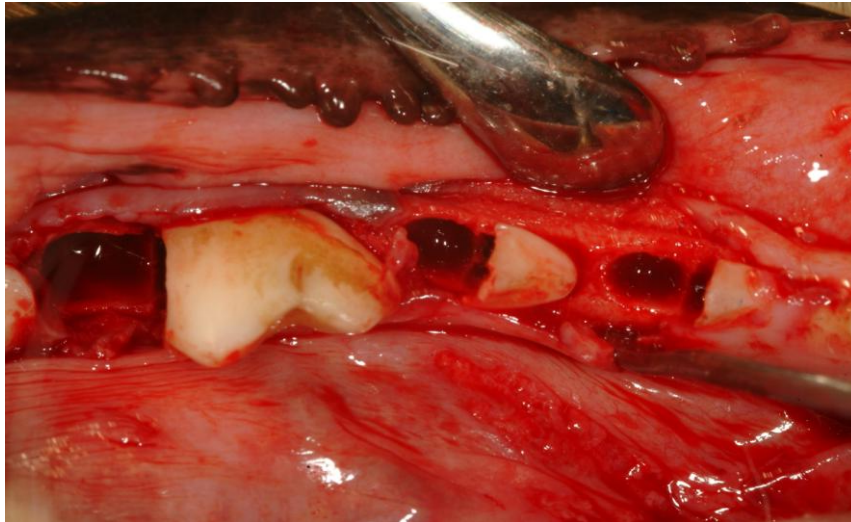


Figura 23: Alveolos distales tras la hemisección y extracción de las raíces distales.



Figura 24: Raíces distales de P3, P4 y M1 extraídas.

Antes de colocar los implantes se realizaron las medidas vestibular, lingual, mesial y distal de cada alveolo post-extracción.

Los implantes fueron colocados bajo las mismas condiciones quirúrgicas que en la extracción de los dientes en cuanto a esterilidad, acto quirúrgico y anestesia. Seis implantes fueron colocados en cada mandíbula siguiendo un diseño de distribución aleatoria realizado con el programa informático www.randomization.com. Tal distribución fue establecida para cada perro antes de la cirugía. (Figuras 25 y 26)

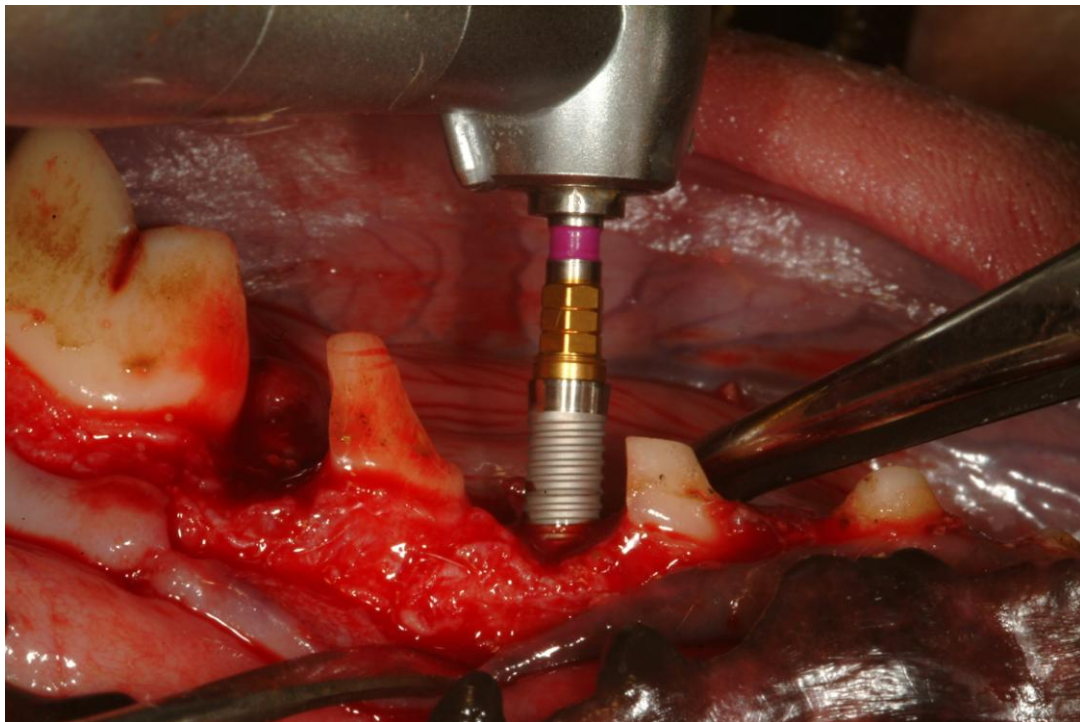


Figura 25: Colocación de uno de los implantes en el alveolo distal de P3.

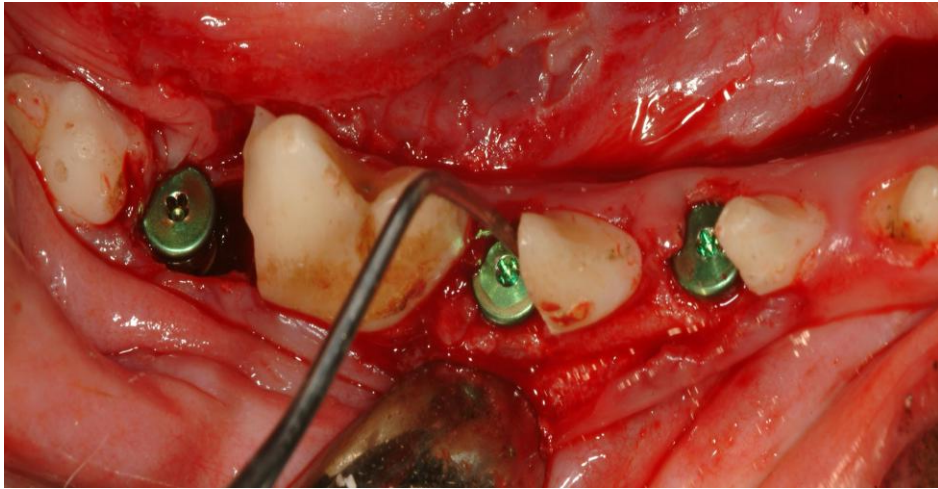


Figura 26: Colocación de los implantes en las posiciones P3, P4 y M1 de una hemimandíbula.

Los pequeños colgajos sulculares fueron adaptados libres de tensión y suturados mediante puntos de sutura simples directos. (Figuras 27 y 28)

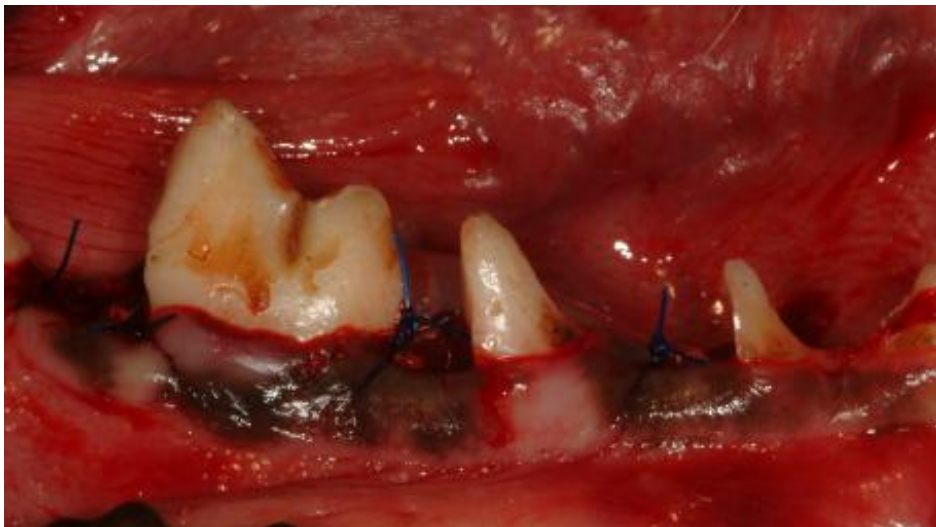


Figura 27: Vista lateral de la adaptación de los colgajos sin tensión y sutura mediante puntos simples directos.



Figura 28: Vista superior de la adaptación de los colgajos sin libres de tensión y sutura mediante puntos simples directos.

Es importante mencionar que uno de los implantes se perdió (Nanotite™ 3.5 x 10 mm), el cual fue colocado en la hemimandíbula derecha del alveolo P3 del segundo perro.

Durante la primera semana tras la cirugía, los animales recibieron Amoxicilina 500 mg (2 veces al día) e Ibuprofeno 600 mg (3 veces al día) por vía sistémica. Las suturas fueron removidas tras dos semanas. Los animales fueron sacrificados a los 15, 30 y 90 días después de la colocación de los implantes mediante una sobredosis de Pentothal Natrium® (laboratorios Abbot), perfundido a través de las arterias carótidas con una solución fijadora que contenía una mezcla de 5 % de glutaraldehído y 4 % de formaldehido. Las mandíbulas fueron diseccionadas y cada zona implantada fue removida usando una sierra de diamante (Exact Apparatebeau, Norderstedt, Hamburg, Germany). Las biopsias fueron preparadas para ser seccionadas según los métodos descritos por Donath y Breuner.¹⁰⁰ Los análisis

¹⁰⁰ Donath K, Breuner G. A method for the study of undecalcified bones and teeth with attached soft tissues. The Sage-Schliff (sawing and grinding) technique. J Oral Pathol 1982;11:318-326.

histológicos e histomorfométricos fueron realizados para evaluar la calidad del hueso y el contacto hueso – implante en cada zona (vestibular y lingual).

3.2 Preparación histológica. Análisis y examen histológico:

Las muestras fueron preparadas para el examen histológico como fue descrito por Schenk y cols.¹⁰¹ Fueron deshidratadas en grados incrementales de etanol, infiltrado con metacrilato polimerizado y se seccionaron en sentido vestibulo-lingual usando una sierra de diamante (Exakt, Apparatebau, Norderstedt, Hamburg, Alemania). De cada unidad biopsiada fueron cortadas dos secciones. La primera fue cortada del centro del implante y la segunda desde el hueso de alrededor. Cada bloque fue seccionado con un disco de diamante de alta precisión dando un grosor de 100 mm y un grosor final de 40 mm por el mecanismo Exakt 400[®] CS (Exakt, Apparatebau).

Para la preparación de las superficies seccionadas se utilizaron las tinciones de tricromo de Masson y de hematoxilina y eosina de acuerdo con Schenk y cols.¹⁰¹

Las imágenes fueron calibradas digitalmente con una ampliación de 10x mediante el uso del microscopio Leica DM 4000B, Ernst-Leitz, Alemania. (Figura 29)

¹⁰¹ Schenk RK, Olah, A.J., Hermann, W. Preparation of calcified tissues for light microscopy. 1st Edition, 1984. Amsterdam: Elsevier Science Publishers.



Figura 29: Imagen del microscopio Leica DM 4000B, Ernst-Leitz, Alemania.

El programa informático MIP 4 (Micron Image Processing Software, CID, Consulting Image Digital, Barcelona, Spain) conectado a una video cámara a color Sony DXC-151 2/3-CCD RGB se utilizó para procesar el corte sagital más central de cada implante. (Figuras 30, 31, 32, 33, 34, 35, 36, 37, 38, 39, 40, 41, 42, 43 y 44)



Figura 30: Imagen histológica de un implante Nanotite™. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.



Figura 31: Imagen histológica de un implante Nanotite™. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

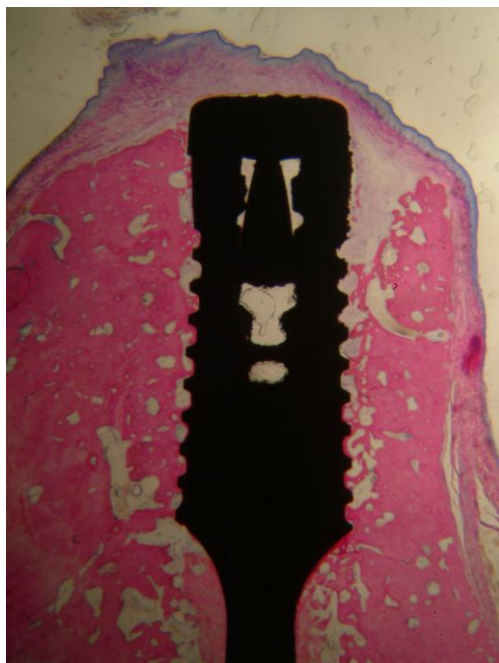


Figura 32: Imagen histológica de un implante Nanotite™. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

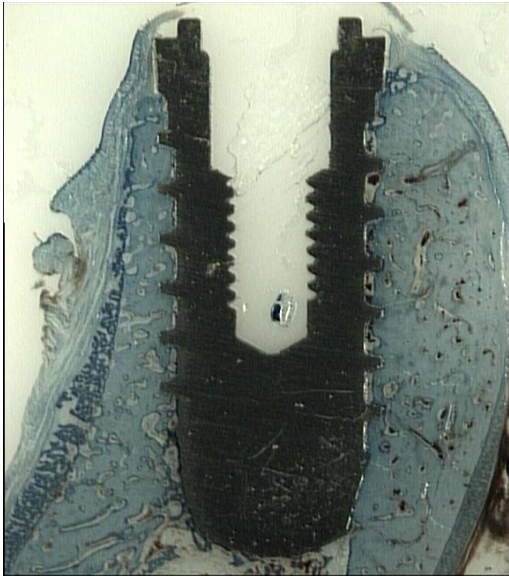


Figura 33: Imagen histológica de un implante SPI®. La muestra fue teñida con Tricromo de Masson.

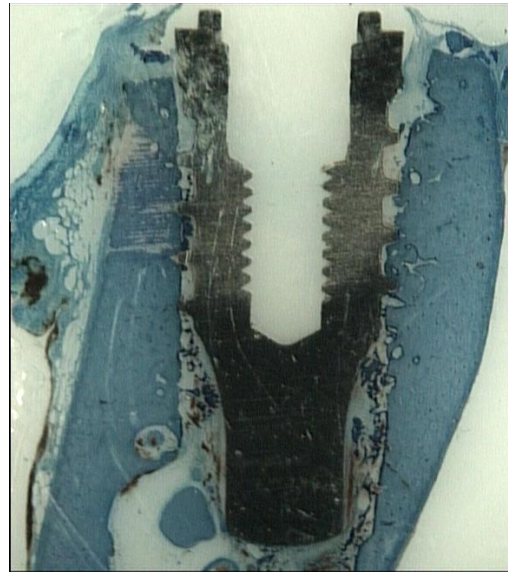


Figura 34: Imagen histológica de un implante SPI®. La muestra fue teñida con Tricromo de Masson.



Figura 35: Imagen histológica de un implante SPI®. La muestra fue teñida con Tricromo de Masson.



Figura 36: Imagen histológica de un implante Evolution 2®. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

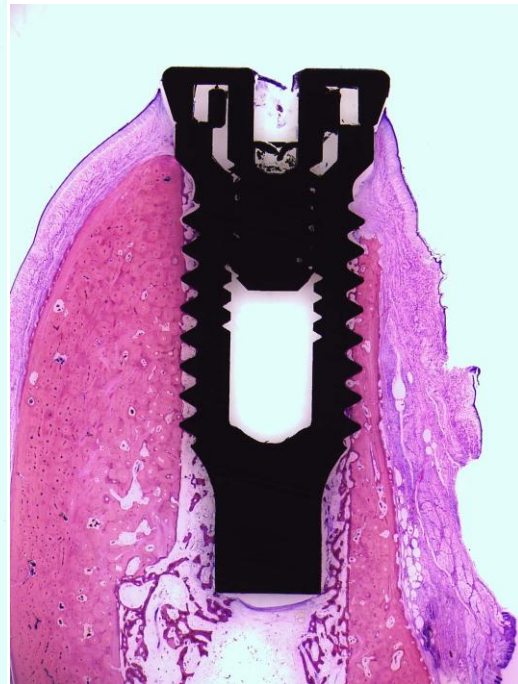


Figura 37: Imagen histológica de un implante Evolution 2®. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

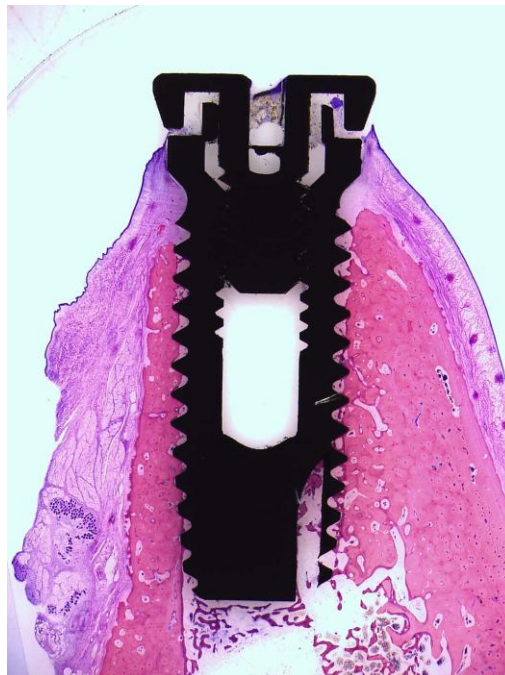


Figura 38: Imágenes histológicas de tres implante Evolution 2®. Las muestras fueron preparadas con tinciones de hematoxilina-eosina.



Figura 39: Imagen histológica de un implante TSA®. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

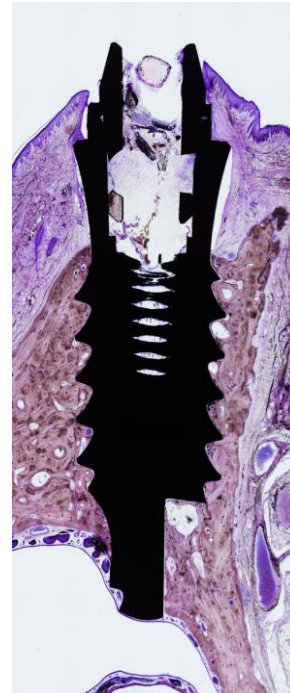


Figura 40: Imagen histológica de un implante TSA®. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.



Figura 41: Imagen histológica de un implante TSA®. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

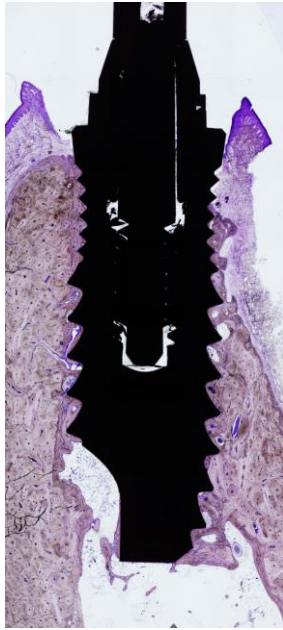


Figura 42: Imagen histológica de un implante TSA®. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

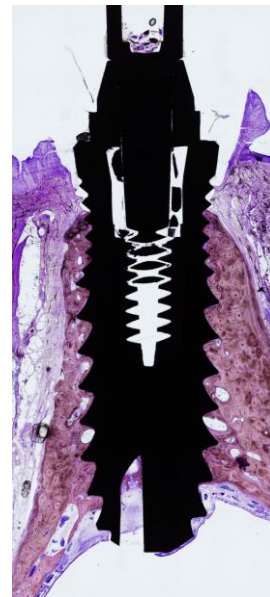


Figura 43: Imagen histológica de un implante TSA®. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

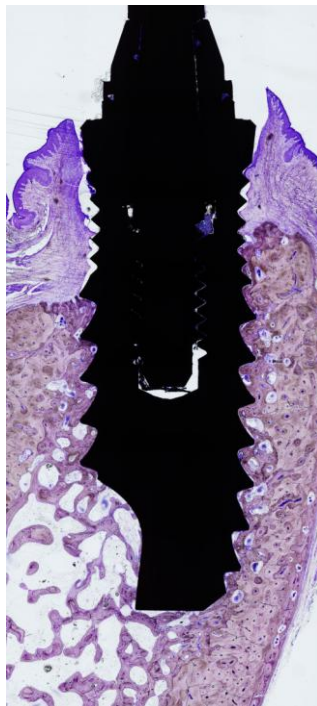


Figura 44: Imagen histológica de un implante TSA® Advance. La muestra fue teñida con hematoxilina-eosina.

Para mejorar la diferenciación entre el hueso nuevo y antiguo fue utilizada una coloración azul y azul celeste con la finalidad de realzar las imágenes digitalmente.

El análisis histométrico fue llevado a cabo mediante el uso de un microscopio electrónico de barrido (JEOL-6100- X LINK-ISIS, Akishima, Tokyo, Japan). (Figura 45)



Figura 45: Imagen de MEB (JEOL-6100- X LINK-ISIS, Akishima, Tokyo, Japan).

Las imágenes digitales fueron obtenidas con una magnificación de 100x y procesadas con el programa Imaris 6.1.5. (Bitplane AG, Zurich, Switzerland). (Figuras 46, 47, 48, 49, 50, 51, 52, 53, 54, 55, 56, 57, 58, 59 y 60)

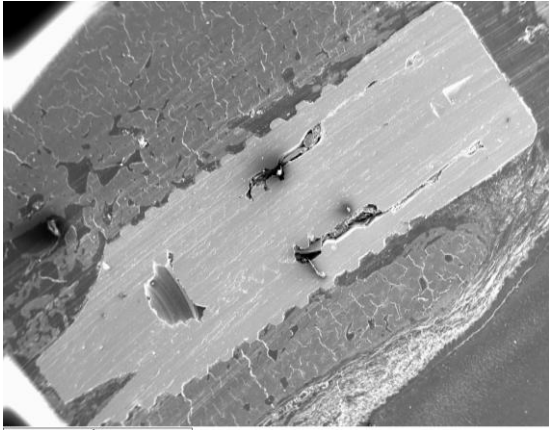


Figura 46: Imagen de un implante Nanotite™ obtenida mediante MEB.

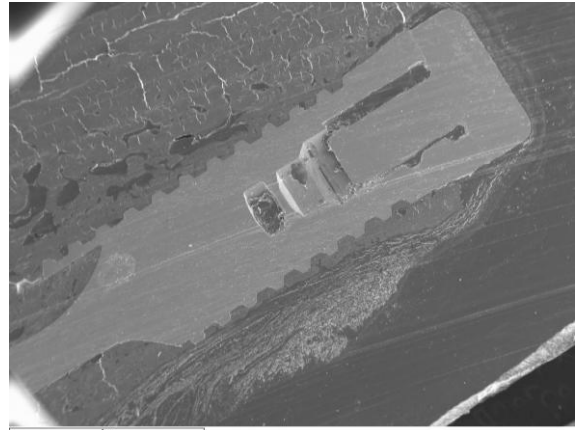


Figura 4719: Imagen de un implante Nanotite™ obtenida mediante MEB.

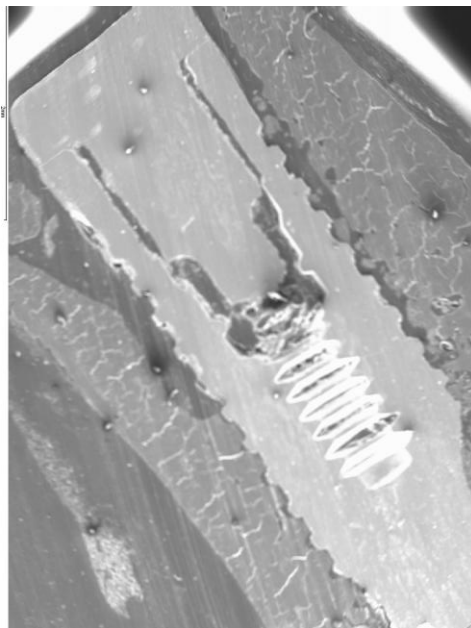


Figura 48: Imagen de un implante Nanotite™ obtenida mediante MEB.

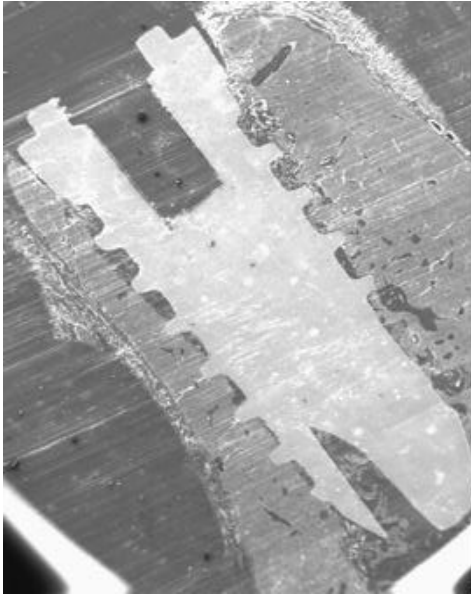


Figura 49: Imagen de un implante SPI® obtenida mediante MEB.

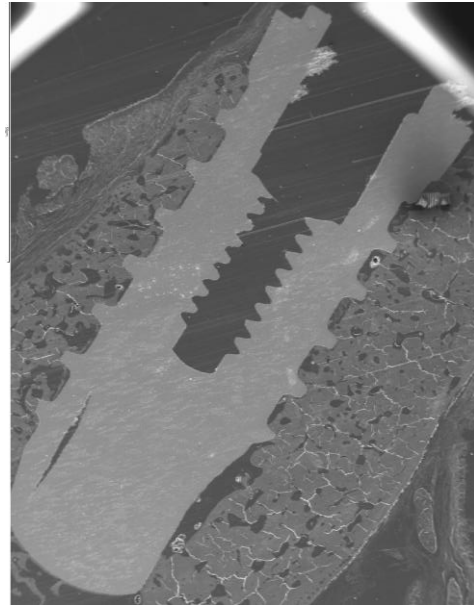


Figura 50: Imagen de un implante SPI® obtenida mediante MEB

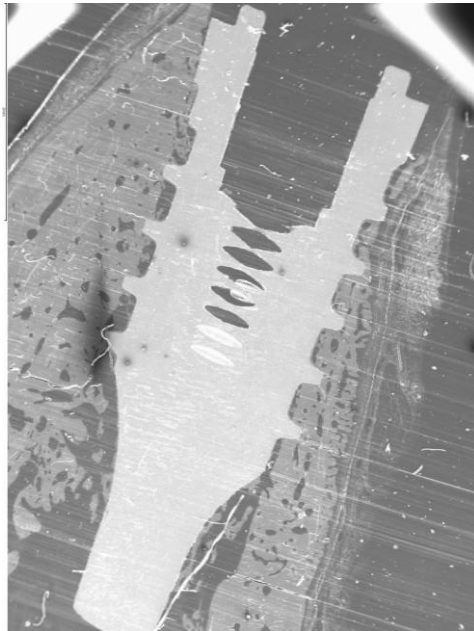


Figura 51: Imagen de un implante SPI® obtenida mediante MEB.

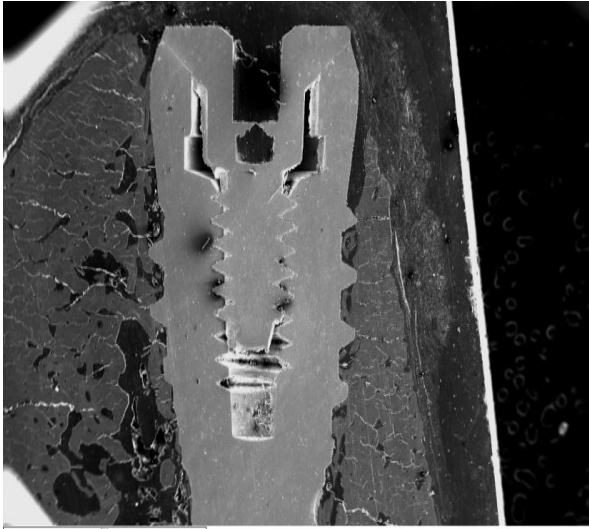


Figura 52: Imagen de un implante Evolution 2® obtenida mediante MEB.

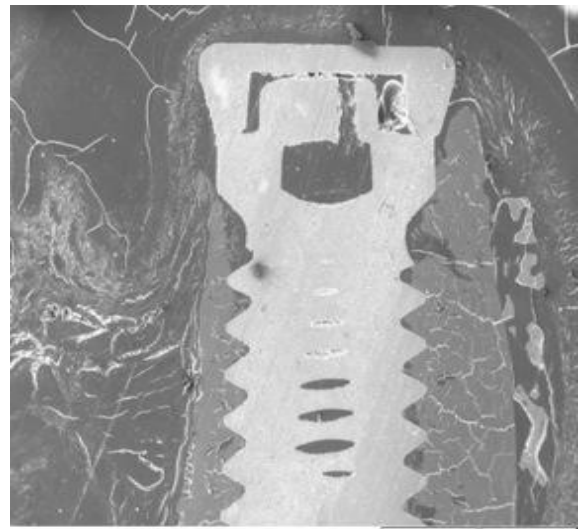


Figura 53: Imagen de un implante Evolution 2® obtenida mediante MEB.

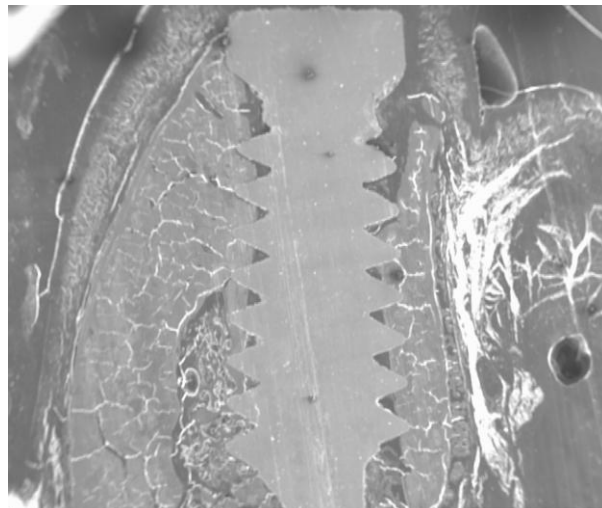


Figura 54: Imagen de un implante Evolution 2® obtenida mediante MEB.

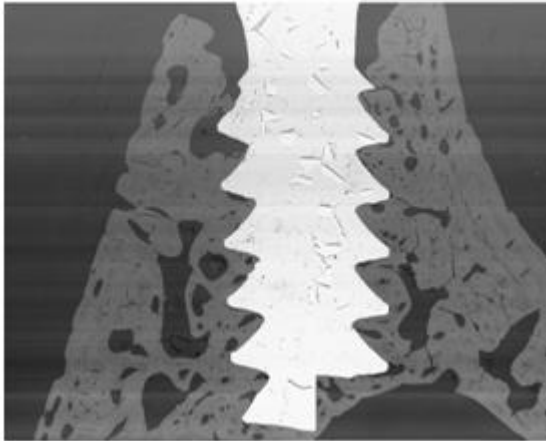


Figura 55: Imagen de un implante TSA® obtenida mediante MEB.

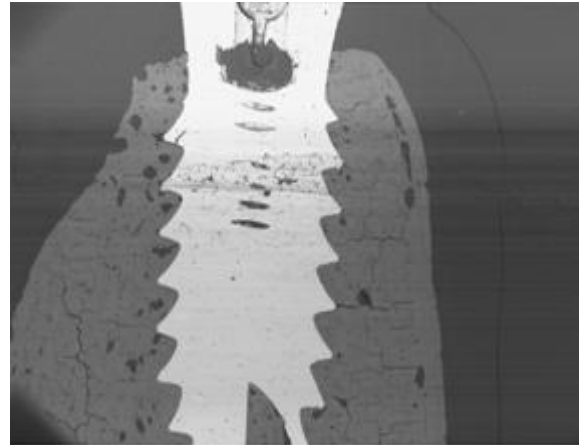


Figura 56: Imagen de un implante TSA® obtenida mediante MEB.

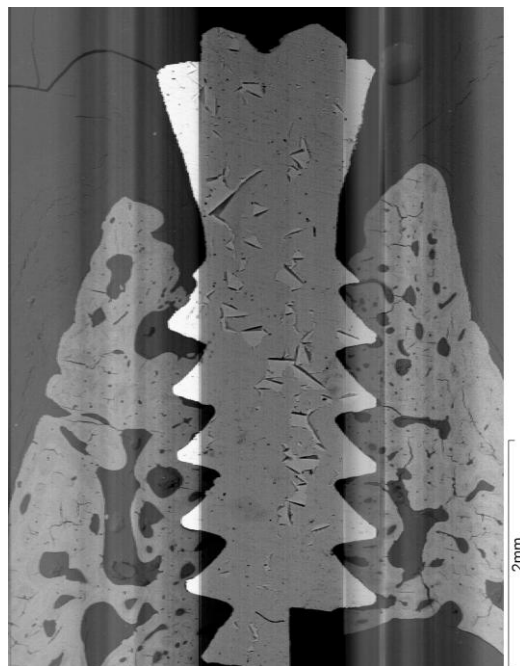


Figura 57: Imagen de un implante TSA® obtenida mediante MEB.

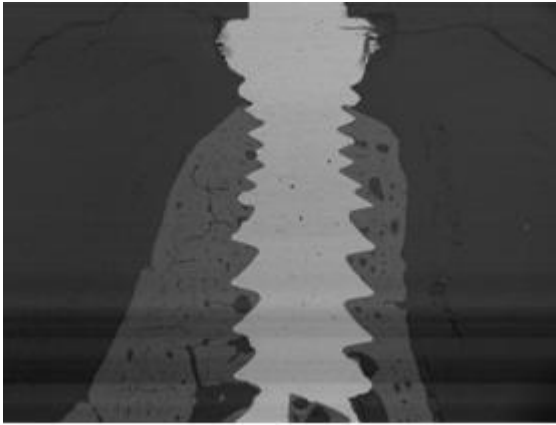


Figura 58: Imagen de un implante TSA® Advance obtenida mediante MEB.

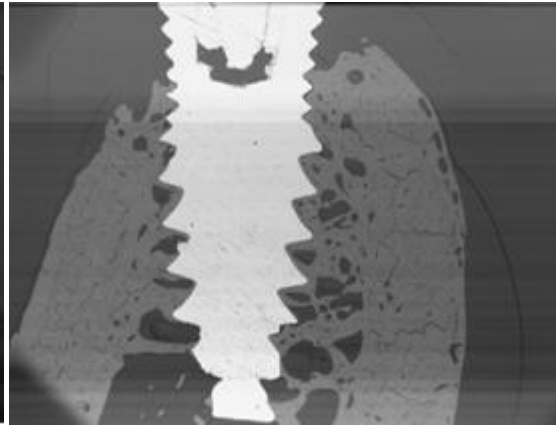


Figura 59: Imagen de un implante TSA® Advance obtenida mediante MEB.

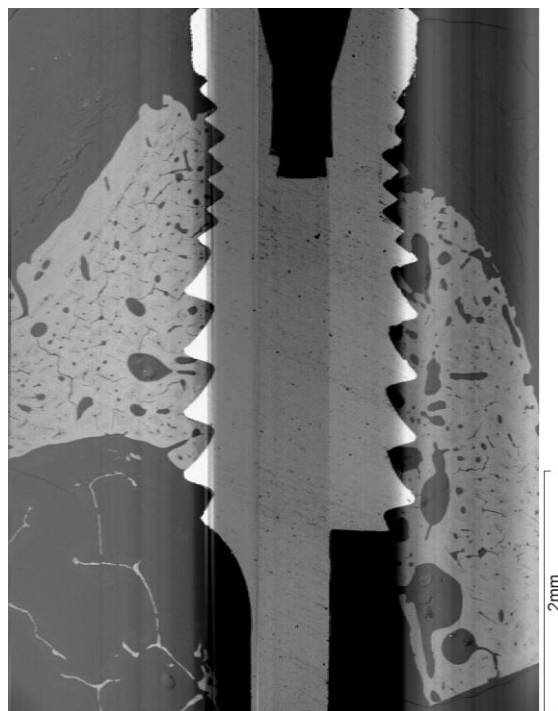


Figura 60: Imagen de un implante TSA® Advance obtenida mediante MEB.

Las medidas de la composición elemental se realizaron en los siguientes puntos de cada zona vestibular y lingual:

- Hueso original.
- Contacto hueso – implante, que fue calculado para cada muestra usando los tres métodos descritos previamente: BIC I, BIC II y BIC III.

Se realizó el análisis elemental del contacto hueso-implante, tanto en vestibular como en lingual, para las tres formas de evaluación de BIC descritas en el estudio (I, II y III).

Los valores del análisis elemental fueron cogidos de cada una de las roscas del centro del implante (tres roscas en vestibular y tres en lingual) dividido entre 100 % total del implante.

(Figura 61)

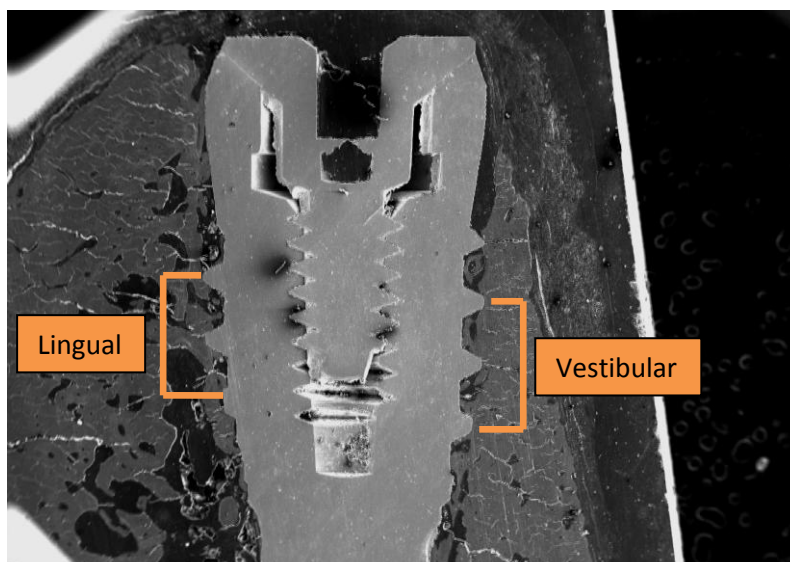


Figura 61: Imagen de un implante Evolution 2® representativa de las tres roscas centrales en torno a las cuales se realizaron las mediciones, tanto vestibulares como linguales.

Mediante el análisis estadístico se evaluaron las diferencias en la composición elemental (Ca, P, O, C) en los diferentes métodos de medida del BIC (BIC I, BIC II y BIC III).

Para el análisis de los datos, éstos se agruparon por tiempo de sacrificio (15, 30 y 90 días) y según el área (vestibular y lingual). Se realizó la prueba t-student para dos variables independientes, para lo que fue necesario comprobar que se cumplían los supuestos de normalidad de los datos (mediante el test Shapiro-Wilks) e igualdad de varianzas (mediante el test de Levene). También fue necesario utilizar los test de homogeneidad: Mann-Whitney y Wilcoxon (no paramétricos), como medida de refuerzo ya que la distribución de las diferencias fue ligeramente sesgada. Para ello se utilizó el programa de estadística SPSS 15.0 para Windows (detección de diferencias significativas y desviación estándar), tomando el $p < 0.05$ como significativo.

Los factores tales como diferencias individuales y la posición de cada implante pudieron ser descontados como no significativos. Los datos fueron reunidos en grupos por fecha de tratamiento / zona de evaluación (vestibular o palatino).

4.RESULTADOS

4. RESULTADOS

Los tres tipos de BIC y el contenido del hueso fueron analizados para todos los implantes colocados en los alveolos P3, P4 y M1 de las regiones vestibular y palatina (análisis elemental cuantificando la cantidad de calcio, fósforo, carbono y oxígeno). El contacto hueso-implante se midió de forma detallada de tres maneras. El primer método (BIC I) consistió en medir el recambio celular que se produjo en el hueso existente en contacto directo con la superficie de titanio del implante. Se midió el nuevo hueso existente alrededor de las roscas pero no se midió el nuevo hueso que aparecía unido al hueso antiguo. Para las evaluaciones del BIC II se midió el recambio celular producido a lo largo de la línea que pasa por los ápices de las roscas de implante; mide el BIC real pero no incluye el BIC entre roscas. Tiende a medir hueso antiguo y algo de hueso nuevo pero ignora el hueso existente entre las roscas del implante. La medida del BIC III se realizó en las áreas de alrededor y sobre las roscas y entre ellas. El análisis de los elementos se realizó para estudiar el recambio celular, siendo indicativos de este proceso el calcio y el fósforo.

En primer lugar fue analizado el hueso original en contraste con el hueso nuevamente formado. A los quince días fue encontrado un elevado contenido en calcio en el área lingual de P4 (31,83%), apareciendo la cantidad más baja de este elemento en el área vestibular de P3 (28,26 %). Un alto porcentaje de fósforo fue hallado en la zona lingual del alveolo M1 (14,21%) mientras que su más bajo porcentaje aparecía en la región lingual de P3 (13,19%), zona en la que aparecía la mayor cantidad de carbono (29,28%). La mayor cantidad de

oxígeno pudo ser observada en la zona vestibular del alveolo P3 (33,32%), y su porcentaje más bajo fue hallado en vestibular del alveolo P4 (29,45%). (Tabla 1, Gráfico 1)

	Ca	P	O	C	Na	Mg
P3 Lingual	26,83	13,19	30,7	29,28	0	0
P3 Vestibular	28,26	13,33	33,32	25,08	0	0
P4 Lingual	31,83	13,82	29,7	23,85	0,5	0,3
P4 Vestibular	30,81	13,94	29,45	25,8	0	0
M1 Lingual	31,52	14,21	29,37	24,3	0,6	0
M1 Vestibular	31,66	13,92	30,62	23,35	0	0,45

Tabla 1: Análisis de elementos en hueso original a los 15 días.

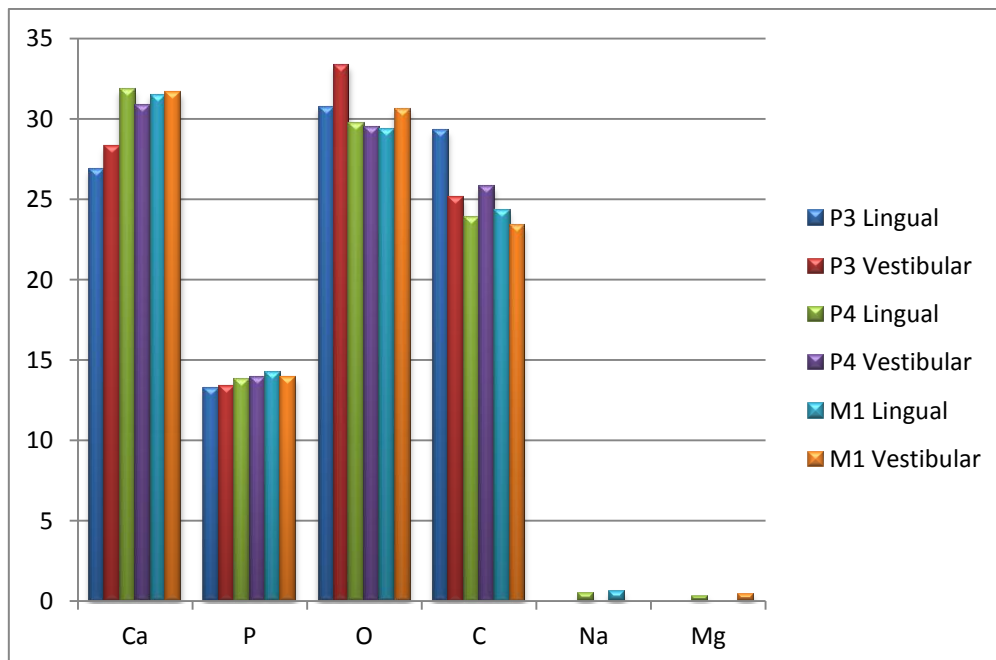


Gráfico 1: Gráfico representativo del análisis de elementos en hueso original a los 15 días.

En ese mismo periodo se hizo el análisis de elementos utilizando como medida del contacto - hueso implante el BIC I descrito anteriormente, y se encontró que la mayor cantidad de calcio y fósforo se localizaba en la región lingual del alveolo P3 (17,75% y 7,8% respectivamente). La menor cantidad de estos dos elementos fue observada en la región vestibular de P3, ya que se registró un 0,77% de calcio y no pudo detectarse fósforo. (Tabla 2, Gráfico 2)

	Ca	P	O	C
P3 Lingual	17,75	7,8	33,67	40,79
P3 Vestibular	0,77	0	35,49	63,74
P4 Lingual	7,06	3,11	27,32	62,51
P4 Vestibular	1,51	0	33,82	64,67
M1 Lingual	3,02	1,35	30,09	65,54
M1 Vestibular	1,54	0	35,03	63,44

Tabla 2: Análisis de los elementos en BIC I a los 15 días.

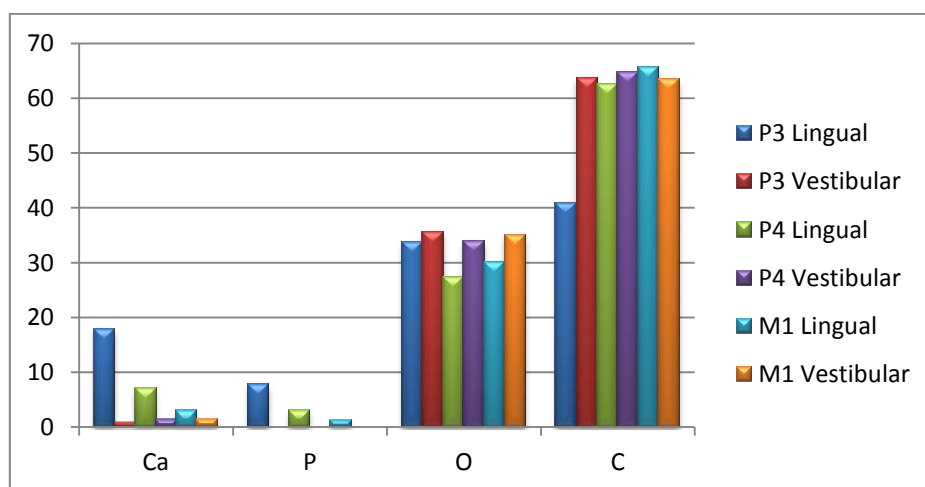


Gráfico 2: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC I a los 15 días.

Al analizar el BIC II se pudo observar que la mayor cantidad de calcio y fósforo a los quince días apareció en la zona lingual de P3 (25,46% y 11,49% respectivamente), mientras que la mayor cantidad de oxígeno fue localizada en la zona vestibular de P3 (39,58%). Sin embargo, en la zona vestibular de P3 no pudo encontrarse ni calcio ni fósforo. (Tabla 3, Gráfico 3)

	Ca	P	O	C	Na	Mg
P3 Lingual	25,46	11,49	3,06	28,99	0,00	0,00
P3 Vestibular	0,00	0	39,58	60,42	0	0
P4 Lingual	19,89	8,62	26,23	44,87	0,34	0,00
P4 Vestibular	1,62	0,00	33,39	64,99	0,00	0,00
M1 Lingual	14,25	6,37	26,19	52,94	0	0,26
M1 Vestibular	19,86	8,8	28,34	43	0	0

Tabla 3: Análisis de los elementos en BIC II a los 15 días.

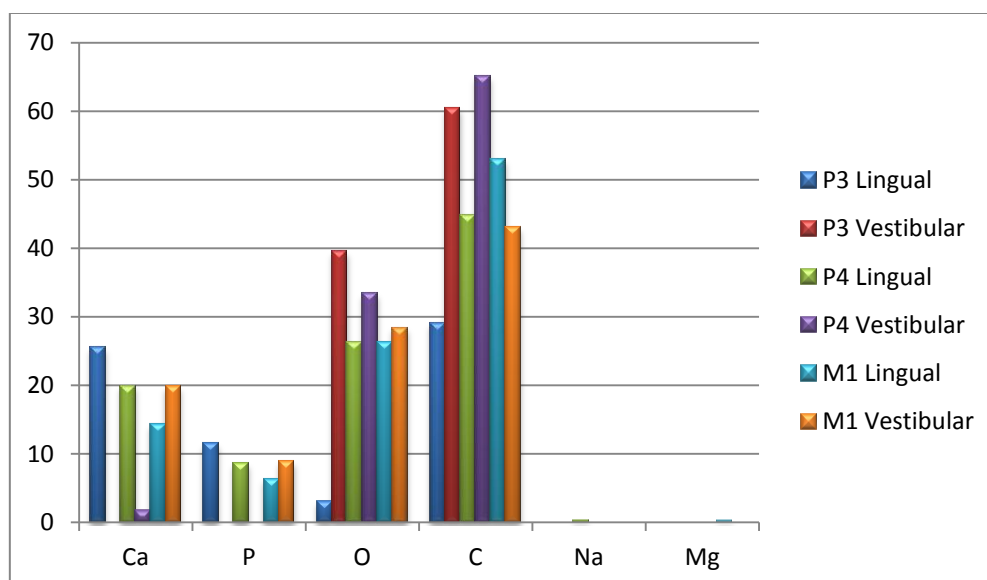


Gráfico 3: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC II a los 15 días.

En contraste a los resultados de BIC I y II, al realizar el análisis de BIC III se encontraron mayores niveles de calcio y fósforo en la región vestibular de M1 (22,55% y 13,45% respectivamente) que a nivel de los premolares, donde las menores cantidades halladas fueron para el calcio en vestibular de P3 (1,22%) y para el fósforo en palatino de P4 (6,87%).

(Tabla 4, Gráfico 4)

	Ca	P	O	C
P3 Lingual	21,83	10,45	33,91	33,81
P3 Vestibular	1,22	11,35	38,75	58,78
P4 Lingual	13,98	6,87	29,85	49,30
P4 Vestibular	20,42	9,78	26,94	42,86
M1 Lingual	20,78	11,23	34,71	48,08
M1 Vestibular	22,55	13,45	37,89	50,32

Tabla 4: Análisis de los elementos en BIC III a los 15 días.

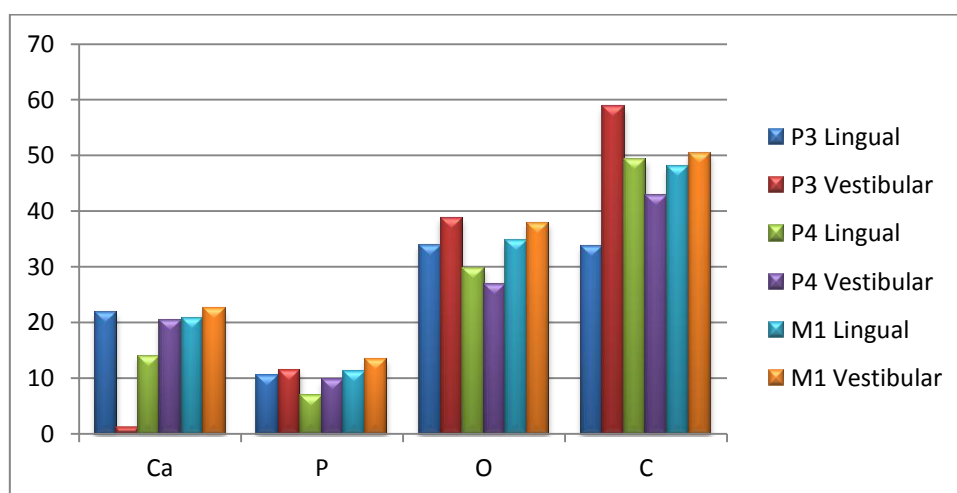


Gráfico 4: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC III a los 15 días.

A los treinta días, el resultado del análisis de los elementos en el hueso antiguo mostró las cantidades más altas de calcio lingual de P4 (29,06%) y de fósforo en lingual de M1 (13,54%). Los valores más bajos de calcio aparecieron en vestibular de P4 (24,06%) y de fósforo en vestibular de P3 (10,77%). (Tabla 5, Gráfico 5)

	Ca	P	O	C	Na
P3 Lingual	27,67	12,8	32,03	27,5	0
P3 Vestibular	26,07	10,77	28,83	34,33	0
P4 Lingual	29,06	13,07	28,5	28,77	0,6
P4 Vestibular	24,06	11,23	30,13	33,99	0,58
M1 Lingual	28,38	13,54	33,32	24,76	0
M1 Vestibular	25,77	11,55	30,95	31,1	0,62

Tabla 5: Análisis de elementos en hueso original a los 30 días

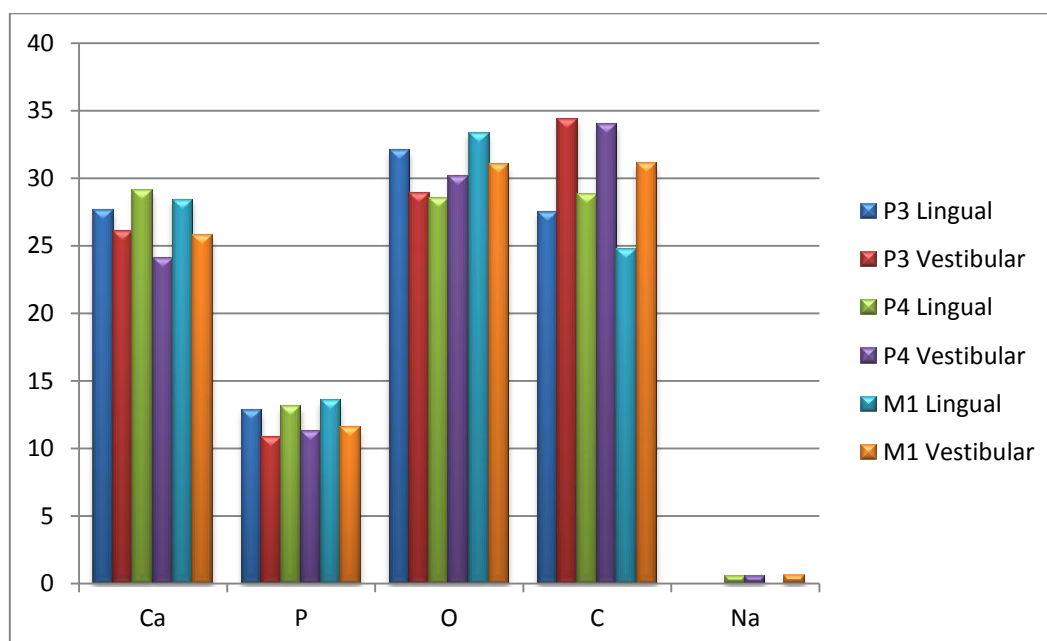


Gráfico 5: Gráfico representativo del análisis de elementos en hueso original a los 30 días.

En este mismo periodo de estudio, mediante el análisis de BIC I y BIC II, los mayores porcentajes de calcio y fósforo fueron encontrados en las áreas bucal de P4 y lingual de M1. Con BIC I, las cantidades mayores de calcio y fósforo fueron de 19,83% y 9,55% respectivamente (localizadas en vestibular de P4), mientras que los niveles más bajos de estos dos elementos fueron hallados en la región del alveolo P3, ya que se obtuvieron unas cantidades de calcio de 4,28% en lingual y 4,24 % en vestibular, y de fósforo del 1,86 % en vestibular de dicho alveolo. (Tabla 6, Gráfico 6)

	Ca	P	O	C	Na	S
P3 Lingual	4,28	2,11	31,34	62,27	0	0
P3 Vestibular	4,24	1,86	30,34	63,57	0	0
P4 Lingual	13,72	6,44	28,44	51,4	0	0
P4 Vestibular	19,83	9,55	26,44	43,6	0,58	0
M1 Lingual	19,69	9,06	29,94	40,84	0	0,48
M1 Vestibular	7,12	2,91	29,78	60,18	0	0

Tabla 6: Análisis de los elementos en BIC I a los 30 días.

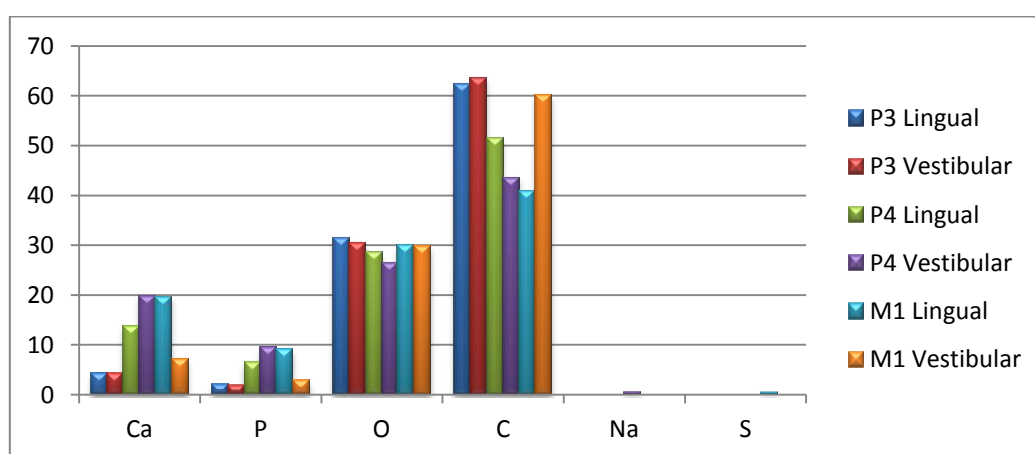


Gráfico 6: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC I a los 30 días.

En lingual de M1 fue hallado un valor de calcio de 19,69% y de fósforo de 9,06% con BIC II, en vestibular de P4 pudo observarse una cantidad de calcio de 24,54% y de 23,63% en lingual de M1, mientras que las cantidades de fósforo fueron de 11,26% en vestibular de P4 y de 10,42% en lingual de M1. Las cantidades más bajas de estos dos elementos fueron halladas en lingual de P3 (8,71% de calcio y 4,23% de fósforo). (Tabla 7, Gráfico 7)

	Ca	P	O	C	Na	Mg
P3 Lingual	8,71	4,23	32,57	54,49	0	0
P3 Vestibular	9,70	4,93	27,18	58,19	0	0
P4 Lingual	19,14	8,76	28,93	43,17	0	0
P4 Vestibular	24,54	11,26	28,13	35,37	0,69	0
M1 Lingual	23,63	10,42	32,95	33,01	0	0
M1 Vestibular	17,31	8,04	29,04	41,92	0	3,69

Tabla 7: Análisis de los elementos en BIC II a los 30 días.

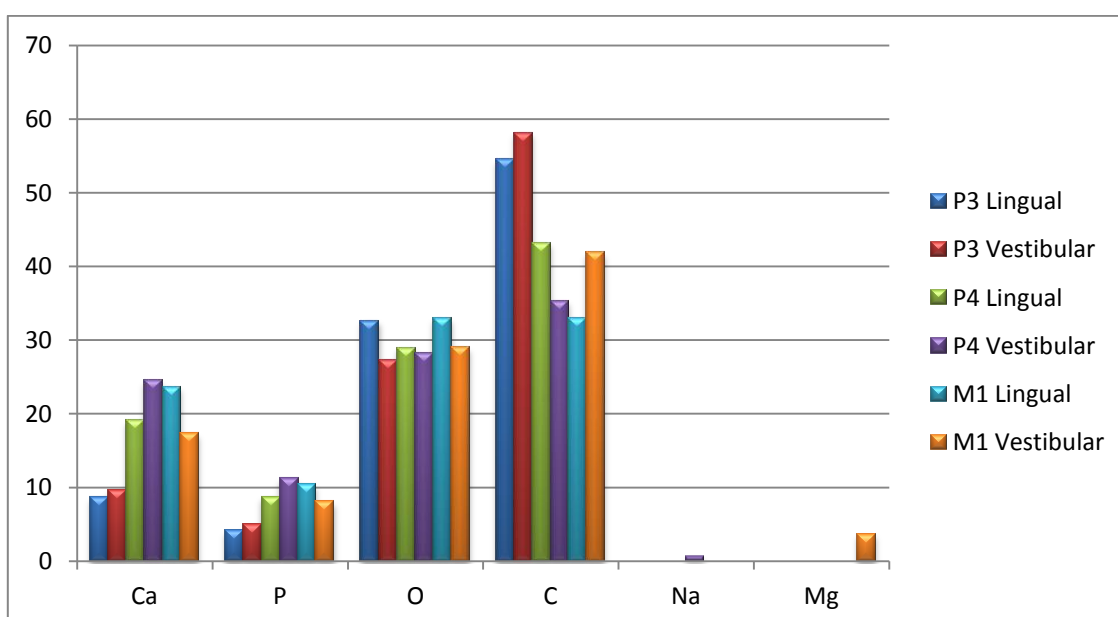


Gráfico 7: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC II a los 30 días.

Con BIC III, esos mayores porcentajes de calcio y fósforo fueron hallados en las zonas vestibulares de P3 (16,86% de calcio y 7,61% de fósforo) y M1 (16,48% de calcio y 7,64% de fósforo). (Tabla 8, Gráfico 8))

	Ca	P	O	C
P3 Lingual	12,40	5,25	28,75	53,60
P3 Vestibular	16,86	7,61	27,20	47,86
P4 Lingual	13,45	6,78	28,47	49,78
P4 Vestibular	14,33	7,41	27,46	51,80
M1 Lingual	15,69	5,89	26,58	48,36
M1 Vestibular	16,48	7,64	27,69	48,96

Tabla 8: Análisis de los elementos en BIC III a los 30 días.

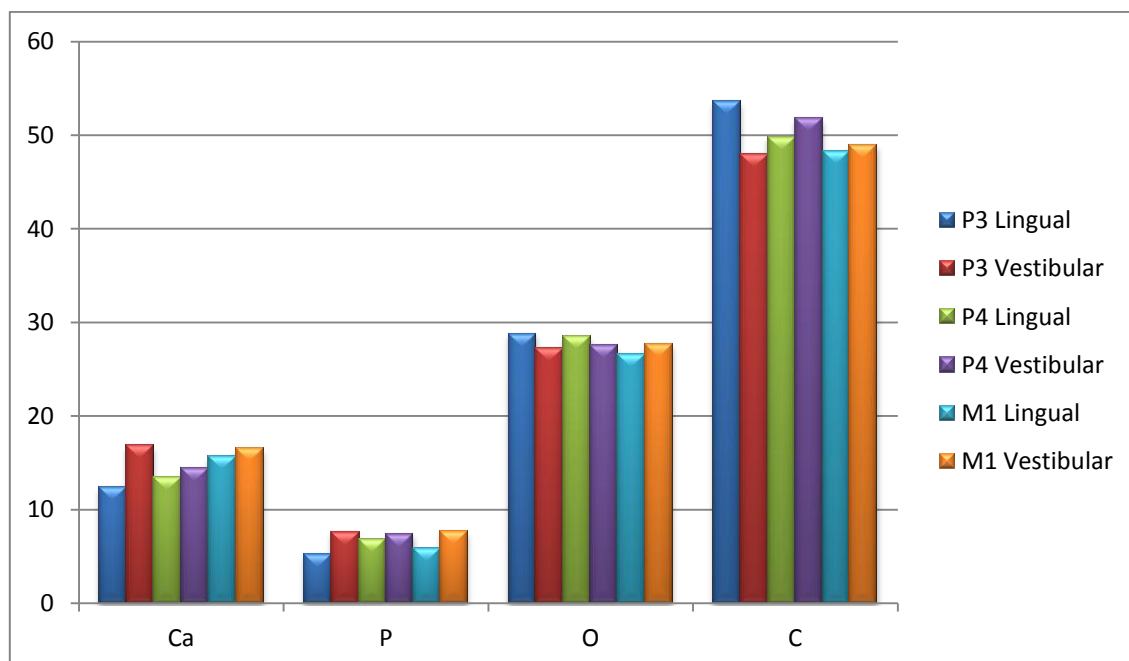


Gráfico 8: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC III a los 30 días.

El oxígeno estuvo presente en todas las partes de los implantes en cantidades similares. Las mayores cantidades de carbono pudieron ser halladas en las zonas vestibulares de los alveolos P3 en la medición de BIC I y BIC II y en la zona lingual de estos alveolos en BIC III.

A los 90 días se llevó a cabo otro análisis de elementos en el hueso antiguo, encontrando una mayor cantidad de calcio y fósforo en lingual de P4 (28,98% y 13,06% respectivamente) y la menor cantidad de estos elementos en la zona lingual de los alveolos M1 (25,73% de calcio y 11,81% de fósforo). (Tabla 9, Gráfico 9)

	Ca	P	O	C	Na	Mg	S
P3 Lingual	27,52	12,92	29,76	29,11	0,68	0	0
P3 Vestibular	26,7	12,08	31,18	29,6	0	0	0,44
P4 Lingual	28,98	13,06	30,17	27,05	0,74	0	0
P4 Vestibular	27,26	12,48	29,88	30,38	0	0	0
M1 Lingual	25,73	11,81	32,86	28,39	0,59	0	0,63
M1 Vestibular	27,95	13,05	31,11	26,24	0,73	0,34	0,57

Tabla 9: Análisis de elementos en hueso original a los 90 días

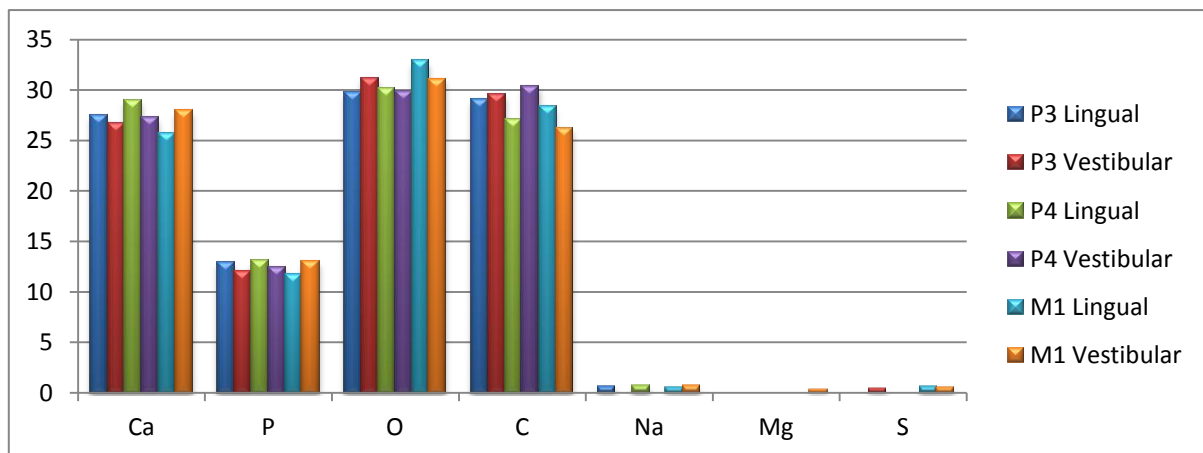


Gráfico 9: Gráfico representativo del análisis de elementos en hueso original a los 90 días.

Las mediciones de los elementos con las diferentes formas de medir el BIC nos dieron los siguientes resultados. Se encontró una mayor cantidad de calcio, fósforo y oxígeno al analizar el BIC I en la región vestibular de P3 (25,82%, 12,33% y 31,76% respectivamente), y la mayor cantidad de carbono fue hallada en la zona lingual de P4 (60,23%). Sin embargo los menores niveles de calcio y fósforo fueron hallados en vestibular del alveolo P4, ya que no pudo ser identificado ninguno de estos elementos. En esta misma región también fue encontrada la menor cantidad de oxígeno (28,21%). (Tabla 10, Gráfico 10)

	Ca	P	O	C	Na	S
P3 Lingual	14,93	6,88	28,29	49,9	0	0
P3 Vestibular	25,82	12,33	31,76	30,09	0	0
P4 Lingual	7,68	3,88	28,21	60,23	0	0
P4 Vestibular	0	0	32	68	0	0
M1 Lingual	6,77	2,65	30,78	59,8	0	0
M1 Vestibular	21,09	9,68	31,68	36,49	0,59	0,46

Tabla 10: Análisis de los elementos en BIC I a los 90 días.

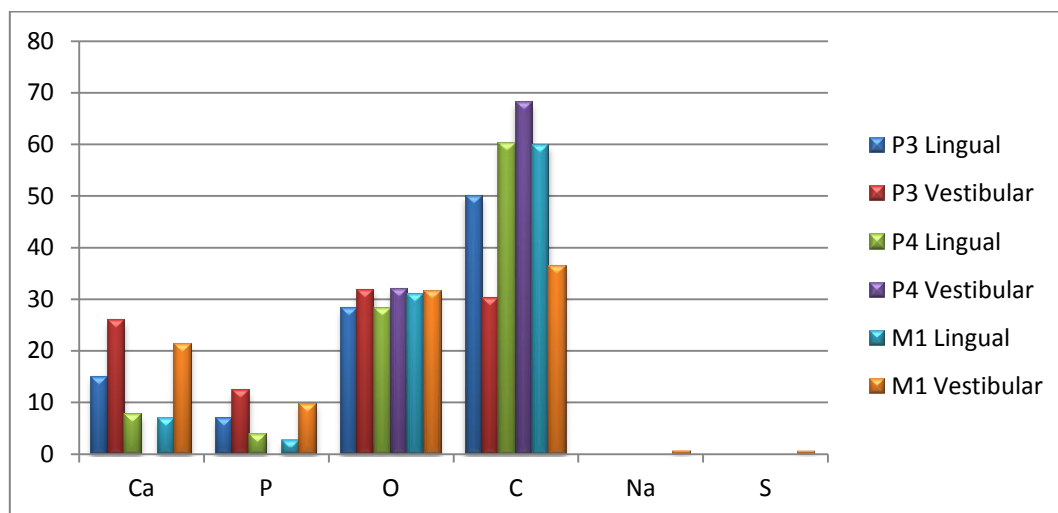


Gráfico 10: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC I a los 90 días.

En el análisis de BIC II, los porcentajes de calcio, fósforo y oxígeno encontrados fueron mayores en los alveolos P3 (26,43%, 12,38% y 33,69% respectivamente en la región lingual y 26,29%, 11,83% y 32,21% respectivamente en vestibular) que en P4 y M1. Las menores cantidades fueron encontradas en lingual del alveolo P4, observándose un 6,49% de calcio, un 2,51% de fósforo y en vestibular de este mismo alveolo, donde se halló un 28,52% de oxígeno. (Tabla 11, Gráfico 11)

	Ca	P	O	C	Na	Mg	Al
P3 Lingual	26,43	12,38	33,69	27,50	0,00	0,00	0,00
P3 Vestibular	26,29	11,83	32,21	29,67	0,00	0,00	0,00
P4 Lingual	6,49	2,51	30,18	60,82	0,00	0,00	0,00
P4 Vestibular	8,64	4,21	28,52	58,63	0,00	0,00	0,00
M1 Lingual	7,24	3,6	29,94	58,85	0	0,38	0,00
M1 Vestibular	25,81	12,08	31,22	29,32	0,68	0,53	0,36

Tabla 11: Análisis de los elementos en BIC II a los 90 días

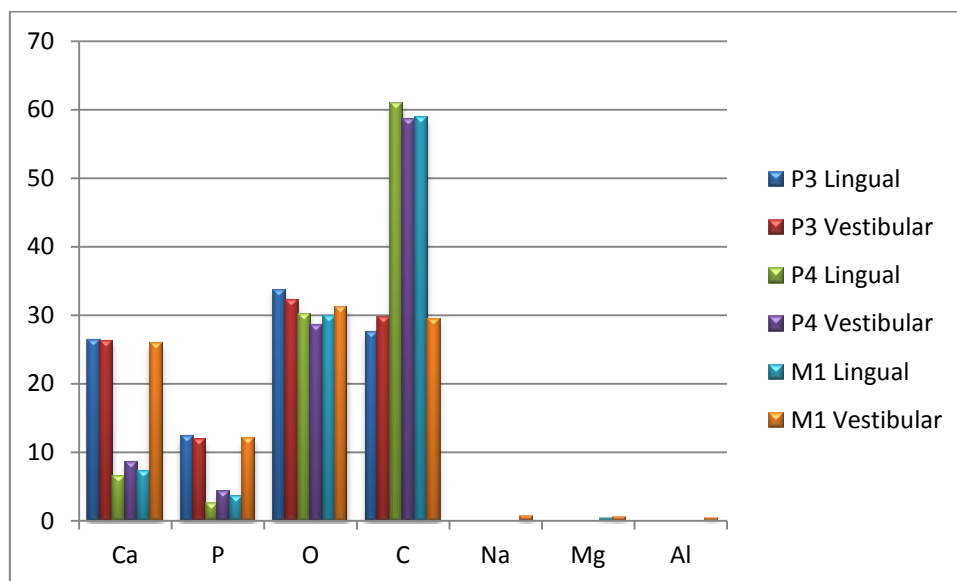


Gráfico 11: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC II a los 90 días.

Para BIC III fue mayor la cantidad hallada en P4, donde en vestibular encontramos los mayores valores (34,38% de calcio, 15,24% de fósforo y 48,98% de oxígeno). Sin embargo el análisis mostró las menores cantidades de calcio y fósforo en lingual de P4 (11,96% y 4,95% respectivamente) y de oxígeno en lingual de P3 (33,18%). (Tabla 12, Gráfico 12)

	Ca	P	O	C
P3 Lingual	13,58	6,07	33,18	46,78
P3 Vestibular	19,60	8,62	33,78	37,99
P4 Lingual	11,96	4,95	34,43	48,66
P4 Vestibular	34,38	15,24	48,98	47,01
M1 Lingual	17,56	8,63	33,65	49,12
M1 Vestibular	16,48	9,24	38,56	45,23

Tabla 12: Análisis de los elementos en BIC III a los 90 días

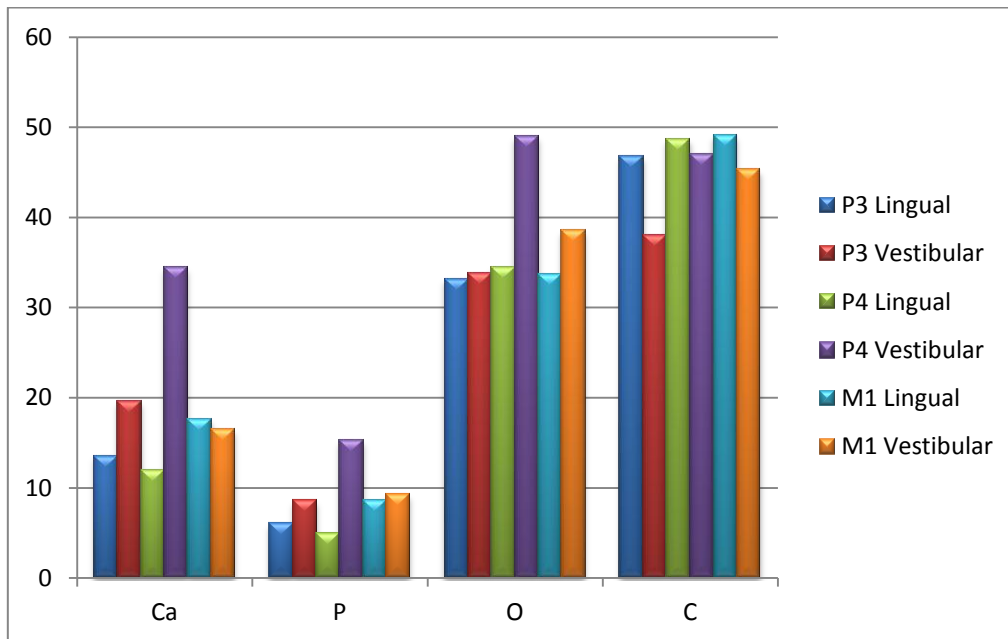


Gráfico 12: Gráfico representativo del análisis de elementos en BIC III a los 90 días.

El carbono fue encontrado en mayores cantidades en la región lingual de P4 en BIC I (60,23%) y II (60,82%) y en lingual de M1 en BIC III (49,12%), aunque es importante mencionar que dichas cantidades son menos importante ya que las muestras fueron cubiertas con carbono antes de ser analizadas en el MEB, por lo que los niveles encontrado de dicho elemento no son reales.

Estos datos nos llevan a esclarecer que las cantidades de calcio y fósforo halladas en el análisis elemental fueron mayores en el hueso antiguo que en las diferentes medidas de BIC en los periodos de estudio de 15 y 30 días, lo que nos puede hacer pensar que el recambio celular ha sido menor. Sin embargo, a los 90 días ocurre lo mismo en el estudio del BIC I y II, pero sí fueron encontrados unos niveles de calcio y fósforo mayores en BIC III que en el hueso original, por lo que el recambio celular fue mayor en este caso.

Por otro lado se realizó el análisis elemental de los alveolos P3, P4 y M1 comparando los tres tipos de BIC, en las zonas vestibular y lingual, en los 3 periodos de estudio. Cuando se aplicó el test de Mann-Whitney para comparar los niveles de calcio encontrados con BIC I y BIC II, las cantidades halladas fueron de 50,40% para BIC I y 69,44% para BIC II. Al comparar los niveles de fósforo presentes, las cantidades encontradas fueron de 47,37% para BIC I y 65,96% para BIC II. Los resultados obtenidos con el oxígeno fueron de 59,50% para BIC I y 61,50% para BIC II. Con respecto al análisis del carbono, las cantidades halladas fueron de 65,82% y 51,18% respectivamente. (Tabla 13, Gráfico 13)

	Área	N	Media \pm DE	Suma de rangos
Calcio	I	100	10,78 \pm 0,11	2973,5
	II	80	15,52 \pm 0,18	4166,5
	Total	180		
Fósforo	I	90	5,02 \pm 0,22	2700
	II	90	7,05 \pm 1,01	3628
	Total	180		
Oxígeno	I	90	30,73 \pm 0,25	3570
	II	90	28,57 \pm 0,14	3690
	Total	180		
Carbono	I	95	55,39 \pm 0,11	3817,5
	II	85	44,98 \pm 0,12	2968,5
	Total	180		

Tabla 13: Tabla comparativa entre BIC I y BIC II

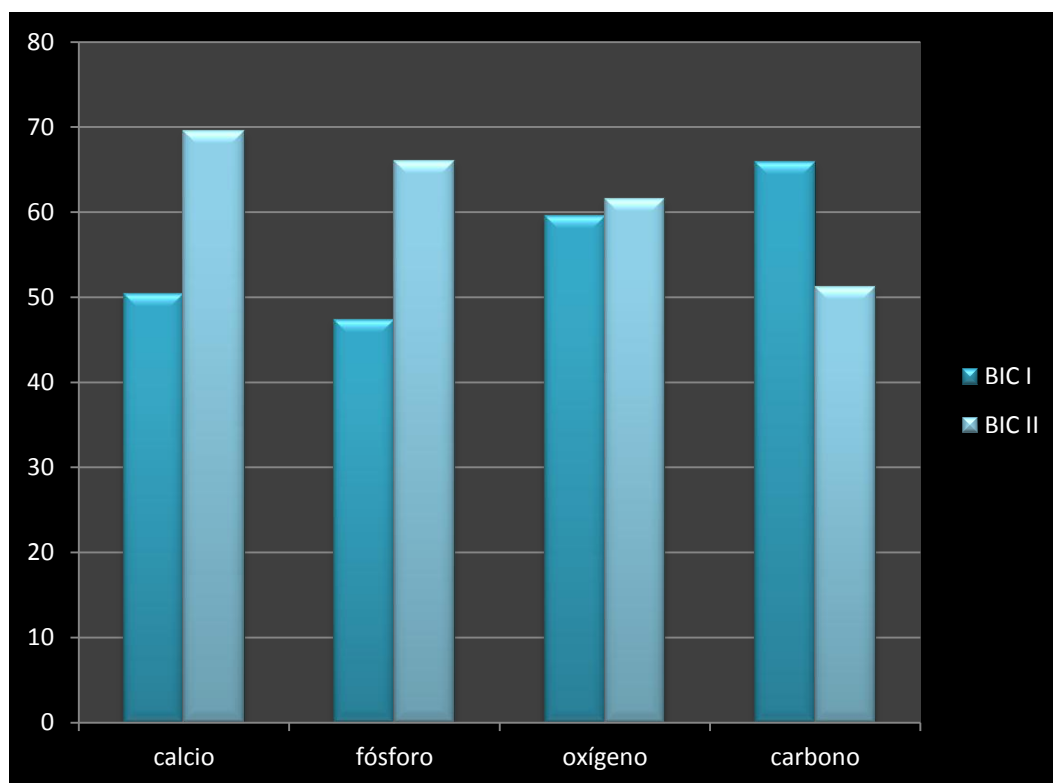


Gráfico 13: Gráfico representativo del análisis comparativo de BIC I y BIC II

Cuando se compararon los datos obtenidos acerca del calcio en las medidas realizadas de BIC I Y BIC III, las cantidades halladas fueron de 48.19% en el análisis de BIC I y 62.10% en el de BIC III. Mediante el estudio del fósforo se obtuvieron los siguientes niveles: 47.98% al medir con BIC I y 59.92% al medir con BIC III. Al analizar el oxígeno pudieron observarse las siguientes cantidades de este elemento: 62.73% al realizar el análisis mediante la medida de BIC I y 58.28% al realizarla con BIC III. Por último, los niveles de carbono fueron comparados en BIC I y BIC III, y las cantidades halladas fueron de 61.59% en BIC I y 54.34% en BIC III. (Tabla 14, Gráfico 14)

	Área	N	Media \pm DE	Suma de rangos
Calcio	I	110	11,52 \pm 0,12	2843
	III	70	17,45 \pm 0,20	3043
	Total	180		
Fósforo	I	90	4,32 \pm 0,33	2735
	III	90	9,46 \pm 0,18	2936
	Total	180		
Oxígeno	I	85	32,02 \pm 0,16	3763,5
	III	95	28,96 \pm 0,14	3496,5
	Total	180		
Carbono	I	100	57,55 \pm 1,01	3572,5
	III	80	45,83 \pm 0,14	3097,5
	Total	180		

Tabla 14: Tabla comparativa entre BIC I y BIC III

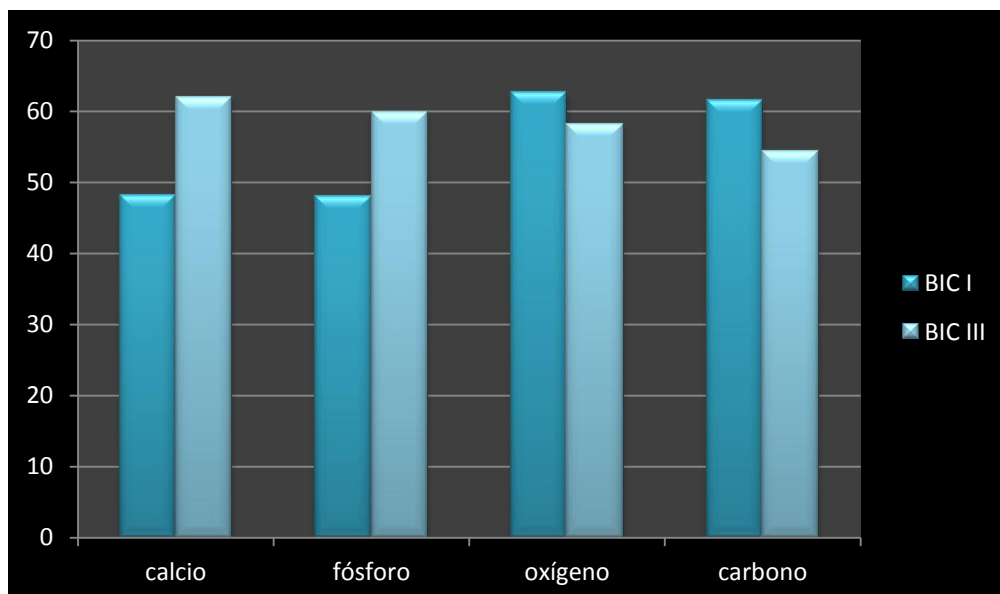


Gráfico 14: Gráfico representativo del análisis comparativo de BIC I y BIC III.

Por último, al comparar el contenido de calcio encontrado en las medidas BIC II y III, se obtuvieron los siguientes resultados: 57.24% con BIC II y 52.26% con BIC III. En el análisis del fósforo, las cantidades fueron de 55.75% con BIC II y 48.66% con BIC III.

Tras la realización del análisis de oxígeno, las cantidades obtenidas fueron 63.23% con BIC II y 57.78% con BIC III. Por último, los resultados obtenidos del análisis del carbono fueron de 54.17% para BIC II y 61.89% para BIC III. (Tabla 15, Gráfico 15)

	Área	N	Media \pm DE	Suma de rangos
Calcio	II	90	14,91 \pm 0,18	2973,5
	III	90	18,33 \pm 0,15	4166,5
	Total	180		
Fósforo	II	95	7,08 \pm 0,17	2700
	III	85	7,85 \pm 0,16	3628
	Total	180		
Oxígeno	II	100	28,17 \pm 1,02	3570
	III	80	33,42 \pm 0,11	3690
	Total	180		
Carbono	II	95	47,52 \pm 0,19	3817,5
	III	85	49,63 \pm 0,14	2968,5
	Total	180		

Tabla 15: Tabla comparativa entre BIC II y BIC III

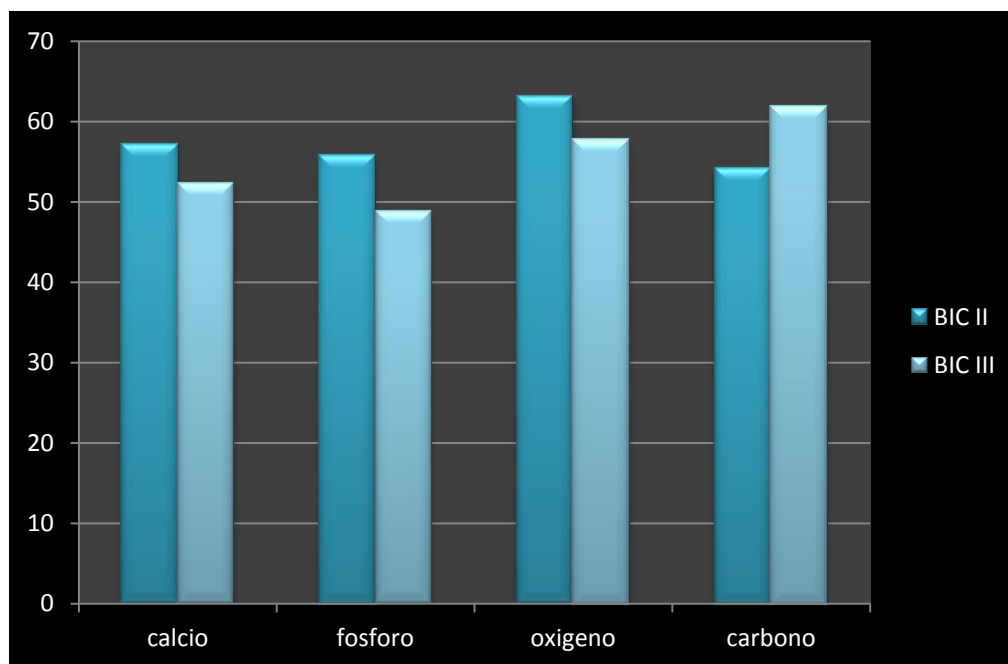


Gráfico 15: Gráfico representativo del análisis comparativo de BIC II y BIC III.

La comparación realizada de los tres tipos de medidas de BIC establece que al comparar el BIC I con el BIC II, las cantidades de calcio y fósforo fueron mayores en el segundo tipo, lo mismo que ocurrió al comparar el tipo I con el III. Mientras que al comparar el BIC II y III, los mayores porcentajes obtenidos de estos elementos fueron para BIC III.

Con respecto al comportamiento de los implantes en las tres formas de medir el BIC según el tipo de superficie, se obtuvieron los siguientes resultados. A los 15 días, en la evaluación del BIC I se encontró una mayor cantidad de calcio y fósforo en lingual de los implantes Nanotite™, SPI® y Evolution 2®, mientras que las menores fueron halladas en los implantes TSA® y TSA® Advance. En vestibular, los implantes TSA® y TSA® Advance produjeron una cantidad de calcio y fósforo mayor que los SPI® y Evolution 2®. Los implantes Nanotite™, en vestibular se comportaron igual que en lingual.

A los 30 días, los mayores niveles de calcio y fósforo en el BIC I lingual pudieron observarse en los implantes Nanotite™, TSA®, TSA® Advance y, sobre todo, SPI®; mientras que los que formaron menos hueso nuevo fueron los Evolution 2®. Al analizar el BIC I de cada tipo de implante en lingual a los 30 días se pudo observar que la mayor remodelación ósea se produjo en los implantes Nanotite™, TSA®, TSA® Advance y SPI®. Los resultados en la región vestibular de los implantes Evolution 2® fueron similares a los de la región lingual.

A los 90 días, el análisis del BIC I en lingual mostró mejores resultados para los implantes TSA®, TSA® Advance y SPI®, siendo menos favorables en el caso de Nanotite™ y Evolution 2®. En este mismo periodo de estudio, en la zona vestibular, los mejores resultados fueron obtenidos a partir del análisis de los implantes TSA® y TSA® Advance, ya que las cantidades de calcio y fósforo fueron mayores. Nanotite™, SPI® y Evolution 2® obtuvieron resultados similares.

El análisis del BIC II, a los 15 días dio lugar a resultados vestibulares más favorables para los implantes TSA® y TSA® Advance. No fueron encontradas diferencias significativas entre el resto de implantes. En la región lingual, los implantes que mejor se comportaron fueron los TSA® y TSA® Advance y los Evolution 2®. Los Nanotite™ y SPI® se comportaron de manera similar a los 15 días del BIC I.

El BIC II, a los 30 días los implantes que dieron lugar a mejores resultados en la región vestibular fueron TSA®, TSA® Advance y Nanotite™. SPI® y Evolution 2® no produjeron cambios significativos.

En este mismo periodo y mediante la misma medida, los implantes que manifestaron mayor remodelación ósea en lingual fueron los TSA[®], TSA[®] Advance y Nanotite[™]. SPI[®] y Evolution 2[®] presentaron menores cantidades de calcio y fósforo.

A los 90 días, mediante el análisis del BIC II, en la región vestibular, los implantes TSA[®] y TSA[®] Advance produjeron los mayores niveles de calcio y fósforo gracias al tamaño de las roscas en comparación con Nanotite[™], SPI[®] y Evolution 2[®]. En lingual, los implantes que presentaron mayores cantidades de calcio y fósforo fueron Nanotite[™], SPI[®] y Evolution 2[®], en comparación con TSA[®] y TSA[®] Advance, debido probablemente al tratamiento de la superficie.

Por último, mediante la medición de BIC III, a los 15 días, en vestibular, la mayor unión al hueso la tuvieron los implantes TSA[®], TSA[®] Advance y Nanotite[™], comparado con Evolution 2[®] y SPI[®]. En lingual, los implantes que mejor BIC III obtuvieron fueron los mismos que en vestibular.

A los 30 días, los mejores resultados fueron obtenidos de los implantes SPI[®], Evolution 2[®] y Nanotite en vestibular, mientras que en lingual, los implantes TSA[®] Advance, Nanotite[™] y SPI[®] fueron los que produjeron mejores resultados con respecto a TSA[®] y Evolution 2[®].

A los 90 días, en vestibular, fueron los implantes Evolution 2[®] y TSA[®] Advance los que presentaron mayor remodelación ósea al compararlos con Nanotite[™], TSA[®] y SPI[®]. En lingual todos los implantes presentaron una remodelación ósea similar, aunque TSA[®] Advance y Nanotite[™] tuvieron mejor comportamiento que TSA[®], SPI[®] y Evolution 2[®].

5.DISCUSIÓN

5. DISCUSIÓN

El contacto hueso-implante es un requisito fundamental para la oseointegración de los implantes dentales. Es un hecho que el contacto hueso-implante no se establece de la misma forma en las regiones vestibulares y linguales, ya que la tabla ósea vestibular es más fina y, por lo tanto, el contacto será menor que en el área lingual.

La mayoría de los estudios referenciados que evalúan el porcentaje de contacto hueso-implante no especifican si lo hacen en vestibular o en lingual, ni como realizan la medición de dicho valor. Tal es el caso de las investigaciones realizadas por **Kim y cols.**(2009)⁸⁹ y **Chang y cols.** (2010),¹⁰² que sólo indican que se calcularon las medidas del porcentaje de contacto hueso-implante; **Franco y cols.** (2008)¹⁰³ y **Neugebauer y cols.** (2009),¹⁰⁴ que sólo especifican que la medición se realiza desde el hombro del implante; **Caneva y cols.** (2010),¹⁰⁵ cuya medida de BIC se hace desde el cuello del implante hasta el ápice, **Azenha y cols.** (2010),¹⁰⁶ que sólo refieren el cálculo del porcentaje de la superficie del implante en contacto directo con el hueso diferenciando las áreas de hueso cortical y medular y **Abed y**

⁸⁹ Kim DS, Kim DG, Park CJ, Cho LR. Histomorphometry and stability analysis of early loaded implants with two different surface conditions in beagle dog. *J Adv Prosthodont* 2009;1:10-18.

¹⁰² Chang PC, Seol YJ, Kikuchi N, Goldstein SA, Giannobile WV. Functional apparent moduli as predictors of oral implant osseointegration dynamics. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2010;94:118-126.

¹⁰³ Franco Rde L, Chiesa R, de Oliveira PT, Beloti MM, Rosa AL. Bone response to a Ca- and P-enriched titanium surface obtained by anodization. *Braz Dent J* 2008;19:15-20.

¹⁰⁴ Neugebauer J, Iezzi G, Perrotti V, Fischer JH, Khoury F, Piattelli A, Zoeller JE. Experimental immediate loading of dental implants in conjunction with grafting procedures. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;91:604-612.

¹⁰⁵ Caneva M, Salata LA, de Souza SS, Bressan E, Botticelli D, Lang NP. Hard tissue formation adjacent to implants of various size and configuration immediately placed into extraction sockets: an experimental study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:885-890.

¹⁰⁶ Azenha MR, Peitl O, Barros VM. Bone response to biosilicates with different crystal phases. *Braz Dent J* 2010;21:383-389.

cols. (2011),¹⁰⁷ que realizan el análisis de los 2 mm que rodean el implante pero no especifican como calculan el porcentaje de BIC. Otros investigadores, **Birang y cols.** (2011),⁹¹ tomaron tres medidas de cada muestra y la media de esas tres medidas fue tomada como el BIC para ese implante. En nuestro estudio, ha sido especificado cómo se realiza la medición del BIC según el tipo de evaluación (BIC I: medición del hueso en contacto directo con la superficie del implante, BIC II: hueso que hay alrededor del implante sin tener en cuenta el área interroscas y BIC III: hueso que rodea el implante y el área interroscas).

Otros de los diferentes estudios referenciados, que suponen la mayoría, especifican la forma en la que se realiza la medición del contacto hueso – implante, pero sin hacer distinción entre las regiones vestibular y lingual, por lo que no podemos saber en qué zona se ha realizado la medida, algo que afectaría al resultado del estudio, ya que si la medida del BIC se ha realizado en la zona palatina, donde el BIC suele dar valores mayores, esa medida no sería del todo cierta; al crear medias basadas en estos datos sólo se asume que los porcentajes de BIC serán iguales sobre toda la superficie del implante, no siendo un dato real. Esto ocurre en los estudios realizados por **Orsini y cols.** (2007),⁸² en los que se mide el BIC como la cantidad de hueso en contacto con la porción subcrestal del implante donde las superficies están expuestas al tejido óseo; **Goené y cols.** (2007);⁹⁹ **Jeong y cols.** (2007)¹⁰⁸ y

⁸² Orsini G, Piattelli M, Scarano A, Petrone G, Kenealy J, Piattelli A, Caputi S. Randomized, Controlled Histologic and Histomorphometric Evaluation of Implants With Nanometer-Scale Calcium Phosphate Added to the Dual Posterior Maxilla. *J Periodontol* 2007;78:209-218.

⁹¹ Birang R, Tavakoli M, Shahabouei M, Torabi A, Dargahi A, Soolari A. Investigation of peri-implant bone healing using autologous plasma rich in growth factors in the canine mandible after 12 weeks: a pilot study. *Open Dent J* 2011; 5:168-173.

¹⁰⁷ Abed AM, Pestekan RH, Yaghini J, Razavi SM, Tavakoli M, Amjadi M. A Comparison of Two Types of Decalcified Freeze-Dried Bone Allograft in Treatment of Dehiscence Defects around Implants in Dogs. *Dent Res J (Isfahan)* 2011;8:132-137

⁹⁹ Goené RJ, Testori T, Trisi P. Influence of a Nanometer-Scale Surface Enhancement on De Novo Bone Formation on Titanium Implants: A Histomorphometric Study in Human Maxillae. *Int J Periodontics Restorative Dent* 2007;27:211-219.

Ghanavati y cols. (2006)¹⁰⁹ que definen el BIC como el porcentaje de la superficie que está en contacto con el hueso y **Kim y cols.** (2008),¹¹⁰ que establecen la misma forma de cálculo del BIC pero a partir de una imagen obtenida de una tomografía computarizada, mientras que el resto se obtuvieron mediante microscopio y programas de análisis de imagen. **Foley y cols.** (2010)¹¹¹ realizaron un estudio similar pero en el que valoraron el porcentaje de la superficie de contacto hueso-implante para el hueso nuevo formado, para el hueso antiguo y el total por separado. Otros autores como **Xu y cols.** (2009)¹¹² hicieron medidas basadas solamente en el nuevo hueso formado, valorando el área de hueso nuevo formado 0,5 milímetros alrededor del implante y el porcentaje de hueso nuevo en contacto directo con la superficie del implante.

En nuestra investigación, además de realizar las diferentes evaluaciones de BIC mencionadas anteriormente (I, II y III) se hizo una distinción entre las regiones vestibulares y linguales, calculando en primer lugar las medias para cada alveolo y posteriormente las medias globales para establecer una comparación entre las tres formas de medir el BIC desarrolladas, aunque nuestras medidas no fueron de porcentaje de contacto hueso-implante sino de recambio celular.

¹⁰⁸ Jeong SM, Choi BH, Li J, Kim HS, Ko CY, Jung JH, Lee HJ, Lee SH, Engelke W. Flapless implant surgery: an experimental study. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 2007; 104:24-28.

¹⁰⁹ Ghanavati F, Shayegh SS, Rahimi H, Sharifi D, Ghanavati F, Khalessheh N, Eslami B. The effects of loading time on osseointegration and new bone formation around dental implants: a histologic and histomorphometric study in dogs. *J Periodontol* 2006;77:1701-1707.

¹¹⁰ Kim SH, Choi BH, Li J, Kim HS, Ko CY, Jeong SM, Xuan F, Lee SH. Peri-implant bone reactions at delayed and immediately loaded implants: an experimental study. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod* 2008;105:144-148.

¹¹¹ Foley CH, Kerns DG, Hallmon WW, Rivera-Hidalgo F, Nelson CJ, Spears R, Dechow PC, Opperman L. Phosphated, acid-etched implants decrease mineral apposition rates near implants in canines. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2010;25:278-286.

¹¹² Xu B, Zhang J, Brewer E, Tu Q, Yu L, Tang J, Krebsbach P, Wieland M, Chen J. Osterix enhances BMSC-associated osseointegration of implants. *J Dent Res* 2009;88:1003-1007.

Carmagnola y cols. (2008),¹¹³ **Jeong y cols.** (2010),¹¹⁴ **Orsini y cols.** (2009),¹³ **Depprich y cols.** (2008),⁸ **Ustun y cols.** (2008)⁹ y **Park y cols.** (2011)¹¹⁵ realizaron las medidas del porcentaje del contacto hueso – implante del mismo modo que en el grupo de investigaciones mencionadas anteriormente, pero especificaron que el cálculo se realizó teniendo en cuenta todo el perímetro del implante. **Pak y cols.** (2010)¹¹⁶ realizaron el cálculo del porcentaje de contacto hueso-implante en todas las roscas del implante pero diferenciando las áreas de hueso cortical e intramedular.

Un paso más fue llevado a cabo en los estudios de **Calvo-Guirado y cols.** (2009),¹¹⁷ **Calvo-Guirado y cols.** (2010),¹¹⁸ **Becker y cols.** (2006)¹¹⁹ y **Lee y cols.** (2008)¹²⁰ al realizar las

⁸ Depprich R, Zipprich H, Ommerborn M, Naujoks C, Wiesmann HC, Kiattavorncharoen S, Lauer HC, Ulrich M, Kübler NR, Handschel J. Osseointegration of zirconia implants compared with titanium: an in vivo study. *Head Face Med* 2008;4:30 doi:10.1186/1746-160X.

⁹ Ustun Y, Erdogan O, Kurkcu M, Akova T, Damlar I. Effects of Low-Intensity Pulsed Ultrasound on Dental Implant Osseointegration: A Preliminary Report. *Eur J Dent* 2008;2:254-262.

¹³ Orsini E, Salgarello S, Bubalo M, Lazic Z, Trire A, Martini D, Franchi M, Ruggeri A. Histomorphometric evaluation of implant design as a key factor in peri-implant bone response: a preliminary study in a dog model. *Minerva Stomatol* 2009;58:263-275.

¹¹³ Carmagnola D, Abati S, Celestino S, Chiapasco M, Bosshardt D, Lang NP. Oral implants placed in bone defects treated with Bio-Oss, Ostim-Paste or PerioGlas: an experimental study in the rabbit tibiae. *Clin Oral Implants Res* 2008;19:1246-1253.

¹¹⁴ Jeong R, Marin C, Granato R, Suzuki M, Gil JN, Granjeiro JM, Coelho PG. Early bone healing around implant surfaces treated with variations in the resorbable blasting media method. A study in rabbits. *Med Oral Patol Oral Cir Bucal* 2010;15:e119-125.

¹¹⁵ Park IP, Kim SK, Lee SJ, Lee JH. The relationship between initial implant stability quotient values and bone-to-implant contact ratio in the rabbit tibia. *J Adv Prosthodont* 2011;3:76-80.

¹¹⁶ Pak HS, Yeo IS, Yang JH. A histomorphometric study of dental implants with different surface characteristics. *J Adv Prosthodont* 2010;2:142-147.

¹¹⁷ Calvo-Guirado JL, Gómez-Moreno G, Barone A, Cutando A, Alcaraz-Baños M, Chiva F, López-Marí L, Guardia J. Melatonin plus porcine bone on discrete calcium deposit implant surface stimulates osteointegration in dental implants. *J Pineal Res* 2009;47:164-172.

¹¹⁸ Calvo-Guirado JL, Gómez-Moreno G, López-Marí L, Guardia J, Marín-González JM, Barone A, Tresguerres IF, Paredes SD, Fuentes-Breto L. Actions of melatonin mixed with collagenized porcine bone versus porcine bone only on osteointegration of dental implants. *J Pineal Res* 2010;48:194-203.

¹¹⁹ Becker J, Kirsch A, Schwarz F, Chatzinikolaïdou M, Rothamel D, Lekovic V, Laub M, Jennissen HP. Bone apposition to titanium implants biocoated with recombinant human bone morphogenetic protein-2 (rhBMP-2). A pilot study in dogs. *Clin Oral Investig* 2006;10:217-224.

¹²⁰ Lee HJ, Choi BH, Jung JH, Zhu SJ, Lee SH, Huh JY, You TM, Li J. Vertical alveolar ridge augmentation using autogenous bone grafts and platelet-enriched fibrin glue with simultaneous implant placement. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod* 2008;105:27-31.

medidas del BIC de toda la superficie del implante pero diferenciando además las áreas vestibulares de las linguales, cuya importancia ha sido mencionada anteriormente.

El estudio de **Matsuzaka y cols. (2007)**⁷ mide el porcentaje de BIC, tanto en vestibular como en lingual, como la división del contacto hueso-implante entre la suma de ese contacto más el contacto tejido blando-implante, pero no especifica si lo hace a lo largo de todo el perímetro o en unas roscas determinadas.

Sólo dos investigaciones han introducido otras formas de medir el contacto hueso-implante diferentes al porcentaje de contacto de estas dos superficies. Es el caso de las publicaciones de **Xavier y cols. (2010)**¹²¹ y **Nkenke y cols. (2003)**¹²² El primero mide la superficie de hueso que hay en contacto con el implante, el hueso existente en el área inter-roscas y el hueso existente en el área en espejo del área inter-roscas, desde la segunda rosca hasta el ápice del implante y diferenciando las zonas vestibulares y linguales. El segundo estudio mencionado mide el porcentaje de contacto hueso-implante a lo largo de todo el perímetro del implante, desde la rosca más coronal a la más apical. Mide también el área de hueso inter-rozca y el área de hueso periimplantario (distancia lateral de 2 mm a partir del implante) a partir de la cuarta rosca y hasta el ápice del implante. Sin embargo, en esta publicación no se menciona si la medición se hace en las áreas vestibulares, linguales o

⁷ Matsuzaka K, Nakajima Y, Soejima Y, Kido H, Matsuura M, Inoue T. Effect on the Amount of Bone- Implant Contact When Splinting Immediate-Loaded Dental Implants. *Implant Dent* 2007;16:309-316.

¹²¹ Xavier SP, Ikuno KE, Tavares MG. Enhanced bone apposition to Brazilian microrough titanium surfaces. *Braz Dent J* 2010; 21:18-23.

¹²² Nkenke E, Lehner B, Weinzierl K, Thams U, Neugebauer J, Steveling H, Radespiel-Tröger M, Neukam FW. Bone contact, growth and density around immediately loaded implants in the mandible of mini pigs. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:312-321.

ambas. En nuestro estudio los tres tipos de BIC son similares a estos dos estudios, con la diferencia con el último de la valoración de las áreas vestibulares y linguales por separado.

6.CONCLUSIONES

6. CONCLUSIONES

Tras analizar los resultados obtenidos durante el estudio, las conclusiones derivadas de dicha investigación son las siguientes:

- La forma óptima de evaluar el contacto hueso-implante para poder establecer de este modo la cantidad de hueso formado en el área de contacto del implante sería la medición mediante BIC III, que incluye las áreas sobre y alrededor de las roscas y las zonas entre ellas.
- Los implantes que mejor BIC III obtuvieron cuando se compararon con el resto fueron TSA® Advance y Nanotite™, donde la remodelación ósea (mayores niveles de calcio y fósforo) fue mayor.

BIBLIOGRAFÍA

BIBLIOGRAFÍA

1. Chuang SK, Tian L, Wei LJ, Dodson TB. Kaplan-Meier analysis of dental implant survival: a strategy for estimating survival with clustered observations. *J Dent Res* 2001;80:2016-2020.
2. Chuang SK, Tian L, Wei LJ, Dodson TB. Predicting dental implant survival by use of the marginal approach of the semi-parametric survival methods for clustered observations. *J Dent Res* 2002;81:851-855.
3. Jemt T, Chai J, Harnett J, Heath MR, Hutton JE, Johns RB, McKenna S, McNamara DC, Van Steenberghe D, Taylor R, Watson RM, Herrmann I. A 5-year prospective multicenter follow-up report on overdentures supported by osseointegrated implants. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1996;1:291–298.
4. Lindquist, LW, Carlsson GE, Jemt T. A prospective 15-year follow-up study of mandibular fixed prostheses supported by osseointegrated implants. Clinical results and marginal bone loss. *Clin Oral Implants Res* 1996;7:329–336.
5. Buser D, Mericske-Stern R, Bernard JP, Behneke A, Behneke N, Hirt HP, Belser UC, Lang NP. Long-term evaluation of non-submerged ITI implants. Part 1: 8-year life table analysis of a prospective multi-center study with 2359 implants. *Clin Oral Implants Res* 1997;8:161–172.
6. Lambrecht JT, Filippi A, Kunzel AR, Schiel H J. Long-term evaluation of submerged and nonsubmerged ITI solidscrew titanium implants: a 10-year life table analysis of 468 implants. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2003;18:826–834.
7. Matsuzaka K, Nakajima Y, Soejima Y, Kido H, Matsuura M, Inoue T. Effect on the Amount of Bone- Implant Contact When Splinting Immediate-Loaded Dental Implants. *Implant Dent* 2007;16:309-316.
8. Depprich R, Zipprich H, Ommerborn M, Naujoks C, Wiesmann HC, Kiattavorncharoen S, Lauer HC, Ulrich M, Kübler NR, Handschel J. Osseointegration of zirconia implants compared with titanium: an in vivo study. *Head Face Med* 2008; 4:30 doi:10.1186/1746-160X.
9. Ustun Y, Erdogan O, Kurkcu M, Akova T, Damlar I. Effects of Low-Intensity Pulsed Ultrasound on Dental Implant Osseointegration: A Preliminary Report. *Eur J Dent* 2008;2:254-262

10. O'Sullivan D, Sennerby L, Meredith N. Measurements comparing the initial stability of five designs of dental implants: a human cadaver study. *Clin Implant Dent Relat Res* 2000;2:85-92.
11. Guckes AD, Scurria MS, Shugars DA. A conceptual framework for understanding outcomes of oral implant therapy. *J Prosthet Dent* 1996;75:633-639.
12. Mischkowski RA, Zinser MJ, Neugebauer J, Kubler AC, Zoller JE. Comparison of static and dynamic computer-assisted guidance methods in implantology. *Int J Comput Dent* 2006;9:23-35.
13. Orsini E, Salgarello S, Bubalo M, Lazic Z, Trire A, Martini D, Franchi M, Ruggeri A. Histomorphometric evaluation of implant design as a key factor in peri-implant bone response: a preliminary study in a dog model. *Minerva Stomatol* 2009;58:263-275.
14. Brånemark PI, Hansson BO, Adell R, Breine U, Lindström J, Hallén O, Ohman A. Osseointegrated implants in the treatment of the edentulous jaw. Experience from a 10-year period. *Scand J Plast Reconstr Surg Suppl* 1977;16:1-132.
15. Albrektsson T, Sennerby L, Wennerberg A. State of the art of oral implants. *Periodontol* 2000 2008;47:15-2
16. Brånemark PI, Zarb GA, Albrektsson T. Introduction to Osseointegration. In: Brånemark PI, Zarb GA, Albrektsson T, editors. *Tissue Integrated Protheses: Osseointegration in Clinical Dentistry*. Quintessence; Chicago: 1995.
17. Brånemark PI, Adell R, Breine U, Hansson BO, Lindström J, Ohlsson A. Intra-osseous anchorage of dental prostheses. I. Experimental studies. *Scand J Plast Reconstr Surg* 1969;3:81-100.
18. Davies JE. Mechanisms of endosseous integration. *Int J Prosthodont* 1998;11:391-401.
19. Franchi M, Orsini E, Trire A, Quaranta M, Martini D, Piccari GG et al. Osteogenesis and morphology of the peri-implant bone facing dental implants. *ScientificWorldJournal* 2004;4:1083-1095.

20. Masuda T, Yliheikkilä PK, Felton DA, Cooper LF. Generalizations regarding the process and phenomenon of osseointegration. Part I. In vivo studies. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1998;13:17-29.
21. Kieswetter K, Schwartz Z, Hummert TW, Cochran DL, Simpson J, Dean DD, Boyan BD. Surface roughness modulates the local production of growth factors and cytokines by osteoblast-like MG-63 cells. *J Biomed Mater Res* 1996;32:55-63.
22. Larsson C, Thomsen P, Lausmaa J, Rodahl M, Kasemo B, Ericson LE. Bone response to surface modified titanium implants: studies on electropolished implants with different oxide thicknesses and morphology. *Biomaterials* 1994;15:1062-1074.
23. Berglundh T, Abrahamsson I, Lang NP, Lindhe J. De novo alveolar bone formation adjacent to endosseous implants. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:251-262.
24. Lemons JE. Biomaterials, biomechanics, tissue healing, and immediate-function dental implants. *J Oral Implantol* 2004;30:318-324.
25. Leonard G, Coelho P, Polyzois I, Stassen L, Claffey N. A study of the bone healing kinetics of plateau versus screw root design titanium dental implants. *Clin Oral Implants Res* 2009;20:232-239.
26. Albrektsson T, Weneberg A. Oral implant surfaces: Part 1-review focusing on topographic and chemical properties of different surfaces and in vivo responses to them. *Int J Prosthodont* 2004;536-543.
27. Calvo-Guirado JL, Ortiz-Ruiz AJ, Negri B, López-Marí L, Rodríguez-Barba C, Schlottig F. Histological and histomorphometric evaluation of immediate implant placement on a dog model with a new implant surface treatment. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:308-315.
28. Marin C, Granato R, Suzuki M, Gil JN, Piattelli A, Coelho PG. Removal torque and histomorphometric evaluation of bioceramic grit-blasted/acid-etched and dual acid-etched implant surfaces: an experimental study in dogs. *J Periodontol* 2008;79:1942-1949.
29. Negri B, Calvo-Guirado JL, Ramírez-Fernández MP, Maté Sánchez-de-Val J, Guardia J, Muñoz-Guzón. Peri-implant bone reactions to immediate implants placed at different

- levels in relation to crestal bone. Part II: a pilot study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2012;23:236-244. doi: 10.1111/j.1600-0501.2011.02290.x.
30. Davies JE. Understanding peri-implant endosseous healing. *J Dent Educ* 2003;67:932-949.
 31. Coelho PG, Suzuki M, Guimaraes MV, Marin C, Granato R, Gil JN, Miller RJ. Early bone healing around different implant bulk designs and surgical techniques: A study in dogs. *Clin Implant Dent Relat Res* 2010;12:202-208.
 32. Mendes VC, Moineddin R, Davies JE. The effect of discrete calcium phosphate nanocrystals on bone-bonding to titanium surfaces. *Biomaterials* 2007;28:4748-4755.
 33. Negri B, Calvo-Guirado JL, Pardo-Zamora G, Ramírez-Fernández MP, Delgado-Ruiz RA, Muñoz-Guzón F. Peri-implant bone reactions to immediate implants placed at different levels in relation to crestal bone. Part I: a pilot study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2012;23:228-235. doi: 10.1111/j.1600-0501.2011.02158.x.
 34. Friberg B, Jemt T, Lekholm U. Early failures in 4,641 consecutively placed Branemark dental implants: a study from stage I surgery to the connection of completed prostheses. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1991;6:142-146.
 35. Jacobs R. Preoperative radiologic planning of implant surgery in compromised patients. *Periodontol 2000* 2003;33:12-25.
 36. Jaffin R, Berman C. The excessive loss of Branemark Fixtures in type IV bone: a 5-year analysis. *J Periodontol* 1991;62:2-4.
 37. Marković A, Calvo-Guirado JL, Lazić Z, Gómez-Moreno G, Calasan D, Guardia J, Colic S, Aguilar-Salvatierra A, Gačić B, Delgado-Ruiz R, Janjić B, Mišić T. Evaluation of Primary Stability of Self-Tapping and Non-Self-Tapping Dental Implants. A 12-Week Clinical Study. *Clin Implant Dent Relat Res* 2011;15. doi: 10.1111/j.1708-8208.2011.00415.x.
 38. Albrektsson T, Wennerberg A. Oral implant surfaces: Part 2-review focusing on clinical knowledge of different surfaces. *Int J Prosthodont* 2004;17:544-564.

39. Johansson C, Albrektsson T. integration of screw implants in the rabbit: a 1-year follow-up of removal torque of titanium implants. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1978;2:69-75.
40. Holmgren EP, Seckinger RJ, Kilgren LM, Mante F. Evaluating parameters of osseointegrated dental implants using finite element analysis-a two dimensional comparative study examining the effects of implant diameter, implant shape, and load direction. *J Oral Implantol* 1998;24:80-88.
41. Pilliar RM. Implant surface design for development and maintenance of osseointegration. In: Ellingsen JE, Lyngstadaas SP Editors. *Bio-implant interface: Improving biomaterials and tissue reactions*. CRC Press LLC;2003:43-58.
42. Albrektsson T, Sennerby L. Direct bone anchorage of oral implants: clinical and experimental considerations of the concept of osseointegration. *Parodontol* 1990;1:307-320.
43. Albrektsson T, Branemark PI, Hansson HA, Lindström J. Osseointegrated titanium implants. Requirements for ensuring a long-lasting, direct bone-to-implant anchorage in man. *Acta Orthop Scand* 1981;52:155-170.
44. González JM, Saban FG, Bernal JF, Lafuente JC, Sánchez JC, Dorado CB. Removal torque and physico-chemical characteristics of dental implants etched with hydrofluoric and nitric acid. An experimental study in Beagle dogs. *Med Oral Patol Oral Cir Bucal* 2006;11:E281-285.
45. Mori H, Manabe M, Kurachi Y, Nagumo M. Osseointegration of dental implants in rabbit bone with low mineral density. *J Oral Maxillofac Surg* 1997;55:351-361.
46. Misch CE. Density of bone: effect on treatment plans, surgical approach, healing and progressive bone loading. *Int J Oral Implantol* 1990;6:23-31.
47. Smith DC: Dental implants: materials and design considerations. *Int J Prosthodont* 1993;6:106-117.
48. Kasemo B, Lausmaa J. Surface science aspects on inorganic biomaterials. *CRC Crit Rev Clin Neurobiol* 1986;4:335-380.

49. Kim YH, Koak JY, Chang IT, Wennerberg A, Heo SJ. A histomorphometric analysis of the effects of various surface treatment methods on osseointegration. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2003;18:349-356.
50. Coelho PG, Granjeiro JM, Romanos GE, Suzuki M, Silva NR, Cardaropoli G, Thompson VP, Lemons JE. Basic research methods and current trends of dental implant surfaces. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:579-96.
51. Bottino MC, Coelho PG, Henriques VA, Higa OZ, Bressiani AH, Bressiani JC. Processing, characterization, and in vitro/in vivo evaluations of powder metallurgy processed Ti-13Nb-13Zr alloys. *J Biomed Mater Res A* 2009;88:689-96.
52. Lemons J, Dietrich-Misch F. Biomaterials for dental implants. In: Misch CE, ed. *Contemporary implant dentistry*. St. Louis: Mosby, 1999:271-302.
53. Puleo DA, Nanci A. Understanding and controlling the boneimplant interface. *Biomaterials* 1999;20:2311-2321.
54. Buser D, Broggin N, Wieland M, Schenk RK, Denzer AJ, Cochran DL, Hoffmann B, Lussi A, Steinemann. Enhanced bone apposition to a chemically modified SLA titanium surface. *J Dent Res* 2004;83:529-533.
55. Lavenus S, Louarn G, Layrolle P. Nanotechnology and Dental Implants. *Int J Biomater*;2010:915327.
56. Schenk RK, Buser D: Osseointegration: a reality. *Periodontol* 2000 1998;17:22-35.
57. Guizzardi S, Galli C, Martini D, et al. Different titanium surface treatment influences human mandibular osteoblast response. *J Periodontol* 2004;75:273–282.
58. Cordoli G, Majzoub Z, Piattelli A, Scarano A. Removal torque and histomorphometric investigation of 4 different titanium surfaces: An experimental study in rabbits. *J Oral Implantol* 2002;28:2-8.

59. Lazzara RJ, Testori T, Trisi P, Porter SS, Weinstein RL. A human histologic analysis of osseotite and machined surfaces using implants with 2 opposing surfaces. *Int J Periodontics Restorative Dent* 1999;19:117-129.
60. Trisi P, Lazzara R, Rao W, Testori T, Porter SS. Bone-implant contact on machined and dual-acid etched surfaces after 2 months of healing in the human maxilla. *J Periodontol* 2003;74:945-956.
61. Klokkevold PR, Johnson P, Dadgostari S, Caputo A, Davies JE, Nishimura RD. Early endosseous integration enhanced by dual acid etching of titanium: A torque removal study in the rabbit. *Clin Oral Implants Res* 2001;12:350-357.
62. Weng D, Hoffmeyer M, Hurzeler MB, Richter EJ. Osseotite vs surface machined in poor bone quality. A study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:703-708.
63. Cochran DL, Buser D, ten Bruggenkate CM, Weingart D, Taylor TM, Bernard JP, Peters F, Simpson JP: The use of reduced healing times on ITI implants with a sandblasted and acid-etched (SLA) surface: early results from clinical trials on ITI SLA implants. *Clin Oral Implants Res* 2002;13:144-153.
64. Buser D, Schenk RK, Steinmann S, Fiorellini JP, Fox CH, Stich H. Influence of surface characteristics on bone integration of titanium implants. A histomorphometric study in miniature pigs. *J Biomed Mater Res* 1991;25:889-902.
65. Ericsson I, Johansson CB, Bystedt H, Norton MR. A histomorphometric evaluation of bone-to-implant contact on machine-prepared and roughened titanium dental implants. A pilot study in the dog. *Clin Oral Implants Res* 1994;5:202-206.
66. Buser D, Mericske-Stern R, Dula K, Lang NP. Clinical experience with one-stage, non-submerged dental implants. *Adv Dent Res* 1999;13:153-161.
67. Matsuo M, Nakamura T, Kishi Y, Takahashi K. Microvascular changes after placement of titanium implants: scanning electron microscopy observations of machined and titanium plasma sprayed implants in dogs. *J Periodontol* 2000;70:1330-1338.
68. Plakco HE, Mishra S, Weimer JJ, Lucas LC. Surface characterization of titanium-based implant materials. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2000;15:355-363.

69. Novaes AB, Souza SLS, Oliveira PT, Souza AMMS. Histomorphometric analysis of the bone implant contact obtained with 4 different implant surface treatments placed side by side in the dog mandible. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2002;17:377-383
70. Bowers KT, Keller JC, Randolph BA, Wick DG, Michaels CM. Optimization of surface micromorphology for enhanced osteoblast responses in vitro. *Int J Oral Maxillofac Implants* 1992;7:302-310.
71. Schwartz Z, Martin JY, Dean DD, Simpson J, Cochran DL, Boyan BD. Effect of titanium surface roughness on chondrocyte proliferation, matrix production, and differentiation depends on the state of cell maturation. *J Biomed Mater Res* 1996;30:145-155.
72. Eraslan O, Inan O. The effect of thread design on stress distribution in a solid screw implant: a 3D finite element analysis. *Clin Oral Investig* 2010;14:411-416.
73. Butz F, Aita H, Wang CJ, Ogawa T. Harder and stiffer bone osseointegrated to roughened titanium. *J Dent Res* 2006;85:560-565.
74. Ogawa T, Ozawa S, Shih JH, Ryu KH, Sukotjo C, Yang JM, Nishimura I. Biomechanical evaluation of osseous implants having different surface topographies in rats. *J Dent Res* 2000;79:1857-1863.
75. Yang Y, Kim KH, Ong JL. A review on calcium phosphate coatings produced using a sputtering process--an alternative to plasma spraying. *Biomaterials* 2005;26:327-337.
76. Abrahamsson I, Berglundh T, Linder E, Lang NP, Lindhe J. Early bone formation adjacent to rough and turned endosseous implant surfaces. An experimental study in the dog. *Clinical Oral Implant Research* 2004;15:381-392.
77. Coelho PG, Lemons JE. Physico/chemical characterization and in vivo evaluation of nanothickness bioceramic depositions on alumina-blasted/acid-etched Ti-6Al-4V implant surfaces. *J Biomed Mater Res A* 2009;90:351-361.

78. Coelho PG, Cardaropoli G, Suzuki M, Lemons JE. Histomorphometric evaluation of a nanothickness bioceramic deposition on endosseous implants: a study in dogs. *Clin Implant Dent Relat Res* 2009;11:292-302.
79. Coelho PG, Cardaropoli G, Suzuki M, Lemons JE. Early healing of nanothickness bioceramic coatings on dental implants. An experimental study in dogs. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;88:387-393.
80. Granato R, Marin C, Suzuki M, Gil JN, Janal MN, Coelho PG. Biomechanical and histomorphometric evaluation of a thin ion beam bioceramic deposition on plateau root form implants: an experimental study in dogs. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater* 2009;90:396-403.
81. Mendes VC, Moineddin R, Davies JE. Discrete calcium phosphate nanocrystalline deposition enhances osteoconduction on titanium-based implant surfaces. *J Biomed Mater Res A* 2009;90:577-585.
82. Orsini G, Piattelli M, Scarano A, Petrone G, Kenealy J, Piattelli A, Caputi S. Randomized, controlled histologic and histomorphometric evaluation of implants with nanometer-scale calcium phosphate added to the dual acid-etched surface in the human posterior maxilla. *J Periodontol* 2007;78:209-218.
83. Park YS, Yi KY, Lee IS, Han CH, Jung YC. The effects of ion beam-assisted deposition of hydroxyapatite on the grit-blasted surface of endosseous implants in rabbit tibiae. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2005;20:31-38.
84. Suzuki K, Aoki K, Ohya K. Effects of surface roughness of titanium implants on bone remodeling activity of femur in rabbits. *Bone* 1997;21:507-514.
85. Fini M, Giavaresi G, Setti S, Martini L, Torricelli P, Giardino R. Current trends in the enhancement of biomaterial osteointegration: Biophysical stimulation. *Biomaterials* 2004;27:681-690.
86. Tanzer M, Kantor S, Bobyn JD. Enhancement of bone growth into porous intramedullary implants using non-invasive low intensity ultrasound. *J Orthop Res* 2001;19:195-199.

87. Misch CE. Implant design considerations for the posterior regions of the mouth. *Implant Dent* 1999;8:376-386.
88. Negri B, Calvo-Guirado JL, Maté Sánchez de Val JE, Delgado Ruiz RA, Ramírez Fernández MP, Gómez Moreno G, Aguilar Salvatierra A, Guardia J, Muñoz Guzón F. Biomechanical and Bone Histomorphological Evaluation of Two Surfaces on Tapered and Cylindrical Root Form Implants: An Experimental Study in Dogs. *Clin Implant Dent Relat Res* 2012. doi: 10.1111/j.1708-8208.2011.00431.x.
89. Kim DS, Kim DG, Park CJ, Cho LR. Histomorphometry and stability analysis of early loaded implants with two different surface conditions in beagle dog. *J Adv Prosthodont* 2009;1:10-18.
90. Brunski JB. Biomaterials and biomechanics in dental implant design. *J Oral Maxillofac Implant* 1988;3:85-97.
91. Birang R, Tavakoli M, Shahabouei M, Torabi A, Dargahi A, Soolari A. Investigation of Peri-Implant Bone healing Using Autologous Plasma Rich in Growth Factors in the Canine Mandible After 12 Weeks: A Pilot Study. *Open Dent J* 2011;5:168-173
92. Cho GC. Evidence-based approach for treatment planning options for the extensively damaged dentition. *J Calif Dent Assoc* 2004;32:983-990.
93. De Pauw GA, Dermaut LR, Johansson CB, Martens G. A histomorphometric analysis of heavily loaded and non-loaded implants. *J Oral Maxillofac Implant* 2002;17:405-412
94. Caneva M, Salata LA, de Souza SS, Bressan E, Botticelli D, Lang NP. Hard tissue formation adjacent to implants of various size and configuration immediately placed into extraction sockets: an experimental study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:885-890.
95. Sanz M, Cecchinato D, Ferrus J, Pjetursson EB, Lang NP, Lindhe J. A prospective, randomized-controlled clinical trial to evaluate bone preservation using implants with different geometry placed into extraction sockets in the maxilla. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:13-21.

96. Trisi P, Lazzara R, Rebaudi A, Rao W, Testori T, Porter SS. Bone-implant contact on machined and dual-acid etched surfaces after 2 months of healing in the human maxilla. *J Periodontol* 2003;74:945-956.
97. Ivanoff CJ, Sennerby L, Johansson C, Rangert B, Lekholm U. Influence of implant diameters on the integration of screw implants. An experimental study in rabbits. *Int J Oral Maxillofac Surg* 1997;26:141-148.
98. Weinstein RS. Human bone biopsy. In: Yuehuei HA and Kylie LM eds. *Handbook of histology methods for bone and cartilage*. Totowa-New Jersey, Humana Press Inc 2003:129-143.
99. Goené RJ, Testori T, Trisi P. Influence of a Nanometer-Scale Surface Enhancement on De Novo Bone Formation on Titanium Implants: A Histomorphometric Study in Human Maxillae. *Int J Periodontics Restorative Dent* 2007; 27:211-219.
100. Donath K, Breuner G. A method for the study of undecalcified bones and teeth with attached soft tissues. The Sage-Schliff (sawing and grinding) technique. *J Oral Pathol* 1982;11:318-326.
101. Schenk RK, Olah, A.J., Hermann, W. *Preparation of calcified tissues for light microscopy*. 1st Edition, 1984. Amsterdam: Elsevier Science Publishers.
102. Chang PC, Seol YJ, Kikuchi N, Goldstein SA, Giannobile WV. Functional apparent moduli as predictors of oral implant osseointegration dynamics. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater*. 2010;94:118-126.
103. Franco Rde L, Chiesa R, de Oliveira PT, Beloti MM, Rosa AL. Bone response to a Ca- and P-enriched titanium surface obtained by anodization. *Braz Dent J*. 2008;19:15-20.
104. Neugebauer J, Iezzi G, Perrotti V, Fischer JH, Khoury F, Piattelli A, Zoeller JE. Experimental immediate loading of dental implants in conjunction with grafting procedures. *J Biomed Mater Res B Appl Biomater*. 2009;91:604-612.
105. Caneva M, Salata LA, de Souza SS, Bressan E, Botticelli D, Lang NP. Hard tissue formation adjacent to implants of various size and configuration

- immediately placed into extraction sockets: an experimental study in dogs. *Clin Oral Implants Res* 2010;21:885-890.
106. Azenha MR, Peitl O, Barros VM. Bone response to biosilicates with different crystal phases. *Braz Dent J* 2010;21:383-389.
 107. Abed AM, Pestekan RH, Yaghini J, Razavi SM, Tavakoli M, Amjadi M. A Comparison of Two Types of Decalcified Freeze-Dried Bone Allograft in Treatment of Dehiscence Defects around Implants in Dogs. *Dent Res J (Isfahan)* 2011;8:132-137
 108. Jeong SM, Choi BH, Li J, Kim HS, Ko CY, Jung JH, Lee HJ, Lee SH, Engelke W. Flapless implant surgery: an experimental study. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod* 2007; 104:24-28.
 109. Ghanavati F, Shayegh SS, Rahimi H, Sharifi D, Ghanavati F, Khalessheh N, Eslami B. The effects of loading time on osseointegration and new bone formation around dental implants: a histologic and histomorphometric study in dogs. *J Periodontol* 2006;77:1701-1707.
 110. Kim SH, Choi BH, Li J, Kim HS, Ko CY, Jeong SM, Xuan F, Lee SH. Peri-implant bone reactions at delayed and immediately loaded implants: an experimental study. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod* 2008;105:144-148.
 111. Foley CH, Kerns DG, Hallmon WW, Rivera-Hidalgo F, Nelson CJ, Spears R, Dechow PC, Opperman L. Phosphated, acid-etched implants decrease mineral apposition rates near implants in canines. *Int J Oral Maxillofac Implants* 2010;25:278-286.
 112. Xu B, Zhang J, Brewer E, Tu Q, Yu L, Tang J, Krebsbach P, Wieland M, Chen J. Osterix enhances BMSC-associated osseointegration of implants. *J Dent Res* 2009;88:1003-1007.
 113. Carmagnola D, Abati S, Celestino S, Chiapasco M, Bosshardt D, Lang NP. Oral implants placed in bone defects treated with Bio-Oss, Ostim-Paste or PerioGlas: an experimental study in the rabbit tibiae. *Clin Oral Implants Res* 2008;19:1246-1253.
 114. Jeong R, Marin C, Granato R, Suzuki M, Gil JN, Granjeiro JM, Coelho PG. Early bone healing around implant surfaces treated with variations in the resorbable

- blasting media method. A study in rabbits. *Med Oral Patol Oral Cir Bucal* 2010;15:e119-125.
115. Park IP, Kim SK, Lee SJ, Lee JH. The relationship between initial implant stability quotient values and bone-to-implant contact ratio in the rabbit tibia. *J Adv Prosthodont* 2011;3:76-80.
116. Pak HS, Yeo IS, Yang JH. A histomorphometric study of dental implants with different surface characteristics. *J Adv Prosthodont* 2010;2:142-147.
117. Calvo-Guirado JL, Gómez-Moreno G, Barone A, Cutando A, Alcaraz-Baños M, Chiva F, López-Marí L, Guardia J. Melatonin plus porcine bone on discrete calcium deposit implant surface stimulates osteointegration in dental implants. *J Pineal Res* 2009;47:164-172.
118. Calvo-Guirado JL, Gómez-Moreno G, López-Marí L, Guardia J, Marínez-González JM, Barone A, Tresguerres IF, Paredes SD, Fuentes-Breto L. Actions of melatonin mixed with collagenized porcine bone versus porcine bone only on osteointegration of dental implants. *J Pineal Res* 2010;48:194-203.
119. Becker J, Kirsch A, Schwarz F, Chatzinikolaidou M, Rothamel D, Lekovic V, Laub M, Jennissen HP. Bone apposition to titanium implants biocoated with recombinant human bone morphogenetic protein-2 (rhBMP-2). A pilot study in dogs. *Clin Oral Investig* 2006;10:217-224.
120. Lee HJ, Choi BH, Jung JH, Zhu SJ, Lee SH, Huh JY, You TM, Li J. Vertical alveolar ridge augmentation using autogenous bone grafts and platelet-enriched fibrin glue with simultaneous implant placement. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod* 2008;105:27-31.
121. Xavier SP, Ikuno KE, Tavares MG. Enhanced bone apposition to Brazilian microrough titanium surfaces. *Braz Dent J* 2010; 21:18-23.
122. Nkenke E, Lehner B, Weinzierl K, Thams U, Neugebauer J, Steveling H, Radespiel-Tröger M, Neukam FW. Bone contact, growth and density around immediately loaded implants in the mandible of mini pigs. *Clin Oral Implants Res* 2003;14:312-321.

ABSTRACT

1. INTRODUCTION

Dental implants are an established treatment modality, predictable and well documented, to partially and totally edentulous patients from its introduction during the 40's decade.

The replacement of natural teeth with the use of osseointegrated dental implants is one of the highest objectives in dentistry.

The biologic concept of osseointegration was introduced by Branemark et al. in 1960. They defined osseointegration as a biologic concept with direct bone to implant contact in a microscope resolution. In 1978, Zarb y Albrektson said that it was a process where it was achieved and supported a rigid fixation of alloplastic materials, clinically asymptomatic, in bone during the functional load.

Nowadays, osseointegration is defined as a direct and established anchorage of a loaded implant because of bone formation, without fibrous tissue growth.

This osseointegration is obtained by means of cellular events. The functional activity of the cells near the surface of implants is highly influenced by chemical, physical and topographical properties.

There were different factors involved in this process such as the implant's biocompatibility, surgical technique, health of patient, original bone density, operator skill, features of implant surface and implant design.

Titanium is the most used material to endosseous implants because it has a high biocompatibility and corrosion resistance, a good mechanical properties and it's easy to produce in different shapes and textures.

Initially, the used implants were of commercially pure titanium. Later, surface's modifications were carried out to do it more roughness and get better bone to implant contact and a faster healing with an early mechanical fixation.

The implant design is the three-dimensional structure. It has an important role in osseointegration and it was modified to achieve a better distribution of loads and initial stability. Bone to implant contact (BIC) is a histological concept traditionally evaluated to calculate the amount of implant surface that is in direct contact with the bone without the interposition of mineralized connective tissue.

Most research in dentistry relating to BIC named it such us one of the elements contributing to the stability of the implant. Many authors have specified that the factors that influence the levels of BIC are mainly: original bone density, functional values of the forces exerted on the implants, configuration and geometry of the implant, surface roughness, length and width of the implant and wettability of the surface.

The methods commonly used to assess the bon-implant contact can be divides into different groups:

- Length of the contact surface.

- Digital image of the contact zone.
- Visual analysis of periimplant tissues.
- Chemical composition of the contact area.

There are several studies about factor influencing the amount of bone to implant contact using animal models, but currently there is little research devoted to assessing the most appropriate methods of measurement BIC to help us decide what is the procedure by which such action is achieved by performing optimally.

2. OBJECTIVES

The aim of this study was to determine the use of different methods for measuring bone to implant contact (BIC) in five kind of implants using scanning electron microscopy (SEM henceforth), carry out a spectrometry analysis of X-Ray (EDX).

3. MATERIAL AND METHODS.

There are three different ways of measuring bone-to-implant contact. The first consists of measuring the quantity of mineralized bone in direct contact with the implant's titanium surface across the entire threaded area (BIC I). It measures new bone around the implant threads but does not measure the new bone that joins this to old bone. BIC II measures BIC along a line that passes from apex to apex of the implant threads; this measures real BIC but does not take into account BIC between threads. This tends to measure old bone and some

new bone but ignores inter-thread bone. Lastly, BIC III measures BIC both in areas around and above the threads and in between threads.

This experimental animal study was designed in order to evaluate bone apposition to five different implant surfaces:

- 36 Certain Nanotite™ Implants (Biomet 3i, Palm Beach Gardens, FL, USA).
- 36 SPI® implants (Thomen Medical, Waldenburg, Switzerland).
- 36 Evolution 2® implants (B & W S.R.L, Buenos Aires, Argentina).
- 36 TSA® implants (Phibo®, Dental Solutions S.L, Barcelona Spain).
- 36 TSA® Advance implants (Phibo®, Dental Solutions S.L, Barcelona Spain).

Thirty Beagle dogs about one year old and weighting approximately 12–13 kg each were used in the experiment. The research protocol will be submitted to the local Ethical Committee for Animal Research (University of Murcia, Spain). All the animals followed the Royal Decree (RD)1201/2005 of 10 October, on protection of animals used for experimental and other scientific purposes and LAW 32/2007 of 7 November, for the care given to animals on his farm, transport, testing and sacrifice. Furthermore the project will followed 2010/63/UE DIRECTIVE OF THE EUROPEAN PARLIAMENT AND OF THE COUNCIL of 22 September 2010 on protection of animals used for scientific purposes.

3.1 Surgical Procedure:

During surgical procedures, the dogs were anesthetized with Pentothal Natrium® (30mg/ml; Abbot Laboratories, Chicago, IL, USA) administered intravenously. To the experiment was used the third and fourth premolar and first molar distal sockets in both quadrants of the mandible (P3, P4 and M1) to place the implants inside. These teeth were hemi-sected with a tungsten–carbide bur and the distal roots were removed using forceps. Sulcular incisions were made along the buccal and lingual aspects of the teeth to disclose the ridge's buccal and lingual hard tissue crestal wall.

Six implants were placed into each mandible according to a random distribution pattern with a computer program www.randomization.com, established for each dog prior to surgery.

The flaps were adapted for tension-free wound closure with direct simple sutures.

During the first week following surgery, the animals received Amoxicillin 500 mg (twice daily) and Ibuprofen 600 mg (three times a day) via the systemic route. Sutures were removed after two weeks. The animals were sacrificed at fifteen, thirty and ninety days after the implantation procedure by means of an overdose of Pentothal Natrium® (Abbot Laboratories), perfused through the carotid arteries with a fixative containing a mixture of 5% glutaraldehyde and 4% formaldehyde.

3.2 Histologic Preparation, Histomorphometric Analysis and Histological Examination.

The specimens were prepared for histological examination as described Schenk et al. Two sections were cut from each biopsy unit. The first was cut from the centre of the implant and the second from the surrounding bone.

Each section surface was stained using Masson's trichrome stain and hematoxylin and eosin stain according to Schenk et al.

Images were calibrated digitally with 10X enlargement (Leica microscope DM 4000B, Ernst-Leitz, Germany).

The most central sagittal section of each implant was processed using MIP 4 software 4 (Microm Image Processing Software, CID, Consulting Image Digital, Barcelona, Spain) connected to a Sony color video camera DXC-151 2/3-CCD RGB.

Histomorphometric analysis was carried out using a scanning electron microscope (JEOL-6100- X LINK-ISIS, Akishima, Tokyo, Japan). Digital images were obtained with x100 magnification and processed with Imaris 6.1.5. software (Bitplane AG, Zurich, Switzerland).

Elemental analysis values were taken from each of the central implant threads on the vestibular and lingual sides of each sample. Statistical analysis evaluated differences in elemental composition (Ca, P, O, C) between the three different BIC measurement methods (BIC I, BIC II and BIC III) were evaluated. Normality tests were applied: the Shapiro-Wilk test, the Student t-test or the Anova for two independent variables, as well as the Mann-Whitney and Wilcoxon (nonparametric) homogeneity of variance tests using SPSS 15.0 for Windows

software (detection of significant differences and standard deviation), taking 5% as significant.

4. RESULTS

To resolve our objective was achieve an elemental analysis of P3, P4 and M1 alveoli comparing three types of BIC.

Firstly, original bone was analyzed in contrast to neoformed bone. At fifteen days the highest calcium content was found in the lingual area of P4. The highest percentage of phosphorous was found in the lingual area of M1 whilst the lowest was on the lingual side of P3. It was in this same area that the greatest amount of carbon was found.

Elemental analysis using BIC I at the fifteen-day mark found the greatest quantities of calcium and phosphorous in the lingual zone of P3. With BIC II, most calcium and phosphorous were found in the lingual zone of P3 whilst the greatest quantities of oxygen were found in the buccal zone of P3. However, when BIC III was analyzed it was found that calcium and phosphorous levels were greater at M1 than around the premolars.

At thirty days, with BIC I and BIC II, higher percentages of calcium and phosphorous were found in the buccal zones of P4 and the lingual area of M1. With BIC III, the highest percentages of calcium and phosphorous were found in the buccal zone of P3 and M1. Oxygen was present at all implant sites in similar quantities; the greatest amount of carbon was present in the lingual zone of P3.

In the elemental study carried out at ninety days, with BIC I the highest percentages of calcium, phosphorous and oxygen were found in the buccal zone of P3. The greatest quantity of carbon was found in the buccal zone of P3. With BIC II, calcium, phosphorous and oxygen were greater at P3 than at P4 and M1. And with BIC III, the highest percentages of calcium, phosphorous and oxygen were buccal of P4. Carbon was found in higher quantities in the lingual zone of M1.

When the Mann-Whitney test was applied in order to compare calcium levels found with BIC I and BIC II, the average was 50.40% for BIC I and 69.44% for BIC II. When comparing phosphorous levels present the averages being 47.37% and 65.96% respectively.

When calcium data obtained from BIC I and BIC III readings was compared, the averages were 48.19% with BIC I and 62.10% with BIC III. For phosphorous, the averages were 47.98% with BIC I and 59.92% with BIC II. For oxygen, the averages were 62.73% with BIC I and 58.28% with BIC III. Lastly, carbon levels were 61.59% and 54.34% respectively.

Finally, comparing calcium content data between BIC II and BIC III findings the averages of 57.24% with BIC II and 52.26% with BIC III. For phosphorous, the averages were 55.75% with BIC II and 48.66% with BIC III. For oxygen, the averages obtained were 63.23% with BIC II and 57.78% with BIC III. Lastly, for carbon the averages were 54.17% for BIC II and 61.89% for BIC III.

The comparison carry out of three kinds of measure BIC establish that when we compare BIC I and BIC II, the amounts of calcium and phosphorous were greater in the second type. The same occurs when we compare the types I and III. Nevertheless, when we compare BIC II with BIC III, the greater percentages achieve of this elements were to BIC III.

About implant surfaces, at fifty days, when we evaluate BIC I, we found a higher amount of calcium and phosphorous in lingual area of Nanotite™, SPI® and Evolution 2® implants. In buccal area there was more calcium and phosphorous in TSA® and TSA® Advance.

At thirty days, higher levels of calcium and phosphorous in lingual BIC I were observed in Nanotite™, TSA®, TSA® Advance and, above all, SPI® in buccal area. In lingual area there was a higher bone remodeling Nanotite™, TSA®, TSA® Advance y SPI® implants.

At ninety days, the analysis of lingual BIC I shown better results to TSA®, TSA® Advance and SPI® implants. In buccal area, the best results were observed in TSA® and TSA® Advance implants.

When we analyzed BIC II, at fifty days, the better results were to TSA® and TSA® Advance implants in buccal zone. In lingual area, TSA®, TSA® Advance and Evolution 2® produced better results.

At thirty days, TSA®, TSA® Advance and Nanotite™ implants produced better results in buccal and lingual zones.

At ninety days, TSA® and TSA® Advance implants produced the higher levels of calcium and phosphorous in buccal area while in lingual zone were Nanotite™, SPI® and Evolution 2® implants.

Finally, through BIC III measure, at fifty days TSA®, TSA® Advance and Nanotite™ implants obtained a higher joint to bone, in buccal and lingual areas.

At thirty days, better results were to SPI®, Evolution 2® and Nanotite™ implants in vestibular area, while in lingual zone were TSA® Advance, Nanotite™ and SPI® implants.

At ninety days, Evolution 2® and TSA® Advance presented more bone remodeling than Nanotite™, TSA® and SPI® in buccal area. In lingual region, all implants showed similar bone remodeling although TSA® Advance and Nanotite™ had better behavior than TSA®, SPI® and Evolution 2®.

5. CONCLUSIONS:

According to information obtained in our study, we could assert the next conclusions:

- The best form to evaluate the bone to implant contact and can establish on this way the amount of neoformed bone in this area it would be the measure of BIC III. This measure included the contact with titanium surface areas and the places around and between threads.
- The implants that better BIC III obtained when they were compared with the others were TSA® Advance and Nanotite™, where bone remodeling was higher.