



UCAM

UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE MURCIA

ESCUELA INTERNACIONAL DE DOCTORADO
Programa de Doctorado en Ciencias de la Salud

Influencia del Diseño del Cuello del Implante y el
Tratamiento de su Superficie en los Tejidos
Periimplantarios

Raúl Jiménez Soto

Directores:

Dra. Dña. María Piedad Ramírez Fernández

Dr. D. José Eduardo Maté Sánchez de Val

Dr. D. José Manuel Granero Marín

Murcia, 17 de enero de 2019



UCAM

UNIVERSIDAD CATÓLICA
DE MURCIA

ESCUELA INTERNACIONAL DE DOCTORADO
Programa de Doctorado en Ciencias de la Salud

Influencia del Diseño del Cuello del Implante y el
Tratamiento de su Superficie en los Tejidos
Periimplantarios

Raúl Jiménez Soto

Directores:

Dra. Dña. María Piedad Ramírez Fernández

Dr. D. José Eduardo Maté Sánchez de Val

Dr. D. José Manuel Granero Marín

Murcia, 17 de enero de 2019



UCAM
UNIVERSIDAD CATÓLICA
SAN ANTONIO

**AUTORIZACIÓN DE LOS DIRECTORES DE LA TESIS
PARA SU PRESENTACIÓN**

La Dra. Dña. María Piedad Ramírez Fernández, el Dr. D. José Eduardo Maté Sánchez de Val y el Dr. D. José Manuel Granero Marín como Directores de la Tesis Doctoral titulada " Influencia del Diseño del Cuello del Implante y el Tratamiento de su Superficie en los Tejidos Periimplantarios " realizada por D. Raúl Jiménez Soto en el Departamento de Cirugía Bucal e Implantología Oral, **autorizan su presentación a trámite** dado que reúne las condiciones necesarias para su defensa.

Lo que firmamos, para dar cumplimiento al Real Decreto 99/2011, 1393/2007, 56/2005 y 778/98, en Murcia a 17 de enero de 2019.

Fdo.: María Piedad Ramírez Fernández

Fdo.: José Eduardo Maté Sánchez de Val

Fdo.: José Manuel Granero Marín

AGRADECIMIENTOS

Son muchas las motivaciones que me han llevado a realizar la tesis doctoral en este momento de mi vida al igual que muchos fueron los obstáculos que me impidieron realizarla anteriormente, por lo que es inevitable que el agradecimiento sea doble, tanto por la motivación que me habéis dado como por la ayuda y el tiempo para hacerlo posible.

A las personas que me han dado ese empuje y en especial a mis padres, no se me ocurre mejor forma de honrarlos y premiar su actitud incansable de lucha, desde un origen humilde nos han enseñado tanto a mi hermana como a mí a ser honestos con las personas que nos rodean y hacer nuestro trabajo dando siempre lo mejor de nosotros mismos, ellos nos mostraron con su ejemplo que esa es la única forma de obtener el respeto de los demás, y a mis hijos, ellos me han hecho sentir el amor incondicional de un padre, la alegría de los logros conseguidos, el dolor de las noches sin dormir y la importancia de ser el reflejo de aquello en lo que nos gustaría que se convirtiesen, en definitiva la impronta que les dejaremos, la única herencia real que siempre les acompañará y esperemos les ayude a encontrar respeto y felicidad.

Son muchas las personas que a lo largo de la vida nos forjan el carácter, y son las que más influyen las que nos rodean en la infancia y como a todos, en mi caso fue mi abuela la que más contribuyó a esa forja, siempre con su infinita sabiduría que le dieron los años fue de ella de quien aprendí a sembrar para recoger, la importancia de la constancia y otras tantas cosas, que hacen que aunque ya no me acompañe con su presencia este presente todos los días en mi vida, al igual que aquellos con los que la comparto a diario, mis hijos y mi mujer, cuyo esfuerzo ha sido doble durante estos años para permitirme el tiempo que he necesitado, sabéis que ha merecido la pena.

En segundo lugar, me gustaría agradecer a mis directores de tesis doctoral, Dra. Dña. María Piedad Ramírez Fernández, Dr. D. José Eduardo Mate Sánchez de Val, y Dr. D. José Manuel Granero Marín el esfuerzo realizado, su confianza en mí a lo largo de este proceso y su disponibilidad.

Al Dr. José Luís Calvo Guirado, por confiar en mi habilidad como investigador, darme la oportunidad de comenzar este proyecto y guiarme a lo largo de estos años. Sin su ayuda incondicional y desinteresada este proyecto no habría sido posible.

A los doctores Carlos Pérez-Albacete Martínez y Patricia Jara López López, por aportarme tanto su conocimiento práctico como su experiencia en el análisis de las muestras.

A la Universidad Católica San Antonio de Murcia, por darme la oportunidad de llevar a cabo el proyecto y conseguir con éxito la finalización de esta tesis.

A mi familia y amigos

A Pilar y a mis hijos, Pili y Rubén

“La verdadera gloria consiste en hacer lo que merece escribirse y en escribir lo que merece leerse”

Plinio el Viejo

RESUMEN

Objetivo: Comparar la adaptación de los tejidos y blandos y la remodelación de los tejidos duros alrededor de implantes con diferentes tipos de diseño en cuello: microanillos o espira abierta, que han recibido diferentes tipos de tratamiento en su superficie.

Material y método: Se seleccionan 20 cortes histológicos de cuatro tipos diferentes tipos de implantes procedentes de estudios previos realizados en perros American Foxhound. Las muestras se han obtenido tras un periodo de cicatrización de ocho semanas y en todos los casos los implantes presentan cambio de plataforma, han sido colocados a nivel crestal en hueso cicatrizado y tras comprobar su estabilidad primaria se les han colocado pilares de cicatrización el mismo día de la cirugía. Las muestras se han agrupado en dos tipos de diseño: microanillos o espira abierta desde el cuerpo hasta el cuello, cada uno de ellos con diferentes tratamientos de superficie. Los implantes incluidos en este estudio son: Blue Sky® de Bredent®, con microanillos y cuello pulido de 0,5mm seguido de superficie grabada con ácido a alta temperatura de 0,2 mm y el resto arenada; C1® de MIS®, con microanillos y superficie arenada y grabada con ácido; IPX® de Galimplant®, con superficie Nanoblast Plus® obtenida mediante arenado y triple grabado ácido; y Facility® de Neodent®, con superficie Acqua® obtenida mediante arenado y grabado ácido manteniendo electronegatividad y confiriéndole propiedades hidrófilas.

Resultado: La pérdida ósea es mayor tanto a nivel del hueso crestal como a nivel del contacto del hueso al implante en los implantes con microanillos que en los implantes con espira abierta, aunque el tejido blando presente mayor espesor del epitelio de unión en la cara vestibular y lingual. En el caso de implantes con microanillos, el cuello pulido de Blue Sky® de Bredent® disminuye la distancia de unión del hueso al implante a nivel lingual en comparación con los implantes C1® de MIS® que tiene la superficie rugosa. En el caso de los implantes con espira abierta, la superficie Acqua® de Facility® Neodent® arenada y uniformizada mediante grabado que además ha recibido tratamiento confiriéndole propiedades hidrófilas presenta menor pérdida de hueso crestal en la cara vestibular, sin embargo, la superficie Nanoblast Plus® de IPX®

Galimplant® presenta un aumento en el espesor del epitelio de unión por vestibular.

Conclusiones: Los implantes con microanillos concéntricos en cuello, en contra de ofrecer una mayor superficie de contacto con el hueso, generan mayor pérdida ósea que los implantes en los que la espira del cuerpo se prologa hasta el cuello y queda abierta. Esta mejora en la conservación de hueso es aún mayor si la superficie del implante recibe un tratamiento que mantenga su electronegatividad y le confiera propiedades hidrófilas como la superficie Acqua® de los implantes Facility® de Neodent®.

ABSTRACT

Aim: To compare in a dog model the soft and hard tissue remodelling around implants with different types of neck design: micro-ring or open-thread, which have received different surfaces treatment.

Material and methods: 20 histological sections were obtained from 4 different implant designs from previous studies in American Foxhound dogs with implants placed at crestal level. They are grouped in 2 types of design, each of them with two different surfaces, micro-rings neck polished and rugged and open-thread neck blasted and acid etching with and without hydrophilicity surface. The implants included in this study are: Blue Sky® by Bredent®, with micro-rings and polished neck of 0.5mm followed by acid-etched at high temperature of 0,2mm and a sandblasted surface; C1® from MIS®, with micro-rings and sandblasted surface and etched with acid; IPX® by Galimplant®, with Nanoblast Plus® surface obtained by sandblasting and triple acid etching; and Neodent® Facility®, with Acqua® surface obtained by sandblasting and acid etching, maintaining electronegativity and giving it hydrophilic properties.

Results: Bone loss is greater both at the level of the crestal bone and at the level of the contact of the bone to the implant in the implants with micro-rings than in the implants with the open-thread, although the soft tissue presents greater thickness of the junctional epithelium in the buccal and lingual aspects. . In the case of implants with micro-rings, the Bredent® Blue Sky® polished neck reduces the distance between the bone and the implant at the lingual aspect compared to the MIS® C1® implants with the rough surface. In the case of implants with an open thread, the Acqua® surface of Facility® Neodent® sandblasted and uniformized by means of engraving that has also received hydrophilic treatment presents less loss of crestal bone in the vestibular aspect, without masking, the Nanoblast Plus® surface of IPX® Galimplant® presents an increase in the thickness of the vestibular junctional epithelium

Conclusions: Implants with parallels micro rings in neck, in contrast to offering a greater contact surface with the bone, generate greater bone loss than implants in which the spiral of the body prefaces up to the neck and stays open. This improvement in bone conservation is even greater if the surface of the implant receives a treatment that maintains its electronegativity and gives it hydrophilic properties such as the Acqua® surface of Neodent® Facility® implants.

ÍNDICE

RESUMEN.....	15
ABSTRACT.....	17
ABREVIATURAS UTILIZADAS.....	23
GLOSARIO.....	24
ÍNDICE DE FIGURAS.....	25
ÍNDICE DE TABLAS.....	27
ÍNDICE DE GRÁFICOS.....	29
CAPÍTULO 1. INTRODUCCIÓN.....	31
CAPÍTULO 2. ANTECEDENTES.....	39
2.1. ANATOMIA PERIODONTAL.....	41
2.2. CICATRIZACION DENTO-GINGIVAL.....	43
2.3. ANATOMÍA PERIIMPLANTARIA.....	44
2.4. CICATRIZACION PERIIMPLANTARIA.....	46
2.4.1. Osteointegración.....	47
2.4.2. Formación de la anchura biológica.....	48
2.5. DISEÑO DEL IMPLANTE.....	49
2.5.1. Diseño del cuello.....	50
2.5.2. Tratamiento de la superficie.....	51
2.5.3. Unión implante – aditamento protésico.....	53
2.5.4. Material de los aditamentos.....	54

CAPÍTULO 3. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS.....	57
3.1. JUSTIFICACIÓN.....	59
3.2. OBJETIVOS.....	60
CAPÍTULO 4. MATERIAL Y MÉTODO.....	61
4.1. IMPLANTES.....	63
4.1.1 Blue Sky. Bredent medical [®]	64
4.1.2 C1. Mis [®]	66
4.1.3 IPX. Galimplant [®]	68
4.1.4 Facility. Neodent [®]	70
4.2. ANIMALES DE EXPERIMENTACION.....	72
4.3. PROTOCOLO QUIRÚRGICO.....	72
4.4. OBTENCIÓN DE MUESTRAS.....	76
4.5. ESTUDIO HISTOMORFOMETRICO.....	77
4.6. ANÁLISIS DE LOS DATOS.....	79
4.7 DISEÑO DE LA INVESTIGACION.....	79
4.7.1 Variables	80
4.7.1.1 <i>Variables independientes</i>	80
4.7.1.2 <i>Variables dependientes</i>	81
4.7.1.3 <i>Variables de control</i>	82
4.7.1.3.1 <i>Diseño del implante</i>	82

1. ÍNDICE	21
4.7.1.3.2 Aditamento protésico.....	83
4.7.1.3.3 Técnica quirúrgica.....	83
4.7.1.3.4 Cicatrización.....	83
CAPÍTULO 5. RESULTADOS.....	85
5.1. ANALISIS DE LAS MUESTRAS.....	87
5.2. VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS ENTRE IMPLANTES CON MICROANILLOS E IMPLANTES CON ESPIRA ABIERTA EN CUELLO.....	96
5.3. VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS EN IMPLANTES CON MICROANILLOS EN CUELLO Y DIFERENTE TRATAMIENTO DE SUPERFICIE.....	104
5.4. VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS EN IMPLANTES CON ESPIRA ABIERTA EN CUELLO Y DIFERENTE TRATAMIENTO DE SUPERFICIE.....	112
5.5. INTERPRETACIÓN DE LAS VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS ANALIZADAS.....	120
CAPÍTULO 6. DISCUSIÓN.....	123
6.1. VARIABLES DE DISEÑO.....	125
6.1.1 Remodelación de los tejidos duros.....	125
6.1.2 Adaptación de los tejidos blandos.....	126

6.2. VARIABLES DE SUPERFICIE EN IMPLANTES CON MICROANILLOS.....	127
6.2.1 Remodelación de los tejidos duros.....	127
6.2.2 Adaptación de los tejidos blandos.....	128
6.3. VARIABLES DE SUPERFICIE EN IMPLANTES CON ESPIRA ABIERTA.....	128
6.3.1 Remodelación de los tejidos duros.....	128
6.3.2 Adaptación de los tejidos blandos.....	129
CAPÍTULO 7. CONCLUSIONES.....	131
CAPÍTULO 8. APLICACIONES PRÁCTICAS Y FUTURAS LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN.....	135
CAPÍTULO 9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS.....	141
CAPÍTULO 10. ANEXOS.....	159
10.1. ARTÍCULO DE LA TESIS.....	161
10.2. COMUNICACIONES DE LA TESIS.....	178
10.3. INFORME DEL CEEA.....	179

ABREVIATURAS UTILIZADAS

En esta relación no se incluyen las abreviaturas de los convenios de unidades al existir normas internacionales aceptadas sobre su uso. Tampoco se han incluido en esta relación las abreviaturas del diccionario de la RAE ni las de uso universal en estadística.

Abreviatura	Descripción
BC	Límite coronal del hueso crestal (Bone Crest)
BIC	Primer contacto del hueso con la superficie del implante (Bone to Implant Contact)
IS	Hombro del implante (Implant Shoulder)
JE	Límite apical del epitelio de unión (apical portion of the Junction Epithelium)
PM	Margen de la mucosa periimplantaria (Periimplant Mucosa)

GLOSARIO

Con el objetivo de mejorar la comprensión del texto, en este apartado se van a explicar los conceptos para que sean entendidos conforme al contexto o a la explicación del autor:

- **Anchura biológica:** Conjunto de tejidos blandos que rodean al implante.
- **Biofilm:** Comunidad bacteriana que se adosa a la superficie del implante encerrada en una matriz de sustancias poliméricas extracelulares que ellas han producido.
- **Cambio de plataforma:** Reducción del diámetro del aditamento con respecto al diámetro del implante
- **Espacio biológico:** Suma del espesor de los tejidos que ocupan el espacio comprendido entre la base del surco gingival y la cresta alveolar.
- **Espira abierta:** Prolongación hacia el cuello de la espira del cuerpo del implante.
- **Microanillos:** Hendiduras en el cuello circulares y paralelas al hombro del implante.
- **Mucositis:** Inflamación de la mucosa periimplantaria.
- **Mucosa periimplantaria:** Conjunto de tejidos blandos que rodean al implante.
- **Periimplantitis:** Inflamación de los tejidos que rodean al implante en su totalidad.
- **Pilar de cicatrización:** Aditamento de acero colocado en el implante durante el periodo de cicatrización.

ÍNDICE DE FIGURAS

Figura 1. Espacio biológico.....	41
Figura 2. Diferencias en la orientación de las fibras de colágeno entre dientes e implantes.....	46
Figura 3. Implante Blue Sky® - Bredent Medical®. Diseño del cuello.....	64
Figura 4. Diferentes superficies del implante Blue Sky®.....	64
Figura 5. Implante Blue Sky® - Bredent Medical®.....	65
Figura 6. Implante C1® - Mis®. Diseño del cuello.....	66
Figura 7. Superficie del implante C1®.....	66
Figura 8. Implante C1® - Mis®.....	67
Figura 9. Implante IPX® - Galimplant®. Diseño del cuello.....	68
Figura 10. Implante IPX® - Galimplant®.....	69
Figura 11. Implante Facility® - Neodent®. Diseño del cuello.....	70
Figura 12. Superficie Aqua® en ampliaciones 2000X y 3000X.....	70
Figura 13. Implante Facility® - Neodent®.....	71
Figura 14. Odontosección en premolares y molares.....	73
Figura 15. Alveolos post extracción.....	73
Figura 16. Cresta ósea cicatrizada.....	74
Figura 17. Colocación de implante IPX® - Galimplant®.....	75

Figura 18. Colocación de implante Facility® - Neodent®.....	75
Figura 19. Implantes Blue Sky® - Bredent Medical® colocados con pilares de cicatrización.....	75
Figura 20. Esquema de marcadores y distancias de las muestras.....	78
Figura 21. Cortes histológicos de implantes con microanillos. a) Implante Blue Sky® - Bredent Medical®; b) Implante C1® - Mis®.....	94
Figura 22. Cortes histológicos de implantes con espira abierta. a) IPX® - Galimplant®, b) Facility® - Neodent®.....	95
Figura 23. Pérdida ósea en implante con microanillos. a) Blu Sky® - Bredent Medical®; b) C1® - Mis®.....	120
Figura 24. Pérdida ósea al mismo nivel por bucal y lingual en implante con microanillos C1® - Mis®.....	121
Figura 25. Preservación del hueso en implantes con espira abierta y diferente tratamiento de superficie. a) Superficie sin tratamiento hidrófilo IPX® - Galimplant®; b) Superficie con tratamiento hidrófilo Acqua® Facility® - Neodent®.....	122

ÍNDICE DE TABLAS

Tabla 1. Características del diseño superficie los implantes.....	63
Tabla 2. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes Blue Sky® - Bredent medical®.....	87
Tabla 3. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes C1® - MIS®	88
Tabla 4. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes IPX - Galimplant®	89
Tabla 5. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes Facility - Neodent®.....	90
Tabla 6. Descriptivos obtenidos en las muestras de implantes agrupados con microanillos o espira abierta.....	91
Tabla 7. Descriptivos obtenidos en las muestras de implantes con microanillos.	92
Tabla 8. Descriptivos obtenidos en las muestras de implantes con espira abierta.....	93
Tabla 9. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el diseño del implante.....	96
Tabla 10. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el diseño del implante.....	98
Tabla 11. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el diseño del implante.....	100
Tabla 12. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el diseño del implante.....	102
Tabla 13. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos.....	104

- Tabla 14.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos.....106
- Tabla 15.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos.....108
- Tabla 16.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos.....110
- Tabla 17.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta.....112
- Tabla 18.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta..... 114
- Tabla 19.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta..... 116
- Tabla 20.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta..... 118

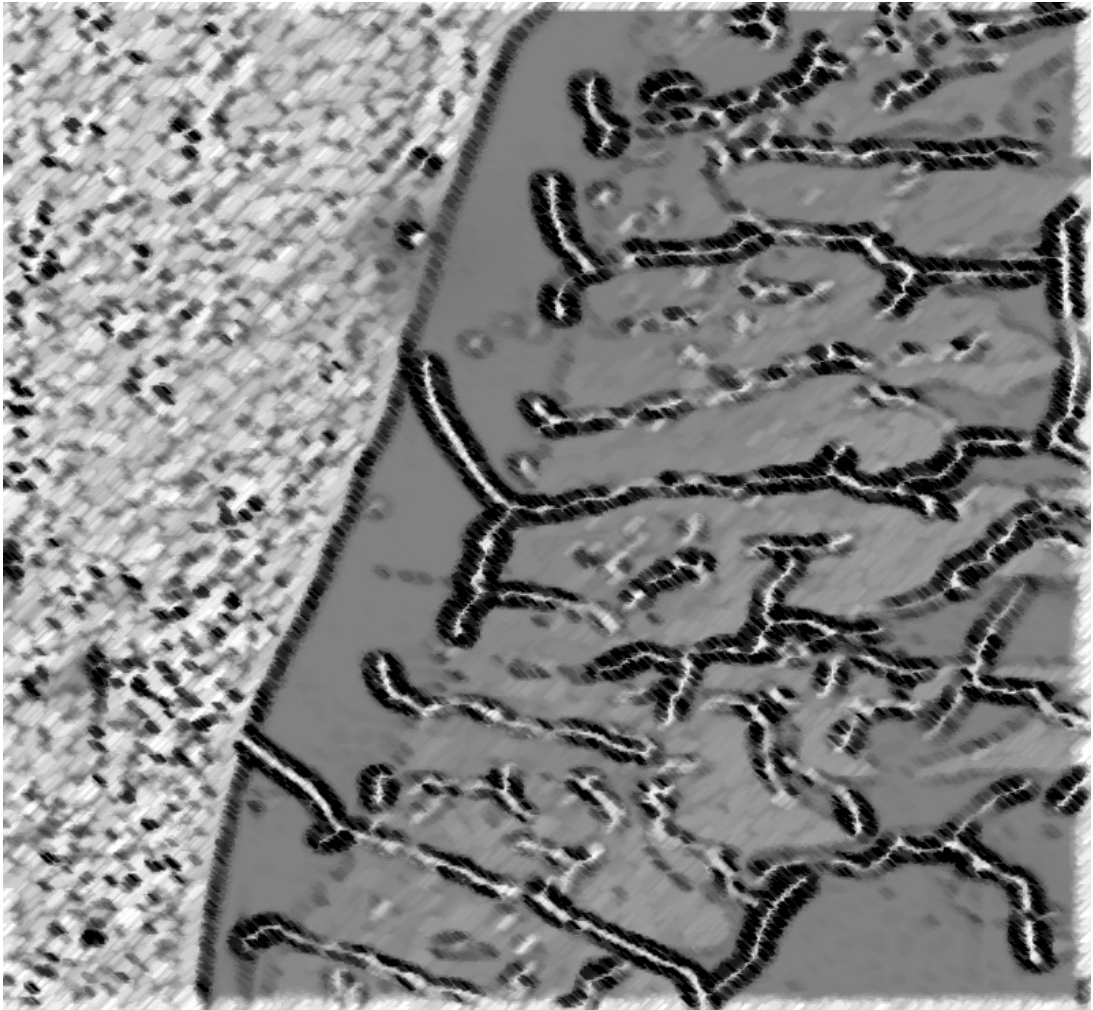
ÍNDICE DE GRÁFICOS

- Gráfico 1.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta)..... 97
- Gráfico 2.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta)..... 99
- Gráfico 3.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta).....101
- Gráfico 4.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta).....103
- Gráfico 5.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®).....105
- Gráfico 6.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®).....107
- Gráfico 7.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®).....109
- Gráfico 8.** Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®).....111
- Gráfico 9.** Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®).....113

Gráfico 10. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®).....115

Gráfico 11. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®).....117

Gráfico 12. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®)..... 119



1. INTRODUCCIÓN

INTRODUCCIÓN

Las restauraciones implanto soportadas se han convertido en la primera opción restauradora a la hora de reponer los dientes perdidos, estas restauraciones requieren para su éxito a largo plazo una osteointegración estable del implante y una correcta adaptación de los tejidos blandos al contorno de la restauración, este sellado establecido por los tejidos blandos tiene la finalidad de formar una barrera de protección basada en un sellado tisular similar al que encontramos en torno a dientes naturales cumpliendo la función de aislar el hueso subyacente de medio oral, considerado un medio hostil por la presencia de microorganismos y sus productos metabólicos (1, 2, 3).

Esta barrera formada por los tejidos blandos no es estática y su dinamismo puede afectar a la estabilidad de nuestras restauraciones y de igual modo la remodelación ósea tampoco es estable pudiendo producirse retracción de los tejidos de soporte. De forma fisiológica (1) se observó que durante el primer año de carga protésica se producía una reabsorción ósea de 1.5 mm a 2 mm, que en los años siguientes se cuantificó de forma anual de hasta 0,2 mm (4, 5, 6), esta pérdida fisiológica puede incrementarse de forma patológica, de forma que estas cifras de pérdida ósea aumentan y pueden llegar a comprometer la osteointegración de los implantes. En un primer estadio de afectación patológica, la mucosa que rodea al implante presenta inflamación, denominada mucositis periimplantaria, cuya prevalencia se estima en torno al 80% de los pacientes y en el 50% de los implantes (7, 8) al evolucionar el proceso, la inflamación que únicamente afectaba a la mucosa llega a afectar al conjunto de los tejidos blandos y duros, dando lugar a una periimplantitis, consideramos que un implante presenta periimplantitis cuando clínicamente se observa una reacción inflamatoria de la mucosa que lo rodea (9) que se manifiesta por el sangrado al sondear (10), llegando a presentar aumento en la profundidad de sondaje y supuración (7), la periimplantitis presenta una prevalencia en torno al 28% - 56% de los pacientes y al 12%- 40% de los implantes (8, 11) y dado el incremento en el

uso de los implantes, cabe esperar un aumento en la aparición de mucositis y periimplantitis entre la población.

Con la finalidad de reducir al máximo esta pérdida ósea fisiológica y prevenir la pérdida patológica originada por la periimplantitis, la continua evolución de la implantología ha comportado la inevitable proliferación de diferentes sistemas de implantes, siendo el área de mayor cambio la relacionada con los tejidos blandos, como se evidencia en los diferentes tipos de conexión, y la variabilidad en el diseño del hombro, la plataforma y el tratamientos de la superficie a nivel del cuello de los implantes, dado a que se considera la cicatrización y la estabilidad del epitelio y tejido conectivo que los rodean fundamentales para proteger a los implantes de la cavidad oral.

Se ha demostrado que tanto el diseño del cuello del implante como el tratamiento de su superficie puede reducir la pérdida ósea marginal (12, 13), por lo que existen muchas configuraciones diferentes de implantes que intentan preservar la altura ósea después de su colocación (14). En este estudio nos centramos en aquellas variaciones que afectan al cuello del implante, tanto en su diseño macroscópico como en la textura microscópica de su superficie obtenida mediante diferentes procedimientos.

Se ha observado que la introducción de microanillos paralelos en el cuello del implante puede reducir la pérdida temprana de hueso (15, 16) debido a que estos tienen el efecto de disminuir la pérdida ósea marginal en presencia de fuerzas de carga (17), estas características de transferencia de carga de los implantes dependen del tamaño y el diseño de los microanillos del cuello del implante (18, 19). De hecho, estudios demuestran que la distribución de carga más óptima la ofrece la presencia de microanillos, que contrarrestan la pérdida ósea marginal (15, 20), además de incrementar la superficie de contacto entre el hueso y el implante. En cuanto al tamaño de la superficie diseñada con

microanillos, existen diferencias significativas entre la pérdida ósea y la longitud de la superficie con este diseño, siendo esta pérdida hasta el anillo más próximo al hombro del implante (21). Sin embargo, no podemos concluir con que la presencia de microanillos en el cuello del implante sea el diseño definitivo, pues en estudios longitudinales en los que se ha realizado el seguimiento durante 2 años de 47 implantes, se observó que la cantidad de pérdida ósea alrededor de los implantes que tenían hendiduras en el cuello del implante era similar (22). Por tanto y hasta la fecha, no existe consenso en la literatura sobre la influencia del macrodiseño en el cuello del implante y su influencia sobre la pérdida ósea.

Con respecto a las superficies de los implantes, podemos encontrar diferentes tipos de tratamientos que generan diferentes tipos de superficies que podemos clasificar en función del grado de rugosidad que presenta la superficie y la forma en la que esta se ha conseguido, entre las diferentes superficies que se pueden obtener destacamos tres tipos: superficies lisas obtenida mediante pulido, superficies rugosas obtenidas mediante técnicas de sustracción realizada con chorreado de arena con diferente granulometría de partículas y superficies rugosas obtenidas mediante técnicas de sustracción realizada con grabado ácido a diferentes temperaturas una o varias veces. Estos tratamientos generan diferencias en la micro textura superficial creando una rugosidad variable en función de la técnica utilizada y contrariamente a lo podríamos esperar, sin que la presencia de rugosidad en la superficie favorezca la acumulación de placa de forma significativa (23, 24).

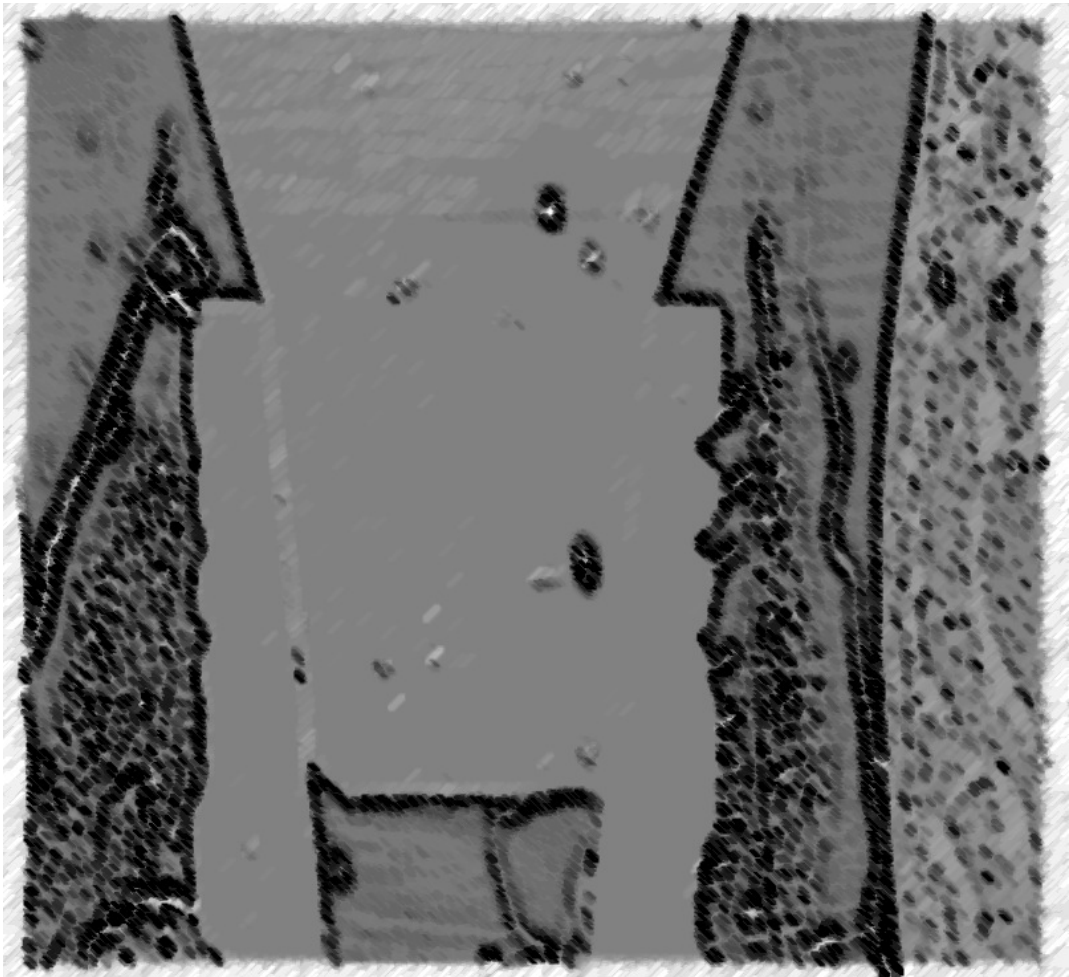
Las rugosidad microestructural de la superficie del implante se puede modificar dependiendo de la técnica empleada en su fabricación y su presencia tiene la capacidad de permitir el crecimiento de los tejidos (25, 26, 27) e incluso de modificar la distribución de la tensión superficial del implante, mejorando su capacidad de integración, sin que la dimensión de los tejidos blandos parezca mostrar una diferencia significativa en caso de estar en contacto con superficies lisas o rugosas (28).

Pero los tejidos blandos no son los únicos influenciados por la presencia de una superficie rugosa, con respecto a los tejidos duros, se demostró que este tipo de superficies son importantes para la integración ósea, mejorando el crecimiento trabecular óseo en dirección perpendicular a la superficie del implante y observando también una retención mejorada en el hueso después de la colocación de los implantes (12, 29, 30). Las células, por tanto, parecen ser sensibles a la microtopografía y ser capaces de utilizar la morfología del material para su orientación y migración (31), demostrándose que la microtopografía puede influir en la diferenciación de las células mesenquimales en osteoblastos, condrocitos o fibroblastos (32, 33, 34, 35).

Los cambios en el diseño de los implantes encaminados a mejorar la adaptación de los tejidos blandos y su estabilidad a lo largo del tiempo con la finalidad de mantener un mínimo grosor que proteja y evite una reabsorción ósea subyacente no está limitada únicamente al diseño de sus espiras externas y a sus características superficiales, sino que también afecta a la unión que se establece entre el implante y el aditamento, como se evidencia en los diferentes tipos de conexión, la variabilidad en el diseño del hombro y la plataforma. Los diseños actuales han generalizado el concepto de cambio de plataforma consistente en una disminución del diámetro del aditamento con respecto al diámetro del implante, esta discrepancia en los diámetros tiene la finalidad de alejar del borde del implante hacia su eje la interfase de la unión, y con ello el infiltrado de células inflamatorias que en él se encuentra (36), de esta forma el tejido contaminado se aleja de la cresta ósea y de la unión del hueso al implante, facilitando el sellado biológico que establecen los tejidos blandos sanos (37), quedando suficientemente demostrado que en implantes colocados a nivel crestal en combinación con el cambio de plataforma entre el implante y el aditamento protésico se reduce significativamente la pérdida de hueso crestal, aunque no exista un aumento en la longitud de los tejidos blandos (38, 39, 40), por este motivo todos los implantes que se han analizado en este estudio incorporan un cambio de plataforma en su unión con el pilar de cicatrización.

Teniendo en cuenta los factores en el diseño de los implantes que pueden afectar a su estabilidad a largo plazo y que la alta demanda de inmediatez estética y funcional en las restauraciones implantosoportadas esta condicionada en gran parte por la estabilidad de los tejidos blandos, se ha desarrollado este estudio con la finalidad de evaluar cual es el diseño óptimo a nivel macroscópico y cual es el tratamiento de la superficie que genera la porosidad idónea para ofrecer la estabilidad biológica y funcional de las restauraciones a largo plazo.

Con la finalidad de determinar el diseño y tratamiento de superficie óptimo se ha diseñado este estudio en el que se han seleccionado veinte muestras, cinco por cada tipo de implante analizado, en los que se ha realizado la misma técnica quirúrgica. Los implantes han sido colocados a nivel crestal en hueso cicatrizado y con pilares de cicatrización no sumergidos para evaluar la adaptación y sellado de los tejidos blandos. Con la finalidad de que la tensión en la unión del hueso al implante sea mínima se han seleccionado las muestras de implantes con cambio de plataforma y conexión cónica (15, 41).



2. ANTECEDENTES

ANTECEDENTES

2.1. ANATOMIA PERIODONTAL

En dientes naturales, denominamos espacio biológico a la unión dentogingival que ocupa el espacio comprendido entre la base del surco gingival y la cresta alveolar (42). La unión dentogingival ha sido descrita como una unidad funcional que está formada por epitelio de unión y tejido conectivo (43), siendo el valor promedio del conjunto epitelio-conectivo de 2.04 mm, este espesor está dividido en 0.97mm de epitelio y 1,07mm de tejido conectivo, a lo que se añade 0,69 mm de profundidad del surco gingival (Figura 1).

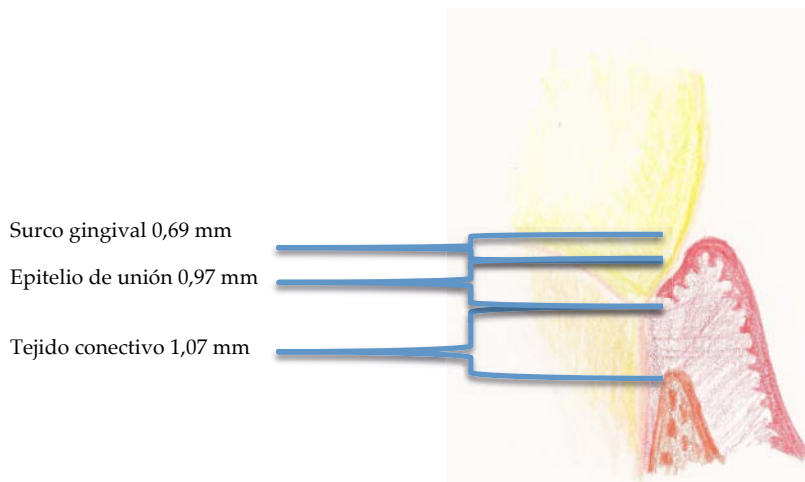


Figura 1. Espacio biológico.

El epitelio de unión se forma a partir del epitelio reducido del esmalte, que se va sustituyendo progresivamente por el de unión conforme se produce la erupción dentaria, este proceso se prolonga hasta que el diente alcanza su posición definitiva en la arcada formando un collar alrededor del diente de unas

100 μm de grosor. Histológicamente, este epitelio de unión se organiza como un epitelio estratificado escamoso no queratinizado, formado por dos capas de células, suprabasal y basal, siendo más grueso en la zona suprabasal que en la basal, desde donde se producen las mitosis de las células que posteriormente migran hacia el surco gingival (44).

El epitelio de unión se adhiere al tejido conectivo subyacente mediante la lámina basal externa y al diente, bien sean superficies de esmalte o cemento, mediante los hemidesmosomas y la lámina basal interna (42), formando un sellado alrededor de la superficie del diente que le proporciona protección gracias a sus propiedades antimicrobianas, ya que las láminas basales interna y externa actúan como barreras frente a agentes infecciosos, pues la colonización bacteriana que se produce en la superficie externa del epitelio es inhibida por su rápida división celular y exfoliación, y además la anchura del espacio intercelular permite una vía para el fluido crevicular gingival y el paso de los leucocitos transmigratorios (45, 46).

Sin embargo, esta adhesión puede ser interrumpida con relativa facilidad, produciéndose una alteración en la cohesión de las células epiteliales y el tejido conectivo, dando lugar a un cambio inflamatorio que puede ser el inicio para la destrucción periodontal (47).

El tejido conectivo o lámina propia está formado principalmente por fibras de colágeno (60%) y en menor medida por fibroblastos (5%) y vasos y nervios (35%). Las fibras de colágeno presentan principalmente colágeno de tipo I en las fibras densas y tienen la función de unir diente, hueso alveolar y encía, además de proporcionarle resistencia y rigidez a la encía. Estas fibras de colágeno se clasifican según su orientación en: circulares, dento-gingivales insertadas en el cemento y el hueso y orientadas de forma perpendicular u oblicua a la superficie del diente, dento-periostales; y transeptales (48, 49).

Las células predominantes en el tejido conectivo son fibroblastos, y en menor medida también podemos encontrar mastocitos, macrófagos, células polimorfonucleares, linfocitos y células plasmáticas en número variable según la necesidad de actividad protectora frente a agresiones (49). Las fibras de colágeno que podemos encontrar en el tejido conectivo son mayormente de tipo I y tipo III, formando parte las de tipo I mayormente en las fibras densas, mientras que las de tipo III las podemos encontrar en la zona perivascular y subepitelial.

2.2. CICATRIZACIÓN DENTO-GINGIVAL

La cicatrización dento-gingival es un proceso que puede llegar a durar dos años desde que tiene origen una agresión a su integridad, sin embargo la mayoría de cambios tienen lugar entre los seis meses y los doce meses (50). Este proceso de cicatrización dento-gingival se lleva a cabo en tres etapas diferenciadas, en primer lugar se produce una fase inflamatoria en la cual se controla el sangrado y la invasión bacteriana, permitiendo que las células necesarias lleguen al tejido afectado, esta fase inflamatoria se continúa con la fase de proliferación, en la que se forman los componentes necesarios para reparar el tejido, y en último lugar se produce una fase de maduración y remodelación, en la que las fibras de colágeno tipo III presentes en el tejido de granulación son sustituidas por fibras de colágeno tipo I. En procesos en los que se elimina parte de la encía se ha observado que en los primeros días el epitelio cubre la herida y tras un periodo de unos tres meses la encía ya presenta una anchura de unos 2,5 mm (51) y se cree que es el tejido conectivo subyacente que permanece intacto es el responsable de controlar la migración celular para la formación del epitelio de unión (52).

2.3. ANATOMIA PERIIMPLANTARIA

Definimos como tejidos periimplantarios a aquellos tejidos que rodean a los implantes y están diferenciados en dos, el tejido duro, constituido por el hueso, y los tejidos blandos, también denominados anchura biológica que están formados por epitelio y tejido conectivo. Cuando los implantes reemplazan dientes perdidos, la barrera de tejido blando que se forma alrededor constituye una barrera entre la cavidad oral y el hueso que hay alrededor del implante, este tejido repara los daños producidos por la colocación del implante, formando un nuevo tejido que sella la emergencia del implante dando lugar a una encía insertada que es necesaria para la adaptación al implante, pues cumple la función de proporcionar una barrera fisiológica suficientemente eficaz como para evitar la entrada de toxinas orales, placa bacteriana y otras sustancias perjudiciales de la cavidad oral. Así, el sellado biológico se convierte en un factor importante y fundamental en la longevidad del implante dental, este tejido blando que rodea al implante tiene características similares al tejido periodontal en cuanto a proporción entre epitelio y conectivo se refiere (53), sin embargo existen diferencias en la naturaleza y composición de las fibras de colágeno del tejido conectivo (54) y en su vascularización (55).

La unión epitelial, también denominada barrera epitelial es similar al epitelio de unión periodontal y al igual que este presenta hemidesmosomas y lamina basal (56, 57), pudiendo alcanzar una mayor longitud final bajo ciertas condiciones, tales como implantes colocados en alveolos post-extracción (58). La interfase entre el epitelio de unión y el implante se caracteriza por la unión de las células epiteliales proporcionadas por la lámina basal y hemidesmosomas producidos a lo largo de la superficie, proporcionando una fijación firme de la mucosa al implante, que constituye el requisito previo para la defensa periférica, los hemidesmosomas tienen un papel definitivo proporcionando esta defensa. Estudios recientes sugieren que los hemidesmosomas también pueden actuar como transductores de señales y por lo tanto pueden participar en la regulación de la proliferación y diferenciación celular (59).

En el tejido conectivo podemos diferenciar dos zonas en su anchura, la porción más próxima a la superficie del implante de unas 40 μm de grosor que es pobre en estructuras vasculares y colágeno pero muy rica en fibroblastos, y la capa adyacente de 160 μm de grosor que presenta gran cantidad de fibras de colágeno (60).

La principal diferencia entre los tejidos periodontales y los tejidos periimplantarios radica en que las fibras de colágeno se componen y orientan de forma diferente, además de presentar cambios en las proporciones de tipos de colágeno que los componen. El tejido conectivo que rodea al implante está formado principalmente por fibras de colágeno tipo I en su porción supracrestal (61), y presenta una distribución similar de colágeno tipo I, III, IV, VII en la mucosa periimplantaria que en la periodontal, mientras que el colágeno tipo V se localiza en mayores cantidades en los tejidos periimplantarios que en los tejidos periodontales, y no se encuentra colágeno tipo VI (62) en los tejidos periimplantarios. Con respecto al diámetro de las fibras de colágeno, su grosor es similar en la mucosa periimplantaria al de la encía periodontal (63).

La orientación de las fibras de colágeno es mayoritariamente paralela entre 0° y 5° a la superficie del implante, formando una barrera frente a la invasión bacteriana y en contra de lo que se esperaba, no se encuentra migración apical del epitelio de unión ni se encuentran infiltrados de células inflamatorias a pesar de esta disposición de las fibras (53, 64, 65, 66). A diferencia del periodonto, prácticamente no presentan fibras orientadas perpendiculares, consideradas estas las anguladas entre 61° y 90° (67, 68) (Figura 2). Piatelli et al (67) confirmaron la presencia de fibras de colágeno circulares alrededor de los implantes, limitadas a la capa de tejido conectivo inmediatamente coronal en relación con el hueso alveolar mientras que apicalmente al epitelio de unión observaron fibras mayoritariamente paralelas, también mostró que únicamente se encuentran fibras oblicuas insertadas en la superficie ósea próximas a la cresta marginal. Además de las disposición en las fibras, el tejido conectivo alrededor del implante se

diferencia en que semeja tejido cicatricial también en su vascularización (58).

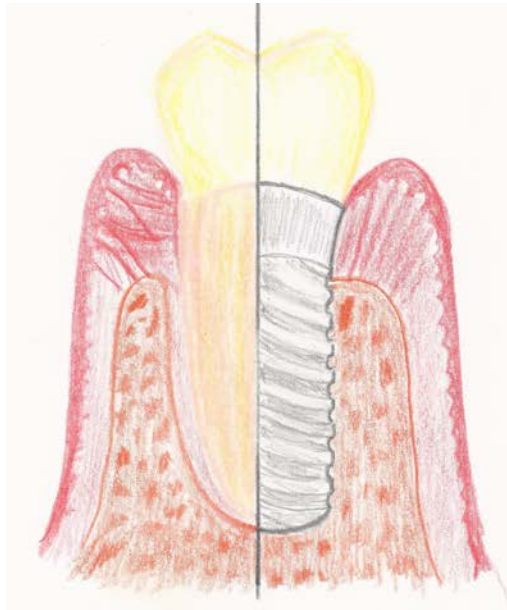


Figura 2. Diferencias en la orientación de las fibras de colágeno entre dientes e implantes.

2.4. CICATRIZACIÓN PERIIMPLANTARIA

Los tejidos que rodean al implante forman una zona de interacción extremadamente dinámica y esta compleja interacción no implica sólo el biomaterial y la biocompatibilidad, sino también la alteración mecánica del entorno, así pues, los procesos de osteointegración y formación de la anchura biológica implican desde la técnica inicial de colocación del implante en el hueso alveolar hasta la fijación biológica a través de la aposición ósea, la formación y la remodelación de los tejidos. El proceso en sí es bastante complejo y hay muchos factores que influyen en la formación y el mantenimiento de los tejidos que rodean a la superficie del implante.

2.4.1 Osteointegración

El concepto de osteointegración fue definido por Per-Ingvar Branemark (1969) como “conexión directa, estructural y funcional entre el hueso vivo, ordenado, y la superficie de un implante sometido a carga funcional” (69) y es crítica para la estabilidad del implante, se considera un requisito previo para su carga y el éxito clínico a largo plazo. Este proceso de curación es dependiente del tiempo mediante el cual se consigue la fijación rígida clínicamente asintomática de materiales aloplásticos y se mantiene en el hueso durante la carga funcional (70, 71), dando la apariencia histológica de anquilosis funcional sin tejido fibroso o conectivo entre la superficie del implante y el hueso.

Este proceso de integración de los implantes es el resultado de una compleja cascada de procesos biológicos iniciada el día de la intervención quirúrgica con la formación del coagulo y seguida por la maduración del hueso en contacto con la superficie del implante, por tanto el proceso de osteointegración esta asociado a su vez con una disminución de la inflamación y un incremento de la osteogénesis, angiogénesis y neurogénesis durante el periodo de cicatrización, este proceso tiene una duración de entre seis y ocho semanas tras la cirugía (72). Se ha demostrado que tras la cirugía para la colocación del implante ocurre una remodelación caracterizada por una reducción vertical y horizontal del volumen óseo (73), teniendo una gran influencia la técnica quirúrgica de colocación del implante durante el periodo de osteointegración y adaptación de los tejidos blandos, ya que el tipo de colgajo realizado, el calor generado durante la preparación del lecho y el exceso de presión realizado al posicionar el implante pueden producir pérdida ósea alrededor del implante (1).

El éxito de cualquier procedimiento de implante depende principalmente de la interrelación de los diversos componentes de una ecuación que incluye lo siguiente (74):

1. Biocompatibilidad del material del implante.
2. La naturaleza macroscópica y microscópica de la superficie del implante y diseños (75).
3. El estado del lecho del implante, tanto en la salud y calidad del hueso.
4. La técnica quirúrgica per se (76, 77).
5. La fase de cicatrización imperturbable (78).
6. Las condiciones de carga.

2.4.2. Formación de la anchura biológica

La formación de la anchura biológica conlleva la consecución de una serie de procesos que tienen lugar de forma solapada a los procesos de osteointegración, en la fase inicial de cicatrización se infiltran gran cantidad de neutrófilos que degradan el colágeno que hay entre la mucosa y el implante, a las dos semanas de la cirugía se observan los primeros signos de la proliferación epitelial y los fibroblastos son las células más numerosas en el tejido conectivo, a las cuatro semanas el epitelio de unión ha alcanzado su longitud completa en la superficie de cicatrización (79) y el número de fibroblastos decrece y entre las semanas cuatro y seis las fibras de colágeno aparecen organizadas, pudiendo observarse una barrera de epitelio maduro entre las semanas seis y ocho (80).

Es a partir de la cuarta semana es cuando la composición de los tejidos blandos en la región periimplantaria no cambia significativamente, lo que indica que se llega a una homeostasis (80), por tanto se ha de tener en cuenta que la

formación de la anchura biológica requiere un periodo de cicatrización de al menos 1 mes (53, 81,82).

Este proceso de formación de la anchura biológica no muestra diferencias en caso de emplear implantes de una o dos partes (81), sin embargo, estudios posteriores nos revelan que el uso de implantes de dos partes, es decir, constituidos por implante y aditamento por separado y por tanto con presencia de interfase de unión, presentan una mayor dimensión en los tejidos blandos (83).

La técnica quirúrgica empleada en la colocación de los implantes no influye en los procesos de cicatrización en el caso de implantes colocados a nivel crestral o sumergidos (84), aunque se puede observar mayor longitud en el epitelio de unión en el caso de implante colocados sumergidos (82).

2.5. DISEÑO DEL IMPLANTE

El diseño del implante tiene una gran influencia en la estabilidad de los tejidos que lo rodean, tanto duros como blandos, por ser esta el resultado de una compleja interacción de múltiples factores en los que intervienen procesos de cicatrización y remodelación tisular, en estos procesos están implicados tanto los factores intrínsecos a la propia biología del paciente como aquellos que afectan al diseño de los implantes, tanto a nivel macroscópico (85) como las características superficiales del implante (86), al igual que los factores de la prótesis empleada para restaurar los dientes perdidos.

2.5.1 Diseño del cuello

Dentro del diseño global del implante, la parte del cuello es de especial importancia al estar en contacto y por tanto influir en la estabilidad de los tejidos blandos periimplantarios, que se consideran indispensables para el éxito de nuestras restauraciones implanto soportadas, por este motivo se ha introducido el concepto de integración global del implante que hace referencia no sólo a la integración ósea, sino también a la adaptación de los tejidos blandos estableciéndose que la funcionalidad de los implantes a largo plazo depende tanto de la osteointegración como de la estabilidad de los tejidos blandos periimplantarios que además de su importancia estética establecen una barrera protectora para el hueso (87), quedando demostrado que existe relación entre el grosor del tejido blando periimplantario y la reabsorción de la cresta marginal, siendo menor esta reabsorción en casos de tejidos blandos gruesos (88). Es por este motivo que en el avance del diseño de los implantes se ha hecho especial hincapié y se le ha dado gran importancia al diseño del cuello del implante dado la íntima relación que se establece entre este, la superficie crestral del hueso alveolar y los tejidos blandos.

Con la finalidad de reducir la pérdida temprana de hueso crestral en los procesos de remodelación ósea e incrementar la superficie de osteointegración podemos encontrar implantes que presentan microanillos a nivel del cuello (15, 16), este diseño basado en la presencia de hendiduras circulares paralelas a nivel del cuello del implante tiene el efecto de reducir la pérdida ósea en presencia de fuerzas de carga oclusal gracias a su capacidad de mejorar la distribución de la carga, teniendo en cuenta que ésta varía en función del tamaño y diseño de las hendiduras (18, 19). Se ha demostrado que el diseño en microanillos contrarresta la reabsorción ósea (15, 20), de hecho, esta disminución en la pérdida ósea se ha relacionado con la longitud desde el cuello del implante hasta el primer anillo (21).

Frente a los implantes con microanillos en cuello podemos encontrar implantes que presentan espira abierta, lograda prolongando la espira del cuerpo del implante hasta el cuello y se ha sugerido que este diseño en el cuello del implante presenta mejores características en la distribución de la carga, contrarrestando en mayor grado la reabsorción de hueso marginal (15, 21). Estudios preclínicos demostraron que frente a cuellos lisos, los cuellos con espira abierta al presentar mayor contacto hueso implante (89, 90) ofrecen un mayor mantenimiento del nivel de hueso crestral (91, 92).

En estudios clínicos se ha confirmado que los implantes con espira abierta mantienen de forma ventajosa el hueso crestral tras dos años de evolución (93), incluso a los tres años tras un protocolo de carga convencional. Sin embargo, también podemos encontrar estudios que comparando implantes con y sin espira abierta no muestran diferencias significativas en el mantenimiento del hueso crestral (94).

2.5.2. Tratamiento de la superficie

La porosidad en la superficie del implante influye en la formación de un sellado biológico estable de crucial importancia para la estabilidad y prevención de la inflamación en los tejidos blandos, pues algunos fracasos de implantes están asociados a la ausencia de esta unión del tejido conectivo al implante, hecho que produce la migración del epitelio de unión hacia la interfase hueso implante y la encapsulación fibrosa del implante, lo que lleva a su consecuente pérdida. La adhesión de los tejidos blandos a la superficie del implante es un requisito para el éxito a largo plazo y depende en gran medida de la composición química y topografía de la superficie del implante. La superficie del implante puede modificarse mediante técnicas de sustracción o adición, pudiendo clasificarse estos tratamientos según sus características mecánicas, químicas y físicas, siendo

la finalidad de estos la modificación de la topografía y tensión superficial del implante, favoreciendo la humectabilidad, lo que permite un incremento en la proliferación y crecimiento celular y por tanto una rápida osteointegración (95, 96, 97, 98).

Con respecto a la rugosidad superficial del implante, no existe un consenso en la literatura concerniente al mantenimiento del hueso crestal, pero si esta demostrado que la formación de biofilm en la superficie de los implantes juega un papel importante en el desarrollo de la periimplatitits, por lo que necesitamos conocer las diferencias de colonización sobre diferentes tipos de superficies (99). La presencia continua de biofilm durante 6 meses induce una lesión inflamatoria en el tejido conectivo de la mucosa que rodea el implante, con células mayoritariamente plasmáticas y linfocitos, considerando la mucositis como estadio inicial de la periimplatitits (7), el tratamiento de la superficie de los implantes debería ir encaminado a reducir el acumulo de placa, en este sentido **las superficies pulidas**, al no presentar rugosidad deberían minimizar el riesgo de formación de biofilm, acumulación de placa y posible periimplatitits (100), sin embargo, el biofilm se forman en todas las superficies de los implantes, incluidas las superficies lisas y aunque las características de superficie pueden influir en la cantidad y la composición de la formación del biofilm, no hay suficientes pruebas para hacer conclusiones definitivas sobre sus implicaciones clínicas (101). Si bien podemos encontrar estudios que demuestran que un incremento en la rugosidad superficial del implante aumenta el numero de bacterias (102) y como en superficies rugosas expuestas hay una diferencia significativa entre pacientes con respecto a la cantidad de placa acumulada sobre las superficies de apoyo y células inflamatorias, no existe diferencia entre las modificaciones de la superficie en relación con la acumulación de placa o el número de células inflamatorias (24). Estudios posteriores han demostrado que la porosidad de la superficie afecta a la osteointegración al permitir el crecimiento tridimensional de células osteogénicas en el implante, lo que fortalece la unión hueso-implante (103).

Con respecto a la influencia de la superficie del implante en las fibras de colágeno, se creía que esta no modificaba su orientación (104), sin embargo, estudios posteriores han encontrado que si pueden influir en ella y en la proliferación de las células sobre las superficies de titanio (66), de hecho, la recesión gingival es menor en implantes con una porosidad en su superficie de $40 \pm 5 \mu\text{m}$ y $70 \pm 5 \mu\text{m}$ que en implantes con porosidad de $10 \pm 5 \mu\text{m}$, siendo la orientación de las fibras mayormente oblicua en los implantes de $40 \pm 5 \mu\text{m}$ y $70 \pm 5 \mu\text{m}$, mientras que se encuentran fibras paralelas alrededor de implantes de $10 \pm 5 \mu\text{m}$ de porosidad, también se han observado fibroblastos y fibras insertadas en los poros de las superficies de $70 \pm 5 \mu\text{m}$, lo que indica que esos poros pueden tener el tamaño apropiado para la inserción de las fibras y prevenir la retracción gingival (105).

2.5.3 Unión implante – aditamento protésico

Se ha generalizado el uso de sistemas de implantes en dos partes porque permiten realizar correcciones de angulación en la fase protésica o mejoras estéticas mediante el uso de materiales en el aditamento diferentes al del implante, con este fin se emplean aditamentos protésicos, que al unirse al implante generan una interfase en la que se han encontrado evidencias histológicas de un infiltrado de células inflamatorias (106) y como el hueso siempre esta rodeado por aproximadamente 1mm de tejido conectivo sano (106), con la finalidad de alejar esa unión del borde externo de la plataforma del implante y por tanto el infiltrado de células inflamatorias contaminado por microorganismos capaz de producir la remodelación de hueso crestal (37) se introdujo el concepto de cambio de plataforma (107).

El cambio de plataforma consistente en la reducción del diámetro del aditamento protésico con respecto al diámetro del implante, reposicionando de esta forma horizontalmente hacia dentro y lejos del borde exterior de la

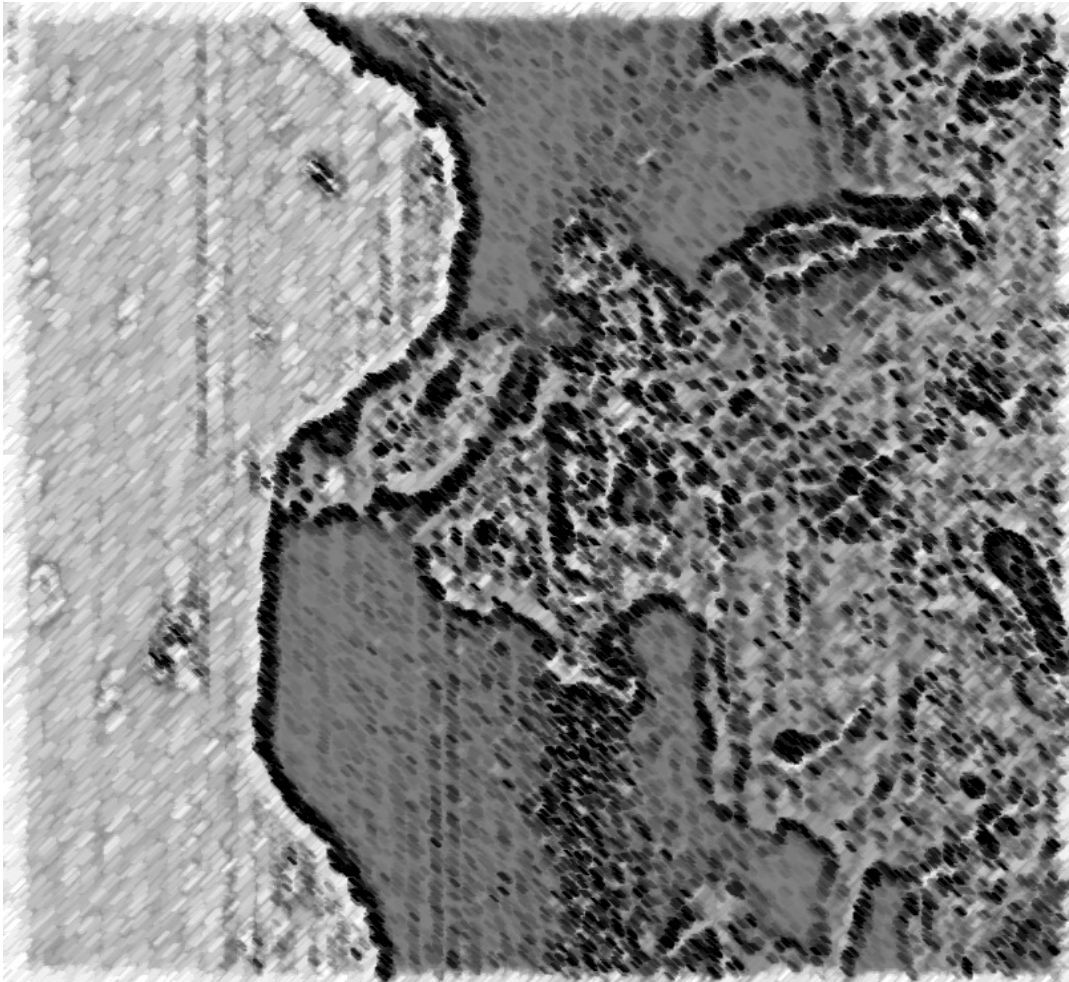
plataforma del implante la interfase implante-aditamento, de forma que se disminuye la pérdida de hueso crestral por alejar de este hacia el eje del implante el infiltrado inflamatorio que se encuentra en la unión implante-aditamento (81), aunque existen estudios que no han podido demostrar diferencias significativas en la pérdida de hueso crestral (79) por el uso de cambio de implantes con cambio de plataforma, la validación del cambio de plataforma en implantes colocados a nivel crestral, respecto a la preservación de la cresta ósea alveolar ha quedado suficientemente demostrada por estudios posteriores que demuestran una menor reabsorción, además a nivel de los tejidos blandos se observa menor impacto en la longitud del epitelio de unión y prácticamente no se observa variación en el tejido conectivo (108, 109, 110, 111).

2.5.4 Material de los aditamentos

Los implantes dentales se insertan a nivel de la cresta alveolar y para cumplir su función de reemplazar dientes ausentes necesitan prolongarse hacia la cavidad oral mediante aditamentos a los que los tejidos circundantes necesitan adaptarse, al igual que con los dientes, el conjunto formado por implante y aditamento atraviesa la mucosa oral y se produce una solución de continuidad con el ambiente contaminado de la cavidad oral, este hecho es el que genera la necesidad de facilitar por parte de los aditamentos la mejor adaptación posible, y por tanto mejor sellado de los tejidos blandos, dado la importancia para el éxito de los implantes de la estabilidad del hueso crestral y la respuesta de los tejidos blandos frente a la carga funcional (112).

Tradicionalmente se ha empleado titanio comercialmente puro para la fabricación de los aditamentos dado su biocompatibilidad y propiedades mecánicas (113), sin que existan diferencias significativas en la unión de los tejidos blandos influenciadas por la rugosidad de la superficie del titanio (28). Pero debido a la alta necesidad estética de los tratamientos a nivel del sector anterosuperior, el color grisáceo del titanio comercialmente puro presenta un

problema en cuanto a integración estética se refiere, pues la translucidez periodontal deja ver el color del aditamento subyacente. Por este motivo se emplean aditamentos realizados con alúmina (Al_2O_3), la repuesta de los tejidos blandos periimplantarios frente a este material es similar a los aditamentos de titanio, formándose igualmente estructuras tales como lamina basal, hemidesmosomas y tejido conectivo (114), en el caso del tejido conectivo la diferenciación celular, la orientación de las fibras de colágeno y la formación de vasos y nervios es exactamente igual que en los casos en los que se ha empleado titanio (115). Otro material también empleado como sustituto del titanio con la finalidad de mejorar sus problemas estéticos es la circonia (ZrO_2), que ha demostrado mejores propiedades mecánicas que los aditamentos realizados de alúmina (Al_2O_3) (116) además de presentar menor formación de biofilm en su superficie que el titanio en estudios realizados en humanos in vivo (117). Al igual que los aditamentos de alúmina, los realizados con circonia presentan similares dimensiones en los tejidos blandos que los realizados en titanio (118).



3. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

3.1 JUSTIFICACIÓN

Tras un periodo de cicatrización de ocho semanas, los tejidos duros y los tejidos blandos que rodean al implante se comportan de manera diferente según sea el diseño y el tratamiento de la superficie del implante:

a) Presentan menor pérdida ósea y mejor adaptación los tejidos blandos en implantes con cuello diseñado en forma de espira abierta frente a implantes con microanillos en cuello. Calvo-Guirado et al. demostraron que los implantes con espira abierta hasta el cuello presentan menor pérdida de hueso en un estudio longitudinal a tres años (119), sin embargo, en otros estudios experimentales se ha observado que los implantes con microanillos en cuello presentan menor pérdida y mejor mantenimiento de la cresta ósea. (120, 121)

b) En el caso de implantes con microanillos en cuello, las superficies compuestas por un cuello pulido de 0,5 mm, seguido de una superficie grabada con ácido a alta temperatura de 0,2 mm y posteriormente una superficie arenada y grabada presentan menor pérdida ósea y mejor adaptación de los tejidos blandos que los implantes con superficies totalmente rugosas tratadas mediante arenado y grabado ácido. Calvo-Guirado et al. no encontraron diferencias significativas al reducir de 2mm a 0,8mm la zona pulida del cuello en implantes con microanillos, pero no se comparó la remodelación ósea ni la adaptación de los tejidos blandos en caso de ausencia total de zona pulida (122), aunque en estudios radiográficos longitudinales a 5 años si se ha observado que la combinación de microanillos en cuello y superficie rugosa presenta una pérdida ósea de $0.90 \text{ mm} \pm 0.26 \text{ mm}$ y un 100% de tasa de supervivencia (123).

c) En el caso de implantes con espira abierta en cuello, las superficies tratadas mediante arenado y grabado ácido manteniendo la electronegatividad del óxido de titanio superficial, presentan menor pérdida ósea y mejor adaptación de los tejidos blandos que los implantes con superficies tratadas mediante arenado y grabado ácido. Gehrke et al. demostraron que existe una relación directa entre la rugosidad de la superficie y la formación de hueso (124). Este tratamiento combinado con la hidrofilia produce mayor contacto entre las proteínas de la sangre y el implante, lo que hace efectivo el inicio del proceso de regeneración ósea (125, 126).

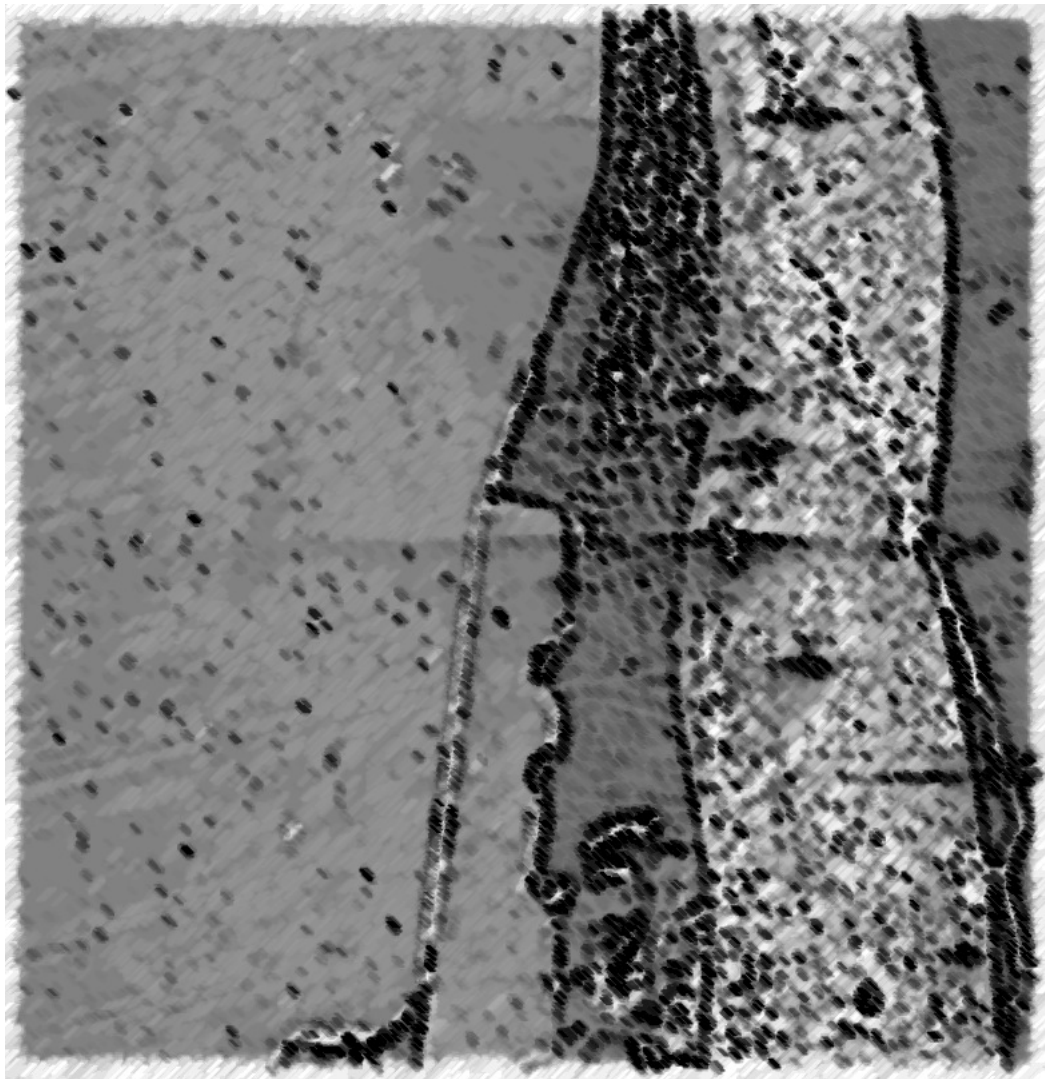
3.2 OBJETIVOS

Comparar la remodelación de los tejidos periimplantarios tras un periodo de cicatrización de ocho semanas entre:

a) Implantes con microanillos en cuello e implantes con espira abierta.

b) En implantes con cuello en microanillos con cuello pulido de 0,5 mm, seguido de una superficie grabada con ácido a alta temperatura de 0,2 mm y posteriormente una superficie arenada y grabada y superficies totalmente rugosas tratadas mediante arenado y grabado ácido.

c) En implantes con cuello en espira abierta con superficies tratadas mediante arenado y triple grabado ácido y superficies tratadas mediante arenado y grabado ácido manteniendo la electronegatividad del óxido de titanio superficial.



4. MATERIAL Y MÉTODO

MATERIAL Y MÉTODO

4.1 IMPLANTES

Las veinte muestras que fueron seleccionadas se corresponden con cuatro diferentes tipos de implantes, de los cuales se escogieron cinco muestras por cada tipo que cumplían los requisitos de inclusión descritos en las variables de control. Los implantes incluidos fueron (Tabla 1):

Tabla 1. Características del diseño superficie los implantes.

Fabricante	Tipo	Diseño cuello	Tratamiento superficie
Bredent [®]	Blue Sky [®]	Microanillos	Arenado y grabado Grabado ácido alta temperatura 0,2 mm Cuello pulido 0,5 mm
MIS [®]	C1 [®]	Microanillos	Arenado + Grabado ácido
Galimplant [®]	IPX [®]	Espira abierta	Arenado + Triple grabado ácido (Nanoblast plus [®])
Neodent [®]	Facility [®]	Espira abierta	Arenado + Grabado ácido manteniendo electronegatividad (Acqua [®])

4.1.1 Blue Sky[®]. Bredent medical[®]

El implante Blue Sky® (Bredent medical® GMBH & Co. KG, Senden, Germany) de 3,5 mm de diámetro y 10 mm de longitud con microanillos que presenta una superficie pulida de 0,5 mm, una superficie intermedia de 0,2 mm obtenida mediante grabado ácido y el resto de la superficie del implante rugosa obtenida mediante arenado y grabado ácido (Figuras 3 y 4). El grabado ácido se realiza a alta temperatura.



Figura 3. Implante Blue Sky® - Bredent Medical®. Diseño del cuello.

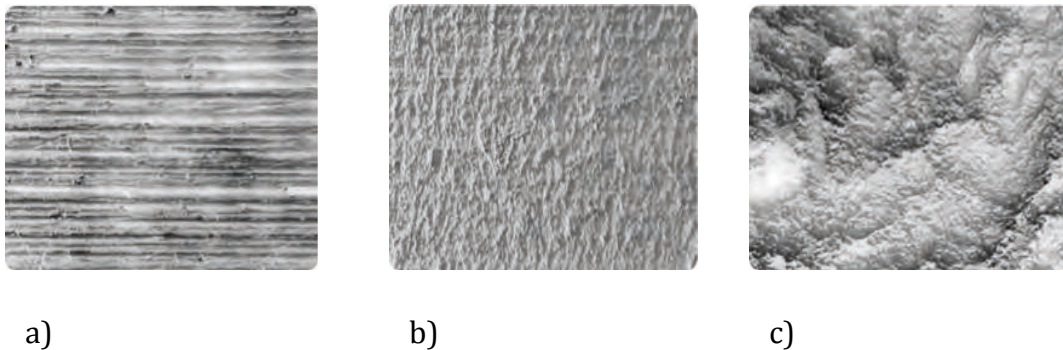


Figura 4. Diferentes superficies del implante Blue Sky®. a) superficie pulida, b) superficie grabada con ácido, c) superficie arenada y grabada con ácido.



Figura 5. Implante Blue Sky® - Bredent Medical®.

4.1.2 C1®. Mis®

El implante C1® (Mis®, MIS (Implants Technologies Ltd) de 4 mm de diámetro y 9 mm de longitud, presenta anillos en su cuello y una superficie completamente rugosa (Figura 6) obtenida mediante arenado y grabado ácido con la finalidad de incrementar el área de superficie del implante mediante la creación de micro y nano estructuras a la vez que elimina los contaminantes superficiales (Figura 7).

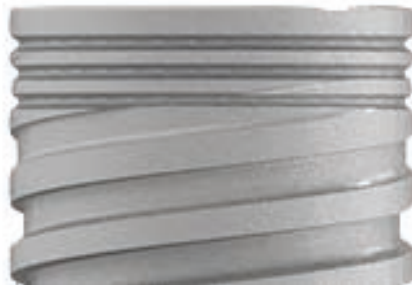


Figura 6. Implante C1® - Mis®. Diseño del cuello.

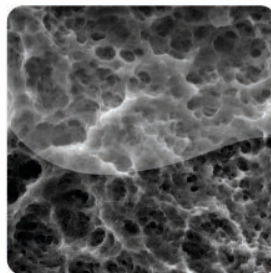


Figura 7. Superficie del implante C1® - Mis®.



Figura 8. Implante C1® - Mis®.

4.1.3 IPX®. Galimplant®

El implante IPX® (Galimplant®, Sarria, Lugo, Spain) de 4 mm de diámetro y 10 mm de longitud presenta espira abierta de la rosca hasta el cuello (Figura 9) y superficie Nanoblast Plus®, que combina un chorreado de arena de grano grueso y un posterior triple grabado ácido con la finalidad de obtener una macro, micro y nanorrugosidad Ra 1.7 μm en la superficie del implante ideal para la adhesión y crecimiento celular.



Figura 9. Implante IPX® - Galimplant®. Diseño del cuello.



Figura 10. Implante IPX® - Galimplant®.

4.1.4 Facility®. Neodent®

El implante Facility® (Neodent®, Intradent AG, Basel, Switzerland) de 2,9 mm de diámetro y 10 mm de longitud presenta una espira abierta de rosca en el cuello (Figura 11) y superficie Acqua® totalmente rugosa obtenida mediante chorro de arena con óxidos de granulometría controlada para crear cavidades en la superficie del implante posteriormente uniformizadas mediante grabado ácido manteniendo la electronegatividad del óxido de titanio superficial, lo que permite obtener una superficie hidrófila (Figura 12).



Figura 11. Implante Facility® - Neodent®. Diseño del cuello.

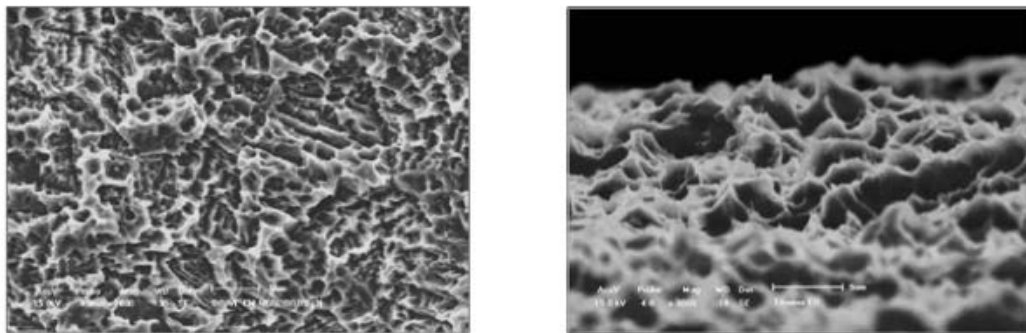


Figura 12. Superficie Acqua® en ampliaciones 2000X y 3000X, muestra rugosidad entre 1,4 y 1,8 μm en toda la superficie.



Figura 13. Implante Facility® - Neodent®.

4.2 ANIMALES DE EXPERIMENTACIÓN

Las muestras seleccionadas para la realización de este estudio proceden de estudios previos en animales de experimentación aprobados por el Comité Ético de Experimentación Animal de la Universidad de Murcia conforme al Art. 34 del RD 53/2013, de 1 de febrero, por el que se establecen las normas básicas aplicables para la protección de los animales utilizados en experimentación y otros fines científicos, incluyendo docencia conforme a las directrices establecidas por la Directiva del Consejo de la Unión Europea 2010/63/UE.

Para llevar a cabo los estudios se emplearon perros macho de raza American Foxhound de aproximadamente un año de edad y con un peso aproximado de 14-15 Kg. Los animales se estabularon en el Servicio de Experimentación Animal de la Universidad de Murcia (España) y fueron alimentados diariamente con una dieta de pellet hasta la edad del estudio que comenzó a los 14 meses, al comenzar el estudio todos los animales presentaban maxilares intactos, sin ningún tipo de trauma oclusal ni lesiones orales de tipo viral o fúngico. El examen clínico determinó que los animales se encontraban en buen estado de salud general y sin ningún tipo de enfermedad sistémica.

4.3 PROTOCOLO QUIRURGICO

Previo a la colocación de los implantes se realizaron las exodoncias de los premolares y molares inferiores conservando el sector anterior, para ello los animales fueron pre-anestesiados con acepromazina 0,2 % (1,55 mg/kg) 10 minutos antes de la administración de butorfanol (0,2 mg/kg) y medetomidina (7 mg/kg). La mezcla se inyectó por vía intramuscular en los cuádriceps femorales. Los animales fueron llevados a la sala de operaciones , donde se insertó un catéter intravenoso (diámetro 22 o 20 G) en la vena cefálica y el propofol se infundió a razón de 0,4 mg/kg/min como una infusión a velocidad constante lenta. Una vez

infiltrada anestesia dental Ultracain® (articaina con epinefrina 40/0,01 mg/ml) en las zonas quirúrgicas se relizo la odontosección y extracción de premolares y molares . Al terminar la intervención quirúrgica y al segundo y cuarto día se les administraron antibióticos y antiinflamatorios para prevenir la inflamación e infección postoperatoria. Estos procedimientos se llevaron a cabo bajo la supervisión de un veterinario de la Universidad de Murcia.



Figura 14. Odontosección en premolares y molares.

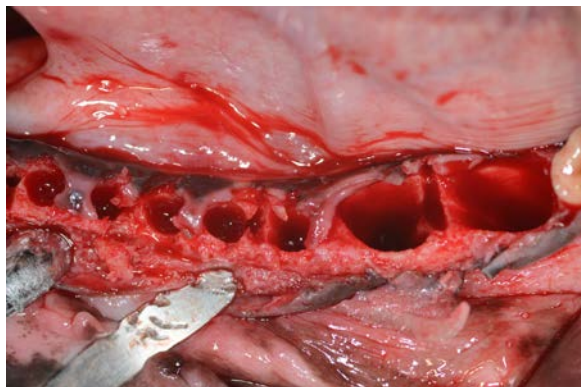


Figura 15. Alveolos post extracción.

Los implantes se colocaron tras la regeneración y cicatrización del hueso alveolar cuando los perros tenían entre 16 y 18 meses, para ello fueron sedados de igual forma a la intervención en la que se realizaron las exodoncias. Siguiendo el protocolo de fresado específico de cada sistema de implantes se colocaron 8 implantes por mandíbula, 4 en cada hemiarcada según el protocolo convencional de colocación de implantes osteointegrados que se describe a continuación:

- Incisión con bisturí del número 15 a nivel crestal desde distal del canino hasta la zona del segundo molar.
- Disección de colgajo a espesor total que permita verificar la integridad de las corticales bucal y lingual de la cresta ósea.
- Fresado secuencial del lecho óseo para la colocación del implante siguiendo el protocolo específico que establece el fabricante para cada modelo.
- Colocación del implante roscado a nivel crestal con torque ≥ 35 Ncm.
- Colocación los pilares de cicatrización inmediatamente a la colocación de los implantes con torque de 30 Ncm al mostrar estos la estabilidad necesaria para la carga inmediata con aditamentos.

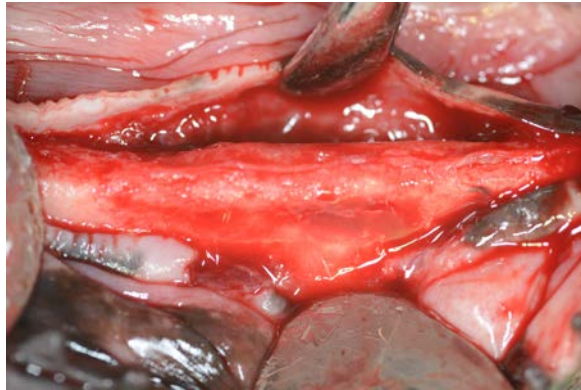


Figura 16. Cresta ósea cicatrizada.

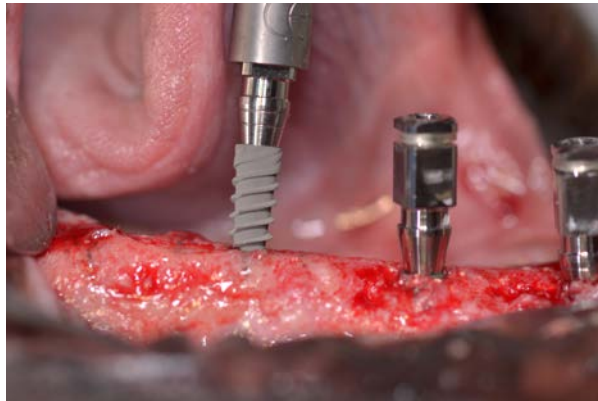


Figura 17. Colocación de implante IPX® - Galimplant®.



Figura 18. Colocación de implante Facility® - Neodent®.

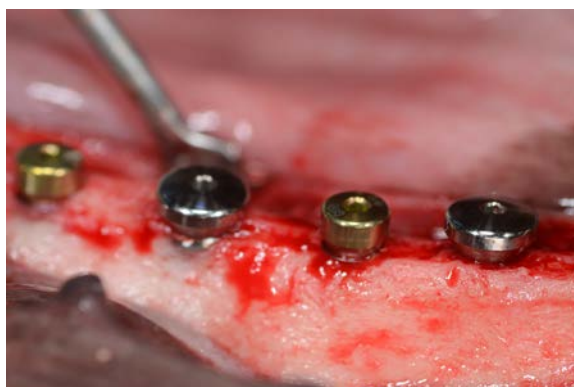


Figura 19. Implantes Blue Sky® - Bredent Medical® colocados con pilares de cicatrización

4.4 OBTENCIÓN DE MUESTRAS

Trascurridas ocho semanas de cicatrización y con el objetivo de valorar la osteointegración y la adaptación de los tejidos blandos los animales fueron sacrificados administrándole una dosis intravenosa de pentobarbital sódico 200mg/ml (3 c.c.) y tras la confirmación de la muerte del perro por el veterinario se disecaron las mandíbulas con bisturí del número 15 primero diseccionando la mucosa y la musculatura adherida al cuerpo mandibular y posteriormente seccionando el cuerpo mandibular mediante un disco de diamante accionado por micromotor (Micromotor Implantmed. W&H Dentalwerk. Austria) unos 10 mm por distal del último implante. Las mandíbulas diseccionadas se separaron a nivel de la sínfisis mediante un bisturí del 15 y ambas hemimandíbulas se introdujeron en recipientes herméticos con formaldehído al 4% para ser enviadas al laboratorio de histopatología.

Las biopsias se procesaron de acuerdo con los métodos descritos por Donath y Breuner (127). Con la finalidad de evaluar la adaptación de los tejidos blandos y la remodelación ósea las muestras se deshidrataron con etanol 100% y fueron embebidas en resina de glycolmethacrylate (Technovit 7200 VLC, Kulzer, Wehrheim, Germany). A continuación, se polimerizaron y se seccionaron en el plano buco-lingual usando una sierra de diamante (Exakt, Apparatebau, Norderstedt, Germany). Se obtuvieron las secciones de cada unidad de biopsia cortado desde el centro del implante con un disco de diamante de alta precisión bloques de aproximadamente 100 μm de espesor que se pulen hasta aproximadamente 40 μm de espesor final mediante un dispositivo de rectificado Exakt 400s CS (Exakt, Apparatebau, Norderstedt, Alemania). Cada sección se tiñó usando tinción con azul de toluidina de acuerdo con Schenk et al. (128).

4.5 ESTUDIO HISTOMORFOMÉTRICO

Las muestras obtenidas son digitalizadas mediante un Microscopio Leica Q500Mc (Leica Microsystems, Barcelona, Alemania) equipado con una videocámara digital (Sony DXC- 151s 2/3-CCd RGB Colour Video Camera, Tokyo, Japón) conectada a un ordenador con MIP 4.5 software (MICROMS Image Processing Software, CID, Consulting Image Digital, Barcelona, Spain)

Se establecen siguientes marcadores en las muestras:

IS: Hombro del implante.

BC: Límite coronal del hueso cresta.

BIC: Primer contacto del hueso con la superficie del implante.

PM: Margen de la mucosa periimplantaria.

JE: Límite apical del epitelio de unión.

Se realizan las siguientes mediciones en lingual y vestibular (Figura 14):

D1: Distancia entre el hombro del implante (IS) y el límite coronal del hueso cresta (BC).

D2: Distancia entre el hombro del implante (IS) y el primer contacto del hueso con la superficie del implante (BIC).

D3: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el límite coronal del hueso cresta (BC).

D4: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el primer contacto del hueso con la superficie del implante (BIC).

D5: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el límite apical del epitelio de unión (Je).

D6: Distancia entre el límite apical del epitelio de unión (Je) y el primer contacto del hueso con la superficie del implante (BIC).

D7: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el hombro del implante (IS).

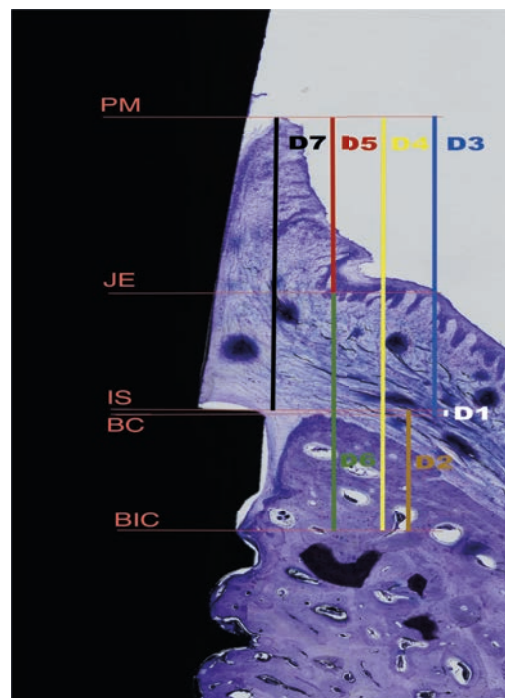


Figura 20. Esquema de marcadores y distancias de las muestras.

4.6 ANÁLISIS DE LOS DATOS

Los datos de las mediciones se registraron y almacenaron con la hoja de cálculo Excel 2003 (Microsoft corp., Redmond, WA). El análisis de los datos se realizó mediante el programa SPSS 20.0.0 (SPSS Inc., Chicago, IL, USA).

Se realizó un análisis descriptivo de los datos con la finalidad de analizar las características de las muestras para establecer las correlaciones entre las variables. Los valores se registraran como media \pm desviación estándar.

Con la finalidad de evaluar la normalidad de la distribución muestral se realizó el análisis inferencial mediante el test de Kolmogorov – Smirnov, dando como resultado que las muestras provienen de una distribución no normal.

Para establecer las diferencias entre las muestras se aplicó la prueba no paramétrica de Wilcoxon-Mann-Whitney, suponiendo un nivel de significación del 95 % ($p < 0,05$) con la finalidad de conocer si las variables independientes influyen sobre las variables dependientes.

4.7 DISEÑO DE LA INVESTIGACIÓN

Se realizó un diseño experimental inter-muestras (cuatro grupos) con pre-test y post-test. Las muestras se agrupan en cuatro grupos homogéneos en cuanto a características de las variables estudiadas se refiere.

Para llevar a cabo este estudio se han revisado 200 cortes histológicos procedentes de estudios previos llevados a cabo en perros American Foxhound con diferentes tipos de implantes. Se seleccionaron cuatro tipos de implantes que

tenían en común el mismo protocolo animal, quirúrgico, tiempo de cicatrización y preparación de las muestras.

4.7.1 Variables

A continuación se definen las variables independientes, dependientes y control con la finalidad de exponer las variables que fueron objeto del estudio y las empleadas como criterio de inclusión.

4.7.1.1. Variables independientes

Las variables independientes se fijaron en función del objetivo en cada caso de tres formas diferentes:

Para evaluar la influencia del diseño del cuello de los implantes se fijaron como variables independientes los diseños con: a) microanillos; o b) espira abierta.

Para evaluar la influencia del tratamiento superficial del titanio en implantes con microanillos en el cuello se fijaron como variables independientes las diferentes superficies divididas en: a) superficies compuestas por un cuello pulido de 0,5 mm, seguido de una superficie grabada con ácido a alta temperatura de 0,2 mm y posteriormente una superficie arenada y grabada; y b) superficies totalmente rugosas tratadas mediante arenado y grabado ácido.

Para evaluar la influencia del tratamiento superficial del titanio en implantes con espira abierta en el cuello se fijaron como variables independientes las diferentes superficies divididas en: a) superficies tratadas mediante arenado y triple grabado ácido; y b) superficies tratadas mediante arenado y grabado ácido manteniendo la electronegatividad del óxido de titanio superficial.

4.7.1.2. Variables dependientes

Se establecen como variables dependientes las mediciones histomorfométricas de las distancias de los siguientes marcadores en las muestras: hombro del implante (IS); límite coronal del hueso cresta (BC); primer contacto del hueso con la superficie del implante (BIC); margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el límite apical del epitelio de unión (Je).

Se realizan las siguientes mediciones en lingual y vestibular:

D1: Distancia entre el hombro del implante (IS) y el límite coronal del hueso cresta (BC).

D2: Distancia entre el hombro del implante (IS) y el primer contacto del hueso con la superficie del implante (BIC).

D3: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el límite coronal del hueso cresta (BC).

D4: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el primer contacto del hueso con la superficie del implante (BIC).

D5: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el límite apical del epitelio de unión (Je).

D6: Distancia entre el límite apical del epitelio de unión (Je) y el primer contacto del hueso con la superficie del implante (BIC).

D7: Distancia entre el margen de la mucosa periimplantaria (PM) y el hombro del implante (IS).

4.7.1.3. *Variables de control*

Se han definido las siguientes variables de control con la finalidad de establecer el criterio de inclusión de las muestras en el estudio:

4.7.1.3.1 Diseño del implante

- a) Material del implante: Titanio.

- b) Tipo de conexión: cónica interna

4.7.1.3.2 Aditamento protésico

- a) Material del aditamento protésico: Acero.
- b) Tipo de conexión: cónica interna con cambio de plataforma.
- c) Posición del aditamento protésico: No sumergido.

4.7.1.3.3 Técnica quirúrgica

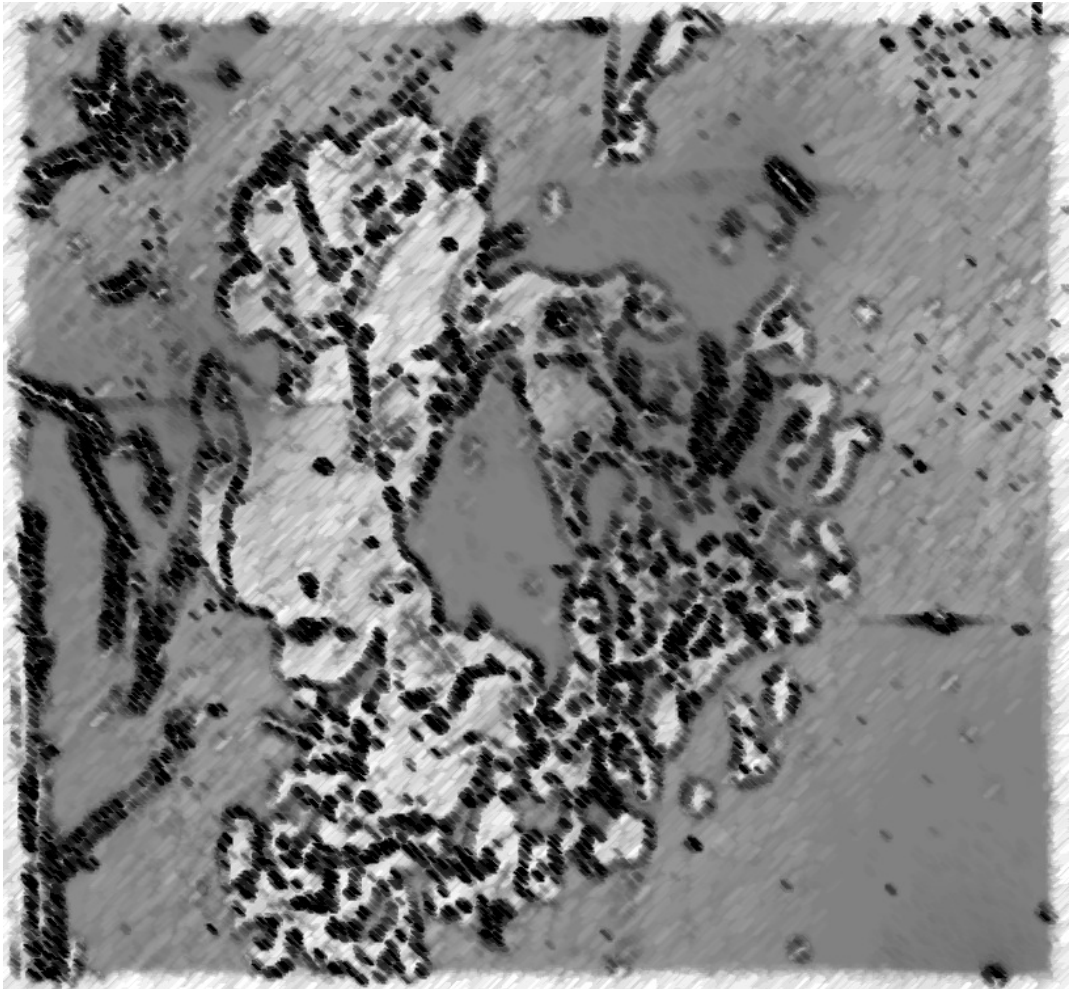
- a) Posición del implante: crestal.
- b) Tiempo de colocación del implante: En hueso cicatrizado.

4.7.1.3.4 Cicatrización

- a) Tiempo de cicatrización tras la colocación del implante: fijado en

ocho semanas.

- c) Tipo de carga a la que fueron sometidos los implantes durante el periodo de cicatrización: no se realizó carga inmediata.



5. RESULTADOS

RESULTADOS

5.1 ANÁLISIS DE LAS MUESTRAS

Tabla 2. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes Blue Sky® - Bredent Medical®.

		BS.B.1	BS.B.2	BS.B.3	BS.B.4	BS.B.5
Bucal	D1 (IS-BC)	1,78	1,78	1,91	1,11	1,84
	D2 (IS-BIC)	1,78	1,78	1,91	1,11	1,84
	D3 (PM-BC)	2,76	2,72	4,93	3,46	3,11
	D4 (PM-BIC)	2,76	2,72	4,93	3,46	3,11
	D5 (PM-JE)	1,56	1,15	1,48	1,56	1,69
	D6 (JE-BIC)	1,99	1,57	3,44	1,89	1,42
	D7 (PM-IS)	0,98	0,94	3,02	2,35	1,27
Lingual	D1 (IS-BC)	1,59	1,61	0,40	0,32	1,07
	D2 (IS-BIC)	1,59	1,61	0,40	0,56	1,07
	D3 (PM-BC)	2,18	2,32	2,50	2,15	2,29
	D4 (PM-BIC)	2,18	2,32	2,50	2,39	2,29
	D5 (PM-JE)	1,56	1,22	1,33	1,12	1,36
	D6 (JE-BIC)	0,62	1,10	1,16	1,27	0,92
	D7 (PM-IS)	0,59	0,72	2,09	1,83	1,21

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM = Margen mucosa periimplantaria; JE = Límite apical del epitelio de unión.

Tabla 3. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes C1® - MIS® .

		C1.M.1	C1.M.2	C1.M.3	C1.M.4	C1.M.5
Bucal	D1 (IS-BC)	1,05	2,53	-0,75	3,31	1,53
	D2 (IS-BIC)	1,05	2,53	0,70	3,41	1,53
	D3 (PM-BC)	3,48	4,33	2,08	2,22	3,18
	D4 (PM-BIC)	3,48	4,33	3,53	2,32	3,18
	D5 (PM-JE)	1,37	2,41	1,40	1,23	1,15
	D6 (JE-BIC)	2,10	1,91	2,13	1,09	2,03
	D7 (PM-IS)	2,42	1,80	2,83	-1,08	1,64
Lingual	D1 (IS-BC)	2,11	2,35	-1,18	0,97	-0,31
	D2 (IS-BIC)	2,11	3,61	1,61	1,85	1,51
	D3 (PM-BC)	2,75	3,07	2,06	1,84	2,18
	D4 (PM-BIC)	2,75	4,33	4,86	2,72	4,01
	D5 (PM-JE)	1,72	1,95	1,68	0,49	1,43
	D6 (JE-BIC)	1,02	2,38	3,18	2,23	2,58
	D7 (PM-IS)	0,63	0,71	3,25	0,87	2,50

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM = Margen mucosa periimplantaria; JE = Límite apical del epitelio de unión.

Tabla 4. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes IPX® - Galimplant® .

		IP.G.1	IP.G.2	IP.G.3	IP.G.4	IP.G.5
Bucal	D1 (IS-BC)	1,00	1,95	1,32	1,49	1,50
	D2 (IS-BIC)	1,19	1,95	1,32	1,49	1,50
	D3 (PM-BC)	2,44	3,90	3,54	3,74	2,40
	D4 (PM-BIC)	2,64	3,90	3,54	3,74	2,40
	D5 (PM-JE)	1,02	1,39	1,52	1,27	1,49
	D6 (JE-BIC)	1,61	2,50	2,01	2,20	0,91
	D7 (PM-IS)	1,44	1,94	2,21	1,97	0,90
Lingual	D1 (IS-BC)	0,78	0,75	0,28	-0,15	0,07
	D2 (IS-BIC)	0,95	1,21	1,10	0,72	0,68
	D3 (PM-BC)	2,11	2,96	1,76	1,10	1,02
	D4 (PM-BIC)	2,27	3,42	2,59	1,98	1,63
	D5 (PM-JE)	0,99	1,35	1,26	0,86	0,55
	D6 (JE-BIC)	1,28	2,07	1,32	1,11	1,07
	D7 (PM-IS)	1,32	2,21	1,48	1,25	0,90

*IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante;
PM = Margen mucosa periimplantaria; JE = Límite apical del epitelio de unión.*

Tabla 5. Mediciones obtenidas en las muestras de implantes Facility® - Neodent®.

		FA.N.1	FA.N.2	FA.N.3	FA.N.4	FA.N.5
Bucal	D1 (IS-BC)	-0,12	0,71	-0,85	-0,16	-0,21
	D2 (IS-BIC)	1,51	0,33	0,83	0,12	0,70
	D3 (PM-BC)	2,78	3,30	1,08	1,49	2,36
	D4 (PM-BIC)	4,42	2,92	2,76	1,62	3,27
	D5 (PM-JE)	1,31	0,72	1,10	0,91	0,27
	D6 (JE-BIC)	3,10	2,19	1,66	0,71	3,00
	D7 (PM-IS)	2,91	2,59	1,93	1,50	2,57
Lingual	D1 (IS-BC)	0,44	-0,33	-0,57	-0,54	0,09
	D2 (IS-BIC)	1,37	0,00	0,27	0,00	1,03
	D3 (PM-BC)	3,01	0,46	1,48	0,88	2,59
	D4 (PM-BIC)	3,95	1,50	2,34	1,43	3,52
	D5 (PM-JE)	1,33	0,50	1,60	0,58	0,27
	D6 (JE-BIC)	2,61	1,00	0,73	0,85	3,24
	D7 (PM-IS)	2,57	1,50	2,06	1,43	2,49

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM = Margen mucosa periimplantaria; JE = Límite apical del epitelio de unión.

Tabla 6. Descriptivos obtenidos en las muestras de implantes agrupados con microanillos o espira abierta.

		Microanillos		Espira abierta	
		M	SD	M	SD
Bucal	D1 (IS-BC)	1,61	1,05	0,55	1,04
	D2 (IS-BIC)	1,76	0,77	1,03	0,66
	D3 (PM-BC)	3,23	0,88	2,57	0,93
	D4 (PM-BIC)	3,38	0,77	3,03	0,80
	D5 (PM-JE)	1,50	0,36	1,08	0,42
	D6 (JE-BIC)	1,88	0,66	1,94	0,73
	D7 (PM-IS)	1,62	1,19	2,00	0,61
Lingual	D1 (IS-BC)	0,89	1,10	-0,08	0,67
	D2 (IS-BIC)	1,59	0,89	0,63	0,53
	D3 (PM-BC)	2,33	0,35	1,69	0,80
	D4 (PM-BIC)	3,04	0,97	2,41	0,84
	D5 (PM-JE)	1,39	0,40	0,92	0,46
	D6 (JE-BIC)	1,65	0,86	1,49	0,75
	D7 (PM-IS)	1,44	0,92	1,78	0,65

M= Media; SD= Desviación estándar; IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM = Margen mucosa periimplantaria; JE = Límite apical del epitelio de unión.

Tabla 7. Descriptivos obtenidos en las muestras de implantes con microanillos.

		Blue Sky [®] - Bred.med [®]		C1 [®] - MIS [®]	
		M	SD	M	SD
Bucal	D1 (IS-BC)	1,68	0,32	1,53	1,55
	D2 (IS-BIC)	1,68	0,32	1,84	1,11
	D3 (PM-BC)	3,40	0,90	3,06	0,92
	D4 (PM-BIC)	3,40	0,90	3,37	0,72
	D5 (PM-JE)	1,49	0,20	1,51	0,51
	D6 (JE-BIC)	1,90	0,89	1,85	0,43
	D7 (PM-IS)	1,71	0,92	1,52	1,53
Lingual	D1 (IS-BC)	1,00	0,62	0,78	1,52
	D2 (IS-BIC)	1,05	0,56	2,14	0,85
	D3 (PM-BC)	2,29	0,13	2,38	0,51
	D4 (PM-BIC)	2,34	0,11	3,73	0,16
	D5 (PM-JE)	1,32	0,16	1,45	0,56
	D6 (JE-BIC)	1,01	0,25	2,28	0,78
	D7 (PM-IS)	1,29	0,66	1,59	1,20

M= Media; SD= Desviación estándar; IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM = Margen mucosa periimplantaria; JE = Límite apical del epitelio de unión.

Tabla 8. Descriptivos obtenidos en las muestras de implantes con espira abierta.

		IPX [®] - Galimplant [®]		Facility [®] - Neodent [®]	
		M	SD	M	SD
Bucal	D1 (IS-BC)	1,45	0,34	-0,12	0,55
	D2 (IS-BIC)	1,49	0,28	0,70	0,53
	D3 (PM-BC)	3,15	0,68	2,20	0,91
	D4 (PM-BIC)	3,19	0,63	3,00	1,00
	D5 (PM-JE)	1,34	0,20	0,86	0,39
	D6 (JE-BIC)	1,85	0,16	2,13	0,99
	D7 (PM-IS)	1,69	0,52	2,30	0,57
Lingual	D1 (IS-BC)	0,35	0,41	-0,18	0,44
	D2 (IS-BIC)	0,93	0,23	0,53	0,63
	D3 (PM-BC)	1,79	0,79	1,68	1,09
	D4 (PM-BIC)	2,38	0,68	2,55	1,14
	D5 (PM-JE)	1,00	0,32	0,86	0,57
	D6 (JE-BIC)	1,37	0,40	1,69	1,15
	D7 (PM-IS)	1,44	0,47	2,01	0,53

M= Media; SD= Desviación estándar; IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM = Margen mucosa periimplantaria; JE = Límite apical del epitelio de unión.

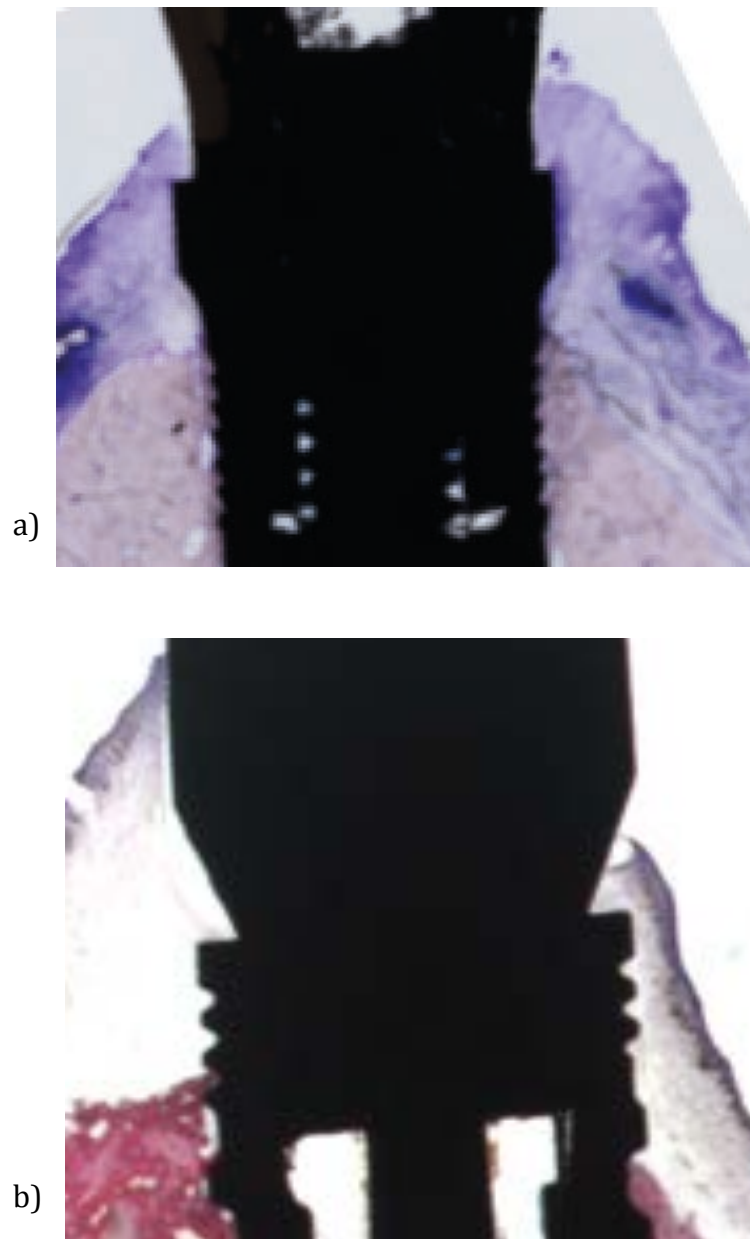


Figura 21. Cortes histológicos de implantes con microanillos y con espira abierta.
a) Implante Blue Sky® - Bredent medical®, b) Implante C1® - Mis®.

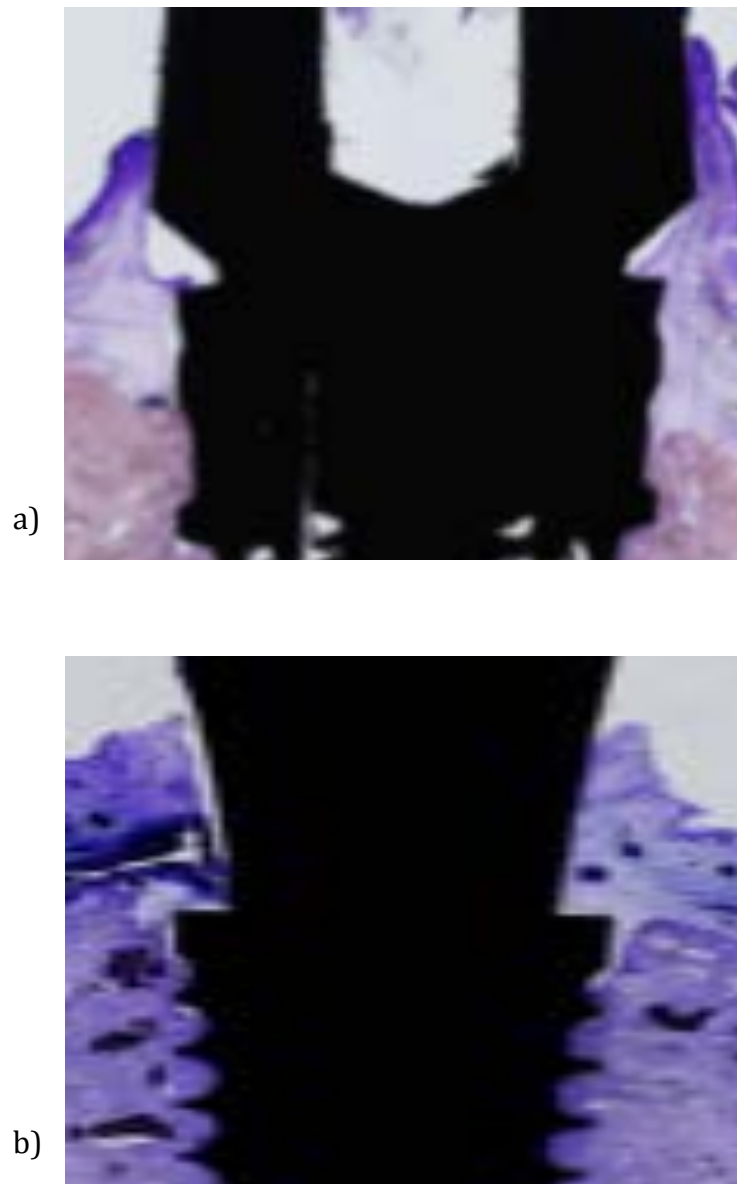


Figura 22. Cortes histológicos de implantes con espira abierta. a) IPX® - Galimplant®, b) Facility® - Neodent®.

5.2 VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS ENTRE IMPLANTES CON MICROANILLOS E IMPLANTES CON ESPIRA ABIERTA EN CUELLO.

Los resultados se presentan divididos en estadísticos descriptivos (media \pm desviación estándar) e inferenciales (comparación de medias). Las variables se han descrito tanto por la cara bucal como por lingual, y siempre en diferente tabla.

En la Tabla 9 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D1 y D2 por bucal para el grupo de los implantes con microanillos y para el grupo de los implantes con espira abierta (Media \pm SD).

Tabla 9. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el diseño del implante.

	D1 (IS-BC)	D2 IS-BIC)
Microanillos	1,61(1,05) †	1,76(0,77)
Espira abierta	0,55(1,04) †	1,03(0,66)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes con microanillos y con espira abierta.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas entre los implantes con microanillos y los implantes con espira abierta en la distancia desde la superficie del implante hasta el hueso crestral por bucal (Gráfico 1).

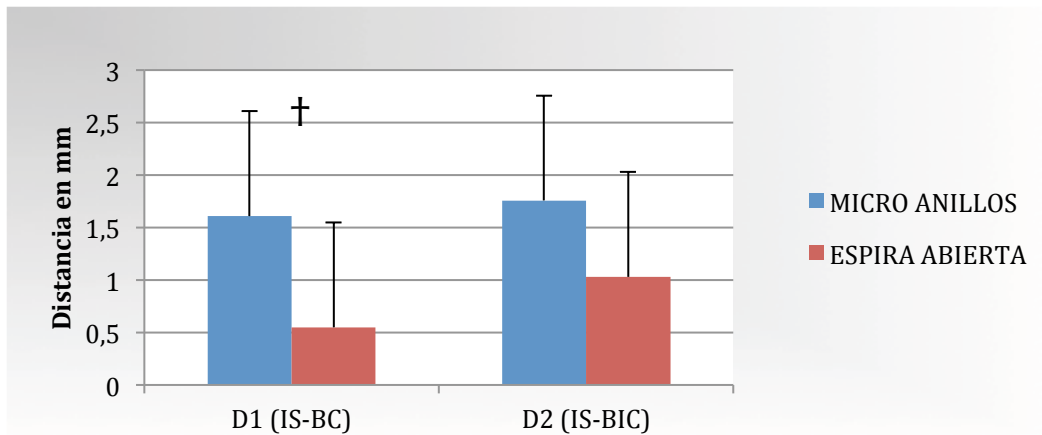


Gráfico 1. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

En la Tabla 10 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D1 y D2 por lingual para el grupo de los implantes con microanillos y para el grupo de los implantes con espira abierta (Media \pm SD).

Tabla 10. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el diseño del implante.

	D1 (IS-BC)	D2 IS-BIC)
Microanillos	0,89(1,10)†	1,59(0,89) †
Espira abierta	-0,08(0,67)†	0,63(0,53) †

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes con microanillos y con espira abierta.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas entre los implantes con microanillos y los implantes con espira abierta en la distancia desde la superficie del implante hasta la cresta ósea y en la distancia desde la superficie del implante hasta el primer contacto del hueso al implante por lingual (Gráfico 2).

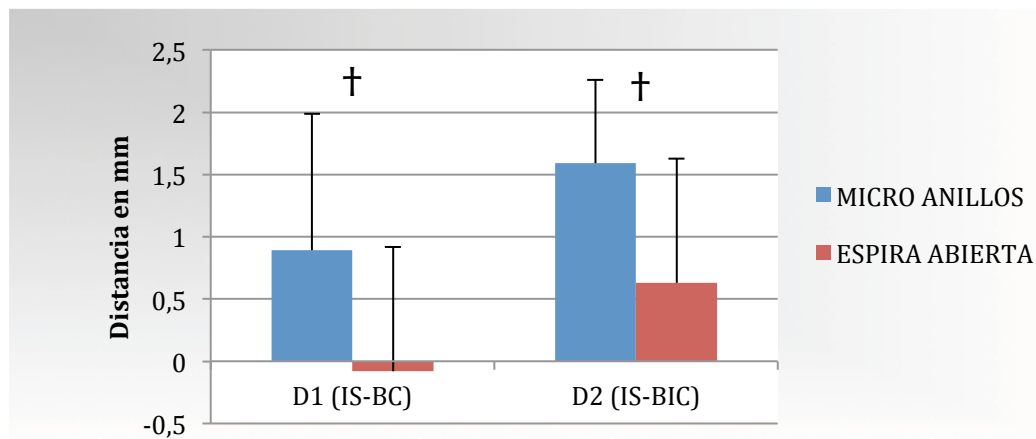


Gráfico 2. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

En la Tabla 11 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D3, D4, D5, D6 y D7 por bucal para el grupo de los implantes con microanillos y para el grupo de los implantes con espira abierta (Media \pm SD).

Tabla 11. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el diseño del implante.

	D3(PM-BC)	D4(PM-BIC)	D5(PM-JE)	D6(JE-BIC)	D7(PM-IS)
Microanillos	3,23(0,88)	3,38(0,77)	1,50(0,36) †	1,88(0,66)	1,62(1,19)
Espira abierta	2,57(0,93)	3,03(0,80)	1,08(0,42) †	1,94(0,73)	2,00(0,61)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM : Margen mucosa periimplantaria; JE : Límite apical del epitelio de unión; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes con microanillos y con espira abierta.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas entre los implantes con microanillos y los implantes con espira abierta en la distancia desde el margen de la mucosa periimplantaria hasta el límite apical del epitelio de unión por bucal (Gráfico 3).

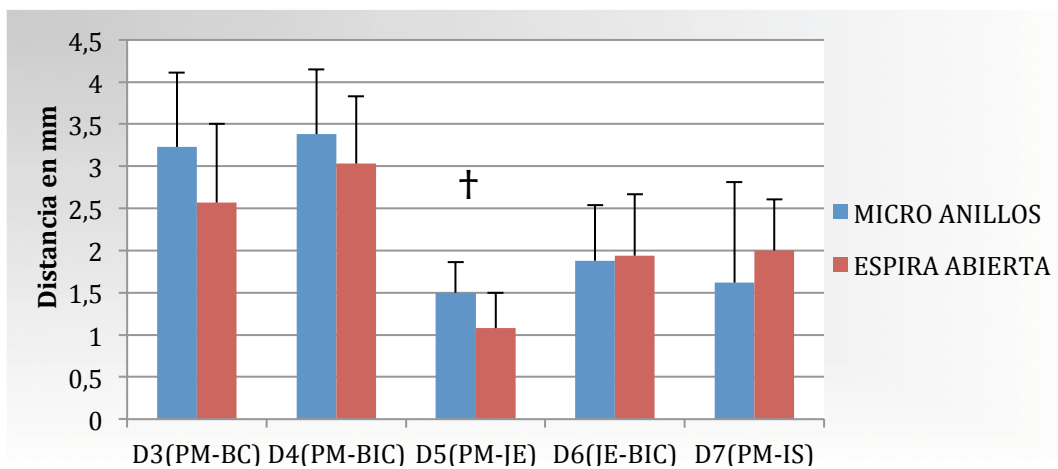


Gráfico 3. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

En la Tabla 12 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D3, D4, D5, D6 y D7 por lingual para el grupo de los implantes con microanillos y para el grupo de los implantes con espira abierta (Media \pm SD).

Tabla 12. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el diseño del implante.

	D3(PM-BC)	D4(PM-BIC)	D5(PM-JE)	D6(JE-BIC)	D7(PM-IS)
Microanillos	2,33(0,35)	3,04(0,97)	1,39(0,40) †	1,65(0,86)	1,44(0,92)
Espira abierta	1,69(0,80)	2,41(0,84)	0,92(0,46) †	1,49(0,75)	1,78(0,65)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM : Margen mucosa periimplantaria; JE : Límite apical del epitelio de unión; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes con micro anillos y con espira abierta.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas entre los implantes con microanillos y los implantes con espira abierta en la distancia desde el margen de la mucosa periimplantaria hasta el límite apical del epitelio de unión por lingual (Gráfico 4).

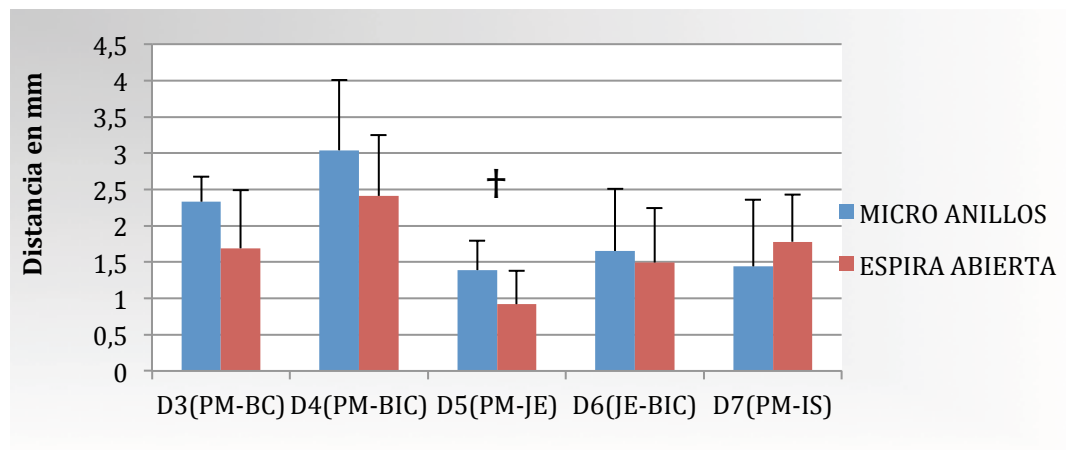


Gráfico 4. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el diseño del implante (Microanillos y espira abierta). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

5.3 VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS EN IMPLANTES CON MICROANILLOS EN CUELLO Y DIFERENTE TRATAMIENTO DE SUPERFICIE

Los resultados se presentan divididos en estadísticos descriptivos (media \pm desviación estándar) e inferenciales (comparación de medias). Las variables se han descrito tanto por la cara lingual como por bucal, y siempre en diferente tabla.

En la Tabla 13 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D1 y D2 por bucal para el grupo de los implantes Blue Sky y para el grupo de los implantes C1 (Media \pm SD).

Tabla 13. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos.

	D1 (IS-BC)	D2I IS-BIC)
Blue Sky®	1,68(0,32)	1,68(0,32)
C1®	1,53(1,55)	1,84(1,11)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes Blue Sky y C1.

No se han encontrado diferencias estadísticamente significativas en la remodelación ósea por bucal de los implantes Blue Sky® y C1®, ambos con microanillos en cuello y diferentes según el tratamiento de su superficie (Gráfico 5).

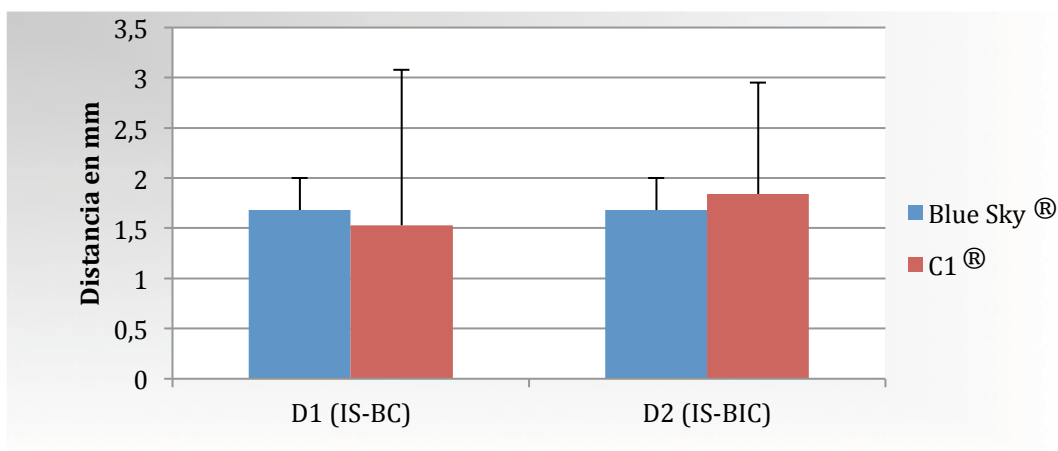


Gráfico 5. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

En la Tabla 14 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D1 y D2 por lingual para el grupo de los implantes Blue Sky® y para el grupo de los implantes C1® (Media \pm SD).

Tabla 14. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos por lingual.

	D1 (IS-BC)	D2I IS-BIC)
Blue Sky®	1,00(0,62)	1,05(0,56) †
C1®	0,78(1,52)	2,14(0,85) †

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes Blue Sky® y C1®.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas en la remodelación ósea por lingual de los implantes Blue Sky® y C1® en la distancia desde la superficie del implante hasta el primer contacto del hueso al implante por lingual (Gráfico 6).

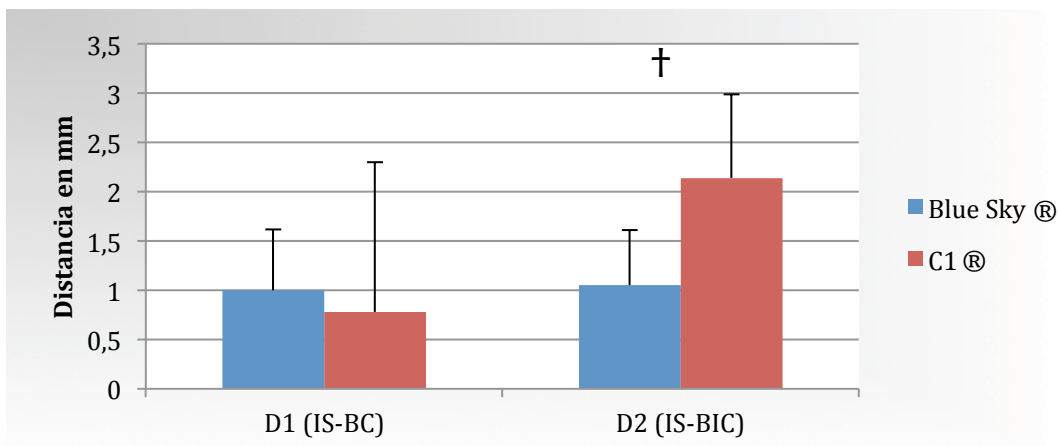


Gráfico 6. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

En la Tabla 15 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D3, D4, D5, D6 y D7 por bucal para el grupo de los implantes Blue Sky® y para el grupo de los implantes C1® (Media \pm SD).

Tabla 15. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos.

	D3(PM-BC)	D4(PM-BIC)	D5(PM-JE)	D6(JE-BIC)	D7(PM-IS)
Blue Sky®	3,40(0,90)	3,40(0,90)	1,49(0,20)	1,90(0,89)	1,71(0,92)
C1®	3,06(0,92)	3,37(0,72)	1,51(0,51)	1,85(0,43)	1,52(1,53)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM : Margen mucosa periimplantaria; JE : Límite apical del epitelio de unión; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes Blue Sky® y C1®.

No se han encontrado diferencias estadísticamente significativas en los tejidos blandos por bucal de los implantes Blue Sky® y C1® (Gráfico 7).

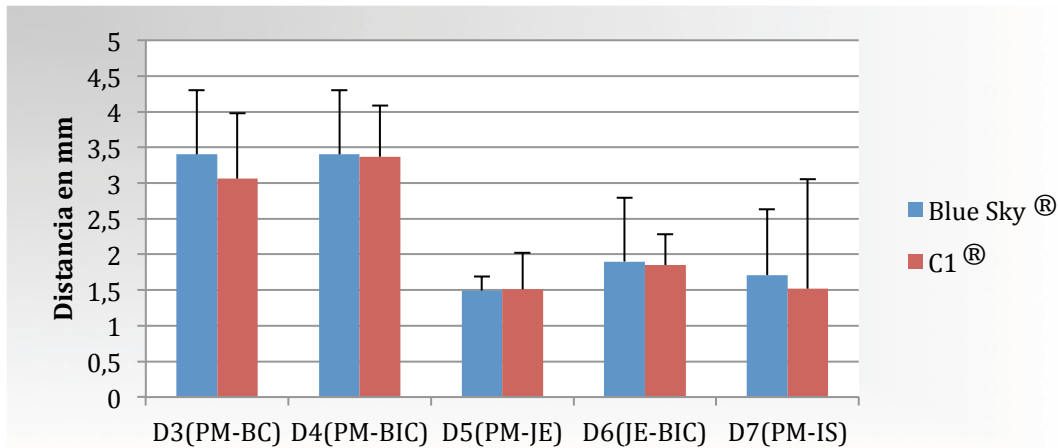


Gráfico 7. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$).

En la Tabla 16 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D3, D4, D5, D6 y D7 por lingual para el grupo de los implantes Blue Sky® y para el grupo de los implantes C1® (Media \pm SD).

Tabla 16. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos.

	D3(PM-BC)	D4(PM-BIC)	D5(PM-JE)	D6(JE-BIC)	D7(PM-IS)
Blue Sky®	2,29(0,13)	2,34(0,11) †	1,32(0,16)	1,01(0,25)†	1,29(0,66)
C1®	2,38(0,51)	3,73(0,16) †	1,45(0,56)	2,28(0,78)†	1,59(1,20)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM : Margen mucosa periimplantaria; JE : Límite apical del epitelio de unión; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes Blue Sky® y C1®.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas entre los implantes Blue Sky® y los implantes C1® en la distancia desde el margen de la mucosa periimplantaria hasta el primer contacto del hueso al implante y en la distancia desde el límite apical del epitelio de unión hasta el primer contacto del hueso al implante por lingual (Gráfico 8)

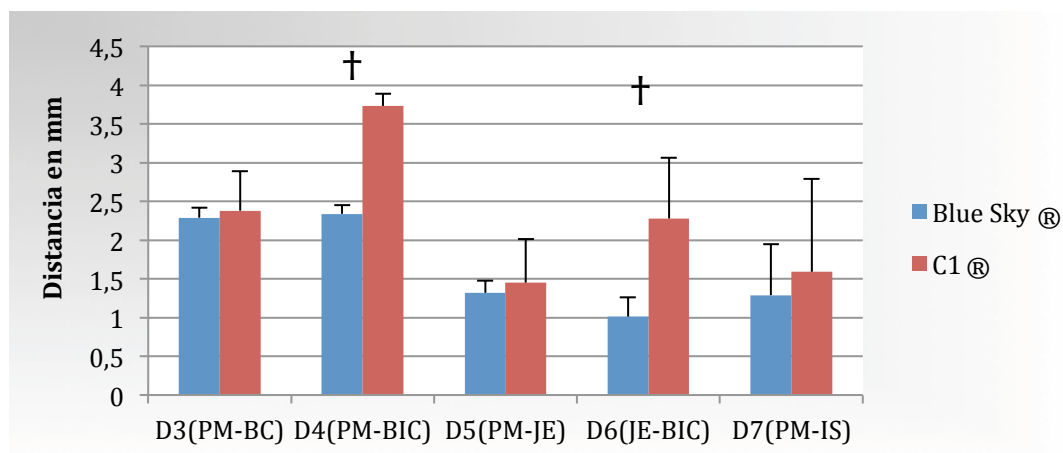


Gráfico 8. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con microanillos (Blue Sky® y C1®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$).

5.4 VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS EN IMPLANTES CON MICRO ANILLOS EN CUELLO Y DIFERENTE TRATAMIENTO DE SUPERFICIE

Los resultados se presentan divididos en estadísticos descriptivos (media \pm desviación estándar) e inferenciales (comparación de medias). Las variables se han descrito tanto por la cara lingual como por bucal, y siempre en diferente tabla.

En la Tabla 17 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D1 y D2 por bucal para el grupo de los implantes IPX® y para el grupo de los implantes Facility® (Media \pm SD).

Tabla 17. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta.

	D1 (IS-BC)	D2I IS-BIC)
IPX®	1,45(0,34) †	1,49(0,28)
Facility®	-0,12(0,55) †	0,70(0,53)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes IPX® y Facility®.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas en la remodelación ósea por bucal de los implantes IPX® y Facility® en la distancia desde la superficie del implante hasta la cresta ósea (Gráfico 9).

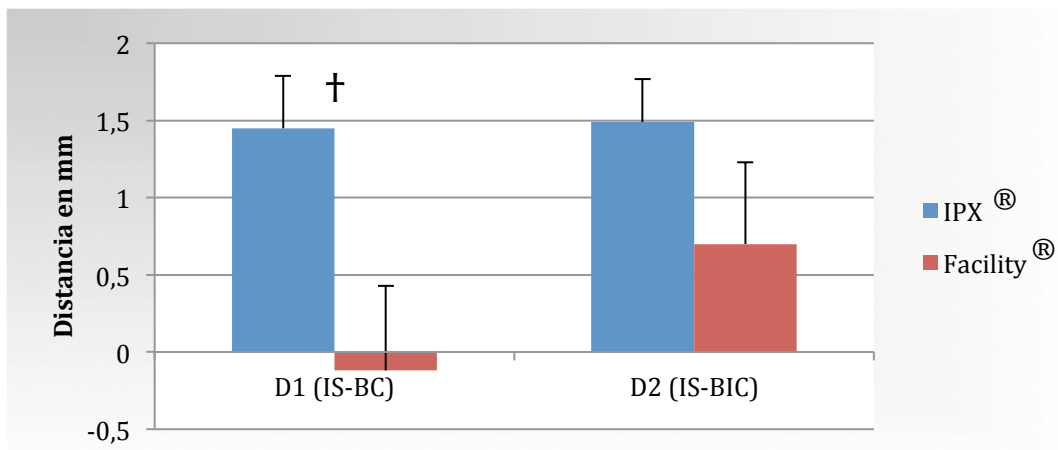


Gráfico 9. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$).

En la Tabla 18 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D1 y D2 por lingual para el grupo de los implantes IPX® y para el grupo de los implantes Facility® (Media \pm SD).

Tabla 18. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta.

	D1 (IS-BC)	D2I IS-BIC)
IPX®	0,35(0,41)	0,93(0,23)
Facility®	-0,18(0,44)	0,53(0,63)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes IPX® y Facility®

No se han encontrado diferencias estadísticamente significativas en la remodelación ósea por lingual de los implantes IPX® y Facility® (Gráfico 10).

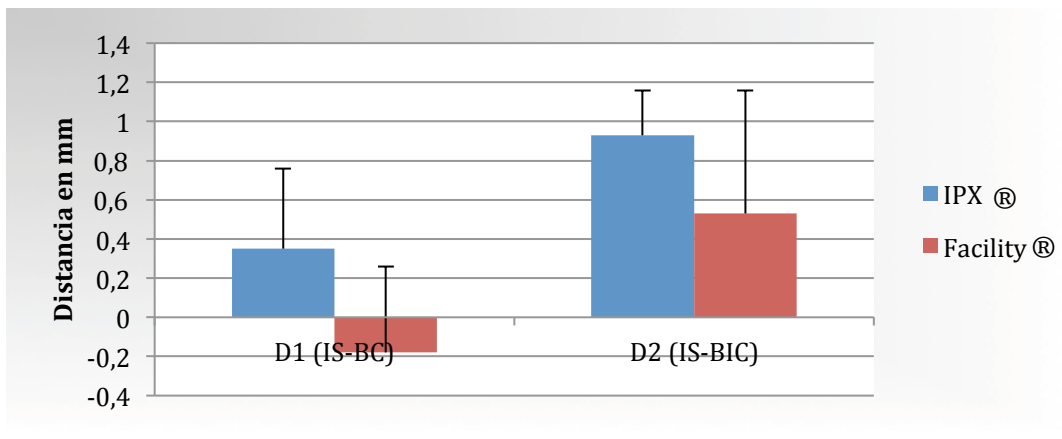


Gráfico 10. Evaluación histomorfométrica de la remodelación ósea por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$).

En la Tabla 19 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D3, D4, D5, D6 y D7 por bucal para el grupo de los implantes IPX® y para el grupo de los implantes Facility® (Media \pm SD).

Tabla 19. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta.

	D3(PM-BC)	D4(PM-BIC)	D5(PM-JE)	D6(JE-BIC)	D7(PM-IS)
IPX	3,15(0,68)	3,19(0,63)	1,34(0,20) †	1,85(0,16)	1,69(0,52)
Facility	2,20(0,91)	3,00(1,00)	0,86(0,39) †	2,13(0,99)	2,30(0,57)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM : Margen mucosa periimplantaria; JE : Límite apical del epitelio de unión; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes IPX® y Facility®.

Se han encontrado diferencias estadísticamente significativas entre los implantes IPX® y los implantes C1® en la distancia desde el margen de la mucosa periimplantaria hasta el límite apical del epitelio de unión por bucal (Gráfico 11).

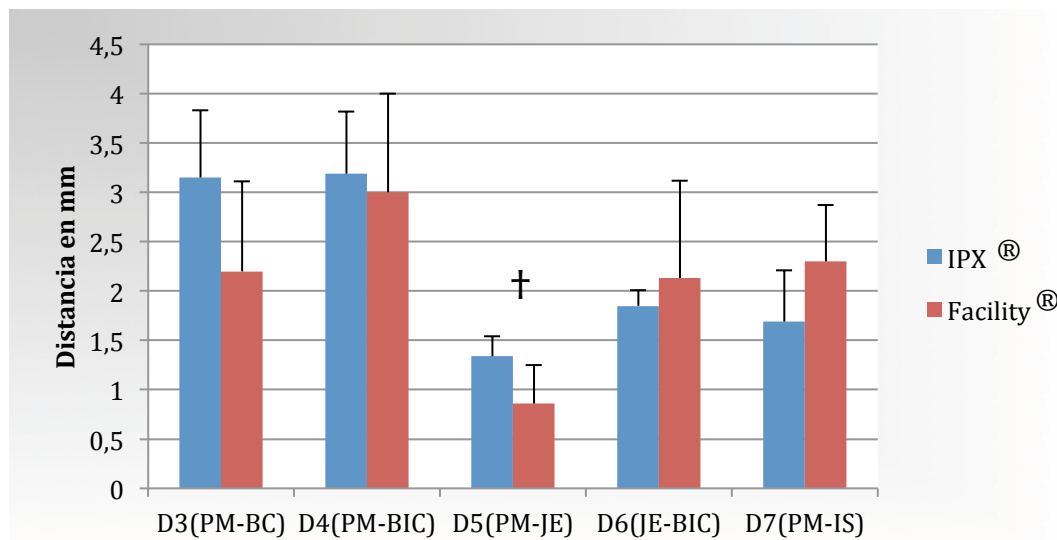


Gráfico 11. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por bucal según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

En la Tabla 20 se han registrado las mediciones histomorfométricas de las distancias D3, D4, D5, D6 y D7 por lingual para el grupo de los implantes IPX® y para el grupo de los implantes Facility® (Media \pm SD).

Tabla 20. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta.

	D3(PM-BC)	D4(PM-BIC)	D5(PM-JE)	D6(JE-BIC)	D7(PM-IS)
IPX®	1,79(0,79)	2,38(0,68)	1,00(0,32)	1,37(0,40)	1,44(0,47)
Facility®	1,68(1,09)	2,55(1,14)	0,86(0,57)	1,69(1,15)	2,01(0,53)

IS = Hombro del implante; BC = Cresta ósea; BIC = Primer contacto hueso – implante; PM : Margen mucosa periimplantaria; JE : Límite apical del epitelio de unión; † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$) entre los implantes IPX® y Facility®.

No se han encontrado diferencias estadísticamente significativas en los tejidos blandos por lingual entre los implantes IPX® y los implantes C1® (Gráfico 12).

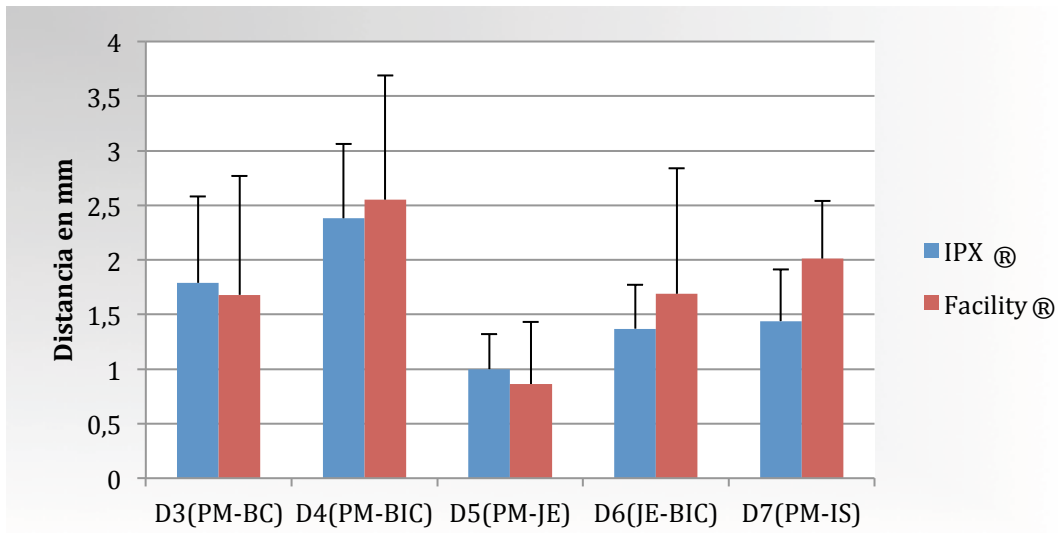


Gráfico 12. Evaluación histomorfométrica de los tejidos blandos por lingual según el tratamiento de la superficie en implantes con espira abierta (IPX® y Facility®). † = diferencias estadísticamente significativas ($p \leq 0.05$)

5.5 INTERPRETACIÓN DE LAS VARIABLES HISTOMORFOMÉTRICAS ANALIZADAS

Tras el análisis de las diferentes variables histomorfométricas que hemos comparado por diferencias en el diseño hemos encontrado que el diseño del cuello del implante influye significativamente en la remodelación de los tejidos duros, presentando en el caso de implantes con espira abierta menor pérdida de altura de la cresta ósea tanto por bucal como por lingual y menor distancia desde el hombro del implante hasta el primer contacto del hueso al implante por lingual. Sin embargo, con respecto a la adaptación de los tejidos blandos no se ha encontrado diferencia significativa en su espesor desde el margen de la mucosa libre hasta el hombro del implante, pero si en su composición, pues en implantes con microanillos es significativamente mayor la cantidad de tejido epitelial.

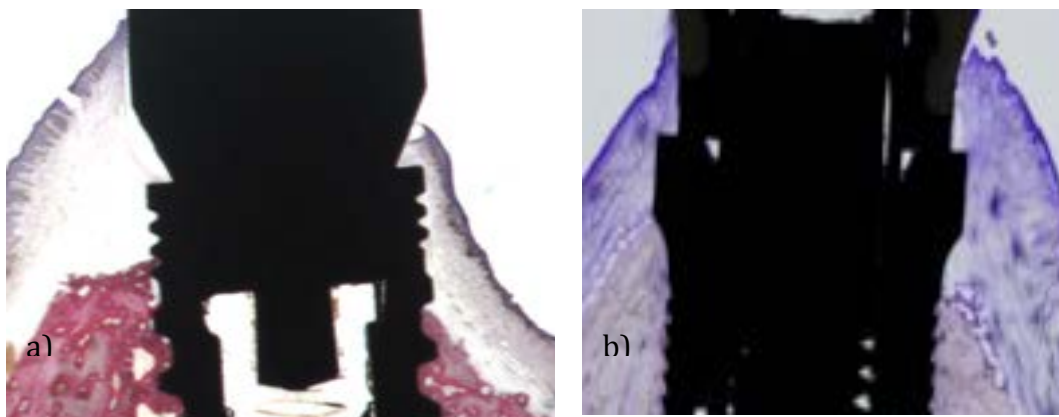


Figura 23. Pérdida ósea en implante con microanillos. a) Blu Sky® - Bredent®; b) C1® - Mis®.

Con respecto a la influencia del tipo de superficie en implantes con microanillos paralelos, los implantes que han sido tratados únicamente con arenado y grabado ácido (C1®.MIS®) presentan mayor distancia por lingual en su unión al hueso desde el hombro que aquellos que además del tratamiento

mediante arenado y grabado ácido tienen una superficie pulida de 0,5mm (Blue Sky®.Bredent®). En los tejidos blandos encontramos un aumento significativo de la distancia desde la unión hueso - implante hasta la mucosa marginal y hasta el límite apical del epitelio de unión en los implantes que han sido tratados con arenado y grabado ácido (C1.MIS®), este aumento de las distancias de los tejidos blandos se debe a un mayor espesor del tejido conectivo en las zonas que presentan mayor distancia en la unión del hueso al implante.



Figura 24. Pérdida ósea al mismo nivel por bucal y lingual en implante con microanillos C1® - Mis®.

En el caso de implantes con espira abierta hasta el hombro, los implantes que además del arenado y grabado ácido presentan propiedades hidrofílicas (Facility®. Neodent®) presenta menor pérdida de hueso crestal por bucal que aquellos que únicamente han sido tratados mediante arenado y grabado ácido (IPX®. Galimplant®). La adaptación de los tejidos blandos no presenta diferencias significativas en su espesor, pero sí en su composición, pues en implantes no hidrófilos es significativamente mayor la cantidad de tejido epitelial.

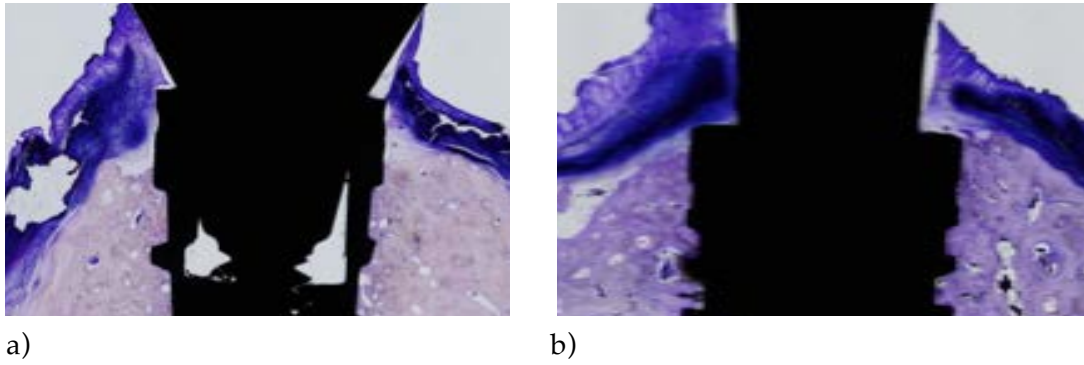
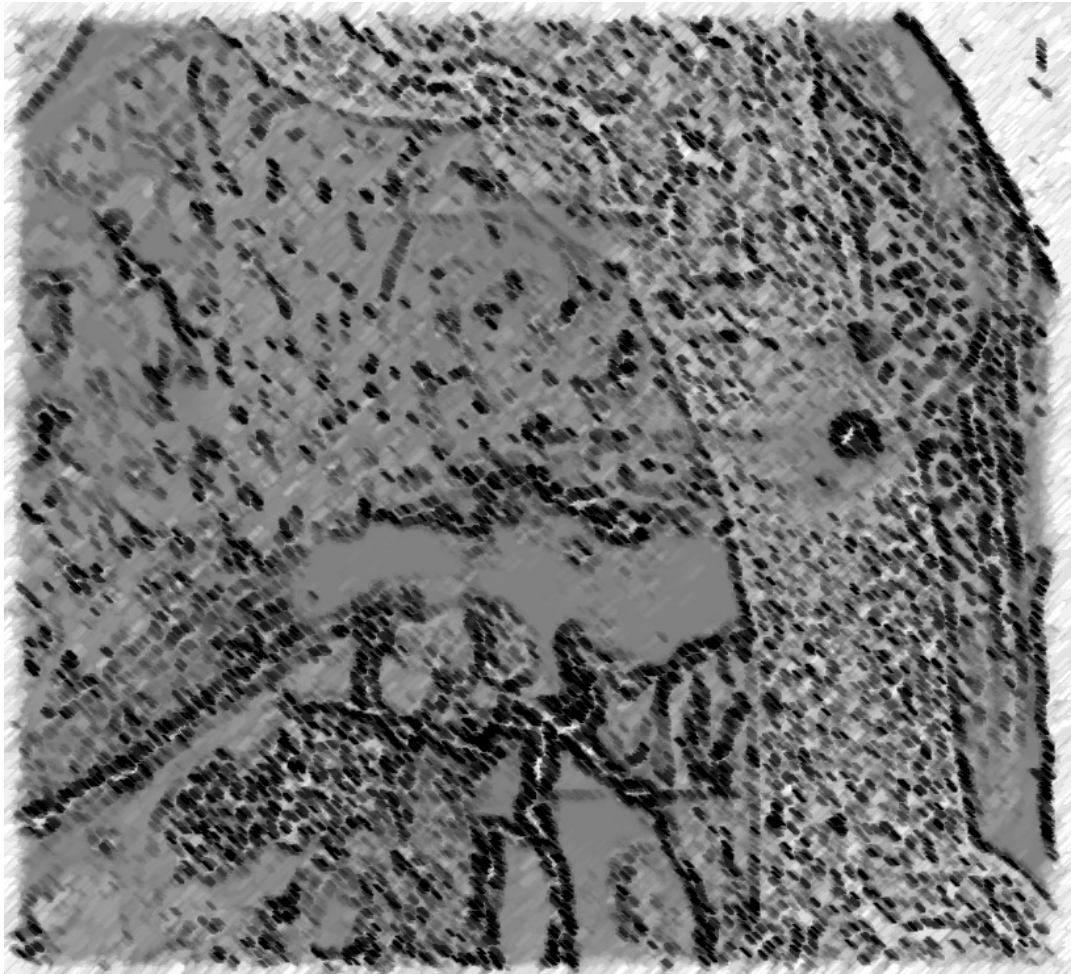


Figura 25. Preservación del hueso en implantes con espira abierta y diferente tratamiento de superficie. a) Superficie sin tratamiento hidrófilo IPX® - Galimplant®, b) Superficie con tratamiento hidrófilo Acqua® Facility® - Neodent®.



6. DISCUSIÓN

DISCUSIÓN

El siguiente capítulo se presenta dividido en función de los objetivos marcados, realizando a partir de ellos la discusión de los hallazgos significativos.

6.1. VARIABLES DE DISEÑO

6.1.1. Remodelación de los tejidos duros

Uno de los objetivos de este estudio fue conocer si el diseño macroscópico en microanillos o espira abierta del cuello de los implantes afecta a la reabsorción del hueso crestal. De ahí que destaquemos el hallazgo de pérdida de hueso en el caso del uso de implantes con microanillos.

En las mediciones realizadas por bucal, se observa que la presencia de microanillos en el cuello (C1®. Mis®, Blue Sky®, Bredent®) aumentan de forma no significativa la distancia que hay desde el hombro del implante hasta el primer contacto del hueso a su superficie y de forma significativa se incrementa la pérdida de hueso crestal. Las mismas mediciones realizadas por lingual nos reflejan que la presencia de microanillos en cuello aumentan de forma significativa tanto la pérdida de hueso crestal como la distancia desde el hombro del implante hasta el contacto con el hueso a su superficie en comparación con implantes con espira abierta (IPX®, Galimplant®, Facility®, Neodent®).

Estos resultados sobre la remodelación de los tejidos duros son contradictorios a los mostrados por Chowdhary et al. (16) y Hudieb et al. (20),

mostrándose que la presencia de microanillos con la finalidad de incrementar la superficie del implante, entendiéndose este concepto de forma global y de no forma aislada a una marca concreta de implantes con una superficie específica, no disminuye la reabsorción del hueso crestral ni favorece la osteointegración.

Sin embargo, al igual que Song et al. (129), encontramos que un diseño de implante con espiras abiertas que llegan a la parte superior del cuello disminuye la pérdida ósea en comparación con otros diseños de implantes en los que las espiras no alcanzaron la parte superior, así como mejores respuestas óseas que en implantes con microanillos (130), nuestros resultados también son similares a los obtenidos por Jung et al. (21) y Hansson et al. (15) y tal y como obtuvimos, el aumento de superficie en el cuello del implante prolongando la espira del cuerpo hasta el cuello y dejándola abierta disminuye la reabsorción de hueso crestral y favorece una menor distancia de unión del hueso al implante.

6.1.2. Adaptación de los tejidos blandos

La adaptación de los tejidos blandos es una de las variables determinantes para el éxito a largo plazo de los implantes, por ese motivo uno de los objetivos del presente estudio fue evaluar sus variaciones tanto por bucal como por lingual.

En las mediciones realizadas por bucal se observa que la presencia de microanillos en el cuello aumenta de forma significativa el espesor del tejido epitelial, al igual que por lingual.

Hasta el momento, no se han encontrado estudios en los que se hayan comparado el efecto de los cuellos con microanillos o espira abierta sobre los tejidos blandos. En este sentido los resultados obtenidos son innovadores y por tanto no ha sido posible compararlos con la bibliografía científica publicada hasta el momento.

6.2 VARIABLES DE SUPERFICIE EN IMPLANTES CON MICROANILLOS

6.2.1. Remodelación de los tejidos duros

Al comparar el efecto que ejercen sobre la remodelación ósea las diferentes superficies en casos de implantes con microanillos, observamos en la cara bucal un aumento no significativo en la reabsorción del hueso crestal en los implantes Blue Sky® de Bredent® que presentan la combinación de 0,5 mm de cuello pulido, seguido de una superficie con grabado ácido a alta temperatura de 0.2 mm y después de una superficie arenada y grabada, sin embargo este mismo tipo de superficie presenta menor distancia en la unión del hueso al implante que los implantes C1® de Mis® con superficie arenada y grabada al ácido, pero también de forma no significativa. Por lingual, al igual que por vestibular hay un aumento no significativo en la reabsorción del hueso crestal en los implantes Blue Sky® de Bredent®, en este lado se mantiene al igual que por bucal que la distancia en la unión del hueso al implante es menor en los implantes Blue Sky® de Bredent® que en los implantes C1® de Mis®, pero en este caso las diferencias si son significativas, este aumento de distancia por lingual entre el hombro y el primer contacto con el hueso es similar a la que estos mismos implantes presentan por bucal, mostrando de esta forma una pérdida ósea homogénea en ambos lados.

Este resultado, aunque las diferencias no son significativas, coincide con los obtenidos por Koodaryan et al. (13), mostrando que los implantes con superficies pulidas como Blue Sky® de Bredent® pueden aumentar la reabsorción de hueso crestal, lo que puede deberse a la incapacidad que presenta la superficie para distribuir las cargas en periodos iniciales, como se demostró en el estudio de Oh et al. (1), sin embargo el presente estudio demuestra que al contrario de lo que ocurre con la reabsorción del hueso crestal, los implantes Blue Sky® de Bredent®

presentan menor distancia en el contacto del hueso a su superficie, siendo esta a nivel de la zona grabada con ácido a alta temperatura, coincidiendo en este punto con los resultados obtenidos por Buser et al. (131) en la correlación entre el incremento de la rugosidad superficial con el incremento de la unión del hueso al implante

6.2.2. Adaptación de los tejidos blandos

En los tejidos blandos no se observan diferencias significativas por bucal entre las diferentes superficies, si se observan diferencias significativas por lingual, donde hay un aumento en la distancia desde el margen de la mucosa hasta el primer contacto del hueso al implante en los implantes C1® de Mis®, este se produce a costa del incremento del espesor del tejido conectivo, como se evidencia en el incremento de la distancia desde el límite apical del epitelio de unión hasta el primer contacto del hueso al implante.

En contra del estudio de Liñares et al. (132), la dimensión de los tejidos blandos alrededor de los implantes no es similar y se ve afectada por la modificación de su superficie, estableciendo en este caso un mayor sellado del tejido conectivo en las zonas donde aumenta la distancia de unión del hueso al implante.

6.3. VARIABLES DE SUPERFICIE EN IMPLANTES CON ESPIRA ABIERTA

6.3.1. Remodelación de los tejidos duros

Al comparar el efecto que ejerce sobre la remodelación ósea las diferentes superficies en casos de implantes con espira abierta, observamos por bucal una disminución significativa en la pérdida del hueso crestral en los implantes

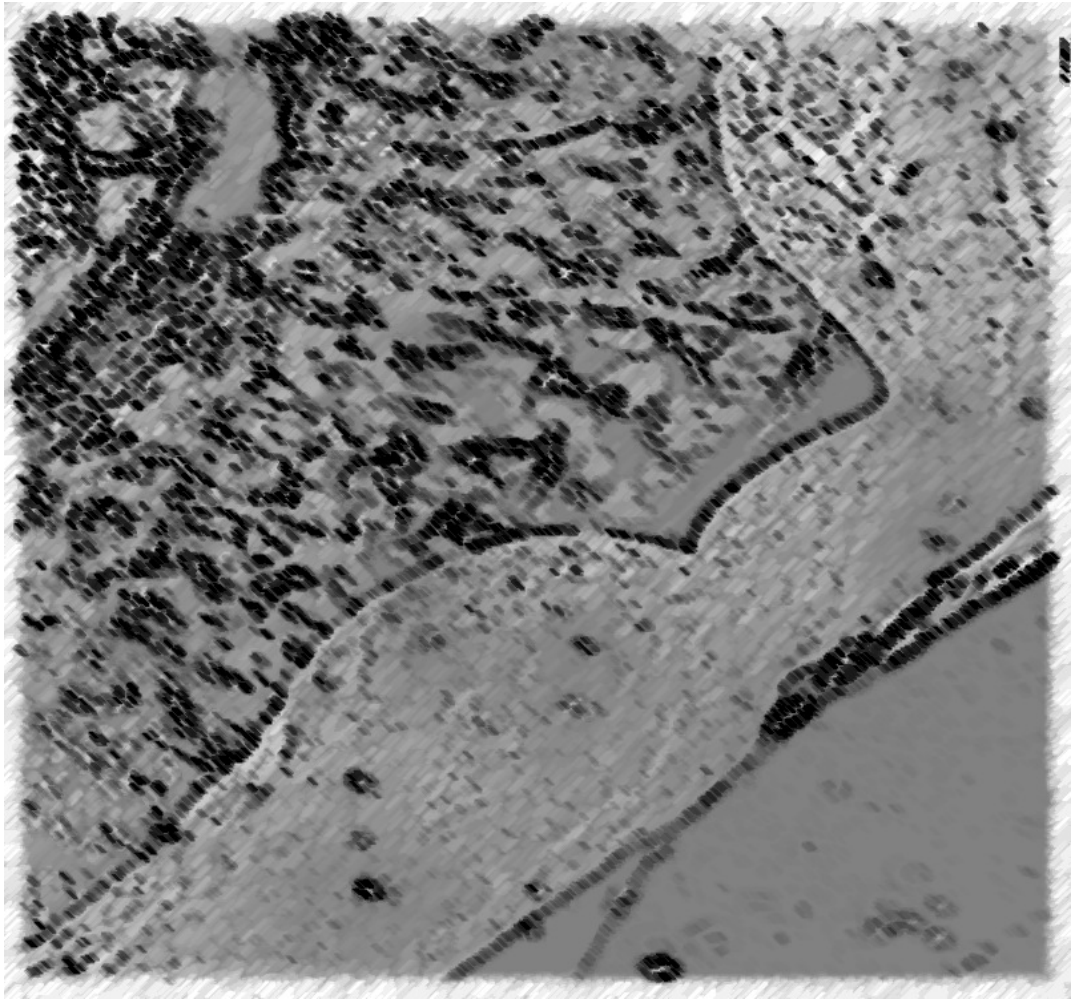
Facility® de Neodent® con superficie Acqua®, esto resulta de especial importancia por poner de manifiesto que este implante presenta la combinación ideal de diseño y superficie para el mantenimiento y la conservación del hueso crestal, así como la disminución la distancia de contacto del hueso al implante, aunque esta no sea de forma significativa.

Este hecho confirma los estudios de Bico et al. (133), Gittens et al. (134) y Rupp et al. (135), quienes explican que las superficies rugosas favorecen el proceso de osteointegración al presentar mayor superficie, siendo este proceso significativamente favorable en caso de que la superficie sea hidrófila y por tanto aumente su humectabilidad. Este incremento en la humectabilidad de la superficie del implante tiene mayor influencia en la integración de los tejidos que la propia rugosidad del implante (136).

6.3.2. Adaptación de los tejidos blandos

En los tejidos blandos únicamente se observa una diferencia significativa a nivel bucal, consistente en un aumento en el espesor del epitelio de unión en los implantes IPX® de Galimplant® con superficie Nanoblast Plus®.

En contra de los resultados obtenidos por Schwarz et al. (136, 137), los tejidos blando no muestran un incremento significativo debido al tratamiento hidrófilo de la superficie como cabe esperar a la vista de la respuesta de los tejidos duros.



7. CONCLUSIONES

CONCLUSIONES

Las conclusiones de este estudio son aplicables únicamente a implantes de similares características a los del presente trabajo.

1. Los implantes que presentan una prolongación de la espira del cuerpo hasta el cuello quedando esta abierta en el hombro, lo que se conoce como diseño en espira abierta, presentan menor reabsorción del hueso crestal y menor distancia en la unión del hueso al implante que los implantes con microanillos paralelos en cuello.

2. Los implantes con microanillos paralelos en el cuello presentan mayor espesor del epitelio de unión que los implantes con espira abierta.

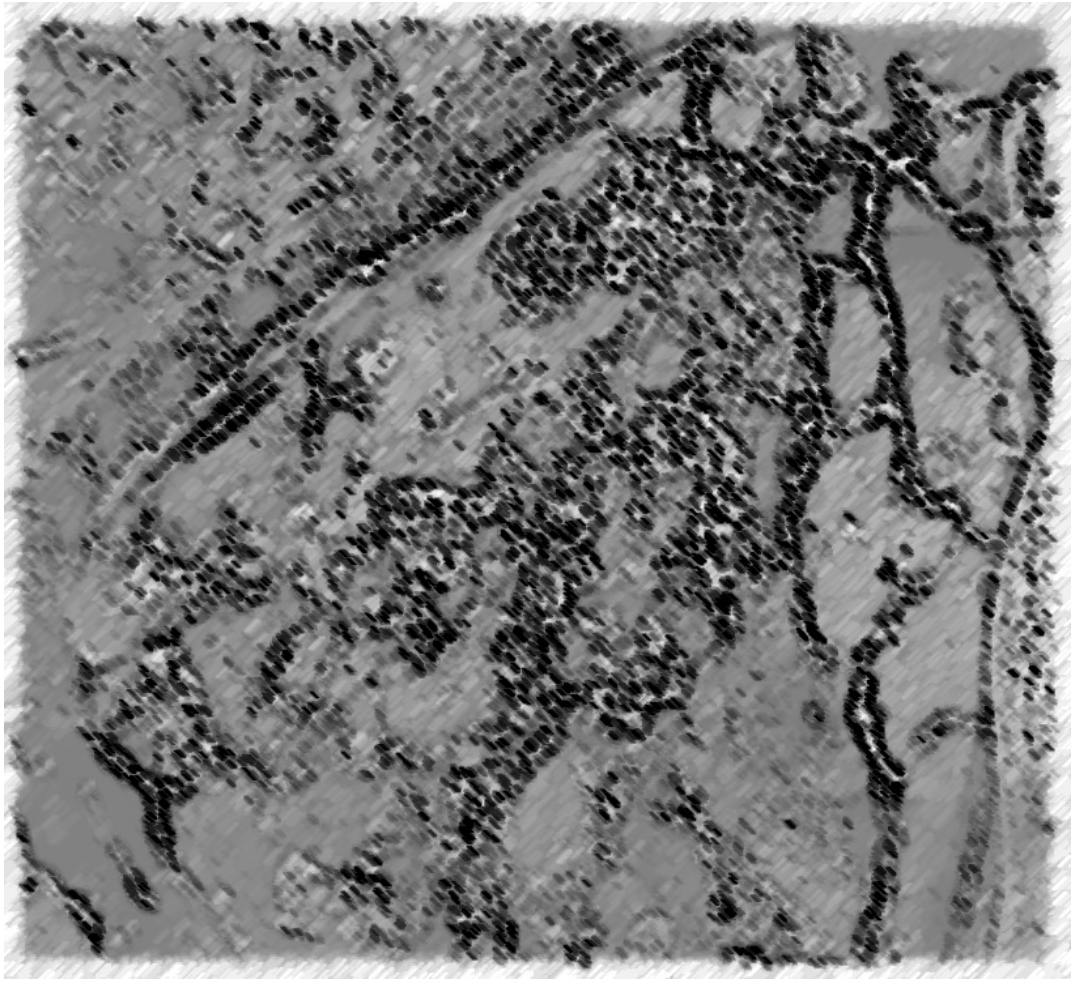
3. Los implantes con microanillos en cuello y superficie pulida seguida de una zona grabada al ácido y el resto arenada y grabada como es el caso de los implantes Blue Sky® de Bredent® presentan una pérdida de hueso crestal no significativa comparada con superficies tratadas con arenado y grabado ácido completamente como los implantes C1® de MIS®.

4. Los implantes con microanillos en cuello y superficie pulida seguida de una zona grabada al ácido y el resto arenada y grabada como es el caso de los implantes Blue Sky® de Bredent® presenta menor distancia de contacto del hueso al implante por lingual que las superficies tratadas con arenado y grabado ácido completamente como los implantes C1® de MIS®.

5. En el caso de implantes con microanillos, las superficies arenadas y grabadas al ácido completamente como los implantes C1® de MIS® comparadas con superficies pulidas seguidas de una zona grabada al ácido y el resto arenada y grabada como es el caso de los implantes Blue Sky® de Bredent® presentan mayor cantidad de tejido conectivo, ubicada esta diferencia de espesor en contacto con el implante en la zona donde no hay contacto al hueso.

6. Los implantes con cuello en espira abierta y superficies tratadas mediante arenado y grabado ácido manteniendo la electronegatividad, y por tanto hidrófilas como es el caso de los implantes Facility® de Neodent® con superficie Acqua® no presentan reabsorción de hueso crestal por vestibular en comparación con implantes de similar diseño pero superficie no hidrófila como IPX® de Galimplant® con superficie Nanoblast Plus®.

7. Los implantes con cuello en espira abierta y superficies tratadas mediante arenado y grabado ácido sin mantener la electronegatividad como IPX® de Galimplant® con superficie Nanoblast Plus® presentan mayor espesor del epitelio de unión que los implantes con superficie hidrófilas como es el caso de los implantes Facility® de Neodent® con superficie Acqua®.



8. APLICACIONES PRÁCTICAS Y FUTURAS LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN

APLICACIONES PRÁCTICAS

A partir de los resultados hallados en este estudio y tras su discusión con la bibliografía consultada, se pueden realizar las siguientes aplicaciones prácticas para la fabricación o elección de implantes dentales:

- ✓ Se recomienda el diseño del cuello del implante en forma de espira abierta, continuación de la espira del cuerpo del implante.

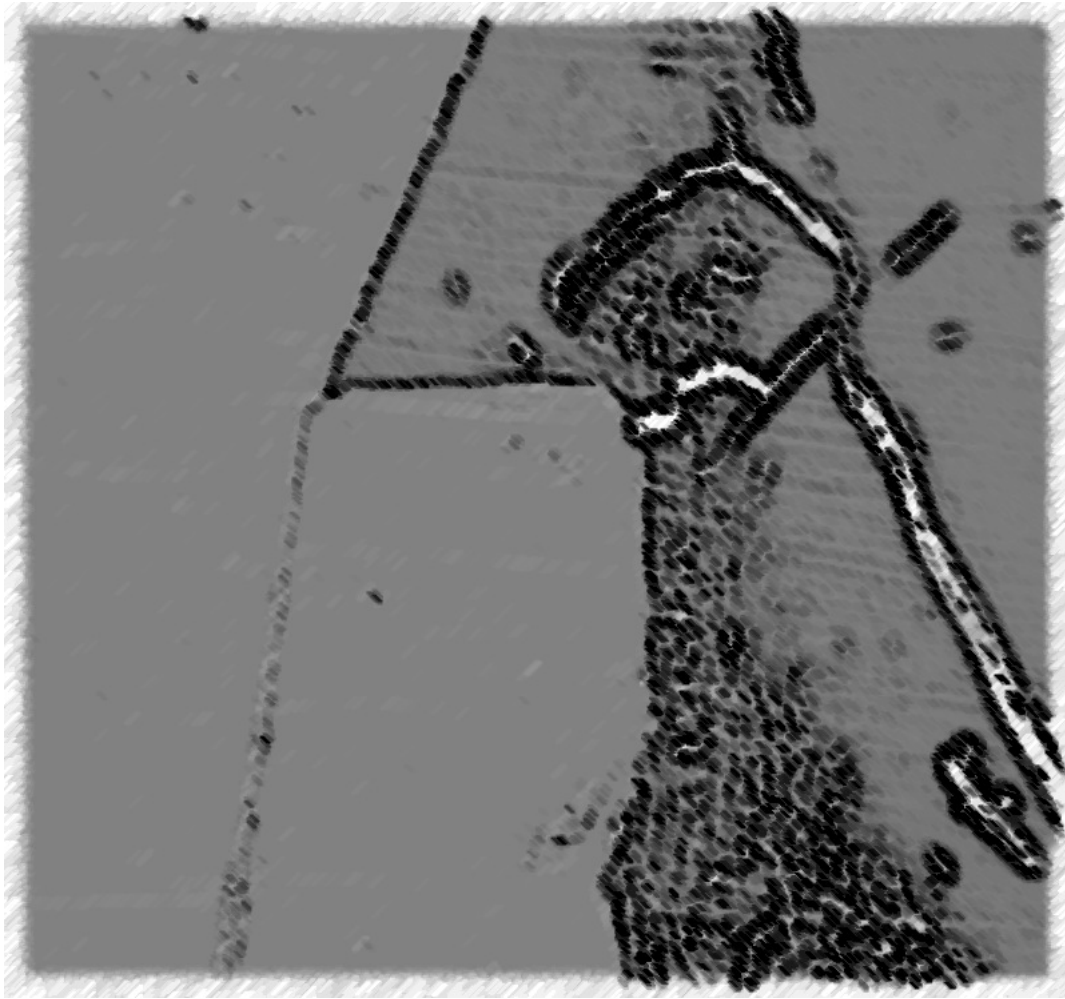
- ✓ Se recomienda el tratamiento superficial del titanio mediante arenado y posterior grabado ácido manteniendo la electronegatividad de la superficie y por tanto su capacidad hidrófila.

FUTURAS LÍNEAS DE INVESTIGACIÓN

Partiendo de este trabajo, se describen las futuras líneas de investigación que pueden ser tratadas:

- Realizar un estudio similar con implantes de superficie hidrófila y espira abierta con diferente distancia entre espiras.

- Realizar un estudio con implantes de superficie hidrófila y espira abierta dividido en dos grupos, uno con pilares de cicatrización y otro con carga inmediata.



9. REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

REFERENCIAS BIBLIOGRÁFICAS

1. Oh TJ, Yoon J, Misch CE, Wang HL. The causes of early implant bone loss: myth or science?. *J Periodontol.* 2002;73:322-333.
2. Den Hartog L, Raghoobar GM, Slater JJH, Stellingsma K, Vissink A, Meijer HJ. A Single-tooth implants with different neck designs: a randomized clinical trial evaluating the aesthetic outcome. *Clin Implant Dent Relat Res.* 2013;15:311-321.
3. Pirc M, Dragan IF. The key points of maintenance therapy for dental implants: A literature review. *Compend Contin Educ Dent.* 2017;38:e5-e8.
4. Exposito M, Hirsch JM, Lekholm U, Thom-Sen P. Biological factors contributing to failures of osseointegrated oral implants. Success criteria and epidemiology. *Eur J Oral Science.* 1998;106:527-551
5. Kronstrom M, Svenson B, Hellman M, Persson GR. Early implant failures in patients treated with branemark system titanium dental implants: a retrospective study. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 2001;16:201-207.
6. Canullo L, Camacho-Alonso F, Tallarico M, Meloni SM, Xhanari E, Peñarrocha-Oltra D. Mucosa thickness and peri-implant crestal bone stability: A clinical and histologic prospective cohort trial. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 2017;32:675-681.
7. Lang NP, Berglundh T. On behalf of Group 4 of Seventh EuropeanWork- shop on Periodontology. Periimplant diseases: where are we now? Consensus of the Seventh European Workshop on Periodontology. *J Clin Periodontol* 2011;38(11):178-81.
8. Roos-Jansåker AM, Lindahl C, Renvert H, Renvert S. Nine to fourteen year follow-up of implant treatment. Part II: presence of peri-implant lesions. *J Clin Periodontol.* 2006;33(4):290-295.

9. Lindhe J, meyle J, on behalf of Group D of the European Workshop on Periodontology. Peri-implant diseases: Consensus Report of the Sixth European Workshop on Periodontology. *J Clin Periodontol.* 2008;35(8 Suppl):282-285.
10. Heitz-Mayfield IJ. Peri-implant diseases: diagnosis and risk indicators. *J Clin Periodontol.* 2008;35(8 Suppl):292-304.
11. Fransson C, Lekholm U, Jemt T, Berglundh T. Prevalence of subjects with progressive bone loss at implants. *Clin Oral Implants Res.* 2005;16(4):440-446.
12. Predecki P, Stephan JE, Auslaender BA, Mooney VL, Kirkland K. Kinetics of bone growth into cylindrical channels in aluminum oxide and titanium. *J Biomed Mater Res* 1972;6:375-400.
13. Koodaryan R, Hafezeqoran A. Evaluation of Implant Collar Surfaces for Marginal Bone Loss: A Systematic Review and Meta-Analysis. *BioMed Res Int.* 2016;2:1-10.
14. Calvo-Guirado JL, Satorres M, Negri B, Ramirez-Fernandez P, Maté- Sánchez de Val JE, Delgado-Ruiz R, Gomez-Moreno G, Abboud M, Romanos GE. Biomechanical and histological evaluation of four different titanium implant surface modifications: an experimental study in the rabbit tibia. *Clin Oral Investig.* 2015;18:1495-1505.
15. Hansson S. The implant neck: smooth or provided with retention elements. A biomechanical approach. *Clin Oral Implants Res.* 1999;10:394-405.
16. Chowdhary R, Halldin A, Jimbo R, Wennerberg A. Influence of microthreads alteration on osseointegration and primary stability of implants: an FEA and in vivo analysis in rabbits. *Clin Implant Dent Relat Res.* 2016;17:562-569.
17. Lee DW, Choi YS, Park KH, Kim CS, Moon IS. Effect of microthread on the maintenance of marginal bone level: a 3-year prospective study. *Clin Oral Implant Res.* 2007;18:465-470.

18. Akca K, Cehreli MC. A photoelastic and strain-gauge analysis of interface force transmission of internal-cone implants. *Int J Periodontics Rest Dent.* 2008;28:391-399.
19. Goellner M, Schmitt J, Karl M, Wichmann M, Holst S. The effect of axial and oblique loading on the micromovement of dental implants. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 2011;26:257-264.
20. Hudieb MI, Wakabayashi N, Kasugai S. Magnitude and direction of mechanical stress at the osseointegrated interface of the microthread implant. *J Periodontol.* 2011;82:1061-1070.
21. Jung YC, Han CH, Lee KW. A 1-year radiographic evaluation of marginal bone around dental implants. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 1996;11:811-818.
22. Karlsson U, Gotfredsen K, Olsson C. Single-tooth replacement by osseointegrated Astra Tech dental implants: a 2-year report. *Int J Prosthodont.* 1997;10:318-324.
23. Zitzmann NU, Abrahamsson I, Berglundh T, Lindhe J. Soft tissue reactions to plaque formation at implant abutments with different surface topography. An experimental study in dogs. *J Clin Periodontol.* 2002;29:456-461.
24. Wennerberg A, Sennerby L, Kultje C, Lekholm U. Some soft tissue characteristics at implant abutments with different surface topography. A study in humans. *J Clin Periodontol.* 2003;30:88-94.
25. Lacefield WR. Materials Characteristics of Uncoated/Ceramic-coated Implant materials. *Adv Dent Res.* 1999;13:21-26.
26. Albrektsson T, Berglundh T, Lindhe J. Osseointegration: Historic background and current concepts. *Clin Periodontology and Impl Dentistry.* 2003;809-820.

27. Petechia L, Usai C, Vassalli M, Gavazzo P. Biophysical characterization of nanostructured TiO₂ as a good substrate for hBM-MSC adhesion, growth and differentiation. *Exp Cell Res.* 2017;15:111-119.
28. Abrahamsson I, Zitzmann NU, Berglundh T, Linder E, Wennerberg A, Lindhe J. The mucosal attachment to titanium implants with different surface characteristics: an experimental study in dogs. *J Clin Periodontol.* 2002;29:448-455.
29. Ellingsen JE. Surface configurations of dental implants. *Periodontology* 2000. 1998;17:36-46.
30. Fabbro MD, Taschieri S, Canciani E, Addis A, Musto F, Weinstein R, Dellavia C. Osseointegration of titanium implants with different rough surfaces: A histologic and Histomorphometric study in an adult minipig model. *Implant Dent.* 2017;26:357-366.
31. Giordano C, Sandrini E, Busini V, Chiesa R, Fumagalli G, Giavaresi G. A new chemical etching process to improve endosseous implant osseointegration: In vitro evaluation on human osteoblast-like cells. *Int J Artif Organs.* 2006;29:772-780.
32. Schwartz Z, Brooks B, Swain L, Del Toro F. A Norman and B Boyan. Production of 1,25- dihydroxyvitamin D₃ and 24,25-dihydroxyvitamin D₃ by growth zone and resting zone chondrocytes is dependent on cell maturation and is regulated by hormones and growth factors. *Endocrinology.* 1992;130:2495-2504.
33. Schwartz Z, Bonewald LF, Caulfield K, Brooks B, Boyan BD. Direct effects of transforming growth factor-beta on chondrocytes are modulated by vitamin D metabolites in a cell maturation-specific manner. *Endocrinology.* 1993;132:1544-1552.
34. Tan J, Zhao C, Zhou J, Duan K, Wang J, Lu X, Weng J, Feng B. Co-culturing epidermal keratinocytes and dermal fibroblast on nano-structured titanium surfaces. *Mater Sci Eng C Mater Biol Appl.* 2017;78:288-295.

35. Olivares-Navarrete R, Hyzy SL, Pan Q, Dunn G, Williams JK, Schwartz Z, Boyan BD. Osteoblast maturation on microtextures titanium involves paracrine regulation of bone morphogenetic protein signaling. *J Biomed Mater Res A*. 2015;103:1721-1731.
36. Ericsson I, Persson LG, Berglundh T, Marinello CP, Lindhe J, Klinge B. Different types of inflammatory reactions in periimplant soft tissues. *J Clin Periodontol*. 1995;22:255-261.
37. Berglundh T, Lindhe J. Dimension of the periimplant mucosa. Biological width revisited. *J Clin Periodontol*. 1996;23:971-973.
38. Farronato D, Santoro G, Canullo L, Botticelli D, Maiorana C, Lang NP. Establishment of the epithelial attachment and connective tissue adaptation to implants installed under the concept of "platform switching": a histologic study in minipigs. *Clin Oral Impl Res*. 2012;(23):90-94.
39. Fickl S, Zuhr O, Stein JM, Hürzeler MB. Peri-Implant Bone Level Around Implants with Platform-Switched Abutments. *Int J Oral Maxillofac Implants*. 2010;25:577-581.
40. Canullo L, Fedele GR, Iannello G, Jepsen S. Platform switching and marginal bone-level alterations: the results of a randomized-controlled trial. *Clin Oral Impl Res*. 2010;21:115-121.
41. Camargos Gde, V, Sotto-Maior BS, Silva WJ, Lazari PC, Del Bel Cury AA. Prosthetic abutment influences bone biomechanical behavior of immediately loaded implants. *Braz Oral Res*. 2016;30:e65.
42. Carranza, Newman. *Periodontología clínica*. 8° ed. Mc-Graw Hill Interamericana;1998. p. 14-32.
43. Gargiulo A, Wentz F, Orban B. Dimensions and relations of the dentogingival junction in humans. *J periodontal*. 1961;32:261-268.

44. Jan Lindhe. *Clinical periodontology and implant dentistry*. 3^a ed. Munksgaard; 1998.19-68.
45. Löe H, Karring T. Mitotic activity and renewal time of the gingival epithelium of young and old rats. *J Periodontal Res Suppl*. 1969;4:18-19.
46. Löe H. The origin and variation in number of leukocytes in the human saliva. *J Periodontal Res*. 1970;5:36-41.
47. Hyman S, Mohammed C. Consideraciones periodontales y dentales en el procedimiento de alargamiento coronal: una base racional para su tratamiento. *R Int Odont Rest Perio*. 1997;1(5):441-445.
48. Schroeder HE, Listgarten MA. The gingival tissues: the architecture of periodontal protection. *Periodontol 2000*. 1997;13:91-120.
49. Page RC, Ammons WF, Schectman LR, Dillingham LA. Collagen fibre bundles of the normal marginal gingiva in the marmoset. *Arch Oral Biol*. 1974;19:1039-1043.
50. Myers BA. *Wound management: principles and practice*. Upper Saddle River, NJ: Prentice Hall; 2004.9-22.
51. Bernier J. Repair of gingival tissue after surgical intervention. *J Am Dent A*. 1947;35:697-705.
52. Ten Cate RA, Bartold MP, Squier A, Nanci A. Repair and Regeneration of Oral Tissues. In: Nanci A. *Ten Cate's oral histology: Development, Structure and Function*. 2003;397-416.
53. Berglundh T, Lindhe J, Ericsson I, Marinello CP, Liljenberg B, Thomsen P. The soft tissue barrier at implants and teeth. *Clin. Oral Implants Res*. 1991;2: 81-90.
54. Moon LS, Berglundh T, Abrahamsson I, Linder E, Lindhe J. The barrier between the keratinized mucosa and the dental implants. An experimental study in the dog. *J Clin Periodontol*. 1999;26:658-663.

55. Berglundh T, Lindhe J, Jonsson K, Ericsson I. The topography of the vascular systems in the periodontal and peri-implant tissues in the dog. *J Clin Periodontol.* 1994;21:189-193.
56. Gould TRL, Wesbury L, Brunette DM. Ultrastructural study of the attachment of human gingiva to titanium in vivo. *J Prosth Dent.* 1984; 52:372-379.
57. Rossi S, Tirri T, Paldan H, Kuntsi-Vaattovaara H, Tulamo R, Narhi T. Peri-implant tissue response to TiO₂ surface modified implants. *Clin Oral Implants Res.* 2008;19:348-355.
58. Gruber R, Bosshardt DD. Soft tissue wound healing around teeth and dental implants. *Clin Periodontol.* 2014;41(S6):15-22.
59. Jones JC, Hopkinson SB, Goldfinger LE. Structure and assembly of hemidesmosomes. *Bioessays.* 1998;20:488-494.
60. Schüpbach P, Glauser R. The defense architecture of the human periimplant mucosa: a histological study. *J Prosthet Dent* 2007;97:S15-25.
61. Chavrier CA, Couble ML. Ultrastructural immunohistochemical study of interstitial collagenous components of the healthy human keratinized mucosa surrounding implants. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 1999;14:108-112.
62. Romanos GE, Schroter-Kermani C, Weingart D, Strub JR. Health human periodontal versus peri-implant gingival tissues: an immunohistochemical differentiation of the extracellular matrix. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 1995; 10:750-758.
63. Ruggeri A, Franchi M, Trisi P, Piattelli A. Histologic and Ultrastructural Findings of Gingival Circular Ligament Surrounding Osseointegrated Nonsubmerged Loaded Titanium Implants. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 1994;9:636-643.
64. Tenenbaum H, Schaaf JF, Cuisinier FJ. Histological analysis of the Ankylos peri-implant soft tissues in a dog model. *Implant Dent.* 2003;12:259-265.

65. Glauser R, Schüpbach P, Gottlow J, Hämmerle CH. Periimplant soft tissue barrier at experimental one-piece mini-implants with different surface topography in humans: A light-microscopic overview and histometric analysis. *Clin Implant Dent Relat Res*. 2005;7(S1):S44-51.
66. Schüpbach P, Glauser R. The defense architecture of the human periimplant mucosa: a histological study. *J Prosthet Dent*. 2007;97:15-25.
67. Piattelli A, Scarano A, Piattelli M, Bertolai R, Panzoni E. Histologic aspects of the bone and soft tissues surrounding three titanium non-submerged plasma-sprayed implants retrieved at autopsy: a case report. *J Periodontol*. 1997;68:694-700.
68. Schwarz F, Herten M, Sager M, Wieland M, Dard M, Becker J. Histological and immunohistochemical analysis of initial and early osseous integration at chemically modified and conventional SLA titanium implants: preliminary results of a pilot study in dogs. *Clin Oral Implants Res*. 2007;18:481-488.
69. Branemark PI. *The Osseointegration Book – From Calvarium to Calcaneus*. USA: Quintessence;2005.
70. Zarb GA, Albrektsson T. Osseointegration: a requiem for periodontal ligament?. *Int J Periodontal Restor Dent*. 1991;11:88-91.
71. Zarb CA, Albrektsson T. Nature of implant attachments. In: *Integrated prostheses osseointegration in clinical dentistry*. Chicago: Quintessence;1985.88-98.
72. Salvi GE, Bosshardt DD, Lang NP, Abrahamsson I, Berglundh T, Lindhe J, Ivanovski S, Donos N. Temporal sequence of hard and soft tissue healing around titanium dental implants. *Periodontol 2000*. 2015;68(1):135-152.
73. Cardaropoli G, Lekholm U, Wennström JL. Tissue alterations at implant-supported single-tooth replacements: a 1-year prospective clinical study. *Clin Oral Implants Res*. 2006;17:165-171.

74. 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.
75. Baier RE, Natiella JR, Meyer AE, Carter JM. Importance of Implant Surface Preparations for Biomaterials with Different Intrinsic Properties. *Excerpta Med*. 1986;13-40.
76. Eriksson RA. Heat-induced bone tissue injury. An in vivo investigation of heat tolerance of bone tissue and temperature rise in the drilling of cortical bone. (Thesis). Sweden: University of Goteborg;1984.
77. Eriksson RA, Albrektsson T. The effect of heat on bone regeneration. *J Oral Maxillofacial Surg*. 1984;42:701-711.
78. Cameron HU, Pilliar RM, Weatherly GC. The effect of movement on the bonding of porous metal to bone. *J Biomed Mater Res*. 1973;7:301-311.
79. Baffone GM, Botticelli D, Pantani F, Cardoso LC, Schweikert MT, Lang NP. Influence of various implant platform configurations on peri-implant tissue dimensions: an experimental study in dog. *Clin Oral Impl Res*. 2011;22:438-444.
80. Berglundh T, Abrahamsson I, Welander M, Lang NP, Lindhe J. Morphogenesis of the peri-implant mucosa: an experimental study in dogs. *Clin Oral Impl Res*. 2007;18:1-8.
81. Abrahamsson I, Berglundh T, Wennström J, Lindhe J. The peri-implant hard and soft tissues at different implant systems. A comparative study in the dog. *Clin Oral Impl Res*. 1996;7:212-219.
82. Weber HP, Buser D, Donath K, Fiorellini JP, Doppalapudi V, Paquette DW, Williams RC. Comparison of healed tissues adjacent to submerged and non-submerged unloaded titanium dental implants. A histometric study in beagle dogs. *Clin Oral Impl Res*. 1996;7: 11-19.

83. Hermann JS, Buser D, Schenk RK, Schoolfield JD, Cochran DL. Biologic Width around one- and two-piece titanium implants. *Clin Oral Impl Res.* 2001;12:559-571.
84. Kohal RJ, De LaRosa M, Patrick D, Hurzeler MB, Caffesse RG. Clinical and histologic evaluation of submerged and nonsubmerged hydroxyapatite-coated implants: a preliminary study in dogs. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 1999;14:824-834.
85. Penarrocha M, Palomar M, Sanchis JM, Guarinos J, Balaguer J. Radiologic study of marginal bone loss around 108 dental implants and its relationship to smoking, implant location, and morphology. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 2004;19: 861-867.
86. Lai HC, Zhuang LE, Zhang ZY, Wieland M, Liu X. Bone apposition around two different sandblasted, large-grit and acid-etched implant surfaces at sites with coronal circumferential defects: an experimental study in dogs. *Clin Oral Impl Res.* 2009; 20:247-253.
87. Atsuta I, Ayukawa Y, Kondo R, Oshiro W, Matsuura Y, Furuhashi A, Tsukiyama Y, Koyano KJ. Soft tissue sealing around dental implants based on histological interpretation. *Prosthodont Res.* 2016;60(1):3-11.
88. Bengazi F, Lang NP, Caroprese M, Urbizo Velez J, Favero V. Dimensional changes in soft tissues around dental implants following free gingival grafting: an experimental study in dogs. *Clin Oral Implants Res.* 2015;26(2):176-182.
89. Rasmusson L, Kahnberg KE, Tan A. Effects of implant design and surface on bone regeneration and implant stability: An experimental study in the dog mandible. *Clin Implant Dent Relat Res.* 2001;3(1):2-8.
90. Abrahamsson I, Berglundh T. Tissue characteristics at microthreaded implants: An experimental study in dogs. *Clin Implant Dent Relat Res* 2006;8(3):107-113.
91. Berglundh T, Abrahamsson I, Lindhe J. Bone reactions to longstanding

functional load at implants: An experimental study in dogs. *J Clin Periodontol.* 2005;32(9):925-932

92. Abuhussein H, Pagni G, Rebaudi A, Wang HL. The effect of thread pattern upon implant osseointegration. *Clin Oral Implants Res.* 2010;21(2):129-136.

93. Kahnberg KE. Immediate implant placement in fresh extraction sockets: A clinical report. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 2009;24(2):282-288.

94. Van de Velde T, Collaert B, Sennerby L, De Bruyn H. Effect of implant design on preservation of marginal bone in the mandible. *Clin Implant Dent Relat Res.* 2010;12(2):134-141.

95. Jemat A, Ghazali M J, Razali M, and Otsuka Y. Surface Modifications and Their Effects on Titanium Dental Implants. *Biomed Res Int.* 2015; 2015: ID791725.

96. Bico J, Thiele U, Quéré D. Wetting of textured surfaces. *A Physicochem Eng Asp.* 2002;206:41-46.

97. Gittens RA, Olivares-Navarrete R, Tannenbaum R, Boyan BD, Schwartz Z. Electrical implications of corrosion for osseointegration of titanium implants. *J Dent Res.* 2011;90:1389-1397.

98. Rupp F, Scheideler L, Olshanska N, de Wild M, Wieland M, Geis-Gerstorfer J. Enhancing surface free energy and hydrophilicity through chemical modification of microstructured titanium implant surfaces. *J Biomed Mater.* 2006;76:323-334.

99. Kolenbrander PE, Andersen RN, Kazmerzak K, Wu R, Palmer RJJR. Spatial organization of oral bacteria in biofilms. *Method in Enz.* 1999;310:322–332.

100. Al-Ahmad A, et al. In vivo study of the initial bacterial adhesion on different implant materials. *Archives of Oral Biology.* 2013;58(9):1139-1147.

101. Overgaard S, Søballe K, Hansen E S, Josephsen K, Bunger C. Implant loading accelerates resorption of hydroxyapatite coating. *J Ortho Res.* 1996;14:888-889.

102. Klinge B, Meyle J. Soft-tissue integration of implants. Consensus report of Working Group 2. *Clin Oral Impl Res.* 2006; 17(Suppl. 2):93-96.
103. Zhang BG, Myers DE, Wallace G, Brandt M, Choong P. Bioactive Coatings for Orthopaedic Implants—Recent Trends in Development of Implant Coatings. *Int J Mol Sci.* 2014;15:11878-11921.
104. Comut AA, Weber HP, Shortkroff S, Cui FZ, Spector M. Connective tissue orientation around dental implants in a canine model. *Clin Oral Impl Res.* 2001;12:433-440.
105. Zhao BH, Cui FZ, Liu Y, Deng CF. Histomorphometrical and clinical study of connective tissue around titanium dental implants with porous surfaces in a canine model. *J Biomater Appl.* 2013;27:685-693.
106. Ericsson I, Persson LG, Berglundh T, Marinello CP, Lindhe J, Klinge B. Different types of inflammatory reactions in periimplant soft tissues. *J Clin Periodontol.* 1995;22:255-261.
107. Lazzara RJ, Porter SS. Platform switching: A new concept in implant dentistry for controlling postrestorative crestal bone levels. *Int J Per Rest Dent.* 2006;26:9-17.
108. Farronato D, Santoro G, Canullo L, Botticelli D, Maiorana C, Lang NP. Establishment of the epithelial attachment and connective tissue adaptation to implants installed under the concept of “platform switching”: a histologic study in minipigs. *Clin Oral Impl Res.* 2012;(23):90-94.
109. Fickl S, Zuhr O, Stein JM, Hürzeler MB. Peri-Implant Bone Level Around Implants with Platform-Switched Abutments. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 2010;25:577-581.
110. Canullo L, Fedele GR, Iannello G, Jepsen S. Platform switching and marginal bone-level alterations: the results of a randomized-controlled trial. *Clin Oral Impl Res.* 2010;21:115-121.

111. Tarnow DP, Cho SC, Wallace SS. The effect of inter-implant distance on the height of inter-implant bone crest. *J Periodontol.* 2000;71:546-549.
112. Albrektsson T, Zarb G, Worthington P, Erikson AR. The long- term efficacy of currently used dental implants: A review and proposed criteria of success. *Int J Oral Maxillofac Implants.* 1986;1:11-25.
113. Adell R, Lekholm U, Rockler B, Brånemark PI, Lindhe J, Eriksson B, Sbordone L. Marginal tissue reactions at osseointegrated titanium fixtures (I). A 3-year longitudinal prospective study. *Int J Oral Maxillofac Surg.* 1986;15:39-52.
114. Fartash B, Arvidson K, Ericsson I. Histology of tissues surrounding single crystal sapphire endosseous dental implants: an experimental study in the beagle dog. *Clin Oral Implants Res.* 1990;1:13-21.
115. Arvidson K, Fartash B, Hilliges M, Kondell PA. Histological characteristics of peri-implant mucosa around Brånemark and single-crystal sapphire implants. *Clin Oral Implants Res.* 1996;7:1-10.
116. Yildirim M, Fischer H, Marx R, Edelhoff D. In vivo fracture resistance of implant- supported all-ceramic restorations. *J Prosthet Dent.* 2003;90:325-331.
117. Scarano A, Piattelli M, Caputi S, Favero GA, Piattelli A. Bacterial adhesion on commercially pure titanium and zirconium oxide disks: an in vivo human study. *J Periodontol.* 2004;75:292-296.
118. Kohal RJ, Weng D, Bachle M, Strub JR. Loaded custom-made zirconia and titanium implants show similar osseointegration: an animal experiment. *J Periodontol.* 2004;75:1262-1268.
119. Calvo-Guirado JL, Gómez-Moreno G, Aguilar-Salvatierra A, Guardia J, Delgado-Ruiz RA, Romanos GE. Marginal bone loss evaluation around immediate non-occlusal microthreaded implants placed in fresh extraction sockets in the maxilla: a 3-year study. *Clin Oral Implants Res.* 2015;26(7):761-767.

120. Calvo-Guirado JL, Gómez Moreno G, Aguilar-Salvatierra A, Mate Sánchez de Val JE, Abboud M, Nemcovsky CE. Bone remodeling at implants with different configurations and placed immediately at different depth into extraction sockets. Experimental study in dogs. *Clin Oral Implants Res.* 2015;26(5):507-515.
121. Negri B, Calvo Guirado JL, Maté Sánchez de Val JE, Delgado Ruíz RA, Ramírez Fernández MP, Barona Dorado C. Peri-implant tissue reactions to immediate nonocclusal loaded implants with different collar design: an experimental study in dogs. *Clin Oral Implants Res.* 2014;25(2):54-63.
122. Calvo-Guirado JL, López-López PJ, Maté Sánchez de Val JE, Mareque-Bueno J, Delgado-Ruiz RA, Romanos GE. Influence of neck design on peri-implant tissue healing around immediate implants: A pilot study in Foxhound dogs. *Clin Oral Implants Res.* 2015;26:851-857.
123. Calvo-Guirado JL, López-López PJ, Pérez-Albacete Martínez C, Javed F, Granero-Marín JM, Maté Sánchez de Val JE, Ramírez Fernández MP. Peri-implant bone loss clinical and radiographic evaluation around rough neck and microthread implants: a 5-year study. *Clin Oral Implants Res.* 2018;29(6):635-643.
124. Gehrke SA, Dedavid BA, Aramburú JS Júnior, Pérez-Díaz L, Calvo Guirado JL, Canales PM, De Aza PN. Effect of different morphology of titanium surface on the bone healing in defects filled only with blood clot: A new animal study design. *Biomed Res Int.* 2018;2018: ID4265474.
125. Mendoza G, Mendoza BD, Oliveira SL, Araujo AC. Efeitos da diferenciação de células-tronco mesenquimais humanas sobre superfícies de implantes hidrofílicas. In: *Implant News.* PBA;2013.111-116.
126. Kloss FR, Steinmüller-Nethl D, Stigler G, Ennemoser T, Rasse M, Hächl O. In vivo investigation on connective tissue healing to polished surfaces with different surface wettability. *Clin Oral Implants Res.* 2011; 22(7): 699-705.
127. Donath K, Breuner G. A method for the study of undecalcified bones and

teeth with attached soft tissues. The Säge-Schliff (sawing and grinding) technique. *J Oral Pathol.* 1982;11:318-326.

128. Schenk RK, Olah AJ, Herrmann W. Preparation of calcified tissues for light microscopy. In Dickson GR, ed. *Methods of Calcified Tissue Preparation.* Amsterdam:Elsevier;1984.1-56.

129. Song DW, Lee DW, Kim CK, Park KH, Moon IS. Comparative analysis of peri-implant marginal bone loss based on micro thread location: A 1-year prospective study after loading. *J Periodontol.* 2009;80:1937-1944.

130. Al-Thobity AM, Kutkut A, Almas K. Microthreaded implants and crestal bone loss: A systematic review. *J Oral Implantol.* 2017;43:157-166.

131. Buser D, Schenk RK, Steinemann 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.* 1991;25:889-902.

132. Liñares A, Domken O, Dard M, Blanco J. Peri-implant soft tissues around implants with a modified neck surface. Part 1. Clinical and histometric outcomes: a pilot study in minipigs. *J Clin Periodontol.* 2013;40(4):412-420.

133. Bico J, Thiele U, Quéré D. Wetting of textured surfaces. *A Physicochem Eng Asp.* 2002;206:41-46.

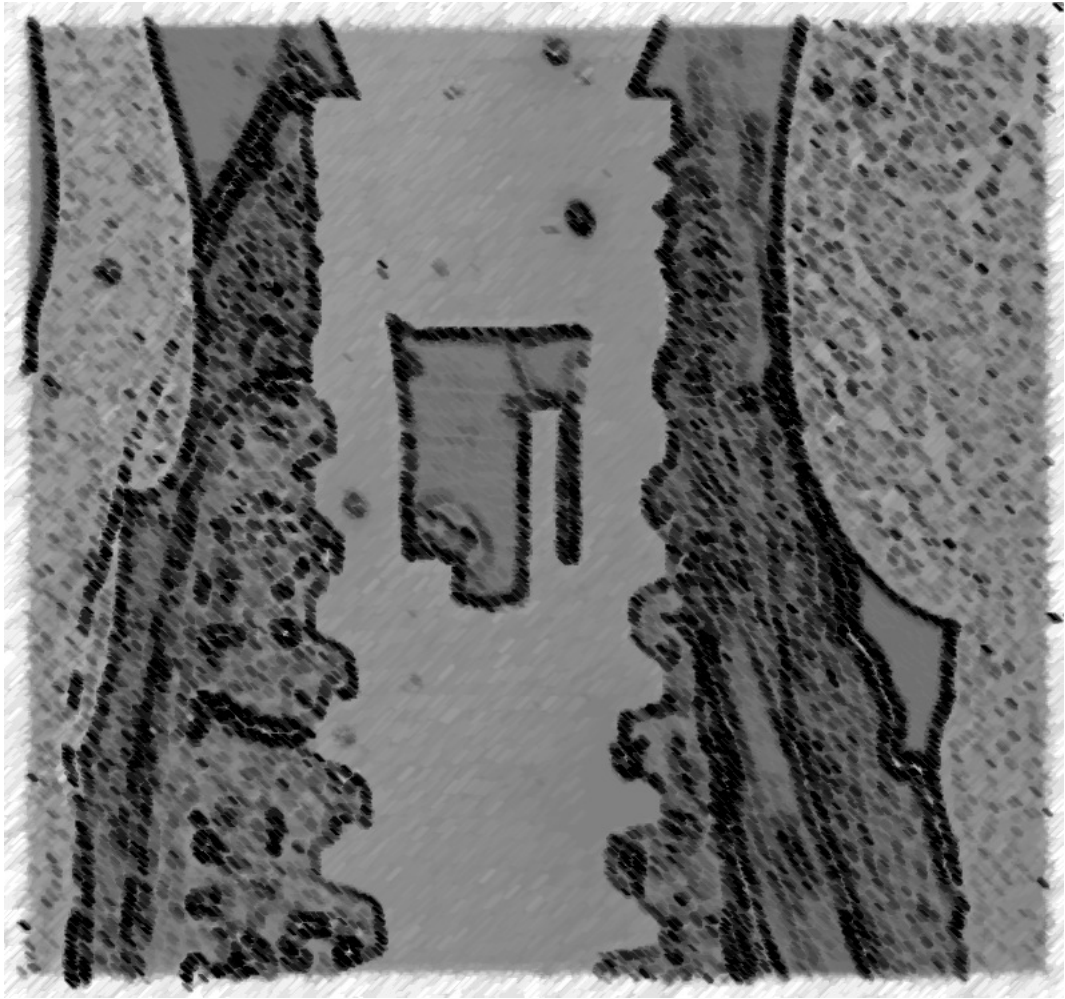
134. Gittens RA, Olivares-Navarrete R, Tannenbaum R, Boyan BD, Schwartz Z. Electrical implications of corrosion for osseointegration of titanium implants. *J Dent Res.* 2011;90:1389-1397.

135. Rupp F, Scheideler L, Olshanska N, de Wild M, Wieland M, Geis-Gerstorfer J. Enhancing surface free energy and hydrophilicity through chemical modification of microstructured titanium implant surfaces. *J Biomed Mater.* 2006;76:323-334.

136. Schwarz F, Ferrari D, Herten M, Mihatovic I, Wieland M, Sager M, Becker J.

Effects of surface hydrophilicity and microtopography on early stages of soft and hard tissue integration at non-submerged titanium implants: an immunohistochemical study in dogs. *J Periodontol.* 2007;78(11):2171-2184.

137. Schwarz F, Wieland M, Schwartz Z, Zhao G, Rupp F, Geis-Gerstorfer J, Schedle A, Broggin N, Bornstein MM, Buser D, Ferguson SJ, Becker J, Boyan BD, Cochran DL. Potential of chemically modified hydrophilic surface characteristics to support tissue integration of titanium dental implants. *J Biomed Mater Res.* 2009;88:544-557.



10. ANEXOS

10.1. ARTÍCULO DE LA TESIS

*materials**Materials* **2018**, *11*, 2007; doi:10.3390/ma11102007

Influence of Implant Neck Design on Peri-Implant Tissue Dimensions: A Comparative Study in Dogs

José Luis Calvo-Guirado ^{1,*}, Raúl Jiménez-Soto ¹, Carlos Pérez Albacete-Martínez ¹, Manuel Fernández-Domínguez ², Sérgio Alexandre Gehrke ³ and José Eduardo Maté-Sánchez de Val ¹

¹ Faculty of Health Sciences, Universidad Católica San Antonio de Murcia, Murcia 30107, Spain; drjsoto@yahoo.com (R.J.-S.) Doctoral Program in Health Sciences; cperezalbacete@ucam.edu (C.P.A.-M.); jemate@ucam.edu (J.E.M.-S.d.V.)

² Faculty of Dentistry, Department of Oral and Implant Dentistry, CEU San Pablo University, Madrid Hospital Group, Madrid 28040, Spain; clinferfun@yahoo.es

³ Biotecnos Research Center, Montevideo 11100, Uruguay; sergio.gehrke@hotmail.com

* Correspondence: jlcalvo@ucam.edu; Tel.: +34-9-6826-8353

Received: 9 September 2018; Accepted: 6 October 2018; Published: 17 October 2018

Abstract: This in vivo study assessed (hard and soft) peri-implant tissue remodeling around implants with micro-ring and open-thread neck designs placed in a dog model. Twenty histological sections corresponding to four different implant designs that were placed in America Foxhound dogs were obtained from previous studies. All the implants had been placed under identical conditions and were divided into four groups: Group A, micro-rings on implant neck plus 0.5 mm refined surface; Group B, micro-rings on implant neck; Group C, open-thread neck; and, Group D, double-spiral neck. Eight weeks after surgery, the integrated

implants were removed and processed for histological examination. Crestal bone loss and bone-to-implant contact was greater for micro-ring necks than open-thread necks. Soft tissues showed significant differences on both buccal and lingual aspects, so that the distance from peri-implant mucosa to the apical portion of the barrier epithelium was smaller in the micro-ring groups. So, in spite of generating greater bone-to-implant contact, implants with micro rings produced more bone loss than open-thread implants. Moreover, the outcomes that were obtained IPX implants smooth neck design produced less bone loss in the cervical area, following by Facility implants when compared with the other open thread and microthreaded implant designs. Implant thread design can influence on bone remodeling in the cervical area, related to bundle bone preservation.

Keywords: bone levels; dental implants; neck design; soft tissue dimensions

1. Introduction

The long-term success and predictability of implant-supported restorations depend on maintaining peri-implant hard and soft tissues [1–3]. During the first year of function, bone resorption will be of 1.5 to 2 mm, generally considered as a normal physiologic process [1]. Thereafter, an annual bone loss of 0.2 mm can be expected under normal circumstances [4,5]. The implant's neck design may reduce marginal bone loss [6,7], and many different implant designs have attempted to preserve bone height after implant installation [8]. The implant neck design aims to reduce stress on the bone surrounding the implant and to stimulate the bone for remodeling.

It has been observed that the introduction of micro-rings on the implant neck may reduce early bone loss [9,10], and some authors suggest that micro-rings have the effect of limiting marginal bone loss in the presence of loading forces [11], the load transfer characteristics of the implant being dependent on the size and design of the implant neck [12,13]. In fact, the optimal load distribution offered by the micro-ring feature counteracts marginal bone loss [9,14]; it also enhances bone-to-implant contact.

Calvo-Guirado et al. reported limited implant crestal bone loss ($0.90 \text{ mm} \pm 0.26 \text{ mm}$) and a 100% implant survival rate after a 5-year follow-up with immediately restored implants with a neck with rough surface and micro-threads, placed in the anterior maxillary/esthetic zone and immediately restored with non-occlusal loading [15]. The same authors measured soft tissue thickness and marginal bone loss around dental implants with sloped (30°) micro-threaded shoulders as

compared with conventional micro-threaded straight design implants that were placed in immediate post-extraction sites with immediate loading in an animal model. Both types of implants generated similar soft tissue thickness and marginal bone loss after a three-month follow-up [16].

Surface characteristics also have a significant influence on marginal bone loss. In the case of hybrid implants with micro-rings and flat surfaces, most of the implants present alveolar bone loss over the entire length of the flat surface, as far as the first thread [17], because the un-roughened surface of the implants fails to distribute occlusal loads adequately [18]. But implants with micro-rings and textured surfaces allow tissue ingrowth [19,20]. The surface microstructure varies depending on the implant surface treatment, which can modify stress distribution, cell response to the implant surface, and implant osseointegration. A systematic review by Smeerts et al. described five different implant surfaces found to promote recruitment, adhesion, and proliferation of osteogenic as well as fibroblastic cells, all achieving a high degree of hard and soft tissue integration and high levels of bone-to-implant contact [21].

Another study of 47 implants with micro-rings on the neck reported that bone loss around the implants was not significant after a two-year follow-up [18]. Calvo-Guirado et al. found minimal marginal bone loss and a 100% implant survival rate over the 3-year follow-up for immediate implants with micro-ring necks subjected to immediate non-occlusal loading [22]. In another study, implants with a polished neck of 0.8 mm plus one micro-ring and a roughened area of 2 mm was found to reduce buccal bone resorption [23].

In addition to implants that were designed with micro-rings on the neck, another neck design presents an open-thread, achieved by prolonging the spiral of the implant body over the neck. It has been suggested that this implant neck design shows better characteristics for load distribution, counteracting marginal bone resorption [24,25]. Preclinical studies have shown that, when compared with flat necks, the open-thread design increases bone-to-implant contact [26,27], providing greater preservation of crestal bone height [28,29].

To date, no consensus has been reached as to the effectiveness and influence of implant macro- and micro-design on marginal bone loss. The aim of this study was to evaluate the influence of implant neck design on soft and hard tissue remodeling around implants placed at crestal level, with abutment loading at the time of placement; all of the implant systems assayed had conical implant-abutment

connections to reduce the shear stresses at the bone-to-implant connection [9,27].

2. Materials and Methods

The samples that were used in this study were obtained from previous studies that also assayed the four different implant systems selected for this trial. Inclusion criteria were as follows: implants placed crestally in fresh extraction sockets of dog mandibles, with platform switching, all carried out applying the same animal protocol, surgical protocol, healing period, and sample preparation. All of the samples received an abutment at the time of implant placement.

2.1. Animal Protocol

All samples that were used in the present study were obtained from previous studies performed using an American foxhound animal model. The animals were aged approximately one year and weighed 14–15 kg. All the earlier studies were approved by the Ethics Committee for Animal Research, ensuring that each study protocol fulfilled guidelines that were established by the European Union Council Directive 2010/63/UE. The project number of the four different experiments was A1320141102 (Murcia Agriculture and Water Ministry, Murcia, Spain).

The animals were fed a daily pellet diet. All animals presented intact maxillas, without any general occlusal trauma or oral viral or fungal lesions. Clinical examination determined that the dogs were in good general health, with no systemic involvement.

2.2. Sample Selection

Five slides of four dental implant models with different designs were selected according to their macro- and micro-characteristics: Group A: Blue Sky implant (Bredent medical GMBH & Co. KG, Senden, Germany), 3.5 mm diameter and 10 mm length with a micro-ring neck plus a 0.5 mm refined surface; Group B: MIS C1 implant (MIS Implants Technologies Ltd, Tel Aviv, Israel), 4 mm diameter and 10 mm length, with a micro-ring neck; Group C: IPX implant (Galimplant, Sarria, Lugo, Spain), 4 mm diameter and 10 mm length, with an open-thread neck; Group D: Facility implant (Neodent, Intradent AG, Basel, Switzerland), 2.9 mm diameter and 10 mm length, with an (open thread) double-spiral on neck. Figure 1 illustrates the four implant designs.

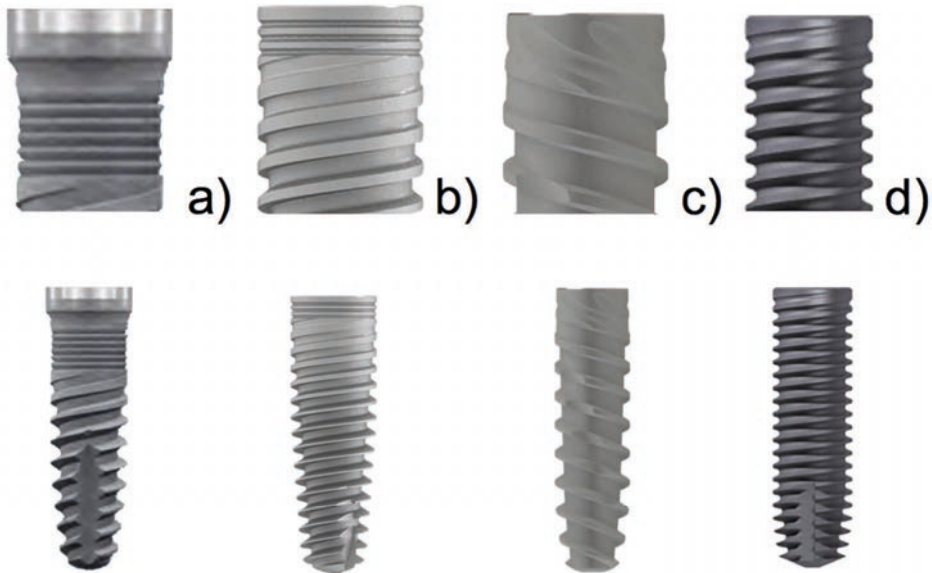


Figure 1. Implants used in the experiment: (a) Blue Sky, Bredent[®]; (b) C1, MIS[®]; (c) IPX, Galimplant[®]; (d) Facility, Neodent[®].

2.3. Histological Preparation

All biopsies were processed using the same protocol, performing ground sectioning according to the method that was described by Donath & Breuner (1982) [27], designed to evaluate peri-implant soft tissue healing and bone remodeling. Samples were dehydrated in increasing grades of ethanol up to 100% and were embedded in a glycol methacrylate resin (Technovit 7200 VLC, Kulzer, Wehrheim, Germany). Then, the samples were polymerized and sectioned at the buccal-lingual plane using a diamond saw (Exakt, Apparatebau, Norderstedt, Germany). Sections were cut from each biopsy unit, from the center of the implant using a high-precision diamond disk to about 100 μm thickness and ground to approximately 40 μm final thickness with an Exakt 400s CS grinding device (Exakt, Apparatebau, Norderstedt, Germany). Each section was stained using toluidine blue stain (Figure 2 and Figure 3).

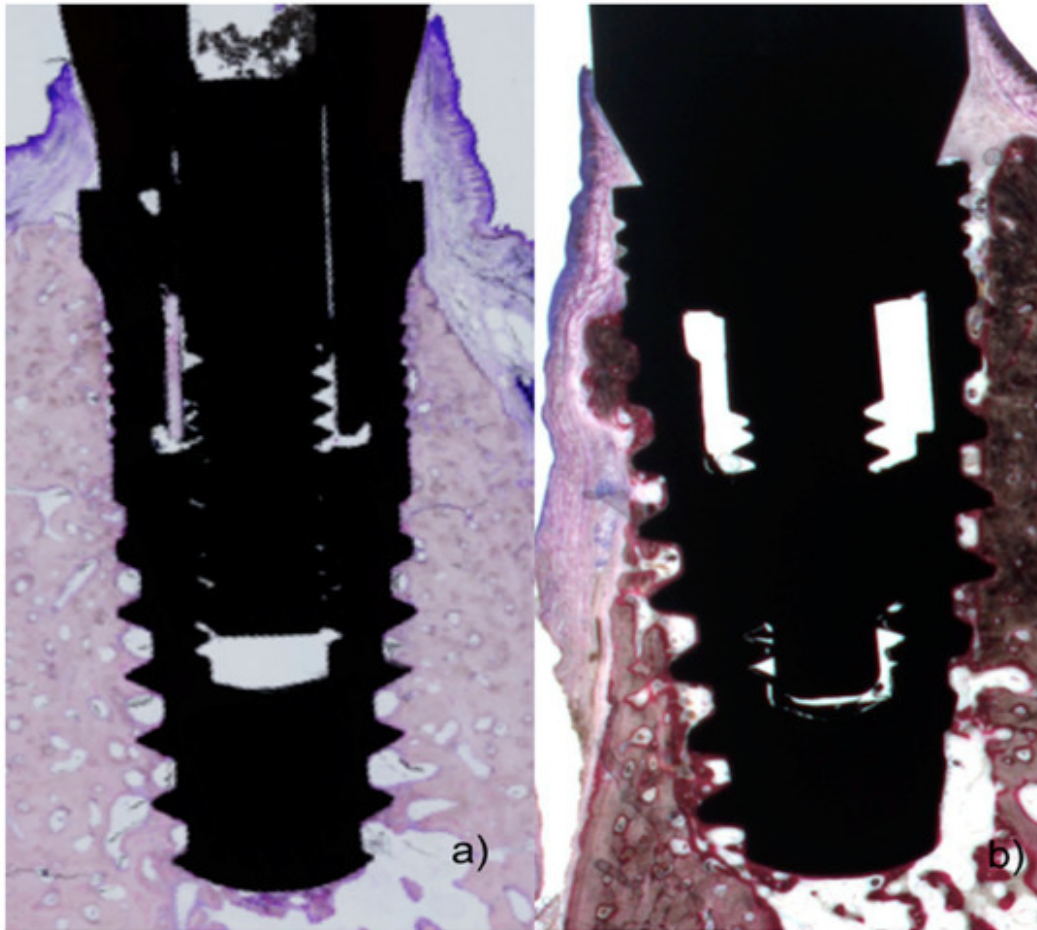


Figure 2. (a) Histological preparations representing the outcome after 8 weeks healing showing polished neck and micro-ring neck design of the Blue Sky implant; and (b) outcome after eight weeks healing of micro-ring neck design of the C1 implant.

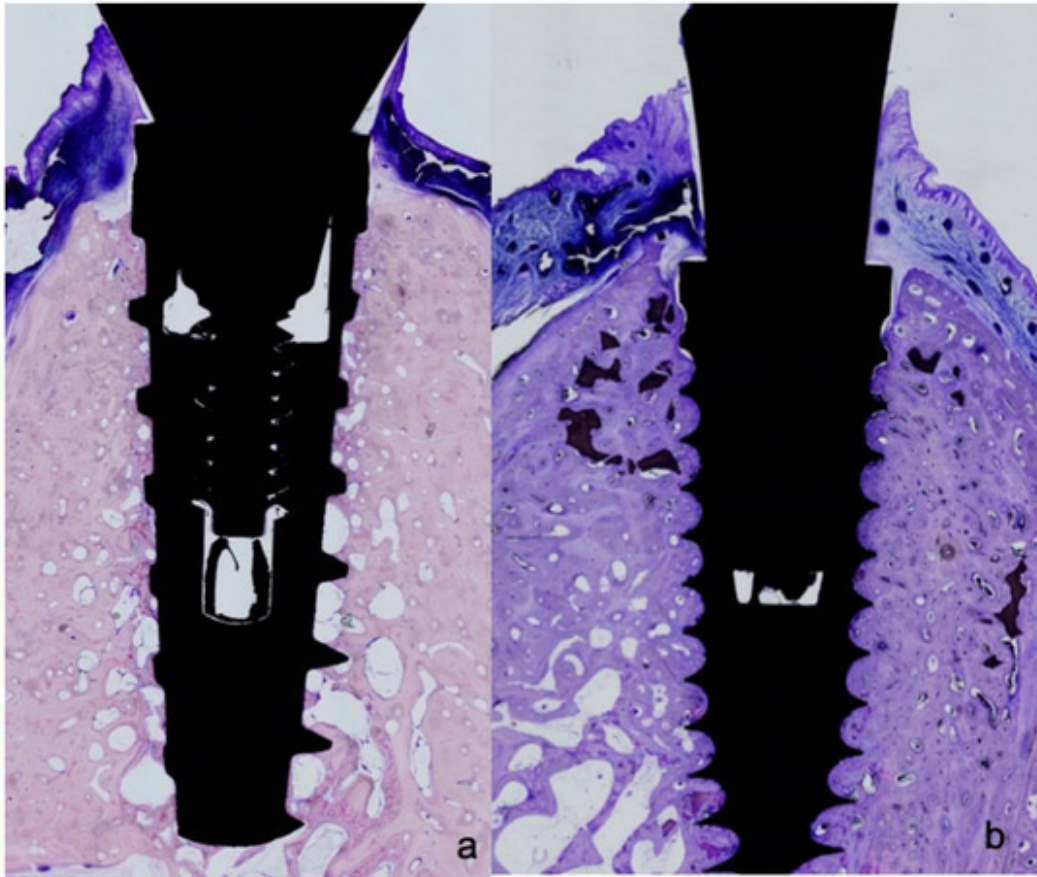


Figure 3. (a) Histological preparations representing the outcome after 8 weeks healing showing open-thread neck design of the IPX implant; and, (b) after eight weeks healing showing (open-thread) double-spiral neck design of the Facility implant.

2.4. Histometric Evaluation

The most central sagittal section of each implant was analyzed using calibrated digital images at $\times 10$ magnification under a Leica Q500Mc Microscope (Leica Microsystems, Wetzlar, Germany) equipped with a digital video-camera (Sony DXC-151s 2/3-CCd RGB Color Video Camera, Tokyo, Japan) connected to a computer equipped with MIP 4.5 software (MICroms Image Processing Software, CID, Consulting Image Digital, Barcelona, Spain). The following measurements were taken in millimeters on the buccal and

lingual aspects: IS-BIC: distance from the top of the implant shoulder to the first point of bone-to-implant contact; IS-BC: distance from the top of the implant shoulder to the bone crest; PM-BC: distance from the peri-implant mucosa to the bone crest; PM-JE: distance from the peri-implant mucosa to the apical portion of the barrier epithelium; PM-BIC: distance from the peri-implant mucosa to the first point of bone-to-implant contact; JE-BIC: distance from the apical portion of the barrier epithelium to the first point of bone-to-implant contact; and, PM-IS: distance from peri-implant mucosa to the implant shoulder (Figure 4).

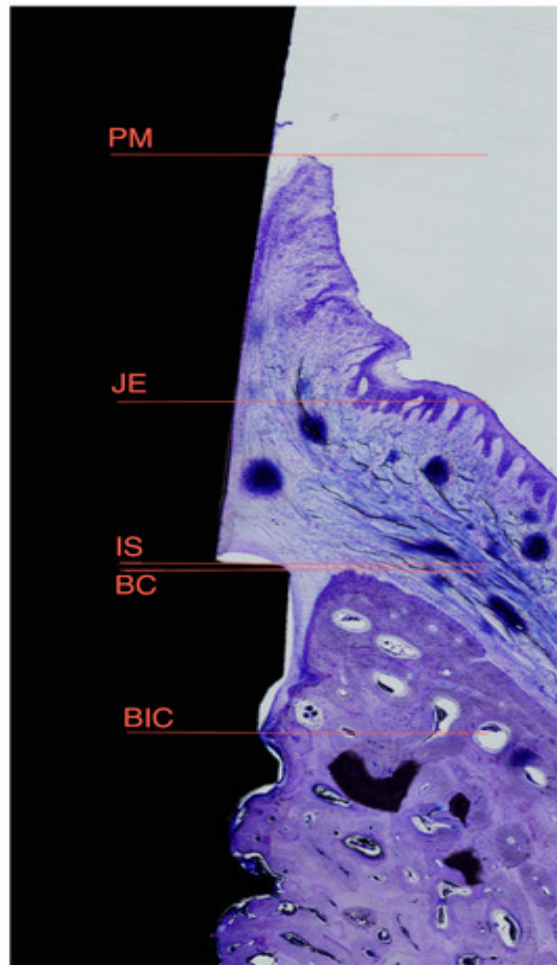


Figure 4. Diagrams representing landmarks used for histometric evaluation: PM, top of the Peri-implant Mucosa; JE, apical portion of the Junctional Epithelium; IS, Implant Shoulder; BC, Bone Crest; and, BIC, first point of Bone-to-Implant Contact.

2.5. Data Analysis

Mean values and standard deviations were calculated for each outcome variable. Differences between implant design groups and between implants of similar neck design (micro-rings as compared with open-thread) were analyzed using SPSS 20.0.0. Software (SPSS Inc., Chicago, IL, USA) applying the Wilcoxon-Mann-Whitney non-parametric test for paired observations. The significance level was set at $p < 0.05$.

3. Results

Eight weeks after implant placement, all implants were integrated in mature mineralized bone. No complications arose and no artifacts occurred during histological processing. All implants showed sufficient stability for loading with abutments at the time of placement.

Histomorphometric Evaluation

Table 1 shows hard tissue remodeling and Table 2 soft tissue adaptation data for each implant neck design, as well as for implants of similar neck design (micro-rings as compared with open-thread).

Table 1. Histomorphometric evaluation of hard tissue remodeling after eight weeks healing. Grouped data are presented for each neck design and for different types of implants with similar designs (micro-rings compared with open-thread). Results are expressed as mean \pm standard deviation. Significant differences: (a) $p < 0.05$ for grouped neck designs; (b) $p < 0.05$ for different implants with micro-rings; (c) $p < 0.05$ for different implants with open-thread design.

Type of Implants	IS-BC			IS-BIC		
	B	L	L	B	B	L
Grouped design Micro-rings	1.61(1.05a)	0.89(1.10) a	1.76(0.77)	1.59(0.89) a		
Open-Thread	0.55(1.04) a	-0.08(0.67) a	1.03(0.66)	0.63(0.53) a		
Micro-rings BlueSky	1.68(0.32)	1.00(0.62)	1.68(0.32)	1.05(0.56) b		
Micro-rings CI	1.53(1.55)	0.78(1.52)	1.84(1.11)	2.14(0.85) b		
Open-thread IPX	1.45(0.34) c	0.35(0.41)	1.49(0.28)	0.73(0.23)		
Open-thread Facility	1.52(0.55) c	0.48(0.44)	1.51(0.53)	0.61(0.63)		

Table 2. Histomorphometric evaluation of soft tissue adaptation after 8 weeks healing. Grouped data are presented for each neck design and for implants of similar design (micro-rings compared with open-thread). Results are expressed as mean \pm standard deviation.

Type of Implants	PM-BC			PM-BIC			PM-JE			JE-BIC			PM-IS		
	B	L	L	B	B	L	B	L	L	B	B	L	B	B	L
Grouped Micro-rings	3.23(0.88)	2.33(0.35)	3.38(0.77)	3.04(0.97)	1.50(0.36) a	1.39(0.40) a	1.88(0.66)	1.65(0.86)	1.62(1.19)	1.44(0.92)					
Open-Thread	2.57(0.93)	1.69(0.80)	3.03(0.80)	2.41(0.84)	1.08(0.42) a	0.92(0.46) a	1.94(0.73)	1.49(0.75)	2.00(0.61)	1.78(0.65)					
Micro-rings Blue Sky	3.40(0.90)	2.29(0.13)	3.40(0.90)	2.34(0.11) b	1.49(0.20)	1.32(0.16)	1.90(0.89)	1.01(0.25) b	1.71(0.92)	1.29(0.66)					
Micro-rings CI	3.06(0.92)	2.38(0.51)	3.37(0.72)	3.73(0.16) b	1.51(0.51)	1.45(0.56)	1.85(0.43)	2.28(0.78) b	1.52(1.53)	1.59(1.20)					
Open-thread IPX	3.15(0.68)	1.79(0.79)	3.19(0.63)	2.38(0.68)	1.34(0.20) c	1.00(0.32)	1.85(0.16)	1.37(0.40)	1.69(0.52)	1.44(0.47)					
Open-thread Facility	2.20(0.91)	1.68(1.09)	3.00(1.00)	2.55(1.14)	0.86(0.39) c	0.86(0.57)	2.13(0.99)	1.69(1.15)	2.30(0.57)	2.01(0.53)					

(a) $p < 0.05$ for grouped neck design; (b) $p < 0.05$ for different implants with micro-rings; (c) $p < 0.05$ for different implants with open-thread design.

In pooled data for implants of similar neck design, the open-thread group showed the best results in terms of its capacity to stabilize hard tissue, presenting significant differences at the bone crest level on both lingual and buccal aspects, and at the first point of bone-to-implant contact on the lingual aspect. Differences between groups were also found in soft tissue measurement (PM-JE distance) on both lingual and buccal aspects, with the open-thread group obtaining the best results.

Pooled data for different implants in the micro-ring group showed significant bone loss on the lingual aspect (IS-BIC distance), and significant differences in PM-BIC and JE-BIC distances. In the double-spiral open-thread and single thread groups, significant differences in bone loss was found on the buccal aspect (IS-BC) and also in the soft tissue (PM-JE distance) level on the buccal aspect.

4. Discussion

This animal study set out to assess the influence of implant neck design on the preservation of bone crest levels and on soft tissue adaption around implants with abutment loading at the time of placement. Sub-crestal implant placement (around 2 mm below the buccal crest) has been observed to reduce crestal bone resorption when compared with crestal placement [30,31,32,33].

Delgado-Ruiz et al. have argued that the thickness, density, and orientation of connective tissue fibers around healing abutments of different geometries influence collagen fiber orientation. For this reason, an abutment with a profile wider than the implant platform favors oblique and perpendicular orientation of collagen fibers and greater connective tissue thickness [34]. In this context, dental implants with expanded platforms placed in the anterior zone of the maxilla and immediately restored with single crowns registered 1.01 mm of crestal bone loss after a 10-year follow-up [35].

As for neck design, the present findings agree with other dog model experiments, showing that different implant neck designs also affect the amount of bone resorption, which may be because the surface affects the distribution of occlusal loads as soon as implants are loaded [36].

Song et al., found that an implant design with open threads reaching the top of the neck underwent less bone loss than other implant designs in which the threads did not reach the top [37], as well as better bone responses than micro-ring designs. Various other clinical studies have also reported different crestal bone loss outcomes in favor of open-thread neck designs [38]. The results of the present study also found that with open-thread implants, the level of the bone around the

implant neck region was significantly higher with the double-spiral open-thread design (Neodent® Facility) than the simple spiral open-thread design (Galimplant® IPX). But, these hard tissue remodeling outcomes differ from those observed by Chowdhary et al. [10] and Hudieb et al. [14] who found that the presence of micro-rings—intended to increase the surface area of the implant, this concept being understood globally and not in isolation to a specific brand of implants with a specific surface—promoted bone formation. But, the present results were similar to Jung et al. [17] and Hansson et al. [9] who found—as we would expect—that the increase in implant neck surface produced by prolonging the spiral thread on the body to the top of the neck decreases crestal bone resorption, while producing a smaller bone-to-implant contact distance.

Bone remodeling is also related to the implant connection. This plays an important role in reducing bone loss at the abutment/implant level associated with Morse taper implants and reduced-diameter platform switching abutments, and in reducing the incidence of peri-implantitis [39,40].

Soft tissue adaptation is one of the most important variables determining the long-term success of dental implants. For this reason, one of the objectives of the present study was to evaluate soft tissue variations between implant neck designs. In measurements that were taken on the buccal aspect, it was found that the presence of micro-rings on the neck significantly increased the height of epithelial tissue; this was also the case on the lingual aspect. No previous studies have compared open-thread neck implants with other implants under the same conditions. The open thread design showed less marginal bone loss, probably because it exerts less crestal bone compression.

5. Conclusions

Within the limitations of animal experimentation, it may be concluded that implants with micro-rings on the neck, in spite of offering greater bone-to-implant contact, generate light bone loss than open-thread implants. Moreover, the outcomes that were obtained IPX implants smooth neck design produced less bone loss in the cervical area, following by Facility implants when compared with the other open thread and microthreaded implant designs. Implant thread design can influence on bone remodeling in the cervical area, related to bundle bone preservation.

Authors Contributions

Conceptualization: R.J.-S., J.L.C.-G.; Data Curation and Resources: J.E.M.-S.d.V.; Formal Analysis: C.P.A.-M.; Funding Acquisition and Research: J.L.C.-G. and C.P.A.-M.; Methodology: R.J.-S. and J.L.C.-G.; Resources and Software: S.A.G.;

Writing—original draft: R.J.-S. and J.L.C.-G.; Writing—review & editing: R.J.-S., M.F.D.; Visualization and Methodology: M.F.-D.; Supervision: J.L.C.-G.

Abbreviations Definition

mm	millimeters
IS-BIC	distance from the top of the implant shoulder to the first bone to implant contact
IS-BC	distance from the top of the implant shoulder to the bone crest
PM-BC	distance from the peri-implant mucosa to the bone crest
PM-JE	distance from the peri-implant mucosa to the apical portion of the barrier epithelium
PM-BIC	distance from the peri-implant mucosa to the first bone to implant contact
JE-BIC	distance from the apical portion of the barrier epithelium to the first bone to implant contact
PM-IS	distance from peri-implant mucosa to the Implant shoulder

Funding

This research received no external funding

Acknowledgments

The authors thank the University Veterinarian, Nuria Garcia Carrillo, for her assistance.

Conflicts of Interest

The authors declare no conflict of interest.

References

1. Oh, T.J.; Yoon, J.; Misch, C.E.; Wang, H.L. The causes of early implant bone loss: Myth or science? *J. Periodontol.* **2002**, *73*, 322–333.
2. Den Hartog, L.; Raghoobar, G.M.; Slater, J.J.; Stellingsma, K.; Vissink, A.; Meijer, H.J. Single-tooth implants with different neck designs: A randomized clinical trial evaluating the aesthetic outcome. *Clin. Implant Dent. Relat. Res.* **2013**, *15*, 311–321.
3. Pirc, M.; Dragan, I.F. The key points of maintenance therapy for dental implants: A literature review. *Compend. Contin. Educ. Dent.* **2017**, *38*, e5–e8.

4. Kronström, M.; Svenson, B.; Hellman, M.; Persson, G.R. Early implant failures in patients treated with Brånemark System titanium dental implants: A retrospective study. *Int. J. Oral Maxillofac. Implants* **2001**, *16*, 201–207.
5. Canullo, L.; Camacho-Alonso, F.; Tallarico, M.; Meloni, S.M.; Xhanari, E.; Penarrocha-Oltra, D. Mucosa thickness and peri-implant crestal bone stability: A clinical and histologic prospective cohort trial. *Int. J. Oral Maxillofac. Implants* **2017**, *32*, 675–681.
6. Predecki, P.; Stephan, J.E.; Auslaender, B.A.; Mooney, V.L.; Kirkland, K. Kinetics of bone growth into cylindrical channels in aluminum oxide and titanium. *J. Biomed. Mater. Res.* **1972**, *6*, 375–400.
7. Koodaryan, R.; Hafezeqoran, A. Evaluation of implant neck surfaces for marginal bone loss: A systematic review and meta-analysis. *Biomed. Res. Int.* **2016**, *2016*, 4987526.
8. Calvo-Guirado, J.L.; Satorres, M.; Negri, B.; Ramirez-Fernandez, P.; Maté-Sánchez de Val, J.E.; Delgado-Ruiz, R.; Gomez-Moreno, G.; Abboud, M.; Romanos, G.E. Biomechanical and histological evaluation of four different titanium implant surface modifications: An experimental study in the rabbit tibia. *Clin. Oral Investig.* **2014**, *18*, 1495–1505.
9. Hansson, S. The implant neck: Smooth or provided with retention elements. A biomechanical approach. *Clin. Oral Implants Res.* **1999**, *10*, 394–405.
10. Chowdhary, R.; Halldin, A.; Jimbo, R.; Wennerberg, A. Influence of microthreads alteration on osseointegration and primary stability of implants: An FEA and in vivo analysis in rabbits. *Clin. Implant Dent. Relat. Res.* **2016**, *17*, 562–569.
11. Lee, D.W.; Choi, Y.S.; Park, K.H.; Kim, C.S.; Moon, I.S. Effect of microthread on the maintenance of marginal bone level: A 3-year prospective study. *Clin. Oral Implants Res.* **2007**, *18*, 465–470.
12. Akca, K.; Cehreli, M.C. A photoelastic and strain-gauge analysis of interface force transmission of internal-cone implants. *Int. J. Periodontics Restor. Dent.* **2008**, *28*, 391–399.
13. Zanatta, L.C.; Dib, L.L.; Gehrke, S.A. Photoelastic stress analysis surrounding different implant designs under simulated static loading. *J. Craniofac. Surg.* **2014**, *25*, 1068–1071.
14. Hudieb, M.I.; Wakabayashi, N.; Kasugai, S. Magnitude and direction of mechanical stress at the osseointegrated interface of the microthread implant. *J. Periodontol.* **2011**, *82*, 1061–1070.
15. Calvo-Guirado, J.L.; López-López, P.J.; Pérez-Albacete Martínez, C.; Javed, F.; Granero-Marín, J.M.; Maté Sánchez de Val, J.E.; Ramírez Fernández, M.P. Peri-implant bone loss clinical and radiographic evaluation around rough neck and microthread implants: A 5-year study. *Clin. Oral Implants Res.* **2018**, *29*, 635–643.
16. Calvo Guirado, J.L.; Lucero-Sánchez, A.F.; Boquete Castro, A.; Abboud, M.;

- Gehrke, S.; Fernández Dominguez, M.; Delgado Ruiz, R.A. Peri-implant behavior of sloped shoulder dental implants used for all-on-four protocols: An histomorphometric analysis in dogs. *Materials (Basel)* **2018**, *11*, 119.
17. Jung, Y.C.; Han, C.H.; Lee, K.W. A 1-year radiographic evaluation of marginal bone around dental implants. *Int. J. Oral Maxillofac. Implants* **1996**, *11*, 811–818.
18. Albrektsson, T.; Berglundh, T.; Lindhe, J. Osseointegration: Historic background and current concepts. *Clin. Periodontol. Implant Dent.* **2003**, *12*, 809–820.
19. Petechia, L.; Usai, C.; Vassalli, M.; Gavazzo, P. Biophysical characterization of nanostructured TiO₂ as a good substrate for hBM-MSD adhesion, growth and differentiation. *Exp. Cell Res.* **2017**, *358*, 111–119.
20. Karlsson, U.; Gotfredsen, K.; Olsson, C. Single-tooth replacement by osseointegrated Astra Tech dental implants: A 2-year report. *Int. J. Prosthodont.* **1997**, *10*, 318–324.
21. Smeets, R.; Stadlinger, B.; Schwarz, F.; Beck-Broichsitter, B.; Jung, O.; Precht, C.; Kloss, F.; Gröbe, A.; Heiland, M.; Ebker, T. Impact of dental implant surface modifications on osseointegration. *BioMed Res. Int.* **2016**, *2016*, 6285620.
22. CamargosGde, V.; Sotto-Maior, B.S.; Silva, W.J.; Lazari, P.C.; Del Bel Cury, A.A. Prosthetic abutment influences bone biomechanical behavior of immediately loaded implants. *Braz. Oral Res.* **2016**, *30*.
23. Donath, K.; Breuner, G. A method for the study of undecalcified bones and teeth with attached soft tissues. The Säge-Schliff (sawing and grinding) technique. *J. Oral Pathol.* **1982**, *11*, 318–326.
24. Hsu, Y.T.; Chan, H.L.; Rudek, I.; Bashutski, J.; Oh, W.S.; Wang, H.L.; Oh, T.J. Comparison of Clinical and Radiographic Outcomes of Platform-Switched Implants with a Rough Collar and Platform-Matched Implants with a Smooth Collar: A 1-Year Randomized Clinical Trial. *Int. J. Oral Maxillofac. Implants* **2016**, *31*, 382–390.
25. Khorsand, A.; Rasouli-Ghahroudi, A.A.; Naddafpour, N.; Shayesteh, Y.S.; Khojasteh, A. Effect of Microthread Design on Marginal Bone Level Around Dental Implants Placed in Fresh Extraction Sockets. *Implant Dent.* **2016**, *25*, 90–96.
26. Rasmusson, L.; Kahnberg, K.E.; Tan, A. Effects of implant design and surface on bone regeneration and implant stability: An experimental study in the dog mandible. *Clin. Implant Dent. Relat. Res.* **2001**, *3*, 2–8.
27. Abrahamsson, I.; Berglundh, T. Tissue characteristics at microthreaded implants: An experimental study in dogs. *Clin. Implant Dent. Relat. Res.* **2006**, *8*, 107–113.
28. Berglundh, T.; Abrahamsson, I.; Lindhe, J. Bone reactions to longstanding functional load at implants: An experimental study in dogs. *J. Clin.*

- Periodontol.* **2005**, *32*, 925–932.
29. Abuhussein, H.; Pagni, G.; Rebaudi, A.; Wang, H.L. The effect of thread pattern upon implant osseointegration. *Clin. Oral Implants Res.* **2010**, *21*, 129–136.
 30. Calvo-Guirado, J.L.; López-López, P.J.; Mate Sanchez, J.E.; GargalloAlbiol, J.; Velasco Ortega, E.; Delgado Ruiz, R. Crestal bone loss related to immediate implants in crestal and subcrestal position: A pilot study in dogs. *Clin. Oral Implants Res.* **2014**, *25*, 1286–1294.
 31. Calvo-Guirado, J.L.; Gomez Moreno, G.; Aguilar-Salvatierra, A.; Mate Sanchez de Val, J.E.; Abboud, M.; Nemcovsky, C.E. Bone remodeling at implants with different configurations and placed immediately at different depth into extraction sockets. Experimental study in dogs. *Clin. Oral Implants Res.* **2015**, *26*, 507–515.
 32. Calvo-Guirado, J.L.; López-López, P.J.; Maté Sánchez de Val, J.E.; Mareque-Bueno, J.; Delgado-Ruiz, R.A.; Romanos, G.E. Influence of neck design on peri-implant tissue healing around immediate implants: A pilot study in Foxhound dogs. *Clin. Oral Implants Res.* **2015**, *26*, 851–857.
 33. Calvo-Guirado, J.L.; Pérez-Albacete, C.; Aguilar-Salvatierra, A.; de Val Maté-Sánchez, J.E.; Delgado-Ruiz, R.A.; Abboud, M.; Velasco, E.; Gómez-Moreno, G.; Romanos, G.E. Narrow-versus mini-implants at crestal and subcrestal bone levels. Experimental study in beagle dogs at three months. *Clin. Oral Investig.* **2015**, *19*, 1363–1369.
 34. Delgado-Ruiz, R.A.; Calvo-Guirado, J.L.; Abboud, M.; Ramirez-Fernandez, M.P.; Maté-Sánchez de Val, J.E.; Negri, B.; Gomez-Moreno, G.; Markovic, A. Connective tissue characteristics around healing abutments of different geometries: New methodological technique under circularly polarized light. *Clin. Implant Dent. Relat. Res.* **2015**, *17*, 667–680.
 35. Calvo-Guirado, J.L.; Gómez-Moreno, G.; Delgado-Ruiz, R.A.; Maté Sánchez de Val, J.E.; Negri, B.; Ramírez Fernández, M.P. Clinical and radiographic evaluation of osseotite-expanded platform implants related to crestal bone loss: A 10-year study. *Clin. Oral Implants Res.* **2014**, *25*, 352–358.
 36. Rupp, F.; Scheideler, L.; Olshanska, N.; de Wild, M.; Wieland, M.; Geis-Gerstorfer, J. Enhancing surface free energy and hydrophilicity through chemical modification of microstructured titanium implant surfaces. *J. Biomed. Mater. Res.* **2006**, *76*, 323–334.
 37. Song, D.W.; Lee, D.W.; Kim, C.K.; Park, K.H.; Moon, I.S. Comparative analysis of peri-implant marginal bone loss based on microthread location: A 1-year prospective study after loading. *J. Periodontol.* **2009**, *80*, 1937–1944.
 38. Al-Thobity, A.M.; Kutkut, A.; Almas, K. Microthreaded implants and crestal bone loss: A systematic review. *J. Oral Implantol.* **2017**, *43*, 157–166.
 39. Macedo, J.P.; Pereira, J.; Vahey, B.R.; Henriques, B.; Benfatti, C.A.; Magini, R.S.; López-López, J.; Souza, J.C. Morse taper dental implants and platform



- switching: The new paradigm in oral implantology. *Eur. J. Dent.* **2016**, *10*, 148–154.
40. D’Ercole, S.; Tripodi, D.; Marzo, G.; Bernardi, S.; Continenza, M.A.; Piattelli, A.; Iaculli, F.; Mummolo, S. Microleakage of bacteria in different implant-abutment assemblies: An in vitro study. *J. Appl. Biomater. Funct. Mater.* **2015**, *13*, e174–e180.

10.2. COMUNICACIONES DE LA TESIS

Jiménez Soto, R., López López, P.J., Albacete-Martínez, C., Carmona Serrano, J.J., Ramírez Fernández, M.P. Análisis histomorfométrico de los tejidos periimplantarios en diferentes tipos de implantes. Estudio comparativo en perros. I Congreso Internacional UCAM de Implantología y Regeneración ósea. Nuevas tendencias en implantología, Murcia, España, Diciembre 2016.

Jiménez Soto, R., López López, P.J., Albacete-Martínez, C., Carmona Serrano, J.J., Ramírez Fernández, M.P., Calvo Guirado, J.L., Mate Sánchez J.E. Influencia del diseño del cuello de los implantes y su superficie en la remodelación de los tejidos periimplantarios: estudio comparativo en perros con implantes colocados a nivel crestal. III Jornadas de investigación y Doctorado, Murcia, España, Junio 2017

10.3. INFORME DEL CEEA

UNIVERSIDAD DE MURCIA	Vicerrectorado de Investigación	 CEEA Comité Ético de Experimentación Animal	 CMM CAMPUS MARE NOSTRUM
--------------------------	------------------------------------	--------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------------	-----------------------------------------------------------------------------------------------------------------------

INFORME DEL CEEA - ORGANO HABILITADO

(Art. 34 del RD 53/2013, de 1 de febrero, por el que se establecen las normas básicas aplicables para la protección de los animales utilizados en experimentación y otros fines científicos, incluyendo la docencia)

Carmen Lagares Martínez, como secretaria del Comité Ético de Experimentación Animal (CEEA) de la Universidad, de Murcia, Órgano Habilitado para la Evaluación de Proyectos,

DECLARA:

Que el proyecto: *ESTUDIO DE NUEVOS BIOMATERIALES, PILARES E IMPLANTES DENTALES EN UN MODELO CANINO*

1. Que tiene una duración de: 5 Años
2. Que está realizado por:

Nombre o razón social	Dr. José Luis Calvo Guirado.		
NIF/CIF	48449008Z		
Dirección	HOSPITAL MORALES MESEGUER, 2º PLANTA CLINICA ODONTOLOGICA INTEGRADA DE ADULTOS . FACULTAD DE MEDICINA Y ODONTOLOGIA . UNIVESIDAD DE MURCIA		
Teléfono	868 885 844 / 670 785 208	Fax	
Correo electrónico	josecalvo@um.es // josecalvo@gmail.com		
3. Que ha sido evaluado con un nivel de detalle apropiado al tipo de proyecto y la evaluación ha consistido en verificar que el proyecto cumple los siguientes requisitos de acuerdo al artículo 34 del RD 53/2013:
 - a) Está justificado desde el punto de investigación;
 - b) su finalidad justifica la utilización de animales; y
 - c) está diseñado de manera que los procedimientos se realizan de la forma más humanitaria y respetuosa con el medio ambiente posible.
 - d) YA HA SIDO APROBADO POR LA AUTORIDAD COMPETENTE, CON Nº AUTORIZACIÓN: A 1320141102
4. Que ha sido revisado basándose en las reuniones internas desarrolladas por el Comité Ético de Experimentación Animal - Órgano Habilitado, de la Universidad de Murcia en las siguientes fechas:

CEEA 24-09-2014
ACTA CEEA 24-09-2014

Página 1 de 4

5. Que el proceso de evaluación ha sido transparente, se ha realizado de modo imparcial, pudiendo integrar la opinión de partes independientes (según el apartado 3 del artículo 34 del RD 53/2013).
6. Que ha sido evaluado sin existir conflicto de intereses en las partes implicadas en la evaluación del mismo.
7. Que basándose en la documentación presentada, por el investigador responsable se ha realizado la siguiente EVALUACIÓN:

Evaluar diferentes parámetros relacionados con la calidad del implante y su adecuada osteointegración, para poder extrapolar los resultados a las técnicas llevadas a cabo en humanos. Los parámetros a tener en cuenta serán entre otros:

- Resorción ósea
- El contacto hueso implante

Para ello se compararan diferentes tipos de implantes con y sin biomateriales, y el estudio se llevará a cabo CON procedimiento de carga inmediata a las 8 y 12 semanas, y SIN procedimientos de carga inmediata.

Se añade un nuevo factor, como es el hecho de que en el modelo en estudio se produce un proceso de periimplantitis, que podría afectar a la resorción ósea y al contacto hueso implante

Evaluación de su conformidad con los requisitos de reemplazo, reducción y refinamiento.

El proyecto presentado cumple con los requisitos de Reemplazo, Reducción y Refinamiento.

Reemplazar	<i>Se requiere utilizar la especie canina para poder trabajar en condiciones similares y reproducibles a las aplicadas en humanos, previamente estos estudios se han podido testar en otra especie inferior, como es el conejo, pero para reproducir las mismas condiciones que se producen en el caso de los seres humanos que requieren la colocación de implantes dentales, es necesario recurrir a la especie canina para poder extrapolar los resultados.</i>
Reducir	<i>Se utiliza el menor número de animales para obtener resultados con validez estadística. El mismo animal hace de control de si mismo, al realizar solamente la extracción dental en una de las hemimandíbulas, siendo la otra el control sano</i>
Refinar	<i>La periimplantitis se llevará a cabo mediante anestesia general y con analgesia. Los animales serán revisado y controlados posteriormente según se describe en el proyecto general.</i>

Evaluación y clasificación de sus procedimientos en función del grado de severidad.

Se añade un nuevo procedimiento al proyecto autorizado:

Procedimiento: *nº 1: Periimplantitis*

Evaluación: *Favorable*

Clasificación: *Moderado*

Análisis de los daños y beneficios, para determinar si los daños, el sufrimiento, el dolor y la angustia que se les puedan causar a los animales están justificados por los resultados esperados, teniendo en cuenta consideraciones éticas y los beneficios que, en definitiva, pueda suponer el proyecto para los seres humanos, los animales o el medio ambiente.

Las medidas de supervisión y criterios de punto final establecidos en el proyecto, minimizarán los daños, sufrimiento, dolor y angustia que se les puedan causar a los animales. Se llevará a cabo la administración de analgesia (Meloxicam vía oral 0,1 mg/kg/24h durante 3-5 días y antibioterapia Amoxicilina (10-15 mg/kg/48 horas), durante el postoperatorio.

En caso de que alguno de los animales sufriera un deterioro de su estado de salud (pérdida de peso mayor al 20%, septicemia que no responde al tratamiento...), como consecuencia de alguno de estos procedimientos, los animales serían sometidos a un sacrificio humanitario mediante administración de una sobredosis de pentobarbital, previa anestesia.

Examen de las situaciones y excepciones previstas en los artículos 6, 7, 9.1, 19, 20, 21, 22, 23, 25.3, 25.5, 26 y 29 del RD 53/2013

Se prevé que participe personal que no tiene la categoría correspondiente, en concreto Julian Andres Balanta Melo, Liliana Otero, Dr. Daniel Henao, Antonio Aguilar Salvatierra Raya, Carlos Perez Albacete Martinez, Cristina Perez Sánchez, Laura López Mari., Jordi Gargallo, Marta Satorres Nieto, Giovanna lezzi, Marcus Abboud, Eugenio Velasco Ortega, que trabajará bajo la supervisión de José Luis Calvo Guirao, con categoría C.

Determinación de si el proyecto debe evaluarse de forma retrospectiva y, en su caso, cuando debería realizarse.

El proyecto NO requiere la evaluación retrospectiva

CONFIRMO:

1. Que el proyecto ha sido evaluado sin existir conflicto de intereses en las partes implicadas en la evaluación del mismo.
2. Que el proyecto sometido a este informe del Órgano Habilitado, por lo anteriormente expuesto, se clasifica como: **Proyecto Tipo II**
3. Que la evaluación del proyecto sometido a este informe del CEEA-Órgano Habilitado, resulta ser: **FAVORABLE**
4. Que este documento tiene una vigencia máxima de 5 años.

Murcia a 12 de febrero 2015

Carmen Lagares Martínez



Secretaria CEEA-Órgano Habilitado

Antonio Juan García-Fernández



Presidente CEEA-Órgano Habilitado



Región de Murcia
Consejería de Agricultura y Agua
Dirección General de Ganadería y Pesca

Servicio de Sanidad Animal

Plaza Juan XXIII s/n
30008 Murcia

T. 012
T.968.368913
F. 968 362863
F.968.394378
www.carm.es/cagric



JOSÉ LUÍS CALVO GUIRADO
DEPARTAMENTO DE ODONTOLOGÍA
INTEGRADA DE ADULTOS.
HOSPITAL MORALES MESEGUER, 2ª
PLANTA
C/ MARQUÉS DE LOS VÉLEZ
30007 MURCIA

RESOLUCION

Vista la solicitud presentada con fecha 10/04/2014 y nº de registro de entrada 3000Nº201400174947, para la autorización de la realización de un proyecto de investigación con animales presentada por D. José Luis Calvo Guirado, como responsable del mismo.

Vista la propuesta del proyecto denominado: "Histomorphometric and histological study of crestal bone resorption of two different implant surfaces in two different type of implants. Experimental study in dogs with and without immediate loading"

Visto el informe favorable del comité ético del establecimiento usuario con código REGA ES300305440012.

Visto el resumen no técnico del proyecto.

Visto el resultado favorable de la evaluación del proyecto por el órgano habilitado "Comité Ético de Experimentación Animal (CEEA) de la Universidad de Murcia".

Visto que en dicha evaluación se indica que no es necesario llevar a cabo la evolución retrospectiva del proyecto.

Visto que en la propuesta del proyecto se indica que hay doce colaboradores que van a participar en el mismo y no poseen la capacitación previa adecuada, cuyos nombres son: Julián Andrés Balanta Melo, Liliana Otero, Daniel Henao, Antonio Aguilar Salvatierra Raya, Carlos Pérez Albacete Martínez, Cristina Pérez Sánchez, Laura López Marí, Jordi Gargallo, Marta Satorres Nieto, Giovanna Lezzi, Marcus Abboud y Eugenio Velasco Ortega.

Visto que dichos colaboradores, según se indica en la propuesta del proyecto serán supervisadas por el investigador responsable del proyecto, que sí dispone de capacitación.

Visto el Real Decreto 53/2013, de 1 de febrero, por el que se establecen las normas básicas aplicables para la protección de los animales utilizados en experimentación y otros fines científicos, incluyendo la docencia.

Visto el Informe emitido por el Jefe del Servicio de Sanidad Animal el 15 de abril de 2014.

Proyecto de investigación A1320140402



Región de Murcia
Consejería de Agricultura y Agua
Dirección General de Ganadería y Pesca

Servicio de Sanidad Animal
Plaza Juan XXIII s/n
30008 Murcia

T. 012
T.968.368913
F. 968 362863
F.968.394378
www.carm.es/cagric

Considerando la competencia que tiene atribuida esta Dirección General sobre la base de lo dispuesto en el Decreto 26/2011, de 25 de febrero, por el que se establece la estructura orgánica de la Consejería de Agricultura, y Agua y con independencia de otras actuaciones que esta u otra Administración puedan emprender, esta Dirección General

RESUELVE

Conceder autorización a D. José Luis Calvo Guirado, para la realización del proyecto solicitado, como responsable y usuario del mismo, asignándole el código de identificación N° **A1320140402**, teniendo esta autorización una validez que se corresponderá con la duración prevista en su memoria, con un máximo de cinco años, siempre y cuando no se produzca una modificación relevante en dicho procedimiento, en cuyo caso sería necesario efectuar una nueva solicitud de autorización a la autoridad competente.

El proyecto se llevará a cabo en el establecimiento usuario con código REGA ES300305440012.

Se autoriza a los doce colaboradores cuyos nombres son: Julián Andrés Balanta Melo, Liliana Otero, Daniel Henao, Antonio Aguilar Salvatierra Raya, Carlos Pérez Albacete Martínez, Cristina Pérez Sánchez, Laura López Marí, Jordi Gargallo, Marta Satorres Nieto, Giovanna Lezzi, Marcus Abboud y Eugenio Velasco Ortega, a participar en los procedimientos dentro del marco del proyecto citado siempre que se trabaje bajo la supervisión del investigador responsable del proyecto.

Lo que en cumplimiento del Art. 58 de la Ley de Régimen Jurídico de las Administraciones Públicas y del Procedimiento Común (Ley 30/1992, de 26 de noviembre) se le NOTIFICA, significándole que contra dicha RESOLUCIÓN cabe Recurso de Alzada ante el Excmo. Sr. Consejero de Agricultura y Agua en el plazo de UN MES desde la recepción de la presente notificación, sin perjuicio de poder ejercitar, en su caso, cualquier otro que se estime pertinente.

Murcia, a 15 de abril de 2014
La Directora General de Ganadería y Pesca



Carmen T. Morales Cuenca

Proyecto de investigación A1320140402