



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO



FACULTAD DE ODONTOLOGÍA

**CARACTERÍSTICAS GENERALES DEL XENOINJERTO BOVINO Y SUS
APLICACIONES COMBINANDO DIFERENTES TÉCNICAS DE
PRESERVACIÓN DE REBORDE**

TESINA

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

CIRUJANA DENTISTA

PRESENTA:

VANESA SARAI GUTIERREZ NABOR

TUTOR: ESP. LUIS ALONSO FLORES REYNA

ASESORA: MTRA. ELSA MÓNICA TORIZ PICHARDO

Ciudad Universitaria, CD.MX.

2023



Universidad Nacional
Autónoma de México



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

I. AGRADECIMIENTOS

Quiero agradecer principalmente a Dios por la vida que me dio, por dejarme seguir viviendo hasta el día de hoy.

Quiero agradecerle a toda mi familia porque sé que, con sus oraciones, y consejos de aliento han hecho de mí una mejor persona y sé que siempre me darán ese punto de apoyo para lograr todos mis sueños y metas.

Quiero expresar mi profundo agradecimiento a todas las autoridades y personal que hacen de la Facultad de Odontología de la UNAM, una excelente institución, a todos por confiar en mí, abrirme las puertas y permitirme culminar toda mi formación académica.

Finalmente quiero expresar mi más grande y sincero agradecimiento al Esp. Luis Alonso Flores Reyna, mi tutor que, durante todo este proceso, me ha transmitido, conocimiento, enseñanza y sobre todo su apoyo incondicional. Gracias a todos y cada uno de ustedes.

II. DEDICATORIA

A Dios por darme la dicha de vivir cada momento, por darme su fortaleza y su amor de padre, por darme la valentía de seguir viviendo día a día, a pesar de las adversidades que he tenido que vivir, por darme motivos para seguir viviendo hoy en día.

A mis padres Ana María Nabor Sánchez y Carlos Gutierrez Macias, quienes han estado conmigo en todo momento, sé que sin su apoyo y paciencia no habría culminado esta etapa de mi vida.

A mi hermana Paloma Sarazuadi Gutierrez Nabor, quien ha sido mi pilar de apoyo a lo largo de mi vida personal y académica, la cual ha estado en los mejores y peores momentos de esta gran trayectoria.

A mi tutor el Esp. Luis Alonso Flores Reyna por todo el apoyo que me ha brindado en los últimos años, por todas las enseñanzas aprendidas de él, y sobre todo por el apoyo que me ha brindado a lo largo de este trabajo.

A mi asesora la Maestra Elsa Mónica Toriz Pichardo quien aparte de ser mi asesora ha sido la coordinadora de este seminario de titulación, y quien nos ha enseñado a llevar a cabo de manera paciente este trabajo a pesar de las circunstancias

A todas las personas que estuvieron cerca de mí en esta etapa de mi vida, por apoyarme en los momentos que más los necesité, por todo el amor brindado que me daban día a día.

Finalmente quiero dedicar esta tesina a todas las nuevas generaciones quienes han sido el motor de esta gran investigación, para que sigan creciendo profesionalmente.

INDICE

I. AGRADECIMIENTOS	I
II. DEDICATORIA	II
IV. OBJETIVO	V
V. INTRODUCCIÓN	6
CAPÍTULO I	7
1. Hueso alveolar	7
1.1. Embriología	7
1.2. Vascularización e inervación del hueso alveolar	17
1.3. Células	19
1.3.1. Osteoblasto.....	19
1.3.2. Osteocito.....	20
1.3.3. Osteoclasto.....	20
1.4. Matriz extracelular del hueso alveolar	23
1.4.1. Matriz orgánica.....	23
1.4.2. Proteínas colágenas.....	23
1.4.3. Proteínas no colágenas.....	23
1.4.4. Agua.....	24
1.4.5. Componentes Inorgánicos o mineral.....	24
2. Metabolismo óseo	24
2.1. Reabsorción ósea	24
2.2. Remodelado y modelado óseo	25
2.3. Cicatrización del alvéolo post-extracción sin el uso de un injerto óseo	27
2.3.1. Tiempo de cicatrización.....	30
2.3.2. Cambios dimensionales.....	30

<i>CAPÍTULO II</i>	31
3. Injerto óseo	31
3.1 Definición	31
3.2. Propiedades de los injertos óseos	31
3.3. Clasificación	31
3.3.1. Autoinjertos	31
3.3.2. Aloinjertos.....	32
3.3.3. Injertos aloplásticos.....	33
3.3.4. Xenoinjertos	34
<i>Comparación del proceso de cicatrización de alvéolos preservados con aloinjertos o con xenoinjertos</i>	37
<i>CAPÍTULO III</i>	38
4. Preservación de reborde	38
4.1. Antecedentes históricos	38
4.2. Indicaciones	38
5. Técnicas utilizadas para la preservación de reborde	38
5.1. Extracción atraumática	39
5.2. Técnica BARP (Biologically-oriented Alveolar Ridge Preservation, por sus siglas en inglés)	41
5.3. Técnica Bartee.	45
VI. Conclusiones	50
REFERENCIAS	51

. RESUMEN

La extracción dentaria desencadena una serie de cambios dimensionales en el alvéolo, los cuales afectan tanto a los tejidos blandos como a los duros, imposibilitando una estética adecuada a la hora de la rehabilitación.

Para prevenir estos cambios dimensionales existen distintas técnicas para preservar el reborde residual, sin embargo, es necesario conocer los fundamentos que sustentan cada una de ellas.

En esta tesina se revisarán los cambios dimensionales que sufre un alvéolo tras la extracción dentaria, así como las técnicas de preservación de reborde residual utilizado xenoinjerto de origen bovino.

IV. OBJETIVO

Documentar, recopilar y sintetizar la información disponible en la literatura científica respecto al xenoinjerto bovino y su resultado en combinación con diferentes técnicas de preservación de reborde tras una extracción dentaria.

V. INTRODUCCIÓN.

El hueso alveolar es único entre los tejidos óseos debido a las necesidades fisiológicas y funcionales de los dientes, la formación de este tejido va de la mano con la odontogénesis, la cual comienza entre la cuarta y sexta semana de vida intrauterina (VI).

El metabolismo óseo constituye una serie de procesos que contribuyen al mantenimiento de la homeostásis, no solo del tejido óseo, sino también de la salud sistémica. Desempeña un papel importante en la homeostásis mineral, principalmente del calcio, dentro de este metabolismo óseo, intervienen células como el osteoblasto, osteoclasto y osteocitos.

Los injertos óseos son biomateriales que se van a colocar en el hospedero para poder reparar, aumentar o regenerar el tejido óseo. Para que el biomaterial sea considerado un injerto óseo deben presentar propiedades como la osteogénesis, osteoconducción y osteoinducción.

Después de una extracción existen cambios dimensionales dentro del hueso alveolar, Araujo y colaboradores publicaron un artículo en el que narran una serie de fases del proceso de cicatrización, es importante saber cómo reacciona el hueso alveolar tras la colocación de un injerto óseo, en este caso con xenoinjerto de origen bovino mediante la preservación de reborde residual.

Para poder hablar de técnicas de preservación de reborde, es importante saber el procedimiento de una extracción atraumática, para poder definir y llevar a cabo cada técnica de preservación de reborde.

Dentro de estas técnicas se encuentra la técnica Biologically-oriented Alveolar Ridge Preservation (BART por sus siglas en inglés) la cual logra preservar las dimensiones de la cresta alveolar y tenemos la técnica de Bartee que se va a ver beneficiada por una membrana de Politetrafluoretileno denso (PTFE-d) la cual nos ayudará a mantener la estructura gingival.

CAPÍTULO I

1. Hueso alveolar

El hueso alveolar es uno de los componentes del periodonto (Fig.1), en el cual se insertan las fibras de Sharpey provenientes del ligamento periodontal, cumpliendo con su función principal de proporcionar anclaje a los dientes además de soportar y disipar las fuerzas de la masticación (1).

El hueso alveolar es único entre los tejidos óseos debido a las necesidades fisiológicas y funcionales de los dientes, la formación de este tejido va de la mano con la odontogénesis de los órganos dentarios (ODs), proporcionándoles sostén (1).

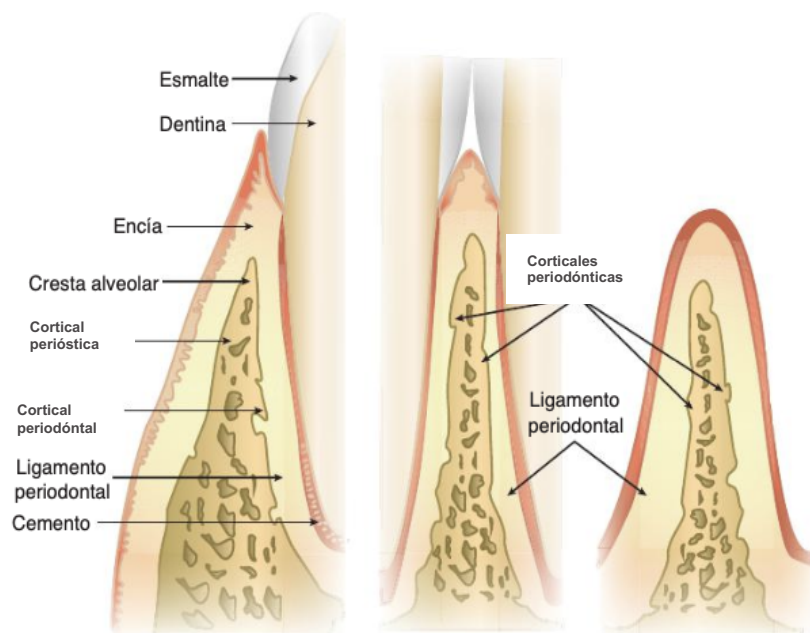


Figura 1. Anatomía del diente y los tejidos periodontales.

Tomada de: Gómez de Ferraris, ME, Campos Muñoz, A. Capítulo 11. Periodonto de Inserción: cemento, Ligamento Periodontal y Hueso Alveolar. Histología, Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ª Ed. 2019, Madrid España, pág. 290

1.1. Embriología

El hueso alveolar se forma alrededor del gérmen dentario y se desarrolla en conjunto con la erupción dentaria (2).}

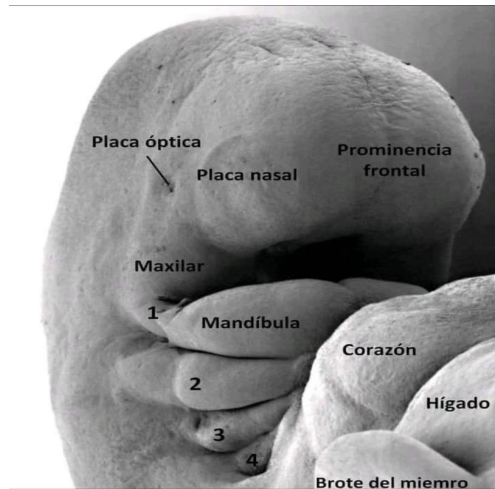


Figura 2. Esquema de los arcos branquiales y hendiduras branquiales intervinientes

“Tomada de: Resección de Quistes Branquiales, Fístulas y Senos, ATLAS DE Otorrinolaringología, Cirugía Operatoria de Cabeza y Cuello, Disponible en:

[https://espanol.libretexts.org/Salud/Anatomía y Fisiología/Atlas de Otorrinolaringología%2C Cirugía Operatoria de Cabeza y Cuello/01%3A Cabeza y Cuello/1.41%3A Resección de Quistes Branquiales%2C Fístulas y Senos](https://espanol.libretexts.org/Salud/Anatomía_y_Fisiología/Atlas_de_Otorrinolaringología%2C_Cirugía_Operatoria_de_Cabeza_y_Cuello/01%3ACabeza_y_Cuello/1.41%3AResección_de_Quistes_Branquiales%2C_Fístulas_y_Senos)

El desarrollo del hueso alveolar sigue de cerca al del maxilar y la mandíbula mediante una osificación membranosa. Dicho desarrollo comienza entre la cuarta y sexta semana de VI, el desarrollo del hueso alveolar no comienza sino hasta la formación de los dientes (2).

En la cuarta semana de VI comienza el desarrollo embriológico del tercio superior y medio de la cara, así como de la mandíbula. Estos se desarrollan a partir de cinco primordios que incluyen: 1) en la línea media, el proceso frontonasal y 2) en ambos lados de los procesos maxilares y mandibulares, los cuales rodean la boca primitiva o estomodeo (2).

La apófisis mandibular tiene su origen a partir del primer arco branquial (Fig.2); sin embargo, el cuerpo de la mandíbula se origina del proceso mandibular, el desarrollo del paladar y del maxilar se lleva a cabo con la ayuda de los procesos maxilares y frontonasales (2).

El desarrollo del hueso alveolar es bilateral alrededor del nervio alveolar inferior y su rama incisiva terminal, formando el surco óseo que albergará dichos nervios y los gérmenes dentales que se encuentran en desarrollo. El cuerpo mandibular se formará cuando las placas de hueso alveolar se desplacen en dirección encefálica (2).

La apófisis mandibular se fusiona en la línea media culminando así la formación de la mandíbula, aunque su sínfisis terminará su desarrollo post-embrionario mediante osificación membranosa (2).

El desarrollo de los alvéolos maxilares se lleva a cabo simultáneamente con el desarrollo del antro maxilar y las estructuras faciales medias, las cuales son: nasales, orbitarias y maxilares. No obstante, las placas óseas alveolares se desarrollarán de manera similar a las mandibulares (2).

Durante la sexta semana de VI, el ectodermo prolifera en bandas con forma de herradura, lo que dará como resultado a los futuros procesos alveolares. Esta banda epitelial primaria dará origen a una lámina vestibular (LV) y una lámina dental (LD), las cuales proliferan hacia el ectomesénquima subyacente (2) (Fig.3).

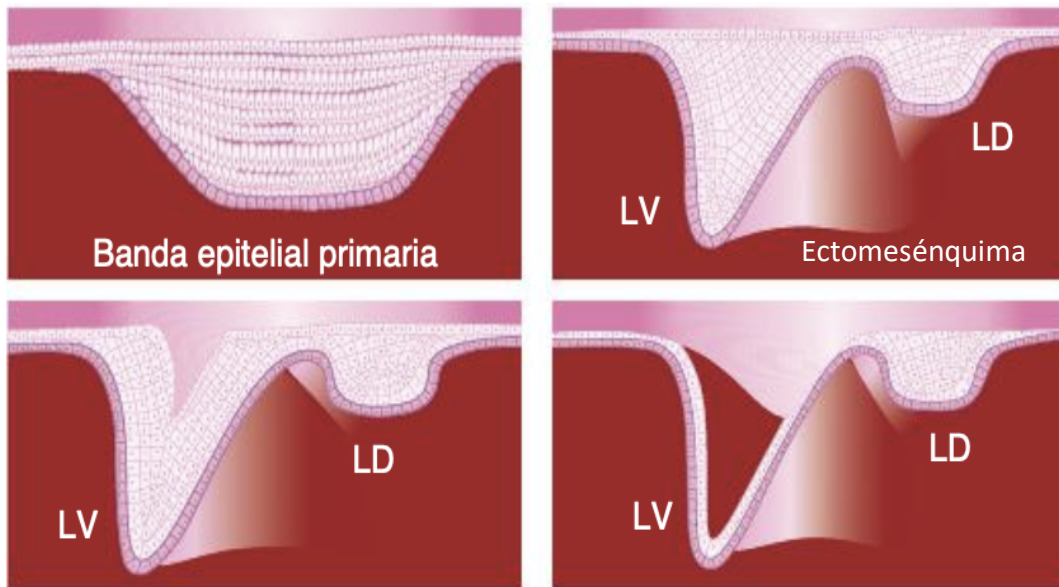


Fig. 3. Esquema de la formación de la lámina dental (LD) y la lámina vestibular (LV)
 “Tomada de: Gómez de Ferrari, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio, capítulo 14 EMBRIOLOGÍA DENTARIA,
 Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ªEd. 2019, Madrid España, pág. 353

El signo más temprano del desarrollo del hueso alveolar propiamente dicho coincide con el desarrollo de la dentición primaria. Es necesario conocer por lo tanto la odontogénesis, cuyo proceso de desarrollo se divide en:

- a) Morfogénesis: consiste en la formación del patrón radicular y coronario del órgano dentario (1).
- b) Histogénesis: consiste en la formación de los tejidos dentarios, la dentina, la pulpa y el esmalte, esto mediante diferenciación celular (1).

Así como se mencionó el desarrollo embriológico del maxilar y mandíbula, se mencionará también el origen del ODs, clasificado mediante estadios reportados en la literatura científica (1).

Estadio de Brote o Yema: Primera etapa del desarrollo de la odontogénesis, en la cual se desarrollan 10 yemas o brotes en cada maxilar a partir de la lámina dentaria, los cuales son engrosamientos con un aspecto

redondeado que surgen como resultado de la división mitótica de las células de la capa basal del epitelio bucal (1) (Fig.4).

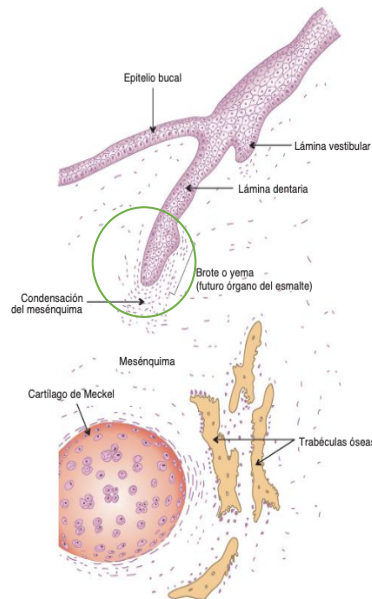


Figura 4. Esquema del estadio de brote o yema dentaria.

El círculo verde muestra la división mitótica del epitelio bucal formando la yema o brote.

“Tomada de: Gómez de Ferraris, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio, capítulo 14 EMBRIOLOGÍA DENTARIA, Histología, Embriología e Ingeniería Tisular. Bucodental, Panamericana 4ªEd. 2019, Madrid España, pág. 253”

En la periferia de estos brotes se pueden observar células cuboidales y en el interior se observan células con aspecto poligonal con espacios intercelulares muy estrechos (1).

Las células del ectomesénquima subyacente comienzan a condensarse por debajo del epitelio de la lámina dentaria y alrededor del brote, se puede detectar apoptosis en las células más superficiales de cada brote (1).

Estadio de Casquete: Caracterizado por una proliferación del brote formando una concavidad en su cara profunda, la cual enucleará una porción del ectomesénquima dando origen a la futura papila dentaria y posteriormente al complejo dentino-pulpar, en este estadio se distinguen tres estructuras del órgano del esmalte (1) Fig.5:

- a) Epitelio externo: Constituido por una sola capa de células cuboides unidas a la lámina dental por el pedículo epitelial (1).

- b) Epitelio interno: Localizado en la cara interna de la concavidad formada, está compuesto por un epitelio simple, con células cilíndricas que aumentarán su tamaño conforme progrese su proceso de diferenciación (1).
- c) Reticulo estrellado: Presenta células estrelladas con prolongaciones que conforman un retículo las cuales están unidas por desmosomas formando una red celular continua (1).

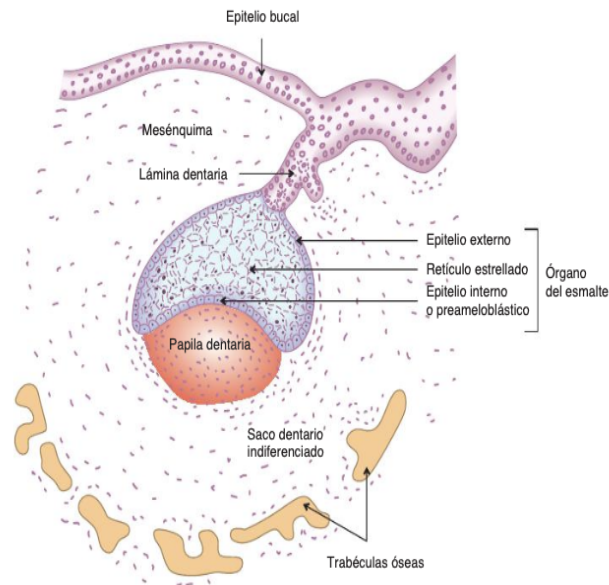


Figura 5. Estadio de casquete inicial.

Se observa la concavidad en la cara profunda del brote, las cuales dan origen a las estructuras del órgano del esmalte,

“Tomada de: Gómez de Ferraris, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio, capítulo 14 EMBRIOLOGÍA DENTARIA, Histología, Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ªEd. 2019, Madrid España, pág. 255”

El ectomesénquima localizado fuera del casquete rodeando al germen dentario en casi su totalidad se modificará a un componente fibrilar, originando el saco dentario (1) (Fig.6).

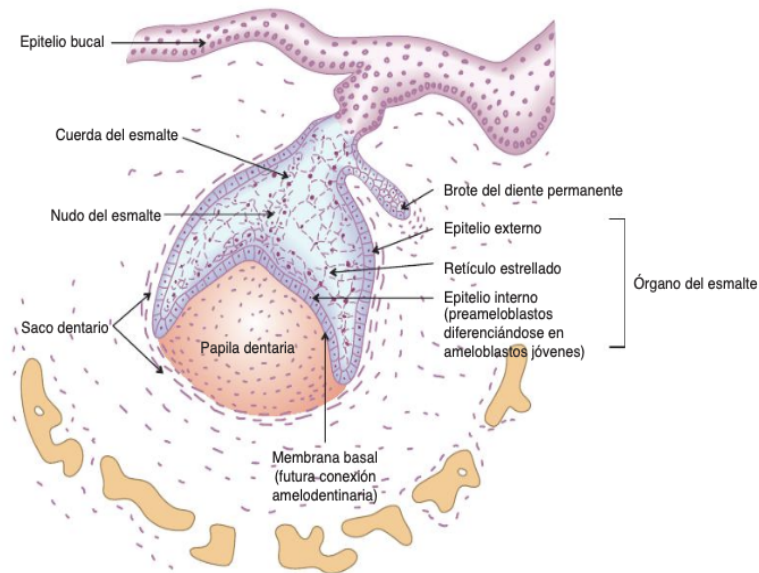


Figura 6. Estadio de casquete.

Se observa el saco dentario rodeando al órgano del esmalte.

“Tomada de: Gómez de Ferraris, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio, capítulo 14 EMBRIOLOGÍA DENTARIA, Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ª Ed. 2019, Madrid España, pág. 256”

Estadio de Campana: Ocurre entre la 14va y la 18va semana de VI, se caracteriza por una invaginación del epitelio dental interno y adquiere un aspecto de campana. Este estadio presenta dos etapas, las cuales se describirán a continuación (1):

- a) Campana inicial: Se aprecian diversas modificaciones en el órgano del esmalte (Fig.7) que conllevan la histodiferenciación de las siguientes estructuras:
 - A. Epitelio dental externo: Desarrolla pliegues al final de esta etapa a consecuencia de los brotes vasculares provenientes del saco dentario; el cual aportará la nutrición al órgano del esmalte (1).
 - B. Retículo estrellado: Sus células son de aspecto estrellado y aumentan de tamaño como consecuencia del incremento en la cantidad de líquido intercelular; sin embargo, su espesor se reduce a la altura cuspídea o bordes incisales conforme avanza el proceso de odontogénesis. En seguida, se formarán las

primeras laminillas de dentina dando como resultado una interrupción de nutrientes del órgano del esmalte, cuando las células del epitelio dental interno segregan matriz del esmalte y la mineralizan, la reducción de nutrientes aumenta, trayendo como consecuencia una disminución del retículo estrellado y un incremento en la perfusión vascular proveniente del saco dentario (1).

- C. Estrato intermedio: Se trata de una estructura localizada entre el epitelio interno y el retículo estrellado, el número de capas de este estrato corresponderá a las futuras cúspides o borde incisal, participa en la mineralización del esmalte durante la etapa de la amelogénesis (1).
- D. Epitelio dental interno: Se localizan los preameloblastos, los cuales son células cilíndricas con orientación definida, la membrana basal o lámina ameloblástica separa el epitelio interno de la papila dental (1).

Mediante señalizaciones específicas provenientes del ectomesénquima se determinará la morfología de la corona. Conforme progresa este estadio, las células indiferenciadas superficiales del ectomesénquima de la papila dentaria se diferenciarán en odontoblastos (1).

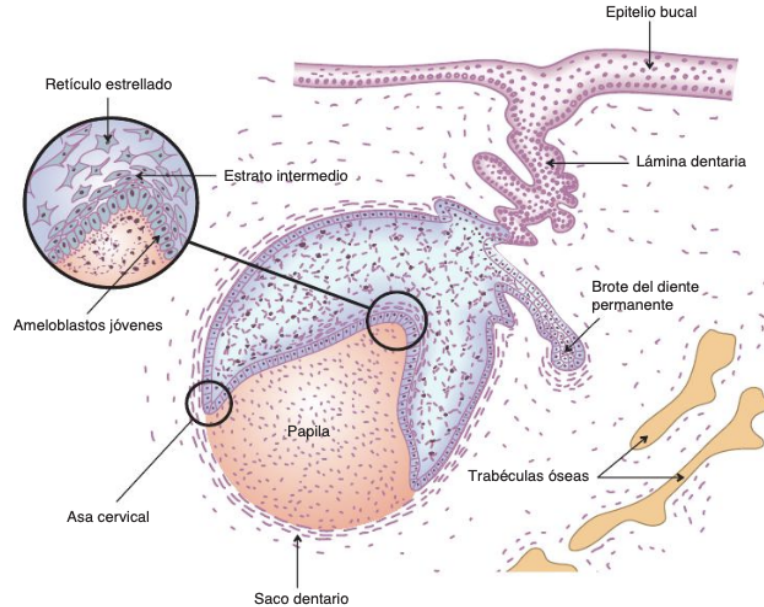


Figura 7. Estadio de campana.

Se observan los cambios en las estructuras del órgano del esmalte.

“Tomada de: Gómez de Ferraris, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio, capítulo 14 EMBRIOLOGÍA DENTARIA, Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ª Ed. 2019, Madrid España, pág. 258”

Campana avanzada: Durante esta etapa los ameloblastos permanecen inactivos hasta que los odontoblastos secreten la primera capa de predentina. Debido a esto, la nutrición de los ameloblastos ya no provendrá de la papila dentaria sino del estrato intermedio mediante uniones desmosómicas entre estos y las células del estrato intermedio (1).

En la papila dentaria se encuentran espacios intercelulares, los cuales contienen fibras de Von Korff, estos espacios intercelulares separan a los odontoblastos entre sí formando una hilera de células parecidas a un epitelio cilíndrico simple (1).

Una vez mineralizada la dentina, la parte central de la papila dentaria dará origen a la pulpa dental y su inervación inicial será exclusivamente sensorial (1).

Estadio Terminal o Aposicional: Este estadio inicia con el depósito de matriz del esmalte sobre las capas de dentina en desarrollo (1).

En este estadio, la corona inicia su formación en el borde incisal o las cúspides, en las cuales se formará primero secretando láminas de dentina y luego esmalte (Fig.8). Cuando se trata de dientes multicuspidados, este proceso se realiza de forma simultánea en cada cúspide y se unirán entre sí (1).

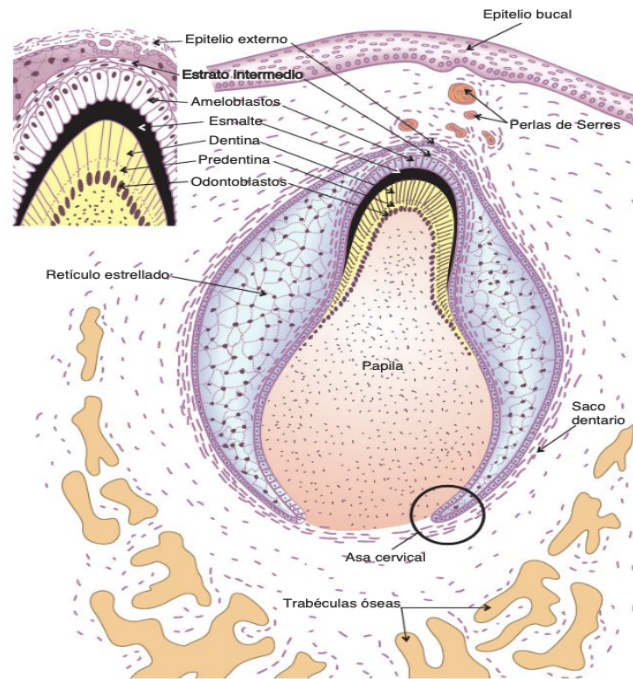


Figura 8. Estadio terminal o aposicional

Se representa en la parte superior del brote la formación de las láminas de dentina y esmalte para iniciar su proceso de formación de la corona.

“Tomada de: Gómez de Ferraris, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio, capítulo 14 EMBRIOLOGÍA DENTARIA, Histología, Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ª Ed. 2019, Madrid España, pág. 263”

Anteriormente se ha descrito (2) que cada yema o brote dental atraviesa diferentes etapas de proliferación, diferenciación y organización durante el desarrollo de la porción coronal de los ODs. Una vez que la formación de la corona se ha completado inicia el desarrollo de la porción radicular, mediado por la interacción entre el folículo dental y la vaina epitelial radicular de Hertwig (HERS, por sus siglas en inglés), conformada por los epitelios externos e internos del órgano del esmalte (2) (Fig.9).

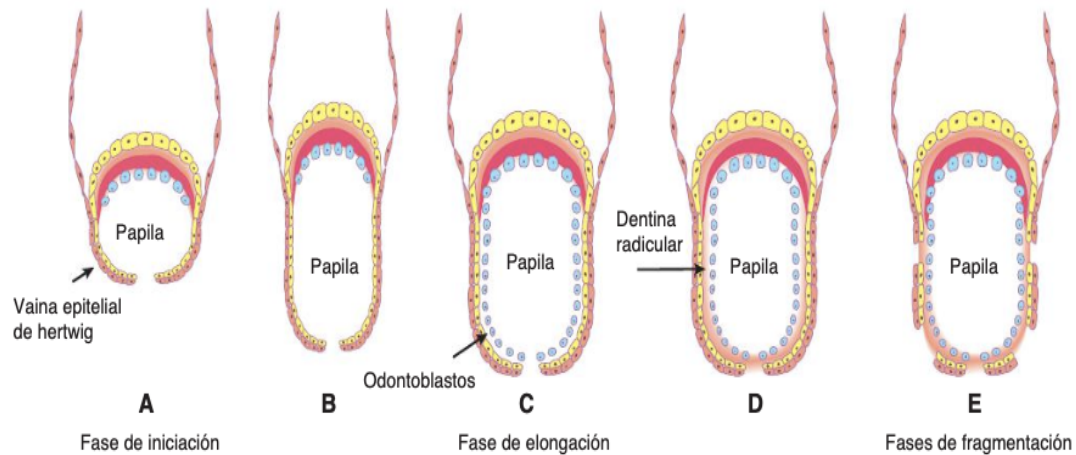


Figura 9. Formación de la vaina radicular epitelial de Hertwig (HERS, por sus siglas en inglés) A) Fase de iniciación. B-D) Fase de elongación: diferenciación del odontoblasto y formación de dentina. E) Fase de fragmentación.

“Tomada de: Gómez de Ferraris, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio, capítulo 14 EMBRIOLOGÍA DENTARIA, Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ª Ed. 2019, Madrid España, pág. 265”

Simultáneamente con el desarrollo de la HERS, las células mesenquimales del folículo dental atraviesan un proceso de diferenciación celular hacia cementoblastos, fibroblastos y osteoblastos. Estas células serán las encargadas del depósito de la matriz cementoide y su posterior mineralización sobre la superficie radicular en desarrollo, la formación de fibras del ligamento periodontal y la deposición de matriz osteoide y su posterior mineralización, respectivamente. Sin embargo, el origen embrionario del cemento radicular continúa en discusión hasta el día de hoy (1,2).

Finalmente, la conformación del alvéolo se consuma en sincronía con la erupción dentaria, donde se conforma un sistema biológico que comprende: un OD, el hueso alveolar y el ligamento periodontal (2).

1.2. Vascularización e inervación del hueso alveolar

El hueso alveolar es irrigado a través de las arterias maxilares superior e inferior, las cuales originan las arterias intraseptales y estas a su vez presentan sus ramas terminales denominadas arterias perforantes, las cuales atraviesan

la cortical perióstica y se anastomosan con el plexo vascular suprapariosteico (1).

Las arterias perforantes atraviesan los forámenes de la lámina compacta cribiforme, cabe destacar que estos forámenes también son atravesados por venas y nervios, todo este paquete neurovascular está íntimamente relacionado con la región apical destinada a la pulpa (1) (Fig.10).

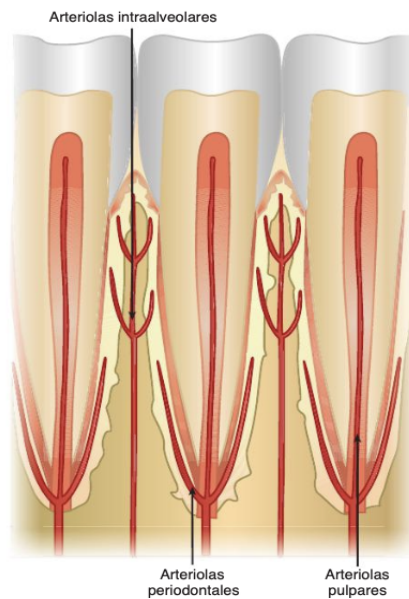


Figura 10. Vascularización del hueso alveolar corte sagital.

“Tomada de: capítulo 11. PERIODONTO DE INSERCIÓN: CEMENTO, LIGAMENTO PERIODONTAL Y HUESO ALVEOLAR, Histología, Embriología e Ingeniería Tisular Bucodental, Panamericana 4ªEd. 2019, Madrid España, pág. 286”

La vascularización palatina es proporcionada por las ramas nasopalatinas y la inervación por los haces neurovasculares provenientes del foramen palatino mayor (2).

Los procesos alveolares mandibulares reciben el paquete neurovascular proveniente del haz neurovascular alveolar y sus ramas mentonianas e incisivas (2).

La zona posterior de la mandíbula se encuentra irrigada e innervada por el haz neurovascular vestibular largo del hueso alveolar y el haz neurovascular lingual (2).

También se beneficia de capilares endóxicos y perióxicos, debido a que el hueso alveolar forma parte de la anatomía del periodonto recibe aporte vascular a través del ligamento periodontal (2).

1.3. Células

Las principales células del tejido óseo son (Fig.11):

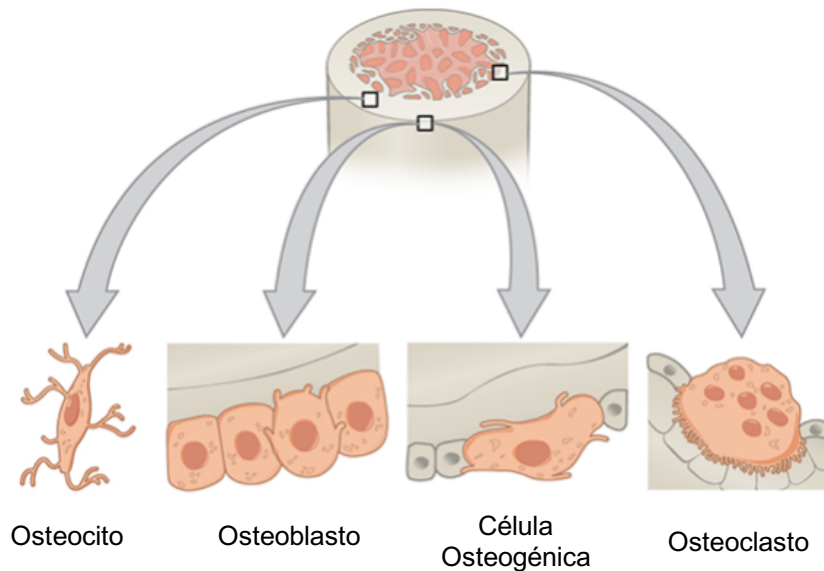


Figura 11. Células presentes dentro del tejido óseo.

“Tomada de: Tratado de Histología X: Tejido óseo. Disponible en:

<http://mitocondriacientifica.blogspot.com/2016/02/tratado-de-histologia-x-tejido-oseo.html>

1.3.1. Osteoblasto

Los osteoblastos son células cúbicas mononucleadas con núcleo esférico, citoplasma basófilo y un nucleolo. Son derivados del ectomesénquima; sin embargo, existen diferentes tipos de células que tienen la capacidad de

diferenciarse en osteoblastos mediante la activación del factor de transcripción Runx2 (2,3).

El factor de transcripción Runx2 interviene en los primeros estadios de la diferenciación de células troncales hacia un fenotipo osteoblástico, el cual actúa a nivel del ciclo celular y favorece la diferenciación celular (4,5).

Estas células son responsables de la formación de la matriz ósea y su posterior mineralización (2).

Se estima que alrededor de un 20% de los osteoblastos se diferenciarán en osteocitos; una vez finalizada la formación ósea, los osteoblastos que no se diferenciarán en osteocitos, morirán por apoptosis o se diferenciarán en células de revestimiento óseo (5).

1.3.2. Osteocito

El osteocito es una célula mononucleada constituida por un cuerpo celular y múltiples prolongaciones citoplasmáticas, posee un núcleo redondeado u ovoide con una cromatina moteada. En el citoplasma, los orgánulos están poco desarrollados, las mitocondrias son pequeñas y escasas, el retículo endoplásmico rugoso se encuentra poco desarrollado, el aparato de Golgi está reducido y se observan lisosomas ricos en enzimas, posee prolongaciones citoplasmáticas extensas que se comunican con otros osteocitos incluidos en el hueso (2,3).

Los osteocitos se diferencian a partir de osteoblastos incluidos en la matriz osteoide mineralizada que ellos mismos secretaron, los osteocitos tienen propiedades mecanorreceptoras (1).

1.3.3. Osteoclasto

Los osteoclastos derivan de progenitores hematopoyéticos del linaje monocito-macrófago. Los osteoclastos se fusionan durante su diferenciación para formar células multinucleadas con núcleos polarizados y un borde ondulado o “de cepillo”. Esta característica histomorfológica, les permite

posicionarse sobre la matriz ósea, desmineralizarla y reabsorberla. Cuando se encuentran en una fase activa de resorción, los osteoclastos exhiben numerosas vesículas citoplasmáticas que contienen catepsina cerca del borde del cepillo, favoreciendo así el proceso de desmineralización. Además, también se observan pequeñas vesículas esféricas que contienen lisozimas, identificadas por una única hendidura en su superficie (2,3).

Durante el proceso de diferenciación osteoclástico, se requiere del factor de colonias de macrófagos (M-CSF), del receptor activador del factor nuclear κ B mejor conocido como RANK y del ligando de receptor nuclear para el factor nuclear κ B ligando o RANKL (5).

El RANKL es una proteína expresada en la membrana citoplasmática de linfocitos-T, macrófagos, fibroblastos y células del estroma de la médula ósea; mientras que RANK es expresada por células precursoras osteoclásticas y osteoclastos maduros (5).

Los macrófagos son células provenientes de la línea mieloide de diferenciación a partir de un monocito. Cuando un monocito recibe el estímulo de diferenciación mediante el reconocimiento del M-CSF, de la interacción de RANK-RANKL o ambas comienza el proceso de diferenciación osteoclástico; el cual se puede ver potencializado por mediadores de la inflamación como la prostaglandina E2 (PGE2), Interleucinas (IL-1, IL-6, IL-11, IL-17), factor de necrosis tumoral alfa (TNF $-\alpha$) y hormonas como la parathormona (PTH, por sus siglas en inglés) (5).

Esta unión inicia una vía de señalización que conduce a la expresión de genes y a la diferenciación de pre-osteoclastos; gracias a la estimulación de las hormonas y mediadores de inflamación previamente mencionados se obtiene como resultado la diferenciación celular final de un osteoclasto (5).

La inactivación de la osteoclastogénesis, puede llevarse a cabo mediante la interacción de un señuelo soluble llamado osteoprotegerina (OPG, por sus siglas en inglés). La cual es una proteína secretada por células

troncales de la médula ósea, osteoblastos y fibroblastos provenientes del ligamento periodontal (5,6).

OPG actúa como un receptor señuelo para RANKL, lo cual lo convierte en un inhibidor natural de la diferenciación y activación osteoclástica (5,6) (Fig12).

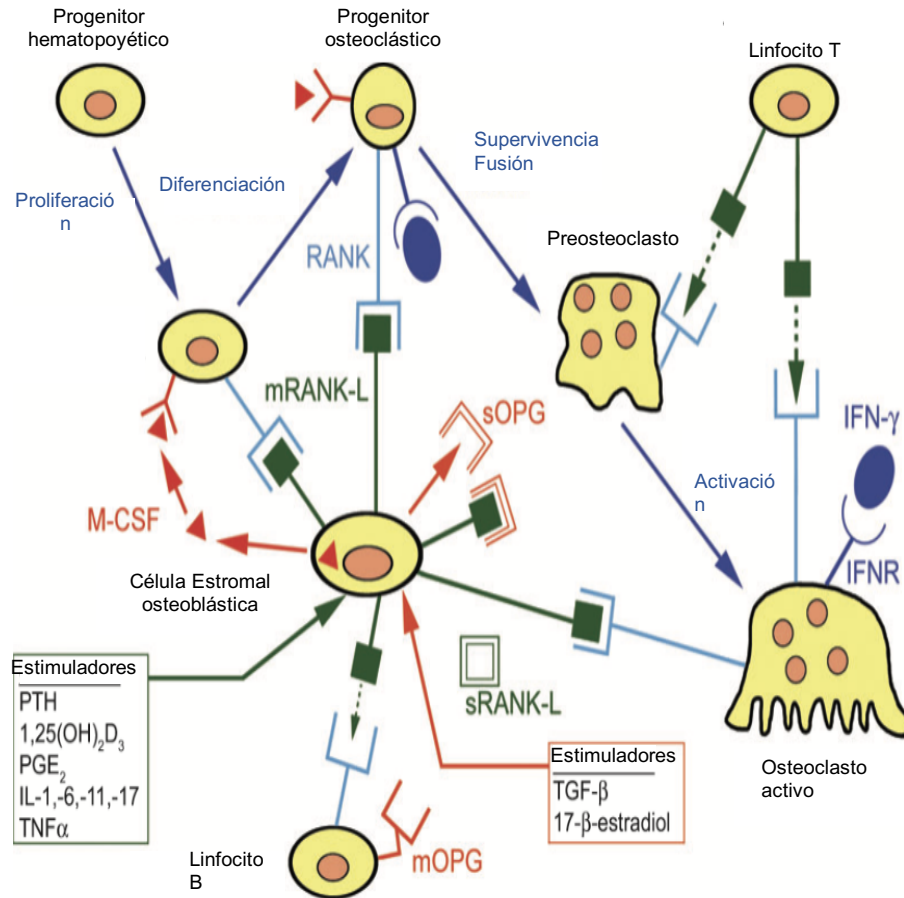


Figura 12. Proceso de diferenciación osteoclástica.

Las líneas verdes muestran el proceso de adhesión de RANK- RANKL

Las líneas azules muestran el proceso de diferenciación y activación de un osteoclasto.

Las líneas rojas muestran el proceso de adhesión del RANKL con OPG

“Tomada de: Antonio Nanci & Dieter D, Rosshardt, Structure of periodontal tissues in health and disease pág. 24”

1.4. Matriz extracelular del hueso alveolar

1.4.1. Matriz orgánica

La matriz orgánica representa aproximadamente del 35-45% del volumen total, está constituida principalmente por proteínas colágenas, proteínas no colágenas, agua y algunos lípidos (1).

1.4.2. Proteínas colágenas

Las proteínas colágenas constituyen entre el 80 y el 90% de la matriz orgánica, entre estas proteínas se encuentran la colágena tipo I y V, las cuales representan cerca del 95% del total de las proteínas colágenas. También se han identificado las colágenas tipo III y XII en menor cantidad (2,3).

1.4.3. Proteínas no colágenas

Las proteínas no colágenas representan aproximadamente el 8% de la matriz ósea extracelular y son multifuncionales e intervienen en la organización de la matriz extracelular (1,6,7).

Dentro de las proteínas no colágenas se encuentran:

- a) Osteocalcina (OCN): Es sintetizada por los osteoblastos, plaquetas y cementoblastos, esta proteína es considerada como una proteína de unión entre el calcio y la colágena, para lograr esta función requiere de vitaminas K, B y C (1,7).
- b) Osteonectina: Es una glucoproteína con gran afinidad por la colágena tipo I, calcio e hidroxapatita (6).
- c) Proteínas SIBLINGS (Small Integrin-Binding Ligand, N-linked Glycoproteins): Son llamadas así ya que contienen el tripéptido RGD, dentro de las cuales se encuentran la osteopontina (OPN), sialoproteína ósea (BSP, por sus siglas en inglés), fibronectina, trombospondina y vitronectina estas glucoproteínas intervienen en el proceso de remodelado óseo (6).

- d) Proteoglucanos: Dentro de este grupo se encuentran la decorina y el biglicano, que son moléculas de gran tamaño y participan en la diferenciación celular y favorecen y controlan el depósito de minerales de calcio (1–3,6).

1.4.4. Agua

El agua representa entre el 15 y 25% de la totalidad de la matriz extracelular, se le denomina agua libre y se desplaza conforme a los gradientes de presión que se producen en el interior del tejido (3).

1.4.5. Componentes Inorgánicos o mineral

Se compone de sales minerales, como son el carbonato, fosfato tricálcico entre otras, estas sales tienen una forma parecida a las apatitas geológicas, las cuales forman cristales de hidroxiapatita (1).

2. Metabolismo óseo

El metabolismo óseo constituye una serie de procesos que contribuyen al mantenimiento de la homeostasis no solo en el tejido óseo, sino también de la salud sistémica, tiene un papel importante en la homeostasis mineral, principalmente del calcio (5).

El calcio tiene diversas funciones en el cuerpo humano, entre las cuales destacan la mineralización de sistema óseo, el mantenimiento del tono músculo-esquelético así como activador de la transducción de señales intracelulares (7).

2.1. Reabsorción ósea

Se considera reabsorción ósea a la pérdida del tejido óseo, la cual puede ser producida por diversos factores como: traumatismos, tumores o quistes, el uso de prótesis y enfermedad periodontal (8).

Sin embargo, no toda la reabsorción es patológica, existe reabsorción fisiológica, la cual permite la liberación del calcio hacia el torrente sanguíneo y cumplir funciones sistémicas, como la contracción muscular, por mencionar un ejemplo (9).

El proceso de reabsorción fisiológica se lleva a cabo de la siguiente manera:

Los osteoclastos son los encargados de este proceso fisiológico, y lo realizan en dos partes: 1) los osteoclastos solubilizan y reabsorben el mineral y de esta manera 2) se permite el degradado de la matriz ósea. El mineral reabsorbido se solubiliza acidificando el microambiente existente entre la matriz ósea y el borde en cepillo. Los componentes orgánicos de la matriz son digeridos mediante enzimas como metaloproteinasas y catepsinas K y B. Los osteoclastos mueren por apoptosis una vez completado el proceso de reabsorción (9).

2.2. Remodelado y modelado óseo

El remodelado óseo es un proceso sincronizado en cual intervienen los componentes celulares del hueso, los cuales trabajan de manera simultánea y sincronizada sobre la matriz extracelular, inducidos por diferentes factores sistémicos y locales, como hormonas y factores de crecimiento, por mencionar un ejemplo. Estas células se comunican entre sí mediante expresiones de proteínas señalizadoras como el RANKL, la esclerostina, el FGF23 y Dickkopf-1 (DKK1), gracias a estas señalizaciones intercelulares, el proceso de remodelado se adapta continuamente a las necesidades del organismo (10–12)

Pacheco Pantoja y cols. (13) clasificaron el remodelado óseo en cuatro fases:

- a. Activación: Reclutamiento de monocitos, para su posterior diferenciación en osteoclastos (7,8,13) (Fig.13).

- b. Resorción: Los osteoclastos comienzan erosionando una cavidad denominada laguna de Howship en hueso trabecular y cortical (7,8,13) (Fig.13).
- c. Reversión: Después de realizar el proceso de reabsorción ósea, los osteoclastos sufren apoptosis y se integran los osteoblastos al sitio lacunar (7,8,13) (Fig.13).
- d. Formación: Los osteoblastos formarán una nueva matriz ósea orgánica que posteriormente mineralizarán (7,8,13) (Fig.13).

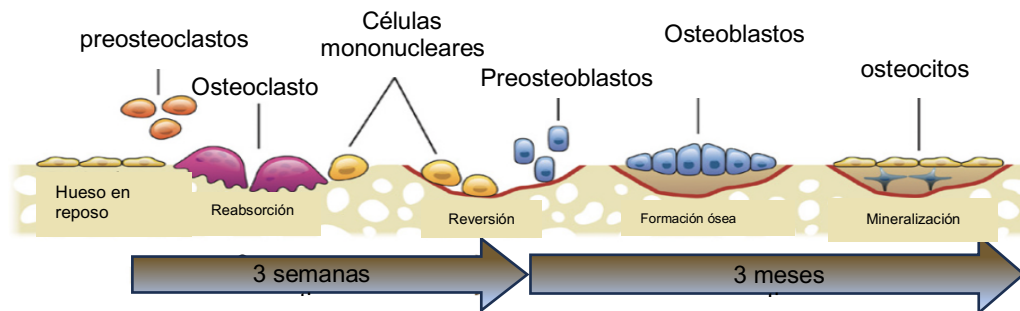


Figura 13. Mecanismos del metabolismo óseo, con sus respectivas células.

Se observan los preosteoclastos cuando el hueso está en reposo, una vez que se activan los osteoclastos entran en la fase de reabsorción, en la fase de reversión se encuentran los preosteoblastos, que a su vez se van a diferenciar en osteoblastos, los cuales sintetizarán matriz orgánica para su mineralización en la cual los osteocitos quedarán atrapados.

"Tomada de: Darnell Kaigler & William V. Giannobile, capítulo 2 Bone as a Living Organ, Clinical Periodontology, and Implant Dentistry, pág. 57"

El modelado óseo.

De acuerdo con el documento presentado por Morales-Piga (10), el modelado óseo es un proceso que ocurre durante el crecimiento, en donde el hueso aumenta su tamaño y logra adaptar su forma a la carga mecánica necesaria (10).

2.3. Cicatrización del alvéolo post-extracción sin el uso de un injerto óseo

Araujo y cols. (14) publicaron un documento en donde se describen las fases de cicatrización del alvéolo tras una extracción dentaria sin el uso de injertos óseos, las cuales se describen a continuación:

Fase Inflamatoria: la cual a su vez se subdivide en dos partes:

- a) Formación del coágulo sanguíneo: El coágulo se forma inmediatamente después de la extracción, este coágulo va a detener el sangrado, a los 2 o 3 días, se puede observar una gran cantidad de células inflamatorias en el alvéolo (14) (Fig.14).
- b) Migración de células inflamatorias: Se comenzará a formar tejido óseo nuevo a partir de tejido granulomatoso, este se reemplazará gradualmente con una matriz de tejido conectivo. (14) (Fig.14).

Con el fin de comprender el proceso de cicatrización alveolar se describirá brevemente la formación de un coágulo sanguíneo:

Tras la extracción de un OD, el alvéolo residual se llena de sangre, favoreciendo la formación de un coágulo gracias a la activación de plaquetas, las cuales forman prolongaciones que les permite unirse entre sí, mediante glucoproteínas y fibrinógeno, de tal manera que se forma un coágulo primario (14).

El coágulo secundario o mejor conocido como coágulo definitivo se consolida con la formación de una malla de fibrina que le proporcionará estabilidad (14,15).

Posteriormente se organizará en tejido de granulomatoso, el cual es un tejido conectivo formando durante la fase de proliferación de la cicatrización de una herida (14).

Fase proliferativa: también se puede dividir en dos fases:

- a) Fibroplasia: Existe un depósito de matriz provisional, vasos sanguíneos y células formadoras de hueso, las cuales formarán

proyecciones que rodearán un vaso sanguíneo conformando así a la osteona primaria, la cual puede estar reforzada por hueso con fibras paralelas (14) (Fig.14).

- b) Formación de tejido óseo: Se caracteriza por la formación rápida de tejido óseo mineralizado (14) (Fig.14).

Fase de modelado y remodelado óseo: Última fase del proceso de cicatrización la cual se caracteriza por la sustitución de hueso primario por hueso maduro a través de la remodelación ósea que puede tardar varios meses, sin embargo, el modelado óseo tiene lugar antes que la remodelación ósea la cual aparece en los primeros 3 meses de la cicatrización, este modelado óseo se realiza en las paredes vestibular y lingual (14).

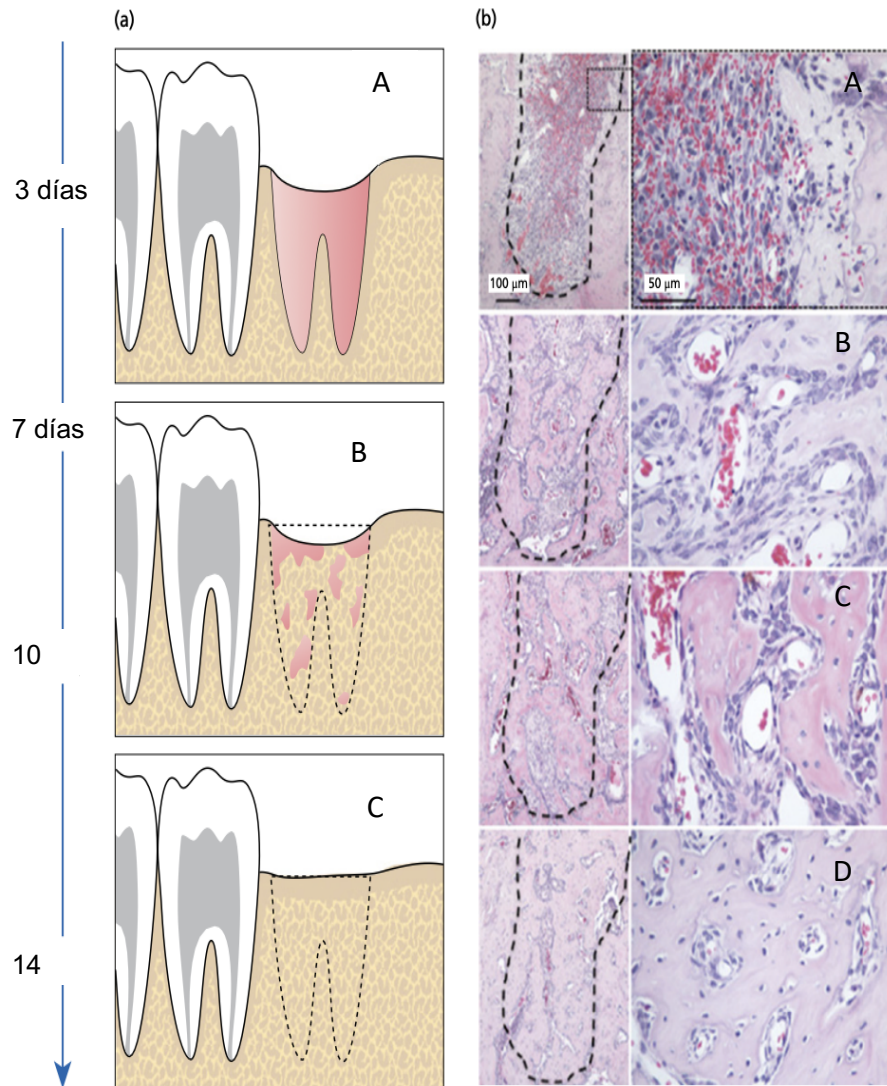


Figura 14. Representación esquemática (a) de la cicatrización alveolar en modelos murinos de extracción dentaria y cortes histológicos teñidos (b) con tinción mediante hematoxilina y eosina (H&E). En el día 3 (aA) se representa el coágulo sanguíneo, (bA) se observan células sanguíneas en el alvéolo. En el día 7 (aB) se representa una densidad celular mayor en el área del defecto, (bB) se observa menor cantidad de células sanguíneas. En el día 10 (aC) se representa que el tejido parece estar lleno con tejido mesenquimatoso denso, (bC) se observa la formación de tejido óseo es más abundante, gracias a la nutrición de las células óseas. En el día 14 (aD) se representa una integración del hueso formado a las paredes del alvéolo, (bD) se observan pequeños vasos sanguíneos en el tejido óseo.

“Tomada de: Darnell Kaigler & William V. Giannobile capítulo 2 Bone as a Living Organ, Clinical Periodontology, and Implant Dentistry, pág. 61”

2.3.1. Tiempo de cicatrización

La entrada del alvéolo cicatriza entre las 10 y las 20 semanas post-extracción, mediante un tejido epitelizado firme y entre los 3 y los 6 meses post-extracción se observa el llenado óseo radiográfico (14).

2.3.2. Cambios dimensionales

Existen cambios dimensionales en el reborde alveolar seguido de una extracción dentaria. Araujo y cols. (14), han documentado que tras la extracción dentaria, la reducción es limitada en sentido vertical, pero la reducción horizontal es mayor, la cual puede ocasionar una reducción en sentido buco-lingual que alcance valores cercanos al 50% en relación con sus dimensiones originales. De estas dimensiones, el porcentaje de resorción ósea ocurre principalmente en la cara bucal en comparación con la lingual, llega a ser mayor en la región de molares (14).

Por otra parte, cuando se realizan extracciones múltiples existe una mayor tasa de resorción ósea en reabsorción en sentido apico-coronal en comparación con vestibulo-lingual (14).

CAPÍTULO II

3. Injerto óseo

3.1 Definición

Según el glosario de términos periodontales de la AAP, un injerto es cualquier material colocado con la intención de reparar, aumentar o regenerar un defecto o deficiencia (16).

Por lo tanto se podría definir a un injerto óseo como un biomaterial que se injerta en el hospedero para reparar, aumentar o regenerar tejido óseo.

3.2. Propiedades de los injertos óseos

Las propiedades ideales de los injertos óseos son la osteogénesis, la osteoinducción y la osteoconducción (17).

La osteogénesis es aquella propiedad que tiene el injerto de formar hueso *de novo* debido a que contiene células osteogénicas y troncales viables para la formación ósea (14,16).

La osteoinducción hace referencia a la propiedad que tienen los injertos de formar hueso *de novo* mediante la inducción de células osteogénicas y troncales mesenquimales (14,16).

La osteoconducción es aquella propiedad que tienen los injertos de funcionar como un andamio para la migración celular (14,16).

3.3. Clasificación

Los injertos óseos se clasifican según su procedencia en:

3.3.1. Autoinjertos

Son injertos provenientes del mismo donante obtenidos mediante un segundo sitio quirúrgico para ser implantados en él mismo, algunos sitios comunes de obtención extraoral podrían ser la cadera o una costilla, de donde

es posible obtener altas cantidades; algunos sitios de obtención intraoral podrían ser la sínfisis mentoniana y la rama mandibular; sin embargo, un segundo sitio quirúrgico conlleva ciertos riesgos tales como sangrado, inflamación, riesgo de infección, mayor dolor postoperatorio y costo monetario (17).

Los autoinjertos han sido considerados como el *estándar de oro* para la reparación de los defectos óseos ya que presenta propiedades ideales, como: osteogénesis, osteoconducción y osteoinducción. Este tipo de injerto óseo se degradará parcialmente por necrosis lo cual conlleva a una alta tasa de reabsorción del volumen del reborde residual de hasta un 50% después de 6 meses (17).

Una de las ventajas que tiene este tipo de injerto óseo es su histocompatibilidad y la no-inmunogenicidad debido a su origen; sin embargo, posee una serie de inconvenientes entre los cuales se encuentran una rápida reabsorción mineral, complicaciones relacionadas con el sitio donante, como infección, sangrado, dolor, edema y posible daño a estructuras nerviosas y vasculares en el lecho donante, sin embargo un rango de complicaciones mayores al 8.6% y menores al 20.6% (11,14)

3.3.2. Aloinjertos

Los aloinjertos óseos son un sustituto que proviene de un individuo diferente al hospedero y se injerta en otro de la misma especie pero genéticamente diferente, el cual proviene de donantes no vivos (17).

Presentan propiedades osteoconductoras, que conducen la formación de hueso mediante un andamiaje y se puede encontrar en diferentes presentaciones, como particulado, en bloque, lámina o anillo (17).

Los aloinjertos se someten a un proceso de desvitalización, el cual engloba los procesos de descalcificación, desproteínización, irradiación y/o secado por congelación y esterilización lo cual permite que carezcan de células y proteínas (17).

En comparación con los autoinjertos, los aloinjertos no tienen propiedades osteogénicas ni osteoinductivas y presentan algunas ventajas en comparación con el injerto autólogo ya que evita la morbilidad del sitio donante y el compromiso a los tejidos sanos del huésped; permite una disponibilidad inmediata, posibilidad de obtener tamaños, formas y cantidad apropiada, y almacenamiento durante largos periodos de tiempo; sin embargo, también presenta algunos inconvenientes entre los que destacan, el potencial de transmisión de enfermedades, virus, agentes infecciosos y respuesta antigénica (18).

3.3.3. Injertos aloplásticos

Los injertos aloplásticos son sustitutos óseos provenientes de materiales sintéticos. Se ha demostrado que proporcionan un andamio para la reparación y el crecimiento óseo gracias a sus propiedades osteoconductoras (17).

Estos polímeros sintéticos han demostrado tener un potencial prometedor para la ingeniería de tejidos óseos por sus propiedades biomecánicas y de biodegradabilidad controlables y ajustables, no obstante, todavía existen algunas preocupaciones sobre la osteoconductividad, el tiempo de reabsorción y las alteraciones locales del pH (17).

Entre las ventajas principales de estos injertos se destacan que presentan propiedades osteoconductoras y forman un andamio para la formación ósea (8).

Algunas de las desventajas que presentan los injertos aloplásticos es que no son osteoinductores, pueden ser colonizados por bacterias y presentar una respuesta inmune, llegan a tener alteraciones en el pH y el largo tiempo de reabsorción del injerto aloplástico (12-18 meses después de injertarlo) (8,17).

3.3.4. Xenoinjertos

Los xenoinjertos óseos son sustitutos óseos provenientes de una especie distinta a la receptora, los más utilizados en la práctica clínica diaria son los derivados de hueso bovino, porcino y equino. El xenoinjerto más documentado clínica e histológicamente es el de origen bovino (17).

Son biocompatibles, debido a que son sometidos a procesos de desproteinización y liofilización, los cuales se describirán más adelante, tienen propiedades osteoconductoras, funcionando como un andamio para la formación de hueso nuevo, requieren una serie de protocolos establecidos para su proceso de esterilización y evitar el riesgo de transmisión de enfermedades (17).

3.3.4.1. Esterilización del xeno injerto bovino

El xenoinjerto es sometido a un proceso de remoción proteica a alta temperatura que en promedio llega a los 300 °C. Esto permite la remoción de los componentes orgánicos, manteniendo intacta su arquitectura ósea. El área superficial, la porosidad, el tamaño de los cristales y la relación de los iones Calcio-Fósforo (Ca-P) son más similares al hueso esponjoso humano. El producto es un hueso bovino poroso desproteinizado con una fase mineral natural y una configuración tridimensional que favorece la angiogénesis y la formación ósea (18).

3.3.4.2. Propiedades del xenoinjerto bovino

El xenoinjerto bovino presenta propiedades osteoconductoras sin inducir reacciones adversas sobre el lecho receptor; presentan una baja tasa de reabsorción, favorece la angiogénesis, migración y diferenciación celular y la consecuente formación ósea sobre su superficie o cercana a ella (11,19).

Es de suma importancia conocer el tamaño de las partículas de los xenoinjertos, ya que a mayor tamaño tendrá mayor capacidad de

osteoconducción y menor reabsorción, pero pueden retrasar la formación de hueso nuevo y a menor tamaño las partículas quedan muy compactas y pueden perder el crecimiento vascular (20).

Diversos estudios recomiendan utilizar una mezcla de partículas tanto grandes como pequeñas para poder crear un adecuado espacio interparticulado (20)

3.3.4.3. Usos en Periodontología

El uso del xenoinjerto ha sido estudiado y se ha comprobado que ofrece ventajas en la zona estética ya que mejora el contorno y funciona como apoyo para los tejidos blandos (21,22).

Otros de los usos clínicos en periodontología ligados al uso de materiales de sustitución ósea utilizando el xenoinjerto bovino son los siguientes:

- Regeneración Ósea Guiada (ROG) (21).
- Elevación de piso de seno maxilar (21).
- Reparación de defectos óseos periimplantarios (21).
- Aumento de reborde sin la colocación de implantes dentales (21).
- Preservación de reborde residual (21).

3.3.4.4. Ventajas del xenoinjerto bovino

- Es un andamio, ya que su principal propiedad es la osteoconducción (21,23).
- Presenta baja probabilidad a reacciones inflamatorias y alérgicas por su proceso de esterilización lo que le proporciona biocompatibilidad (24,25).
- Usando xenoinjerto se puede observar una estabilidad dimensional del alvéolo en sentido vertical del 13.58% al 20.76% y en sentido horizontal del 13.45% al 15.72% (26).

3.3.4.5. Desventajas

- La principal desventaja de este biomaterial es la resorción de las matrices óseas orgánicas, así como del mismo sustituto óseo debido a la respuesta del sistema inmune (25,27,28).
- Posibilidad de transmitir enfermedades bovinas en caso de no llevar un proceso de esterilización (27,29).

3.3.4.6. Manejo de xenoinjerto bovino

El xenoinjerto bovino particulado seleccionado puede ser hidratado con solución salina o sangre proveniente del paciente, idealmente de 15 a 20 minutos antes de su uso, hasta obtener una consistencia adecuada que permita al operador su manipulación y el empaquetamiento dentro del alvéolo incremental (3,19,21) (Fig.15).

El empaquetamiento debería permitir un adecuado espacio entre las partículas y favorecer la estabilización del coágulo sanguíneo.



Figura 15. Colocación de xenoinjerto de origen bovino con cucharilla para hueso Jovanovic (BSJO5 Hu-Friedy®).

Fuente directa.

Comparación del proceso de cicatrización de alvéolos preservados con aloinjertos o con xenoinjertos

En una comparación sistemática de 32 estudios, con 1354 preservaciones alveolares, han demostrado que el xenoinjerto óseo de origen bovino y el aloinjerto óseo, han mostrado menor pérdida dimensional, sin embargo, el uso de xenoinjerto es el más reportado y estudiado en la actualidad (26).

Serrano Méndez et al. (30), han comparado el uso de xenoinjerto vs aloinjerto utilizados como biomaterial para injertar los alvéolos post-extracción y 6 meses posteriores a la técnica quirúrgica no se reportaron diferencias estadísticas relevantes, sin embargo, Jambhekar et al (26) sugieren el uso de xenoinjerto para la preservación alveolar (26,30).

CAPÍTULO III

4. Preservación de reborde

La preservación de reborde residual se define como un conjunto de procedimientos realizados al momento de la extracción dental con el objetivo de preservar el volumen del reborde, permitiendo conservar las dimensiones del reborde residual, previniendo así el colapso de este y atenuar una reducción dimensional del alvéolo (14,17,31).

4.1. Antecedentes históricos

Adriaens en 1999 (29), definió la preservación de reborde como un procedimiento que conserva las dimensiones y contornos del alvéolo y se realiza tras la extracción dentaria; sin embargo no fue hasta finales del siglo XX, cuando la comunidad científica empezaba a tener una preocupación acerca de la reabsorción del reborde residual post-extracción(18,32,33).

4.2. Indicaciones

La preservación de reborde está indicada, cuando se realizarán extracciones múltiples en un paciente y será necesaria una posterior rehabilitación con implantes o sobredentaduras, cuando el aspecto estético pueda verse comprometido seguido a la(s) extracción(es) dentaria(s), otra indicación es cuando existen corticales alvéolares remanentes (33).

5. Técnicas utilizadas para la preservación de reborde

Varios autores han descrito sobre los diversos materiales y las diferentes técnicas de preservación de reborde, estos destacan los mecanismos de la reabsorción ósea seguido de la extracción dentaria y han conducido a la exploración de nuevas alternativas para lograr una mayor

preservación dimensional. Estas técnicas abarcan procedimientos sin colgajo y tratamientos que utilizan células troncales autólogas y factores de crecimiento (34).

5.1. Extracción atraumática

Para poder comprender mejor las técnicas de preservación de reborde se describe a continuación el proceso de extracción atraumática.

Instrumental y material necesario:

- Jeringa tipo carpule.
- Anestésico dependiendo las necesidades del operador
- Sindesmotomo de Bernal recto
- Alveolotómo de gubia pequeña
- Jeringa hipodérmica
- Aguja para irrigar
- Solución fisiológica de cloruro de sodio (NaCl) al 0.9%
- Gasas esterilizadas
- Cucharilla de Lucas

Procedimiento quirúrgico:

- Se anestesia al paciente con la técnica adecuada según el OD a tratar.
- Se comenzará la sindesmotomía (Fig.16) con el sindesmotomo de Bernal recto, una vez realizada la sindesmotomía se realizarán que realizar movimientos de mesial a distal cuidando no dañar las corticales óseas.

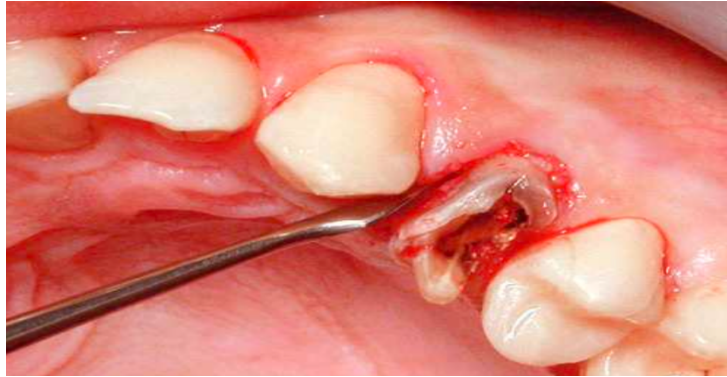


Figura 16. Sindesmotomía de OD 24

Se observa la sindesmotomía con un sindesmotómo de Bernal en la cara mesial del OD 24
 "Tomada de: Blus C, Szmukler-Moncler S. Extracción dental atraumática y colocación inmediata de implante con cirugía piezoeléctrica: evaluación de 40 sitios después de como mínimo un año de carga. Revista Internacional de Odontología Restauradora y Periodoncia. 2010;14(4):354-63."

- Una vez que la raíz presente movilidad, se tomará un alveolotómo de gubia pequeña, se pinzará el cuello del diente y se realizará un movimiento traccional para poder extraer el OD (Fig.17).

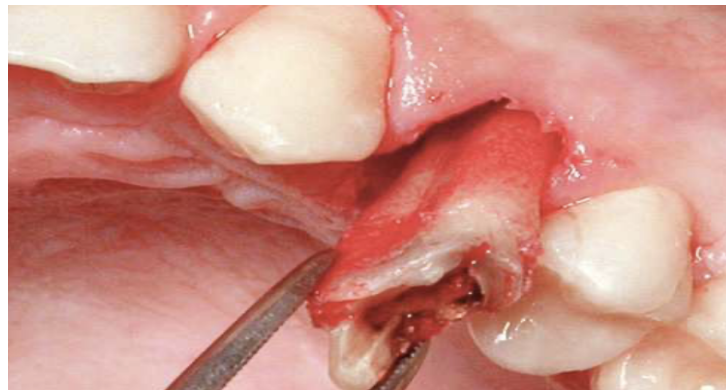


Figura 17.Extracción del OD 24

Se observa la extracción del OD 24 con un alvéolotómo de gubia pequeña.
 "Tomada de: Blus C, Szmukler-Moncler S. Extracción dental atraumática y colocación inmediata de implante con cirugía piezoeléctrica: evaluación de 40 sitios después de como mínimo un año de carga. Revista Internacional de Odontología Restauradora y Periodoncia. 2010;14(4):354-63."

- Una vez extraído el OD, se irriga el alvéolo con solución de NaCl al 0.9% y se retira el tejido de granulomatoso con ayuda de una cucharilla de Lucas (Fig.18).



Figura 18. Extracción del tejido granulomatoso.

Se realiza un raspado en el alvéolo para extraer el tejido de granulomatoso.

"Tomada de: Blus C, Szmukler-Moncler S. Extracción dental atraumática y colocación inmediata de implante con cirugía piezoeléctrica: evaluación de 40 sitios después de como mínimo un año de carga. Revista Internacional de Odontología Restauradora y Periodoncia. 2010;14(4):354-63."

Una vez que la extracción dentaria fue realizada, se ha documentado en la literatura científica diversos métodos de preservación de reborde los cuales se describirán a continuación:

5.2. Técnica BARP (Biologically-oriented Alveolar Ridge Preservation, por sus siglas en inglés)

Para esta técnica de preservación de reborde residual, se necesitará como mínimo el siguiente instrumental:

- Jeringa tipo Carpule.
- Anestésico dependiendo las necesidades del operador.
- Hoja de Biturí 15 o 15C.
- Mango para hoja de bisturí del número 3.
- Sonda periodontal de la Universidad de Carolina del Norte (UNC-15).
- Esponjas de colágena.
- Sutura 4-0
- Cucharilla de Lucas.

- Porta agujas.
- Tijeras para sutura.
- Pinzas Kelly rectas y curvas.

Procedimiento quirúrgico:

- Se infiere que la técnica anestésica del sitio a tratar (35).
- Se realizan incisiones intrasulculares, las cuales se extienden a los dientes adyacentes (35) (Fig.19).

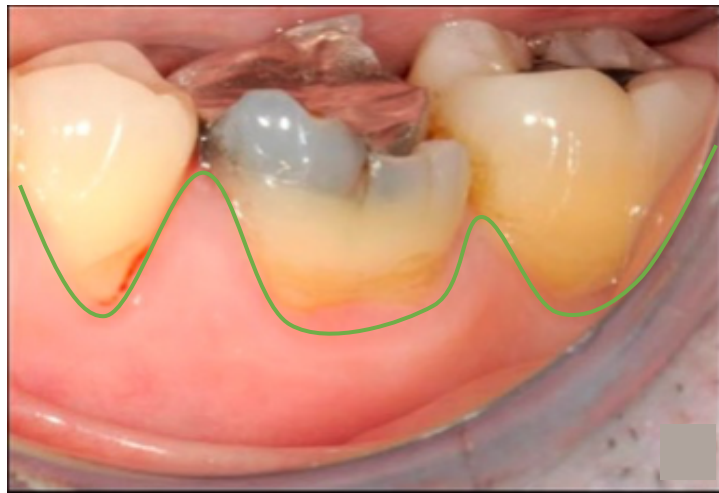


Figura 19. Incisiones intrasulculares.

Marcaje en color verde representando la realización de incisiones intrasulculares

“Tomada de: Pramstraller M, Farina R, Simonelli A, Götz W, Trombelli L. A Simplified Procedure for Biologically Oriented Alveolar Ridge Preservation: Clinical and Histological Findings From a Case Report. Clin Adv Periodontics. 2021;11(4):189-94.”

- Se elevará un colgajo mucoperióstico hasta exponer 2 mm de la cresta ósea, tanto en el aspecto bucal como en el lingual, y se realiza la extracción dentaria atraumática (35).
- Una vez extraído el OD, se deberán medir las dimensiones de la cresta alveolar en sentido bucolingual con una sonda UNC-15 (35) (Fig.20).

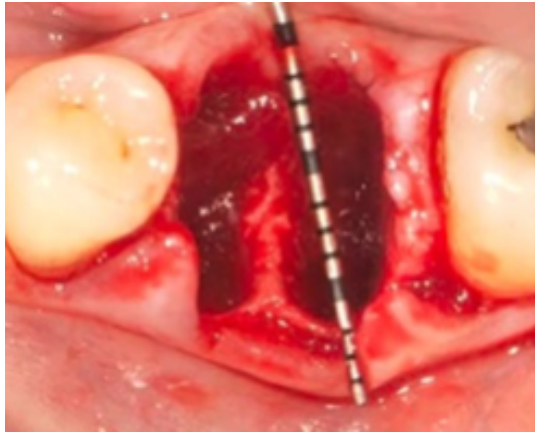


Figura 20. Medición de las dimensiones de la cresta alveolar

Una vez terminada la extracción atraumática observa la manera correcta de registrar las mediciones de la cresta alveolar con la sonda UNC-15

“Tomada de: Pramstraller M, Farina R, Simonelli A, Götz W, Trombelli L. A Simplified Procedure for Biologically Oriented Alveolar Ridge Preservation: Clinical and Histological Findings From a Case Report. Clin Adv Periodontics. 2021;11(4):189-94.”

- El operador deberá extraer todo el tejido granulomatoso del alvéolo con una cucharilla de Lucas (35) (Fig.21).



Figura 21. Observación clínica del alvéolo, después de extraer el tejido granulomatoso.

“Tomada de: Pramstraller M, Farina R, Simonelli A, Götz W, Trombelli L. A Simplified Procedure for Biologically Oriented Alveolar Ridge Preservation: Clinical and Histological Findings From a Case Report. Clin Adv Periodontics. 2021;11(4):189-94.”

- Se colocará una esponja de colágena en el alvéolo con el fin de crear un soporte para el futuro sustituto óseo (35) (Fig.22).



Figura 22. Esponja de colágena dentro del alvéolo.

“Tomada de: Pramstraller M, Farina R, Simonelli A, Götz W, Trombelli L. A Simplified Procedure for Biologically Oriented Alveolar Ridge Preservation: Clinical and Histological Findings From a Case Report. Clin Adv Periodontics. 2021;11(4):189-94.”

- Se injertará el alvéolo utilizando xenoinjerto bovino previamente hidratado, sobre la esponja de colágena hasta cubrir la parte coronal del alvéolo, cuidando no sobreinjektarlo y se deberán registrar las mediciones de la cresta con una sonda UNC-15 (35) (Fig.23).

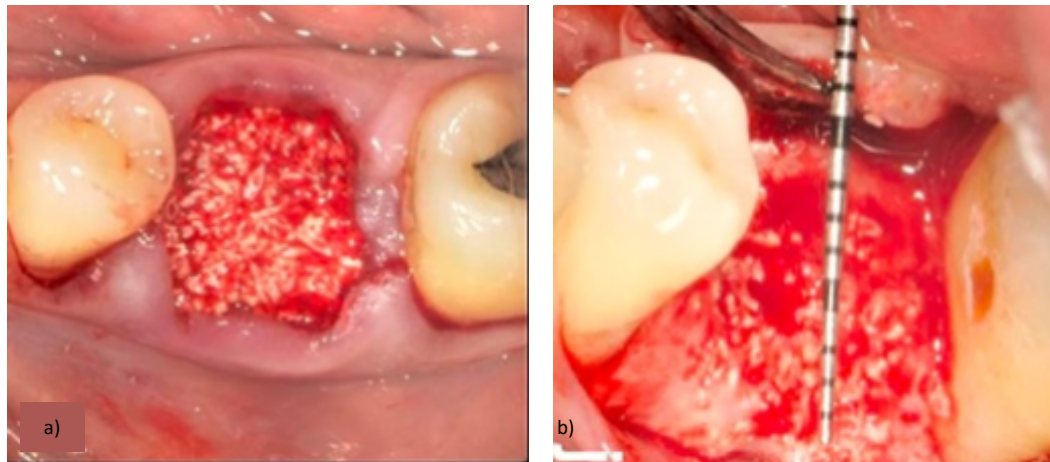


Figura 23. Alvéolo injertado.

a) Alvéolo injertado sin sobre empaquetar el sustituto óseo.

b) Registro de dimensiones después de injertar el alvéolo con sonda UNC-15

“Tomada de: Pramstraller M, Farina R, Simonelli A, Götz W, Trombelli L. A Simplified Procedure for Biologically Oriented Alveolar Ridge Preservation: Clinical and Histological Findings From a Case Report. Clin Adv Periodontics. 2021;11(4):189-94.”

- Se realizará un sellado del alvéolo con una capa de esponja de colágena y se suturará mediante puntos simples y en cruz (35) (Fig.24).



Figura 24. Sutura de la zona tratada.

Se observan puntos en cruz de la zona tratada donde se puede apreciar la esponja de colágena.
 “Tomada de: Pramstraller M, Farina R, Simonelli A, Götz W, Trombelli L. A Simplified Procedure for Biologically Oriented Alveolar Ridge Preservation: Clinical and Histological Findings From a Case Report. Clin Adv Periodontics.;11(4):189-94.”

- A los 4 meses postoperatorios se observa clínicamente que mantiene las dimensiones de la cresta alveolar y del tejido blando permitiendo la reepitelización del área, gracias al aposito de colágeno al estabilizar el coágulo e injerto óseo (36).

5.3. Técnica Barteo.

La técnica de Barteo, requiere el uso de una membrana no reabsorbible de politetrafluoroetileno denso (PTFE-d) por lo cual no requiere un cierre primario. Esto permite la conservación de la encía queratinizada y la arquitectura gingival, así como también una mejora en el color de la cicatrización dando como resultado un tejido óseo altamente vascularizado libre de fibrosis (26).

Para esta técnica quirúrgica se requerirá como mínimo el siguiente instrumental y material:

- Jeringa tipo carpule.

- Anestésico que se adapte a las necesidades del operador.
- Instrumentos para extracción atraumática.
- Hoja de Biturí 15 o 15C.
- Mango para hoja de bisturí del número 3.
- Sonda periodontal UNC-15.
- Cucharilla para sustituto óseo.
- Empacadores para sustituto óseo.
- Sutura de nylon 4-0.
- Membrana PTFE-d.
- Porta agujas.
- Tijeras para sutura.
- Pinzas Kelly rectas.

Procedimiento quirúrgico:

- Realizar técnica de anestesia adecuada, para el a extraer (37) (Fig.25).



Figura 25. Fotografía antes de la extracción del OD.

"Tomada de: Fotek PD, Neiva RF, Wang H. Comparison of Dermal Matrix and Polytetrafluoroethylene Membrane for Socket Bone Augmentation: A Clinical and Histologic Study. Journal of Periodontology. 2009;80(5): pag.: 779"

- Realizar extracciones dentales atraumáticas, desbridando el alvéolo, realizando odontosección en caso de dientes

multiradiculares e irrigando con solución salina de NaCl al 0.9% (37) (Fig.26).



Figura 26. Vista de un alvéolo después de una extracción.

Una vez controlada la hemorragia, tras la extracción del OD 24, el alvéolo se observa sin tejido granulomatoso

"Tomada de: Fotek PD, Neiva RF, Wang H. Comparison of Dermal Matrix and Polytetrafluoroethylene Membrane for Socket Bone Augmentation: A Clinical and Histologic Study. Journal of Periodontology. 2009;80(5): pag.: 779"

- Se deben tomar medidas de la cortical bucal en tres puntos con una sonda periodontal UNC-15 y deberán ser registradas (37).
- Los alvéolos serán injertados con xenoinjerto bovino, previamente hidratado, ejerciendo una ligera presión (37) (Fig.27).



Figura 27. Alvéolo injertado con xenoinjerto bovino.

Se observa un alvéolo recién injertado y empaquetado.

"Tomada de: Fotek PD, Neiva RF, Wang H. Comparison of Dermal Matrix and Polytetrafluoroethylene Membrane for Socket Bone Augmentation: A Clinical and Histologic Study. Journal of Periodontology. 2009;80(5): pag.: 779"

- El alvéolo se debe injertar hasta las crestas óseas (37) (Fig.27).

- Se recortará la membrana de PTFE-d, de acuerdo con la forma y tamaño del alvéolo y se colocará pasivamente sobre el injerto óseo (37) (Fig.28).

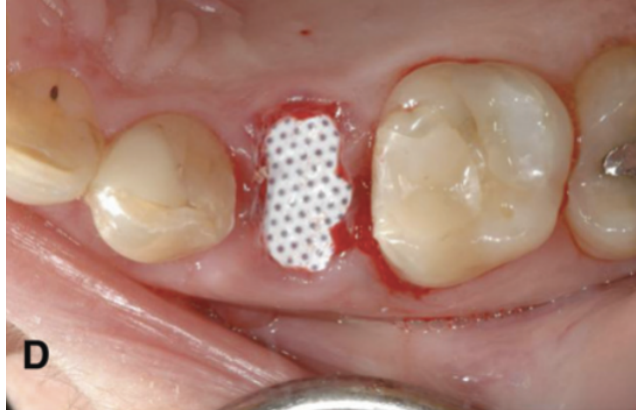


Figura 28. Colocación de membrana de PTFE.

Se observa el recorte de la membrana de PTFE, y su posterior adaptación en la entrada del alvéolo.
 "Tomada de: Fotek PD, Neiva RF, Wang H. Comparison of Dermal Matrix and Polytetrafluoroethylene Membrane for Socket Bone Augmentation: A Clinical and Histologic Study. Journal of Periodontology. mayo de 2009;80(5): pag.: 779"

- Se deberá suturar con nylon 4-0, mediante sutura en cruz para retener la membrana en su sitio (37).
- A las cuatro semanas se extraerá la membrana de PTFE-d (37) (Fig.29).

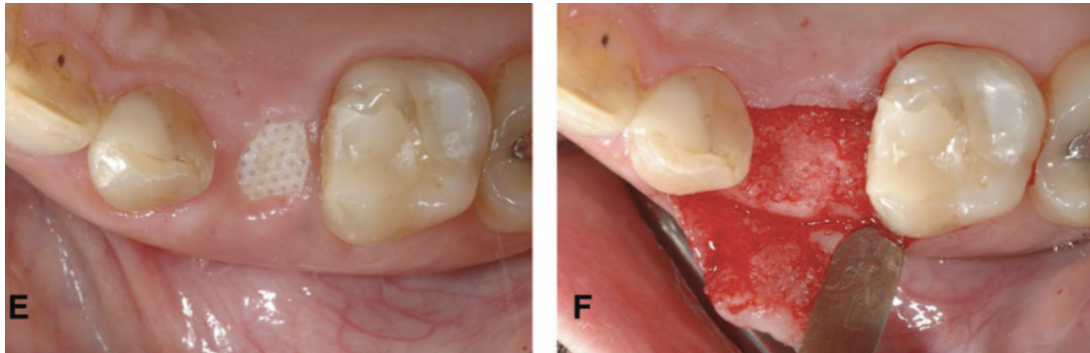


Figura 29. Remoción de membrana de PTFE-d

Se observa el cierre de la herida, la membrana de PTFE-d se aprecia en la parte coronal del reborde residual, se retira a las 4 semanas.
 "Tomada de: Fotek PD, Neiva RF, Wang H. Comparison of Dermal Matrix and Polytetrafluoroethylene Membrane for Socket Bone Augmentation: A Clinical and Histologic Study. Journal of Periodontology. mayo de 2009;80(5): pag.: 779"

Tan et al. (38), reportaron el porcentaje de cambios dimensiones presentados después de 6 meses de realizar el procedimiento de preservación alveolar utilizando xenoinjerto con la técnica de Bartee, y se pudo observar una estabilidad dimensional del alvéolo en sentido vertical del 13.58% al 20.76% y en sentido horizontal del 13.45% al 15.72% (26)

VI. Conclusiones

Al momento de realizar la extracción de algún OD, existe una reabsorción del proceso residual, lo que podría impedir una correcta rehabilitación de la zona edéntula mediante el uso de implantes dentales o afectar el resultado estético de una restauración protésica. Las técnicas quirúrgicas para la preservación de reborde residual son eficaces para prevenir y disminuir esta tasa de reabsorción, que en ocasiones alcanza hasta un 50%.

El xenoinjerto es el más estudiado en la actualidad y permite obtener resultados predecibles durante el tratamiento odontológico, actuando como un andamio.

El xenoinjerto bovino combinado con alguna de las técnicas quirúrgicas presentadas es capaz de reducir la tasa de reabsorción del reborde.

Por lo que sería posible concluir que el tratamiento combinado es eficaz para prevenir la reabsorción del proceso residual tras una extracción dentaria lo que posibilitaría una rehabilitación protésica con mayor predictibilidad.

REFERENCIAS.

1. Gómez de Ferraris, María Elsa, Campos Muñoz, Antonio. Cap. 4 ,11-14. En: Histología, embriología e ingeniería tisular bucodental. 4a Ed. 2019. p. 64-86 ,291-36.
2. Ramalingam S, Sundar C, Jansen JA, Alghamdi H. Alveolar bone science: Structural characteristics and pathological changes. En: Dental Implants and Bone Grafts. Elsevier; 2020. p. 1-22.
3. Mabileau G, Bouvard B. Histología y citología del hueso normal. EMC. 2023;56(3):1-9.
4. Audisio SA, Vaquero PG, Universidad Nacional de La Pampa. Argentina, Verna EC, Universidad Nacional de La Pampa. Argentina. The role of osterix in osteoblastic differentiation: Potential in the treatment of osteoarticular affections. *Cienvet*. 2019;21(1):15-26.
5. A.C. Villaro. Seccion II Capítulo 8. En: Histología para estudiantes. Panamericana; 2021. p. 157-64.
6. Hernández-Gil IFT, Gracia MAA, Jerez B. Bases fisiológicas de la regeneración ósea I. Histología y fisiología del tejido óseo. *Med oral patol oral cir.bucal*. 2006;11(1):47-51.
7. Restrepo-Giraldo LM, Arévalo-Novoa J, Toro-Ramos M. Metabolismo mineral y óseo: visión general y sus métodos de medición. *Med Lab*. 2015;21(11-12):511-38.
8. Ilseñ LCS. RELLENOS OSEOS Y/O INJERTOS. *Rev Act Clin Med*. 2012;24:1170-7.
9. Patricia M. Mandalunis. REMODELACIÓN ÓSEA. *Actualiz Osteología*. 2006;2(1):16-8.
10. A. MP. ¿Para qué sirve y cómo fracasa el remodelado óseo? *Rev Esp Reumatol*. 2022;29(9):449-54.
11. González-Casaus ML. El diálogo oculto entre el hueso y los tejidos a través del remodelado óseo. *Adv Lab Med*. 2023;(0):1-11.
12. Cantón MCM, Alañón FM, Cristina Igualada Blazquez. Manual del

Residente de Cot de La Secot. En: CAPÍTULO 1 - TEJIDO ÓSEO. SECOT; 2014.

13. Universidad Anáhuac Mayab, Pacheco-Pantoja EL, Salazar-Ciau P, Yáñez-Pérez V. Metabolismo óseo y Osteoporosis: Conceptos y Funciones. *revbiomed*. 2022;33(1):22-32.

14. Araújo MG, Silva CO, Misawa M, Sukekava F. Alveolar socket healing: what can we learn? *Periodontol* 2000. 2015;68(1):122-34.

15. González-Villalva A, De La Peña-Díaz A, Rojas-Lemus M, López-Valdez N, Ustarroz-Cano M, García-Peláez I, et al. Fisiología de la hemostasia y su alteración por la coagulopatía en COVID-19. *Rev Fac Med*. 2020;63(5):45-57.

16. American Academy of Periodontology. Glossary of periodontal terms. American Academy of Periodontology. Disponible en: <https://members.perio.org/libraries/glossary?ssopc=1>

17. Álvarez LCS, Sánchez DSV, López EMD, Mejía IAR. Injertos o sustitutos óseos para la preservación de reborde alveolar. *Journal Odont Col*. 2019;12(24):49-57.

18. Bermeo J, Lazari D, Shiniti F. COMPARACIÓN QUÍMICA Y MORFOLÓGICA DE DOS BIOMATERIALES PARA INJERTO DE OSEA. ANÁLISIS IN VITRO. *ROBYD*. 2021;10(2):7-14.

19. Martínez Álvarez O, Barone A, Covani U, Fernández Ruíz A, Jiménez Guerra A, Monsalve Guil L, et al. Injertos óseos y biomateriales en implantología oral. *AVANCES EN ODONTOESTOMATOLOGÍA*. 2018;34(3):111-9.

20. P.M Villareal, Á. Fernandez-Bustillo, J. Acero, J.A. Arruti, J. Baladrón, A. Bilbao, et al. I Conferencia Nacional de Consenso sobre el Injerto Óseo del Seno Maxilar. *Rev Esp Oral Maxilofac*. 2010;32(2):41-63.

21. COA Internacional. COA Internacional. 2023. Geistlich Bio-Oss. Disponible en: <https://www.coadental.com/productos/geistlich-bio-oss>

22. Tortolini P, Rubio S. Diferentes alternativas de rellenos óseos. *Avances*

en *Periodoncia*. 2012;24(3):133-8.

23. Barba MCP. Caracterización de hueso de bovino anorgánico: *Nukbone*. *Photomed Laser Surg*. 2006;20(4):150-5.

24. Paolantonio M. Combined Periodontal Regenerative Technique in Human Intrabony Defects by Collagen Membranes and Anorganic Bovine Bone. A Controlled Clinical Study. *Journal of Periodontology*. 2002;73(2):158-66.

25. Rocha FS, Ramos LMA, Batista JD, Zanetta-Barbosa D, Dechichi P. Organic Bovine Graft Associated With PRP In Rabbit Calvaria. *Arquivos Internacionais de Otorrinolaringologia*. 2011;15(02):208-13.

26. Elizalde-Mota MK, Hernández-Romero C, Rocha-Rocha VM, Mayoral-García VA. Cambios Dimensionales en Técnicas de Preservación Alveolar Barteo y Bio-Col con Xenoinjerto Inteross®. *Int J Odontostomat*. 2021;15(2):370-6.

27. Park J, Lee J, Park Y, Rhee S, Lee S, Kim T, et al. Enhanced Bone Regeneration in Beagle Dogs With Bovine Bone Mineral Coated With a Synthetic Oligopeptide. *Journal of Periodontology*. 2007;78(11):2150-5.

28. Marcelo Camelo, Marc L. Nevins, Robert K. Schenk, Massimo Simon, Giulio Rasperini, Samuel E. Lynch, et al. Clinical, radiographic, and histologic evaluation of human periodontal defects treated with Bio-Oss and Bio-Gide. *Int J Periodontics Restorative Dent*. 1998;18(4):320-31.

29. Camargo PM, Lekovic V, Weinlaender M, Nedic M, Vasilic N, Wolinsky LE, et al. A controlled re-entry study on the effectiveness of bovine porous bone mineral used in combination with a collagen membrane of porcine origin in the treatment of intrabony defects in humans. *J Clin Periodontology*. 2000;27(12):889-96.

30. Serrano Méndez CA, Lang NP, Caneva M, Ramírez Lemus G, Mora Solano G, Botticelli D. Comparison of allografts and xenografts used for alveolar ridge preservation. A clinical and histomorphometric RCT in humans. *Clin Implant Dent Relat Res*. 2017;19(4):608.615.

31. Haugen HJ, Lyngstadaas SP, Rossi F, Perale G. Bone grafts: which is the ideal biomaterial? *J Clinic Periodontology*. 2019;46(S21):92-102.
32. Bollain J, Suárez I, Villa SM, Ortiz-Vigón A. EFICACIA DE LOS INJERTOS XENOGÉNICOS EN BLOQUE PARA LA REGENERACIÓN ÓSEA HORIZONTAL DE LA CRESTA ÓSEA ALVEOLAR. *Rev clín periodoncia implantol*. 2021;02(19):78-89.
33. Salgado Castellanos J, Zea Del Rio DM, Gonzalez Miranda JM, Velosa Porras J. Effectiveness of Alveolar Preservation Techniques over Post-Extraction Socket Compared with and without Socket Preservation. Systematic Review of Literature. *Univ Odontol*. 2014;33(70):203-16.
34. Bhandi S, Patil S, Jafer MA, Salem RM, Hakami FB, Ageeli RE, et al. Techniques for Extraction Socket Regeneration for Alveolar Ridge Preservation. *J Contemp Dent Pract*. 2022;23(2):245-50.
35. Pramstraller M, Farina R, Simonelli A, Götz W, Trombelli L. A Simplified Procedure for Biologically Oriented Alveolar Ridge Preservation: Clinical and Histological Findings From a Case Report. *Clin Adv Periodontics*. 2021;11(4):189-94.
36. Gómez-Escorza MA, Hernandez-Romero C, Armentía-Escarraga J, Gómez-Escorza E. Preservación Alveolar con Técnica BARP y Provisionalización Inmediata. Caso Clínico. *Int J Odontostomat*. 2022;16(3):412-21.
37. Fotek PD, Neiva RF, Wang H. Comparison of Dermal Matrix and Polytetrafluoroethylene Membrane for Socket Bone Augmentation: A Clinical and Histologic Study. *Journal of Periodontology*. 2009;80(5):776-85.
38. Tan WL, Wong TL, Wong MC, Lang NP. A systematic review of post-extractonal alveolar hard and soft tissue dimensional changes in humans. *Clin Oral Implants Res*. 2012;23(5:1-21).