



**UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE
MÉXICO**



FACULTAD DE ODONTOLOGÍA

**COMPARACIÓN DE CARACTERÍSTICAS FÍSICAS
ENTRE MEMBRANAS DE POLITETRAFLUOROETILENO
(PTFE) EXPANDIDO Y DENSO.**

T E S I N A

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE

CIRUJANA DENTISTA

P R E S E N T A:

DIANA LAURA LOZANO URAGA

TUTOR: Esp. MARISOL PÉREZ GASQUE BUILLA

ASESOR: Mtra. MARÍA DE LOURDES BRAVO TRONCOSO

 *Ma. de Lourdes Bravo T.*

Vo.Bo.
24 noviembre 2023

MÉXICO, 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.

Agradecimientos

A Dios, por acompañarme y guiarme cada día de mi vida. Por permitirme cumplir satisfactoriamente esta meta, fruto de su ilimitada ayuda, en compañía de toda mi familia. Por ser mi fortaleza en los momentos más difíciles. Por brindarme una vida llena de aprendizaje, experiencias, felicidad y amor.

A mis papás, Roberto y Anabel, por su apoyo incondicional para cumplir todos mis objetivos personales y académicos, su gran amor me impulsa a perseguir mis metas. Gracias por brindarme la oportunidad de estudiar con la tranquilidad de saber que cuento con su respaldo. Su amor y sacrificio son el pilar de este logro, que también es suyo.

A mi abuelita Iraís, por todo su apoyo y amor, por despertarme cada día de mi vida universitaria, por prepararme amorosamente mi desayuno diariamente y por animarme cada vez que lo necesité.

A mi hermana Fer, mi alma gemela, gracias por compartir cada día conmigo, por compartir mis triunfos y ser indispensable para lograrlos. Por dormir en la sala para acompañarme en mis desveladas, por animarme en los momentos más difíciles, por ayudarme cuando lo necesitaba y por su eterno amor.

A mi hermano Robertito, por llenar mi vida de felicidad y amor cada día.

A mi Tommy, por acompañarme día y noche, especialmente por las madrugadas en las que permanecía a mi lado mientras estudiaba. Por su amor incondicional.

A la Dra. Lourdes, por su tiempo, conocimiento, dedicación y orientación para la elaboración de la presente tesina.

ÍNDICE

Introducción.....	1
1 Hueso.....	2
1.1 Definición.....	2
1.2 Clasificación.....	2
1.3 Composición.....	4
1.3.1 Células especializadas.....	4
1.3.2 Matriz orgánica.....	7
1.3.3 Matriz inorgánica o fase mineral.....	8
1.4 Membranas óseas.....	8
1.4.1 Periostio.....	8
1.4.2 Endostio.....	8
1.5 Médula ósea.....	9
1.6 Remodelado óseo.....	9
1.6.1 Factores que alteran el remodelado óseo.....	12
1.7 Cicatrización ósea.....	13
1.7.1 Reparación ósea.....	13
1.7.2 Regeneración ósea.....	13
2 Regeneración ósea guiada.....	14
2.1 Antecedentes.....	14
2.2 Definición.....	15
2.3 Clasificación de los defectos óseos de los rebordes del maxilar y la mandíbula.....	16
2.4 Indicaciones.....	17
2.5 Contraindicaciones.....	18
2.6 Principios biológicos de la regeneración ósea guiada.....	19
2.7 Principios quirúrgicos generales de la técnica.....	24

2.8 Biomateriales para ROG.....	28
2.8.1 Injertos óseos.....	29
2.8.1.1 Autoinjerto.....	32
2.8.1.2 Aloinjerto.....	33
2.8.1.3 Xenoinjerto.....	35
2.8.1.4 Aloplásticos.....	36
2.8.2 Membranas de barrera.....	38
2.8.2.1 Clasificación.....	43
2.8.2.1.1 Reabsorbibles.....	44
2.8.2.1.2 No reabsorbibles	51
3 Comparación entre las membranas de PTFE.....	53
3.1 PTFE expandido.....	53
3.2 PTFE denso.....	55
3.3 Comparación.....	57
Conclusión.....	73
Referencias bibliográficas.....	75
Índice de figuras.....	80

Introducción

La regeneración ósea es un proceso natural y fisiológico del cuerpo humano. Sin embargo, dicha capacidad puede verse limitada ante una gran diversidad de factores y patologías que pueden generar defectos óseos variables en magnitud, localización y estructuras involucradas. Para resolver este problema, se han desarrollado procedimientos terapéuticos con el objetivo de regenerar hueso con un tejido óseo idéntico al preexistente y con su forma original. Dentro de dichos procedimientos surgió el concepto de la regeneración ósea guiada (ROG), que es el término utilizado para describir un conjunto de técnicas dirigidas a la reconstrucción de defectos óseos.

El común denominador de dichas técnicas, para que sean consideradas como Regeneración Ósea **Guiada** es el uso de membranas, las cuales actúan como una barrera mecánica con la finalidad de crear y mantener un espacio aislado y protegido alrededor del defecto óseo, que será llenado posteriormente por el coágulo de sangre, permitiendo que las células osteogénicas colonicen el área sin la competencia de las células del tejido blando suprayacente, **guiando** así el proceso de cicatrización ósea (de ahí el nombre del concepto). Las membranas disponibles actualmente son reabsorbibles y no reabsorbibles. Ambos tipos de membrana desempeñan múltiples funciones valiosas para la ROG, por ejemplo la exclusión de células no osteogénicas mediante la oclusividad selectiva, formación y mantenimiento del espacio formado, integración tisular, excelente biocompatibilidad, aislamiento y soporte de los tejidos blandos. Entre las membranas no reabsorbibles predominan principalmente las membranas de politetrafluorotileno expandido (e-PTFE) y denso (d-PTFE). Para entender y aplicar correctamente el uso de las membranas e-PTFE y d-PTFE se requiere del conocimiento de sus diversas características físicas, que pueden representar ventajas o desventajas en el uso clínico de las mismas. Es

indispensable un conocimiento básico por parte del profesional de las cualidades de cada tipo de membrana para poder seleccionar adecuadamente la membrana ideal para cada caso específico y obtener mejores resultados con las técnicas de ROG.

1 Hueso

1.1 Definición

Órgano complejo del sistema esquelético, compuesto por tejido óseo, tejido hematopoyético, tejido adiposo, nervios y vasos sanguíneos. Es también, el componente principal del esqueleto que permite la acción mecánica de la musculatura, brinda protección a los órganos vitales y contiene en su interior a la médula ósea hematopoyética ^(1,2).

Histológicamente, el tejido óseo se define como un tejido conjuntivo especializado, mineralizado, vascularizado e innervado que se encuentra en constante formación y reabsorción, gracias a múltiples células especializadas que regulan su estabilidad y que está compuesto por elementos esenciales orgánicos e inorgánicos que se mineralizan. Es también, un tejido dinámico que posee la capacidad de regenerarse y adaptarse según sus necesidades fisiológicas ^(3,4).

1.2 Clasificación

La osteona, también conocida como sistema de Havers, es la unidad estructural básica del tejido óseo. Está compuesta por un conducto principal (conducto de Havers), el cual contiene el aporte vascular y nervioso, que se encuentra rodeado por múltiples laminillas concéntricas de matriz ósea (*Fig. 1*).

Los conductos de Volkmann son pequeños canales en el tejido óseo compacto que de manera perpendicular al eje longitudinal de las osteonas,

atraviesan desde la superficie del periostio al endostio para conectar a los conductos de Havers entre sí. Contienen vasos sanguíneos y nervios (*Fig. 1*)⁽²⁾.

La disposición de las laminillas de matriz ósea determina que el hueso sea compacto o esponjoso (*Fig. 2*).

- **Hueso compacto (denso):** También llamado hueso cortical, es la capa que forma la superficie ósea externa del hueso, de aspecto denso, sólido y compacto, lo que da origen a su nombre.

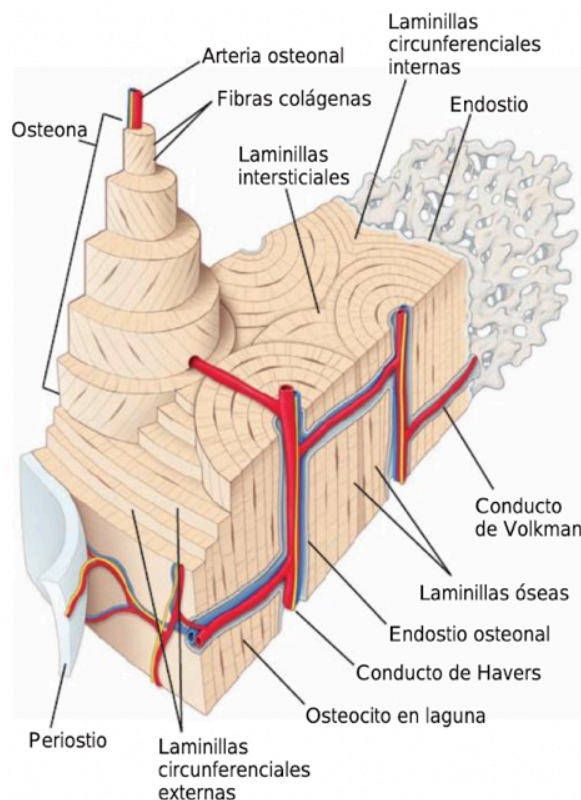


Fig. 1 Osteona, conducto de Havers y conducto de Volkmann en hueso compacto⁽²⁾.

- **Hueso esponjoso (trabecular):** Compuesto por trabéculas y de aspecto esponjoso, representa la parte interna del hueso. Constituido por laminillas óseas en forma de red que delimitan a los múltiples espacios medulares, los cuales están comunicados entre sí y contienen a la médula ósea, así como a los vasos sanguíneos ⁽²⁾.



Fig. 2 Hueso esponjoso y compacto ⁽²⁾.

1.3 Composición

El hueso compacto y el esponjoso están compuestos por células especializadas, matriz orgánica y fase mineral. ⁽¹⁾

1.3.1 Células especializadas

En el tejido óseo existen cinco tipos celulares: Células osteoprogenitoras, osteoblastos, osteocitos, células de revestimiento óseo y osteoclastos (Fig. 3) ⁽²⁾.

A excepción de los osteoclastos, que derivan de células progenitoras hematopoyéticas, todas las células del tejido óseo se originan en las células madre mesenquimatosas, las cuales pasan por un periodo cronológico de diferenciación en células osteoprogenitoras, osteoblastos, osteocitos y finalmente en células de revestimiento óseo ⁽²⁾.

- **Células osteoprogenitoras:** Células presentes en la superficie (externa e interna) del hueso que pueden diferenciarse en osteoblastos ⁽²⁾.
- **Osteoblastos:** Sintetizan de 2-3 μm de matriz orgánica (sustancia osteoide) al día, aproximadamente. Presenta 3 importantes funciones:
 1. Sintetizar proteínas colágenas y no colágenas de la matriz orgánica del hueso.
 2. Contribuyen a la mineralización (1-2 μm por día) de la sustancia osteoide mediante la expresión de fosfatasa alcalina (enzima liberadora de fosfato inorgánico, necesario para la mineralización).
 3. Colaboran en la mediación de la reabsorción (efectuado por los osteoclastos), mediante la producción de osteoprotegerina (factor inhibidor de la osteoclastogénesis), cuya función es detener la actividad osteoclástica ^(1,3).

Su formación y desarrollo dependerá de factores de crecimiento, osteoinductores, osteoconductores, entre otros, a partir de células osteoprogenitoras de la médula ósea ⁽⁴⁾.

- **Osteocitos:** Célula ósea madura multifuncional de forma estrellada que participa en la síntesis y mineralización de la matriz osteoide.

Cuando se sintetiza la matriz, múltiples osteoblastos quedan atrapados en el osteoide que se mineraliza y permanecen en la matriz orgánica madura como osteocitos, por lo que finalmente, su ubicación es en el seno de la matriz ósea mineralizada, en espacios conocidos como *lagunas osteocíticas*, las cuales se adaptan a la forma de la célula. Sin embargo, no todos los osteoblastos logran diferenciarse en osteocitos, únicamente el 10-20%, el 80% restante sufren apoptosis o se transforman en células inactivas y se convierten en células de revestimiento. Este proceso de diferenciación de osteoblasto a osteocito dura aproximadamente 3 días.

Son las células más abundantes del tejido óseo ^(2,3,4).

- **Células de revestimiento óseo:** De acuerdo a su ubicación se clasifican en:
 - *Células del periostio:* Son aquellas células de revestimiento óseo que se encuentran en la superficie externa del hueso.
 - *Células del endostio:* Células de revestimiento óseo que recubren la superficie interna del hueso ⁽²⁾.
- **Osteoclastos:** Células encargadas del inicio y mantenimiento de la reabsorción ósea mediante su capacidad de adherirse a la matriz ósea, para posteriormente segregar determinados ácidos y enzimas líticas, que logran degradar y descomponer los componentes minerales y orgánicos del hueso. Estas células se encuentran en las superficies óseas donde el hueso ha sido dañado, eliminado o en proceso de remodelado óseo.

La laguna de Howship es una concavidad ubicada directamente por debajo del osteoclasto, formada como resultado de la actividad de los mismos ^(2,3,4).

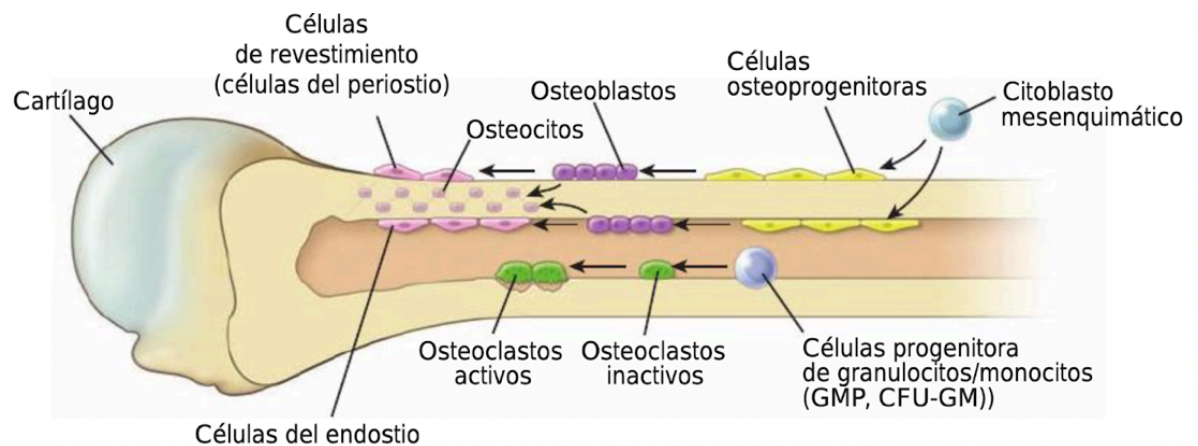


Fig. 3 Células del tejido óseo ⁽²⁾.

1.3.2 Matriz orgánica

Representa un tercio (30-35%) del peso óseo. Su principal componente es el colágeno tipo I (95%) y en menor proporción, el colágeno tipo V (5%). Se ha encontrado también, en mínimas proporciones, la presencia de colágeno III, XI, XIII. Todas las moléculas de colágeno constituyen alrededor del 90% del peso total de las proteínas de la matriz ósea. El 10% restante está constituido por proteínas no colágenas (proteoglicanos, glicoproteínas, proteínas procedentes del plasma y factores de crecimiento), las cuales componen la sustancia fundamental del tejido óseo ^(1,2,3,4).

Cuando la matriz orgánica ósea no se encuentra mineralizada se le conoce como sustancia osteoide, cuya mineralización permite el almacenamiento de minerales que contribuyen a la homeostasis sistémica. En otras palabras, la sustancia osteoide es matriz orgánica ósea inmadura ⁽⁴⁾.

1.3.3 Matriz inorgánica o fase mineral

Formada principalmente por cristales de hidroxiapatita, la fase mineral constituye el 65% del peso óseo. Compuesta por calcio, fosfato y carbonato (proporción 10:6:1, respectivamente) en forma de pequeños cristales de hidroxiapatita $\text{Ca}_{10}(\text{PO}_4)_6(\text{OH})_2$ y, en menor proporción se encuentran magnesio, potasio, sodio, manganeso y flúor ^(1,3).

1.4 Membranas óseas

1.4.1 Periostio

Vaina fibrosa de tejido conjuntivo denso irregular que cubre la superficie externa de los huesos, exceptuando las superficies articulares. Se divide en dos capas:

- Capa fibrosa: Capa vascular densa cuyo componente principal son los fibroblastos.
- Capa osteogénica: Capa interna de tejido conjuntivo laxo que contiene células osteoprogenitoras ⁽⁴⁾.

1.4.2 Endostio

Se define como la capa o revestimiento fibroso no mineralizado de la cavidad medular que tapiza la superficie interna de todos los huesos y que contiene células osteoprogenitoras. En el endostio también se forman osteoblastos ⁽⁴⁾.

1.5 Médula ósea

La médula ósea es el principal órgano hematopoyético y una fuente importante de células madre. El tejido medular ocupa los espacios trabeculares.

Se clasifica en dos tipos:

- Médula roja: Su componente principal es el tejido hematopoyético, contiene múltiples células sanguíneas en diferentes etapas de diferenciación ⁽²⁾.
- Médula amarilla: Su componente principal son los adipocitos ⁽⁴⁾.

1.6 Remodelado óseo

Es un proceso equilibrado entre la constante formación y reabsorción ósea, el cual en condiciones normales permite la renovación de un 5-15% del hueso total al año (5% del hueso cortical y un 20% del trabecular aproximadamente, es decir, el hueso trabecular presenta una tasa notablemente mayor de remodelado óseo que el hueso cortical). ⁽¹⁾

Se lleva a cabo microscópicamente en “unidades básicas de remodelado óseo” o “unidades básicas multicelulares”, las cuales tienen lugar en pequeñas áreas de la cortical o de la superficie trabecular del hueso. Existen 35 millones de unidades básicas multicelulares en el esqueleto humano y anualmente se activan aproximadamente 3-4 millones respectivamente, logrando así la renovación total del esqueleto cada 10 años en condiciones normales ^(1,4).

Consiste en la reabsorción de una determinada cantidad de hueso efectuada por los osteoclastos, así como la formación de la matriz osteoide llevada a cabo por los osteoblastos y su posterior mineralización ⁽³⁾.

Detalladamente, el constante proceso de remodelado óseo abarca una secuencia compleja de pasos regulados, los cuales podemos describir en enumeradas fases^(1,5) (*Fig. 4*).

1. **Fase quiescente:** El hueso se encuentra en condiciones de reposo.
2. **Fase de activación:** Esta fase depende de los efectos que generan los factores locales y sistémicos sobre las células del linaje de los osteoclastos, es decir los preosteoclastos.
3. **Fase de resorción:** Los preosteoclastos son reclutados en los sitios de resorción, y posteriormente son inducidos para diferenciarse en osteoclastos activos, los cuales desintegran la matriz mineral y descomponen la matriz osteoide mediante fosfatasa ácida y enzimas, generando cavidades conocidas como lagunas de Howship.
4. **Fase de reversión:** Después del periodo de resorción activa de los osteoclastos, estos son reemplazados por células mononucleares transitorias, las cuales se encuentran en la superficie ósea y pueden completar el proceso de resorción y a su vez, producir las señales que inician la formación de hueso, por lo que se considera un período latente entre la resorción y formación de hueso.
5. **Fase de formación:** Finalmente, los preosteoblastos se reclutan en las zonas reabsorbidas (lagunas de Howship) y se diferencian en osteoblastos funcionales, es decir, células secretoras de matriz activa (sustancia osteoide), las cuales cumplen con su función en esta fase, que abarca de 1-3 meses.

6. **Fase de mineralización:** La mineralización comienza 30 días después del depósito de sustancia osteoide y finaliza a los 90 días en el hueso trabecular y a 130 días en el cortical. Y finalmente empieza la fase quiescente o de reposo.

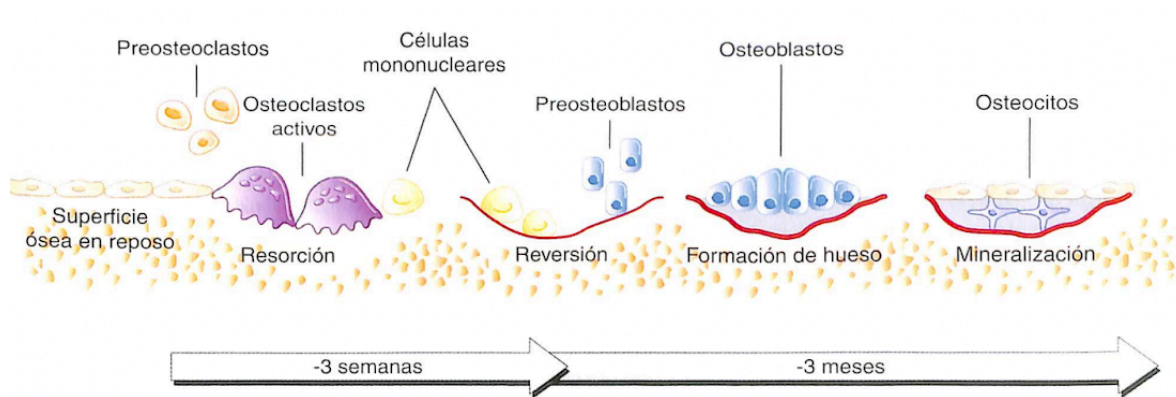


Fig. 4 Ciclo de remodelado óseo ⁽⁵⁾.

La neoformación ósea es un proceso que dura aproximadamente 16 semanas, con variaciones relacionadas a la existencia de defectos óseos, su magnitud y al estado de salud general del paciente. Existen tres mecanismos importantes que están implicados en este proceso⁽¹⁾:

- **Osteogénesis:** Deposición de matriz mineralizada por parte de las células osteogénicas.
- **Osteoinducción:** Transformación de las células precursoras en células osteogénicas mediante una inducción química.
- **Osteoconducción:** Formación de hueso sobre la superficie de un andamio o sustrato, ya sea natural o sintético.

1.6.1 Factores que alteran el remodelado óseo

El remodelado óseo es un fenómeno que existe toda la vida, sin embargo, sólo hasta la tercera década de vida el balance es positivo, de ahí en adelante, predomina la reabsorción ósea, logrando la disminución y pérdida de tejido óseo en etapas más avanzadas de la vida.

Entre los múltiples factores que pueden alterar el remodelado óseo logrando una pérdida ósea que supere la capacidad regenerativa del sistema se encuentran los factores mecánicos, traumáticos, así como alteraciones hormonales o genéticas, nutricionales, neoplasias y procesos infecciosos⁽¹⁾.

- Se ha documentado que los factores hormonales son capaces de alterar el remodelado óseo; por ejemplo los estrógenos, cuya deficiencia disminuye la formación de hueso y aumenta la tasa de resorción ósea, además provoca la apoptosis de osteocitos.
- La disminución de estímulos mecánicos provoca pérdida ósea; por el contrario, el aumento de los mismos impulsa la formación de hueso. Las zonas de tejido óseo sobre las que se aplica más fuerza, son aquellas que tendrán un mayor depósito de hueso nuevo.
- Actualmente, las evidencias indican que los osteoclastos reconocen los sitios óseos cuya integridad física y mecánica ha sido afectada y son atraídos hacia ellos, donde iniciarán el proceso de remodelado óseo inmediatamente con la finalidad de inducir la formación de hueso nuevo. En otras palabras, al ejercer una carga, fuerza o tensión mecánica sobre el hueso, se estimulan los mecanorreceptores de los osteoclastos, que iniciarán el proceso de recambio óseo.

- Se ha demostrado que la deficiencia de vitamina D y de calcio en el organismo provocan una alteración del depósito de hueso ⁽⁴⁾.
- Algunas enfermedades metabólicas (osteomalasia y osteoporosis), así como patologías inflamatorias infecciosas (osteomielitis y osteonecrosis) y las de origen quístico (quistes odontogénicos inflamatorios o no odontogénicos) provocan defectos óseos por el desbalance en la tasa de regeneración.

1.7 Cicatrización ósea

El proceso de cicatrización ósea engloba dos procesos muy importantes, que dependiendo de la naturaleza de la lesión se pueden dividir en:

- Reparación ósea.
- Regeneración ósea.

1.7.1 Reparación ósea

La reparación ósea es un tipo de cicatrización que tiene por objetivo sustituir al tejido perdido mediante la formación de tejido cicatricial, el cual presenta características diferentes al tejido original, es decir, difiere en función y morfología, por lo que se considera tejido inmaduro ⁽⁴⁾.

1.7.2 Regeneración ósea

La regeneración ósea es un proceso de cicatrización ideal y dinámico que involucra la participación de los vasos sanguíneos, la matriz extracelular y las células, cuyo objetivo es formar mediante un proceso de remodelado, hueso nuevo, el cual debe ser idéntico al tejido preexistente. En otras palabras, la

regeneración ósea tiene como resultado del proceso la restauración completa de la función y morfología del tejido formado ^(3,4).

En este proceso, la resorción ósea y la señalización celular que busca atraer osteoblastos a la zona simultáneamente, abarca un proceso de 3-4 semanas, mientras que el proceso de formación de hueso (fase de reversión) por parte de los osteoblastos dura aproximadamente de 3-4 meses ⁽⁴⁾.

El porcentaje de regeneración de un defecto óseo, está directamente relacionado con su tamaño. A mayor magnitud del defecto, menor capacidad regenerativa tendrá.

2 Regeneración ósea guiada

2.1 Antecedentes

La regeneración ósea es un proceso fisiológico del cuerpo humano; sin embargo, esta puede verse limitada ante una gran diversidad de patologías que pueden ocasionar defectos óseos, los cuales pueden variar en magnitud, localización y estructuras involucradas, así como en los factores causales de los mismos, por lo que en las últimas décadas surgió el concepto de la regeneración ósea guiada (ROG), cuyo objetivo es guiar la formación de tejido óseo anatómico y funcionalmente idéntico al preexistente mediante el uso de membranas de barrera⁽¹⁾.

En 1959 Hurley y colaboradores describieron por primera vez el principio de regeneración ósea guiada, pero no en el ámbito dental, sino en el tratamiento experimental de la fusión espinal ^(1,6).

En la década de 1960, el equipo de investigación de Boyne, Bassett y colaboradores realizaron estudios experimentales que se consideran como el primer intento de uso de membranas de barrera mediante filtros

microporosos de acetato de celulosa (Millipore) que utilizaron para excluir el tejido conectivo de defectos óseos corticales de huesos largos, buscando un medio favorable para la osteogénesis⁽⁷⁾. Sin embargo, dicha investigación no logró dar lugar inmediatamente a la amplia aplicación clínica de las membranas de barrera en pacientes⁽¹⁾.

Posteriormente en 1980, el equipo de investigación de Karring, Nyman y colaboradores⁽⁸⁾ realizaron múltiples estudios clínicos y experimentales donde examinaron sistemáticamente las membranas de barrera aplicadas a la regeneración periodontal. En años posteriores se estudiaron las técnicas de membranas de barrera en estudios experimentales sobre la regeneración ósea. A finales de la década de 1980, estos estudios lograron el reconocimiento del gran potencial de las membranas de barrera como aplicación clínica en odontología gracias a los resultados prometedores obtenidos, logrando así, efectuar ensayos clínicos con las membranas en pacientes con implantes^(1,6,8).

Dahlin y colaboradores fueron los primeros en describir esta técnica en cirugía bucal a finales de la década de 1980, haciendo uso de membranas en defectos óseos provocados por extracciones dentales. Consideraron a la regeneración ósea guiada como un procedimiento basado en la estimulación para la formación de nuevo hueso en áreas con defectos óseos o deficiencias e incluso como tratamiento complementario a la colocación de implantes^(1,6).

2.2 Definición

La regeneración ósea guiada es el término utilizado para describir ciertas técnicas de reconstrucción de defectos óseos. El éxito de esta técnica se fundamenta en el uso de membranas, las cuales actúan como una barrera

mecánica con la finalidad de crear y mantener un espacio aislado y protegido alrededor del defecto óseo, que será llenado posteriormente por el coágulo de sangre, permitiendo que las células osteogénicas colonicen el área sin la competencia de las células del tejido blando suprayacente⁽⁹⁾.

2.3 Clasificación de los defectos óseos de los rebordes del maxilar y la mandíbula

Los defectos óseos de los rebordes maxilares y mandibulares pueden surgir como resultado de múltiples factores como la pérdida dental, extracciones dentales, traumatismos, patologías y enfermedad periodontal ^(4,10).

Existen diferentes clasificaciones de dichos defectos. Una de las más conocidas y que todavía se utiliza en la actualidad, por su claridad y facilidad de uso es la de Seibert⁽¹¹⁾, que en 1983 reportó su clasificación de los defectos del reborde, que consta de tres clases (*Fig. 5*):

- *Clase I*: Pérdida de la dimensión ósea en sentido vestibulolingual/palatino pero con altura apicocoronal normal de la cresta ósea.
- *Clase II*: Pérdida de la altura apicocoronal pero con dimensión ósea vestibulolingual/palatino normal de la cresta ósea.
- *Clase III*: Es la combinación de la pérdida de altura (sentido apicocoronal) y de anchura (sentido vestibulolingual/palatino) de la cresta ósea.

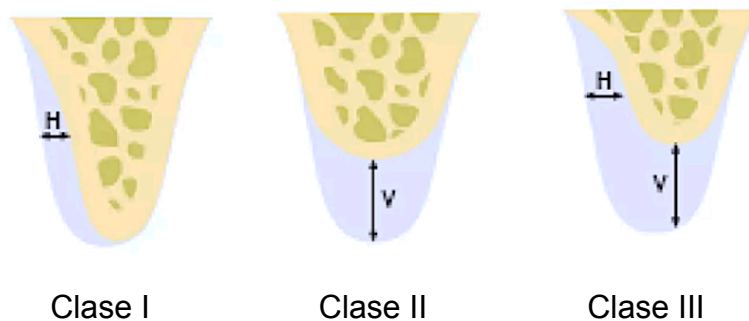


Fig 5. Clasificación de los defectos del reborde de Seibert.
Horizontal (H) y vertical (V) ⁽¹²⁾.

En 1985, Allen⁽¹³⁾ agrega el concepto de severidad del defecto, considerándolo:

- Leve: Defecto menor de 3mm.
- Moderado: Defecto de 3-6mm.
- Severo: Defecto mayor de 6mm.

En la literatura referente a regeneración ósea y regeneración ósea guiada, por lo general se hace referencia al tipo de defecto que se está queriendo regenerar, por lo que es importante estar familiarizados con las clasificaciones de defectos de los rebordes que se mencionen.

2.4 Indicaciones

La regeneración ósea guiada es un procedimiento indicado para:

- Aumento de reborde en maxilares atróficos para la posterior colocación de implantes o rehabilitación con prótesis fija y removible.
- Defectos óseos de 2 y 3 paredes.
- Presencia de fenestraciones y dehiscencias durante la colocación de implantes.
- En la colocación de implantes inmediatos, para el relleno del espacio.
- Preservación alveolar.
- Defectos que son consecuencia de resecciones oncológicas.
- Pérdida ósea por etiología traumática.
- Tratamiento de defectos óseos en lesiones periapicales y quistes^(1,14).

La selección adecuada del paciente es muy importante durante el tratamiento de regeneración ósea, ya que las características del mismo podrían determinar el éxito o fracaso del procedimiento, por lo que el paciente debe ser sistémicamente controlado, con un control personal de placa y sangrado al sondeo menores a 20% y en caso de ser fumador debe suspender el hábito seis semanas antes y después de la intervención quirúrgica⁽¹⁵⁾.

Además, existen ciertas variables que pueden influir en el éxito o fracaso del tratamiento:

- Variables locales: Portación de prótesis removibles (se recomienda no portar las prótesis durante 2-3 semanas posteriores a la intervención quirúrgica para eludir la presión que podría provocar su uso en la herida durante el periodo inicial de cicatrización). Es importante evitar situaciones traumáticas postoperatorias en el sitio quirúrgico.
- Variables sistémicas: Diabetes, hipotiroidismo, alcoholismo, padecimientos renales.

2.5 Contraindicaciones

Los criterios de exclusión o contraindicaciones para el uso de regeneración ósea guiada son los siguientes:

- Defectos óseos de 1 pared.
- Pacientes con procesos activos infecciosos.
- Pacientes con enfermedades sistémicas no controladas.
- Pacientes con tratamiento de bisfosfonatos o denosumab.
- Pacientes sometidos a radioterapia.

- Pacientes geriátricos cuyo estado de salud pueda verse comprometido con la intervención quirúrgica propia de la regeneración ósea guiada^(1,14).

2.6 Principios biológicos de la regeneración ósea guiada

Todos los procedimientos clínicos deben basarse en principios biológicos sólidos. La regeneración ósea guiada es un concepto que involucra un conjunto de técnicas con resultados favorables y predecibles que requieren de un alto nivel de habilidad quirúrgica por parte del profesional, así como de una profunda comprensión de 4 principios biológicos fundamentales (*PASS* por sus siglas en inglés) que contribuyen al éxito del tratamiento(*Fig. 6*):

- Cierre primario y sin tensión de la herida.
- Angiogénesis.
- Creación y mantenimiento del espacio.
- Estabilidad de la herida y en dado caso del implante o implantes^(16,17).

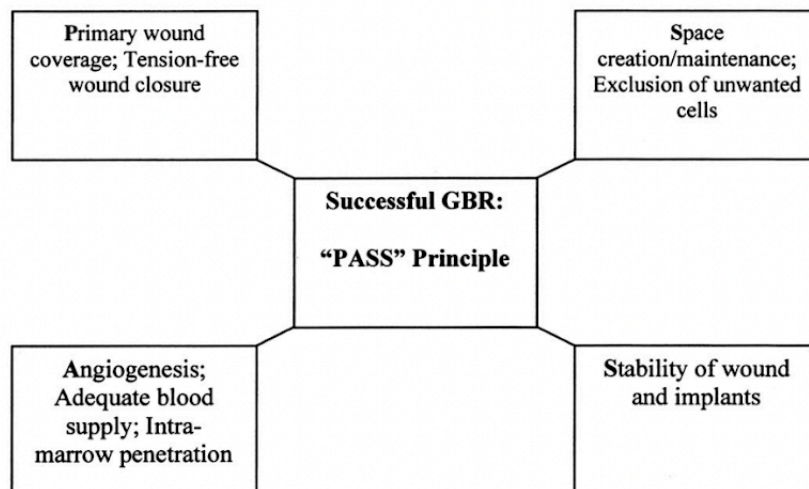


Fig. 6 Principios PASS para una ROG exitosa ⁽¹⁷⁾.

1. **Cierre primario de la herida:** Su finalidad es garantizar la cicatrización de la herida sin interrupciones ni perturbaciones. El

diseño y ejecución del colgajo deben ser realizados cuidadosamente para lograr un cierre pasivo sin tensión de los bordes de la herida, ya que esto más el cuidado postoperatorio del sitio intervenido son los puntos clave para obtener y mantener el cierre primario.

Existen dos técnicas básicas de curación de heridas:

- Curación por intención primaria (cierre primario de la herida): Se reposicionan los colgajos de tal manera que los bordes de la herida permanezcan en íntimo contacto, sin tensión de los mismos, prácticamente en la misma posición que tenían antes de la incisión. Gracias al cierre pasivo de los bordes de la herida, la lesión sana adecuadamente con menor remodelación general del tejido, contracción de la herida y reepitelización, además las molestias posteriores a la intervención quirúrgica disminuyen como resultado de una menor exposición de tejido conectivo subyacente. Por todas las razones previamente mencionadas se justifica el cierre primario de la herida como un principio biológico fundamental para lograr el éxito de la regeneración ósea guiada.
- Curación por intención secundaria (cierre secundario de la herida): A pesar de la reposición de los colgajos los bordes de la herida no logran aproximarse en su totalidad, provocando de esta manera que la lesión forme tejido de granulación y tarde más tiempo en sanar, además de aumentar la probabilidad de formación de cicatrices. Por esta razón, este tipo de curación no debe suceder en regeneración ósea guiada.

Diversos factores pueden impedir la cicatrización correcta de la herida, por ejemplo, tejido necrótico, presencia de materiales extraños, suministro vascular comprometido y tensión de la herida⁽¹⁷⁾.

2. **Angiogénesis:** El objetivo de este principio es brindar el suministro vascular necesario y simultáneamente el abastecimiento de células mesenquimales indiferenciadas. La angiogénesis y el suministro sanguíneo adecuados son necesarios para una óptima regeneración ósea⁽¹⁷⁾.

Las primeras 24 horas posteriores a la intervención quirúrgica son de suma importancia por la formación del coágulo de sangre inicial en el espacio creado por las membranas y el injerto óseo. Posteriormente, los macrófagos y neutrófilos eliminan dicho coágulo y en los siguientes días y semanas inicia la formación de tejido de granulación, mismo que es rico en vasos sanguíneos. La importancia de los vasos sanguíneos recién formados radica en la estrecha relación de los mismos con la neoformación ósea. Estudios han demostrado que se requieren de 6-9 meses para llenar por completo el espacio de la herida, que inicialmente es llenado por el coágulo de sangre y finalmente por hueso nuevo⁽¹⁷⁾.

Buser⁽¹⁸⁾ encontró que las perforaciones corticales que penetran intramedularmente posibilitan la migración de células con potencial angiogénico y osteogénico (*Fig. 7*). Por otro lado, diversos estudios demostraron que no son necesarias las perforaciones corticales para lograr la regeneración ósea, es decir, esta última puede ocurrir incluso a partir de una capa cortical no lesionada^(16,17).

Sin embargo, las perforaciones corticales presentan diversas ventajas⁽¹⁷⁾:

- Permiten la comunicación con los espacios medulares, lo que puede mejorar significativamente la revascularización.

La médula ósea es una fuente importante de células mesenquimales pluripotenciales indiferenciadas, las cuales pueden convertirse en osteoblastos (importantes para la neoformación ósea) y osteoclastos.

- Las perforaciones del hueso cortical permiten una retención mecánica del hueso recién regenerado.

Diversos estudios han demostrado que las perforaciones corticales con mayor diámetro están relacionadas con un periodo de tiempo menor para obtener el relleno óseo, sin embargo no existen diferencias en la cantidad total de hueso neoformado⁽¹⁷⁾.

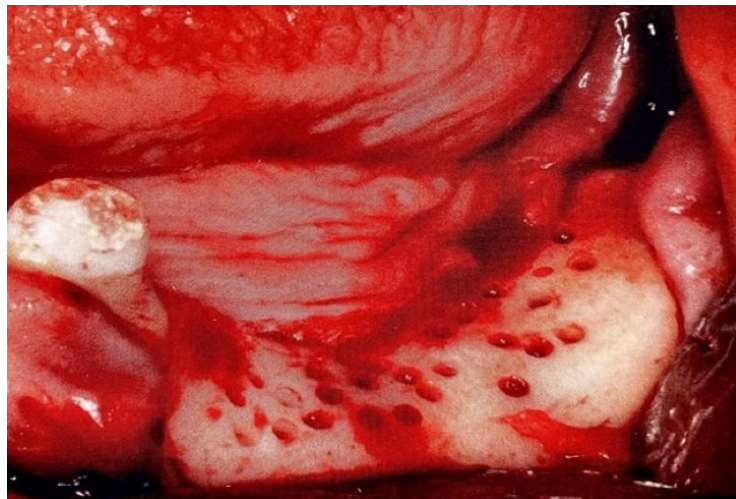


Fig. 7 Perforaciones corticales realizadas con una fresa esférica de diámetro pequeño ⁽¹⁹⁾.

3. **Creación y mantenimiento del espacio:** La finalidad de este principio es propiamente crear y mantener un espacio adecuado que garantice la proliferación de células formadoras de hueso, excluyendo

simultáneamente células no deseadas como las epiteliales y del tejido conectivo, lo que resulta en una mejor neoformación ósea. Este principio se basa en el uso de membranas de barrera, las cuales deben poseer intacta su integridad estructural durante el periodo de regeneración ósea, ya que se ha demostrado que el colapso o la reabsorción temprana de las mismas está asociado con una menor regeneración⁽¹⁷⁾.

4. **Estabilidad de la herida, y en dado caso del implante o los implantes:** La estabilidad de la herida induce a la adecuada formación del coágulo sanguíneo inicial (precursor del tejido de granulación inicial altamente vascularizado) y procesos de curación sin percances. Las membranas de barrera debidamente fijadas (suturas, tachuelas, tornillos) ayudan a la estabilidad de la herida y por ende, del coágulo sanguíneo, resultando en una cicatrización favorablemente predecible y a su vez, en una neoformación ósea predecible⁽¹⁷⁾.

Por otro lado, Carranza⁽²⁰⁾ señala los requisitos biológicos para la regeneración ósea y la forma de lograrlos:

- Suministro de sangre adecuado: Idealmente se obtiene con perforaciones corticales.
- Estabilización de la zona: La brinda la estabilización de la membrana mediante tornillos de fijación, tachuelas o suturas.
- Presencia de osteoblastos: Se obtienen del hueso autógeno del paciente, ya sea como autoinjerto o como sitio receptor.
- Espacio aislado: Lo proporciona la membrana de barrera.
- Mantenimiento total del espacio: Lo brinda la integridad estructural tanto de las membranas de barrera como de los injertos óseos.
- Cobertura de la herida: Mediante la sutura libre de tensión.

2.7 Principios quirúrgicos generales de la técnica

La regeneración ósea guiada es un procedimiento o técnica que se basa en el seguimiento de una secuencia de pasos regulados ^(1,17,20), los cuales, de manera general e independientemente del tipo de defecto, podemos enumerar de la siguiente manera:

1. Minuciosa asepsia y antisepsia del campo operatorio.
2. Técnica anestésica.
3. Incisión inicial: Se realiza lejos del defecto óseo, con la finalidad de que no interfiera en la regeneración del mismo. Es imprescindible el uso de una incisión perióstica que brinde liberación y elasticidad al colgajo, así como permitir el cierre de la herida sin tensión. Idealmente se realizan incisiones verticales biseladas de liberación en la cara vestibular que se encuentren mínimo a un diente de distancia de la zona en que se colocará el injerto y se extienden en sentido vertical hacia la unión mucogingival con la finalidad de brindar una adecuada visualización de la zona quirúrgica al operador.
4. Levantamiento del colgajo: Se realiza la tracción del colgajo y posteriormente una incisión a través del periostio. El colgajo debe ser mucoperióstico y de espesor total, reflejándose de 2 a 3 mm más allá de los bordes del defecto. El colgajo ideal debe brindar un suministro vascular adecuado.

El diseño de las incisiones y el colgajo, así como la tracción y manipulación de los mismos deben realizarse cuidadosamente para optimizar el suministro sanguíneo y el correcto cierre de la herida. El diseño del colgajo debe considerar el aumento de volumen gracias a los materiales de injerto óseo después de su colocación.
5. Desbridamiento: Curetaje completo de todo tejido de granulación o fibroconectivo presente en la zona del defecto óseo, o cualquier tejido

que no corresponda naturalmente al sitio y que pueda interferir durante el proceso de regeneración, es decir, que influya con el éxito del tratamiento.

6. Limpieza del lecho: Se da mediante el minucioso lavado con solución fisiológica y/o medicamentos antibióticos, en caso de ser requeridos.
7. Preparación del biomaterial a injertar: Una vez seleccionado el tipo de injerto adecuado para el caso, se prepara previo a su colocación de acuerdo a las instrucciones del fabricante.
8. Colocación del injerto: Previamente preparado, el injerto se coloca cuidadosamente en la zona del defecto óseo con la finalidad de rellenarlo y se condensa delicadamente para permitir la existencia de espacios para la formación del coágulo (*Fig. 8*). Debe evitarse condensar con fuerza.
9. Preparación y colocación de la membrana: Se realizan mediciones con una matriz que sirve de guía para recortar la membrana de tal manera que supere máximo 2-3 mm del borde del defecto óseo, con márgenes romos para prevenir la laceración del tejido. Posteriormente, se recorta la membrana con la misma forma y tamaño de la matriz previamente recortada. Las membranas reabsorbibles se hidratan durante 5 minutos para mejorar su manejabilidad. Finalmente, la membrana se coloca cubriendo el injerto óseo en su totalidad y descansando pasivamente sobre el reborde. Debe permanecer completamente estable, sin embargo, en caso de no lograr la estabilidad de la membrana tras su colocación se fija con suturas, clavos, tornillos de fijación o tachuelas para asegurar la ausencia de micromovimientos. (*Figs. 9,10*)
10. Cierre del colgajo sin tensión.
11. Sutura.
12. Entrega de indicaciones y receta de medicación postquirúrgicas (antibiótico y analgésico) al paciente. Se recomienda el uso de

enjuagues de gluconato de clorhexidina (0.12%) durante las dos semanas posteriores a la intervención para facilitar el control de placa.

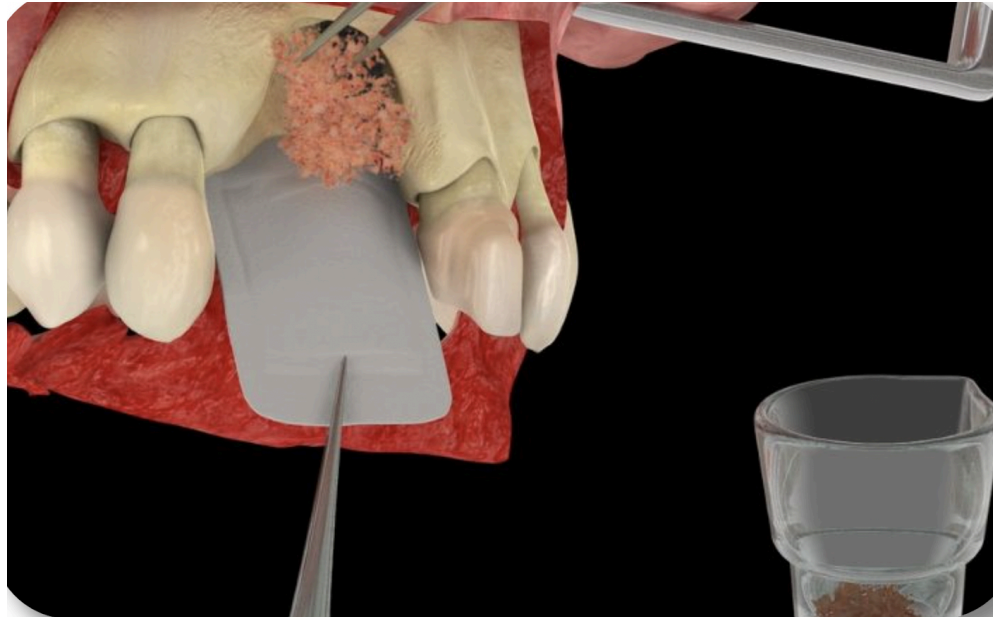


Fig. 8 Colocación del injerto óseo y de la membrana de barrera en la zona de defecto óseo ⁽²¹⁾.

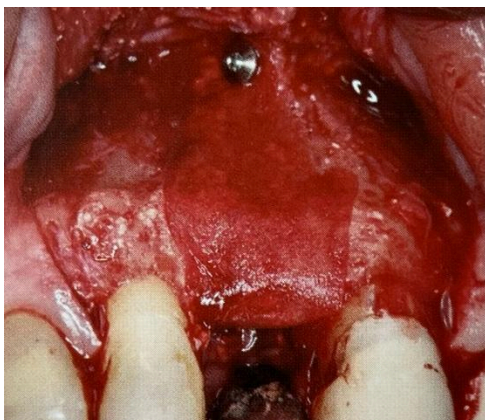


Fig. 9 Membrana reabsorbible estabilizada con dos tachuelas de titanio ⁽¹⁹⁾.

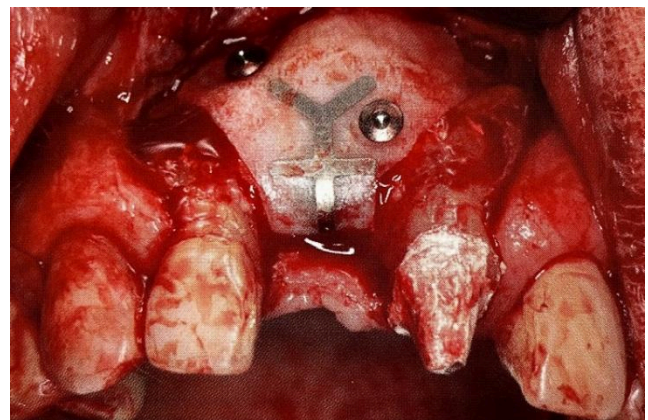


Fig. 10 Membrana no reabsorbible e-PTFE estabilizada con dos tachuelas de titanio ⁽¹⁹⁾.

Si la cicatrización de la herida es adecuada se retiran los puntos de sutura a los 10-14 días aproximadamente y se realizan citas posteriores para el seguimiento y evaluación del resultado del procedimiento.

Además de una correcta técnica de regeneración ósea guiada, se deben cumplir algunos parámetros considerados indispensables para el éxito del procedimiento:

- La regeneración ósea guiada se basa en la presencia de hueso en la zona del defecto o próximo a este, ya que para lograr su éxito requiere de la existencia de una fuente de células osteogénicas y un adecuado aporte vascular, el cual proviene principalmente de la superficie ósea adyacente.
- El injerto óseo y la membrana de barrera seleccionada deberán ser completamente biocompatibles, no tóxicos.
- Una vez concluido el procedimiento, la zona correspondiente al defecto debe permanecer completamente estable durante el proceso de regeneración.
- Durante el periodo de regeneración:
 - a. La membrana debe excluir a las células del tejido conectivo del espacio creado por la misma, impidiendo así la invasión de componentes celulares que puedan interferir en el proceso de regeneración. Debe mantener el espacio creado y permanecer estable en la zona en la que fue colocada.
 - b. El injerto óseo debe permanecer estable en el sitio en el que fue colocado al menos 16 semanas, es decir, el tiempo necesario e imprescindible para que el hueso formado ocupe el espacio⁽¹⁾.
 - c. El coágulo hemático del paciente debe permanecer estable y protegido, ya que representa el mejor material de relleno en los defectos óseos⁽²²⁾.

- Minuciosa higiene oral por parte del paciente.
 - a. Control personal de placa menor a 20%.
 - b. Sangrado al sondeo menor a 6% ⁽¹⁵⁾.

Actualmente, se ha demostrado que un factor sustancial que influye en el resultado del tratamiento es el número de paredes óseas. A mayor número de paredes óseas, mayor profundidad y mayor estrechez tenga el defecto, el resultado del tratamiento será mejor y por ende, el pronóstico también⁽¹⁵⁾.

Por otro lado, es necesario conocer los factores que guían al fracaso del tratamiento o que pueden impedir la regeneración ósea:

- Inadecuado aporte vascular.
- Reacciones adversas o efectos tóxicos por falta de biocompatibilidad del material injertado o de la membrana.
- Inestabilidad mecánica o desplazamiento del sustituto óseo injertado o de la membrana de barrera.
- Defectos óseos de gran tamaño.
- Infiltración de células de tejido conectivo en la zona del defecto una vez colocado el injerto, o invasión por tejidos con alta tasa de proliferación.
- Pacientes con deficiente higiene oral ^(1,15).

2.8 Biomateriales para ROG

La regeneración ósea guiada se fundamenta en el uso de biomateriales, entre los que predominan los injertos óseos y las membranas de barrera, que aíslan a un determinado defecto óseo, “guiando” así el proceso hacia una regeneración en lugar de una reparación ⁽¹⁾.

Los biomateriales utilizados en la regeneración ósea guiada deben poseer múltiples cualidades o características que avalen su uso respectivamente. Entre las características ideales se destacan:

- Biocompatibilidad: Integración apropiada al organismo sin causar reacciones de hipersensibilidad o efectos tóxicos.
- Biodegradabilidad: Necesaria en el caso de injertos óseos, sin embargo, en el caso de membranas de barrera pueden ser o no biodegradables.
- Clínicamente manejables, es decir, fácil de manipular.
- Permitir la estabilidad del coágulo formado ^(15,23).

Las características específicas dependen del tipo de biomaterial utilizado.

2.8.1 Injertos óseos

Un sustituto óseo, mejor conocido como injerto óseo es un biomaterial de origen variable que se coloca en una zona de defecto óseo durante la regeneración ósea guiada con un fin específico: Promover la formación de hueso. Funciona principalmente como un andamio estructural, permitiendo así, la inserción y proliferación de los osteoblastos en la zona deseada ^(1,15).

De acuerdo a su procedencia y mecanismo de acción, los injertos óseos se pueden clasificar en ^(1,15):

- **Según su origen:**
 1. Autoinjertos.
 2. Injertos alogénicos.
 3. Xenoinjertos.
 4. Injertos aloplásticos.

- **Según su modo de acción:**

1. *Osteogénicos*: Son injertos que poseen células vivas que pueden establecer centros de osificación en el sitio receptor. Esta capacidad sólo la tienen los autoinjertos.
2. *Osteoinductivos u osteoinductores*: Los autoinjertos y algunos injertos alogénicos son capaces de liberar sustancias que inducen la formación ósea, desempeñándose como un estímulo de carácter biológico para la especialización celular propia del tejido óseo. La osteoinducción como tal incluye la neoformación ósea como resultado de la estimulación de las células osteoprogenitoras del defecto óseo para que posteriormente se diferencien en osteoblastos, que forman el hueso nuevo, aún en sitios extraesqueletales.
3. *Osteoconductivos u osteoconductores*: Todos los injertos mencionados (autoinjertos, injertos alogénicos, xenoinjertos e injertos aloplásticos) son osteoconductivos. El injerto brinda un andamio en el que se depositan las células progenitoras. No inhibe ni induce la formación ósea. La osteoconducción propiamente es la formación de tejido óseo por parte de los osteoblastos a partir de los bordes del defecto óseo sobre el injerto. Los injertos de tipo osteoconductivo permiten dicha formación ósea de manera normal en el defecto injertado a lo largo de la superficie de dicho injerto (1,14,20).

Como característica mínima, todos los injertos óseos deben ser osteoconductivos (*Fig. 11*). Carranza sostiene que los injertos óseos osteoinductivos presentan más ventajas que los osteoconductivos ⁽²⁰⁾.

Fuente	Osteoconductivo	Osteoinductivo	Osteogénico
Aloplástico	Sí	No	No
Xenoinjerto	Sí	No	No
Alloinjerto	Sí	Sí/No?	No
Autoinjerto	Sí	Sí	Sí

Fig.11 Propiedades biológicas de los diversos injertos óseos ⁽²⁰⁾.

Para seleccionar el tipo de injerto ideal es necesario considerar ciertos criterios, tales como son:

- **Biocompatibilidad:** El injerto debe integrarse de manera apropiada al tejido del huésped. No debe generar reacciones de hipersensibilidad ni efectos tóxicos en el organismo.
- **Propiedades mecánicas similares al tejido óseo:** El injerto debe homologar la estabilidad dimensional propia del hueso, mediante la rigidez y elasticidad del material. Además debe permitir la absorción de líquidos y sustancias del medio.
- **Biodegradabilidad:** El injerto debe permitir su degradación, para que así, simultáneamente se dé paso a la regeneración ósea; es decir, debe ser completamente reabsorbible en un periodo de 6-12 meses, ya que será sustituido en su totalidad por el hueso formado.
- **Idealmente y de acuerdo al tipo de injerto,** se debe lograr el principio de osteoinducción, desempeñándose como un estímulo de carácter biológico que proporcione un lugar adecuado para que ocurra la migración y diferenciación celular hacia la línea osteogénica. Entre

menor sea el número de paredes óseas que tenga el defecto óseo, se recomienda un biomaterial osteoinductivo.

- Osteoconducción: El injerto brinda un andamio en el que se depositan las células progenitoras.
- Debe posibilitar la incorporación de aditivos o agentes activos.
- Fácil manejo: El profesional debe ser capaz de manejar fácilmente el injerto sin complicaciones por parte del mismo⁽¹⁾.
- Tamaño de las partículas del injerto óseo: Es una característica muy importante ya que su tamaño determina el espacio disponible entre las mismas, que es indispensable para la formación de hueso nuevo. Por esta razón, se recomiendan injertos con tamaño de las partículas que lo componen de 100-1000 μm , lo que permite el crecimiento del hueso hacia el interior ⁽²⁰⁾.

El injerto óseo ideal debe ser capaz de mantener su integridad estructural para brindar estabilidad mecánica y dimensión o volumen durante el periodo de cicatrización inicial, además de poder ser reabsorbido en su totalidad (mediante la actividad osteoclástica), y a su vez, sustituido por nuevo hueso (mediante la deposición de matriz por los osteoblastos y que es seguida finalmente por la mineralización de la misma) ⁽¹⁹⁾.

2.8.1.1 Autoinjerto

También conocido como injerto autólogo se refiere a un tipo de injerto compuesto únicamente por fragmentos de hueso propios del paciente, es

decir, se trasplanta hueso del propio individuo de una zona a otra con un fin específico.

La evidencia clínica y científica ha determinado que el mejor sustituto óseo es el autoinjerto, considerado el estándar de oro, gracias a sus propiedades osteoinductivas, osteoconductoras y osteogénicas. Sin embargo, presenta una importante desventaja, y es que requiere de un segundo sitio quirúrgico (mentón, rama de la mandíbula, tuberosidad del maxilar, zona retromolar, entre otros) del cual se toma el hueso que será utilizado como autoinjerto. Algunas opciones intraorales para la toma de hueso son: rebordes edéntulos, sitios postextracción, hueso removido durante osteotomía, ostectomía u osteoplastia y trefinas. Simultánea y posteriormente a su recopilación, el autoinjerto debe ser hidratado con solución salina ^(1,14,15).

La ventaja principal del injerto autógeno es que se descartan la transmisión de enfermedades y los problemas de histocompatibilidad ⁽¹⁹⁾, además de ser el único con capacidad osteogénica.

2.8.1.2 Aloinjerto

Un injerto alogénico (aloinjerto, homoinjerto o injerto homólogo), es aquel que proviene de un individuo de la misma especie pero genéticamente diferente, es decir, hueso de cadáver acelular previamente procesado. Puede actuar como un biomaterial osteoinductor siempre y cuando contenga la parte orgánica del hueso, que es donde se encuentran las proteínas morfogenéticas óseas, que son los principales agentes osteoinductores. Su presentación es en forma de polvo liofilizado, que debe hidratarse 20 minutos antes de su colocación con solución salina para devolver su forma y generar un aumento de volumen (*Fig. 12*). Es importante remover el excedente de solución salina del injerto con una gasa previo a su colocación en la zona del defecto óseo (*Fig. 13*) ^(1,14,15).



Fig. 12 Aloinjerto hidratado con solución salina⁽¹⁵⁾.



Fig. 13 Remoción del excedente de solución salina del injerto con una gasa⁽¹⁵⁾.

Algunos ejemplos de aloinjertos son:

1. FDBA (Freeze-Dried Bone Allograft): Aloinjerto liofilizado.
2. DFDBA (Demineralized Freeze-Dried Bone Allograft): Aloinjerto liofilizado desmineralizado. Es muy utilizado en implantología ^(19,22).

Los injertos alogénicos son meticulosamente procesados para evitar la transmisión de enfermedades de un individuo a otro. La Asociación Americana de Bancos Óseos, estipuló los lineamientos que deben seguir los bancos de hueso para considerar seguro al injerto alogénico, entre los cuales, los de mayor importancia son:

- Rechazar donaciones de individuos que:
 1. En vida fueron positivos a VIH, sífilis, hepatitis B o C.
 2. En pruebas de contaminación bacteriana el resultado fue positivo.
 3. La autopsia reveló alguna enfermedad oculta ⁽¹⁵⁾.

2.8.1.3 Xenoinjerto

El injerto xenogénico, también llamado heteroinjerto o injerto heterólogo, proviene de fragmentos de hueso de otra especie (animales). Generalmente se utiliza hueso bovino anorgánico (previamente tratado para la remoción de sus componentes orgánicos, dejando como resultado la obtención únicamente de su estructura mineral, trabecular y porosa, que es similar a la del hueso humano) (*Fig. 14*). Actúa como un biomaterial osteoconductor. Al igual que un injerto alogénico, el xenoinjerto requiere de previa hidratación (20 minutos antes de su colocación) con solución salina para recuperar su forma y volumen. Debido a su característica de radiopacidad, puede tomarse una radiografía postquirúrgica para confirmar el correcto llenado óseo ^(1,15).

El xenoinjerto no provoca una respuesta sistémica de tipo inmune, ya que es un tipo de injerto completamente biocompatible con los tejidos adyacentes. Sus cualidades físicas permiten la estabilización del coágulo formado y la posterior revascularización, permitiendo así la migración de osteoblastos y conduciendo a la osteogénesis ^(1,15).

Estudios experimentales hicieron uso de injertos heterólogos bovinos anorgánicos, cuyos resultados demostraron la adecuada neoformación ósea,

en donde dicho nuevo tejido presentaba una densidad equivalente o mayor a la densidad del hueso nativo adyacente ⁽¹⁹⁾.



Fig. 14 Xenoinjerto. Hueso bovino anorgánico ⁽¹⁵⁾.

2.8.1.4 Aloplásticos

Los injertos aloplásticos son aquellos que derivan de materiales semisintéticos o sustitutos sintéticos inertes, es decir, materiales artificiales (plásticos, cerámicos, vitrocerámicos), que presentan diferentes texturas y composiciones. Actúan como biomateriales osteoconductores. Debido a su característica de radiopacidad, puede tomarse una radiografía postquirúrgica para confirmar el correcto llenado óseo ^(1,15,19).

Los materiales aloplásticos son generalmente derivados de cerámicas, vidrios bioactivos y polímeros ^(19,22):

- Cerámicas: Biomateriales inertes con capacidad osteoconductora, formados principalmente por fosfato de calcio, en cantidades similares a las del hueso. Entre las cerámicas mayormente predominantes se encuentran el fosfato tricálcico (TCP por sus siglas en Inglés) y la hidroxiapatita (HA), que gracias al calcio que contienen en su composición pueden

imitar la fase mineral del hueso y a su vez, pueden ser remodelados mediante procesos celulares como la actividad osteoclástica. Comparten similitudes relacionadas a su estructura y composición química, sin embargo difieren en el proceso de reabsorción. La HA densa presenta una reabsorción mínima. Por otro lado, el TCP se reabsorbe rápidamente. La HA densa dificulta la perforación del hueso formado con fresas, por lo que idealmente se utiliza HA porosa, cuyo proceso de reabsorción es lento.

- Vidrios bioactivos: Biomateriales de tipo reabsorbible cuya composición se basa principalmente en calcio y fosfato, conteniendo además óxido de silicio, óxido de sodio, óxido de calcio y óxido de fósforo en proporciones específicas. Poseen un alto nivel de cohesión entre sus partículas y además son capaces de interactuar con el tejido óseo así como con los tejidos blandos. Cuando este biomaterial es colocado se forma inmediatamente una capa de gel de sílice y encima de esta última, una capa más compuesta principalmente por fosfato de calcio (a partir del fósforo y calcio presentes en el biomaterial) que actúa como un agente adhesivo para el colágeno gingival, limitando la migración apical del epitelio.
- Polímeros: Compuestos químicos de gran masa molecular. Los biomateriales de tipo polimérico utilizados en regeneración ósea guiada son derivados de un compuesto microporoso de polihidroetilmetacrilato, polimetilmetacrilato e hidróxido de calcio.

2.8.2 Membranas de barrera

Las membranas se definen como biomateriales semipermeables con capacidad mecánica de barrera que se colocan por encima del injerto óseo (cubriendo el borde del defecto) y por debajo del colgajo, cuya función principal es excluir a las células epiteliales y del tejido conjuntivo de la zona de defecto óseo, impidiendo así la invasión de componentes celulares no deseados que puedan interferir en el proceso de regeneración ósea. Es indispensable que permitan la infiltración de células osteoprogenitoras ⁽²²⁾.

No todas las membranas de barrera se comportan biológicamente de la misma manera, ya que dependiendo de su composición y naturaleza difieren en su origen y estructura, influyendo de esta manera en sus propiedades mecánicas así como en su comportamiento y desempeño clínico ⁽²⁴⁾.

Las membranas de barrera deben mantener durante el periodo de regeneración su integridad física y estructural, idealmente 6 meses para garantizar la neoformación y maduración ósea ⁽²⁵⁾. Sin embargo, el tiempo que la membrana mantiene su integridad estructural depende totalmente del tipo de biomaterial seleccionado, que puede ser reabsorbible y no reabsorbible. En el caso de las membranas reabsorbibles sintéticas, la reabsorción generalmente inicia a las 4-6 semanas de haber sido colocadas, aunque el periodo de reabsorción se completa aproximadamente a los 8 meses ⁽¹⁹⁾.

La primera generación de membranas utilizadas para regeneración ósea guiada fue la de las membranas no reabsorbibles de politetrafluoroetileno expandido (e-PTFE) pero debido a la desventaja de una segunda intervención quirúrgica para su remoción, fueron desarrolladas las membranas reabsorbibles ⁽²⁶⁾.

Las funciones de las membranas de barrera son:

- Exclusión de células no deseadas en la zona correspondiente al defecto óseo.
- Permitir el llenado y la proliferación de células osteoprogenitoras en la zona correspondiente al defecto óseo.
- Crear y mantener en la zona correspondiente al defecto óseo un espacio cerrado, protegido y delimitado por un lado con las paredes óseas residuales y por otro lado con la membrana, la cual actúa como una pared provisional durante el proceso de regeneración.
- Mantener la estabilidad del injerto óseo y del coágulo formado ⁽²²⁾.

El uso de las membranas de barrera está indicado en regeneración ósea guiada para:

- Tratamiento de defectos óseos periodontales.
- Tratamiento de defectos periimplantares.
- Tratamiento de defectos de rebordes maxilares y mandibulares mediante técnicas de aumento óseo para la colocación de implantes (antes o simultáneamente con la colocación del implante)⁽⁶⁾.

Las membranas de barrera poseen características básicas^(6,9,25,27) que el odontólogo debe conocer para su correcta selección para una determinada aplicación clínica:

- **Biocompatibilidad:** Las membranas tanto reabsorbibles como no reabsorbibles deben cumplir su función específica sin generar reacciones de hipersensibilidad ni efectos tóxicos en el organismo. Debe existir una respuesta adecuada del paciente.
Las membranas no reabsorbibles suelen ser más biocompatibles que las membranas reabsorbibles, ya que estas últimas sufren un proceso de degradación en el que como resultado se liberan productos que

permanecen en el tejido contiguo, posibilitando de esta manera la aparición de reacciones adversas (locales y sistémicas). Por esta razón, es fundamental el correcto diseño inicial del material, ya que los productos finales de la reabsorción de las membranas deben ser totalmente benignos.

- **Integración tisular:** Es una característica fundamental, ya que a mayor integración tisular, mayor estabilidad mecánica del área aumentada. Factores como biocompatibilidad, textura superficial, porosidad y características químicas de una membrana de barrera influyen directamente en la integración tisular del material. Una membrana no porosa y con superficie no texturizada, genera la formación de una cápsula fibrosa de tejido conjuntivo que no tiene inserción directa con el material. El nivel de biocompatibilidad de cada tipo de membrana está directamente relacionado con el nivel de integración tisular de la misma.
- **Oclusión celular:** Las membranas deben ser selectivamente oclusivas. Su objetivo principal es la exclusión de células de tejido conectivo de la zona en que se desea la regeneración ósea, ya que la invaginación de tejidos blandos en la zona correspondiente al defecto óseo puede imposibilitar la osteogénesis.
- **Semipermeabilidad:** Las membranas deben ser lo suficientemente semipermeables para permitir el paso de células osteoprogenitoras y sustancias con nutrientes pero a su vez, impedir la infiltración de células no deseadas en la zona en que se desea la regeneración ósea. La semipermeabilidad de la membrana está directamente relacionada con la porosidad de la misma.

- **Porosidad:** El tamaño de los poros de las membranas de barrera es un factor que influye en el porcentaje de regeneración ósea, ya que dependiendo de la dimensión de los mismos, se puede permitir o evitar la infiltración de tejido fibroso, células no deseadas, bacterias, alimentos y células osteoprogenitoras en la zona correspondiente al defecto óseo. Las membranas con poros de 100 micrones permiten la infiltración de tejido conectivo altamente vascular; por otro lado, las membranas con poros pequeños impiden la penetración de los capilares. Membranas con poros de 50 micrones posibilitan la invasión de células y de pequeños vasos sanguíneos. Estudios han reportado que las membranas porosas mejoraron notablemente la neoformación ósea únicamente durante el proceso de regeneración inicial, comparado con membranas microporosas; por otro lado, después de 3 meses de cicatrización, se observaron cantidades semejantes de hueso regenerado independientemente del tamaño de poro de la membrana utilizada⁽⁹⁾. La porosidad de las membranas influye significativamente en la oclusión celular, semipermeabilidad y estabilidad (mediante la integración con los tejidos blandos) de las mismas, sin embargo también favorece la acumulación de placa bacteriana.
- **Creación y mantenimiento del espacio:** La membrana debe crear y mantener el espacio formado durante todo el periodo de regeneración ósea. La rigidez de la membrana es el factor principal que influye en la capacidad de resistencia al colapso de la misma:
 - *Membranas no reabsorbibles:* Debido a su rigidez mantienen su integridad estructural hasta el momento de su remoción.

- *Membranas reabsorbibles*: Sus propiedades mecánicas son notablemente más desfavorables que las de las membranas no reabsorbibles, ya que a escaso tiempo de su colocación pierden su fuerza mecánica y por lo tanto, su capacidad de mantener el espacio previamente creado. Por esta razón, se recomienda el uso de materiales de soporte (injertos óseos).
- **Manejo clínico**: Las membranas de barrera deben ser fácilmente manejables por el profesional durante la intervención quirúrgica, para poder recortarlas (con bordes romos para evitar laceraciones en el tejido), adaptarlas y ajustarlas al borde del defecto óseo de la manera más sencilla con el fin de cubrirlo en su totalidad. Las membranas reabsorbibles son más fácilmente manejables que las membranas no reabsorbibles, ya que estas últimas deben fijarse con tornillos y/o pernos para mantener su posición. Las membranas reabsorbibles de colágeno hidratadas, al ser hidrofílicas, se adhieren al hueso contiguo y al injerto óseo.
- **Reducida susceptibilidad a complicaciones**: Dependiendo del tipo de membrana de barrera seleccionada pueden aparecer diversas complicaciones durante el proceso de regeneración. La complicación más común es la exposición de la membrana, lo cual puede provocar la infección de la herida y la disminución del hueso regenerado.

Machtei ⁽²⁸⁾ realizó un análisis de los efectos provocados por la exposición de la membrana en el tratamiento de ROG, demostrando que este factor influye perjudicial y significativamente en la neoformación de hueso. Comparó múltiples casos en los que la membrana permaneció adecuadamente sin exposición y casos con

exposición de la misma, en donde observó una media de 3.01mm de hueso nuevo en casos sin exposición y un promedio de 0.56mm en casos con exposición de la membrana.

Además, se ha demostrado que en los casos que presentan exposición prematura de la membrana existe una resorción notablemente más rápida de los injertos óseos ⁽¹⁷⁾.

Diversos estudios han examinado la exposición y remoción temprana contra tardía de la membrana y llegaron a la conclusión de que si la membrana permanece cubierta durante 6-8 meses, la regeneración ósea es favorablemente predecible ⁽¹⁷⁾.

Las membranas no reabsorbibles presentan un riesgo mayor de exposición temprana de las mismas, en comparación con las membranas reabsorbibles, las cuales presentan un riesgo menor de exposición prematura. A pesar de esta ventaja, con el uso de membranas reabsorbibles se pueden presentar reacciones inflamatorias y de cuerpo extraño durante la reabsorción de la misma, por los productos que genera este proceso, especialmente si se usan materiales polímeros sintéticos ⁽⁶⁾.

2.8.2.1 Clasificación

Las membranas de barrera se clasifican principalmente en dos grupos ^(10,20,22,29).

1. **Membranas reabsorbibles:** Se dividen en naturales (membranas colágenas y sus derivados, membranas compuestas por hueso liofilizado alógeno o xenógeno, membranas de quitosano) y sintéticas

(membranas derivadas del ácido poliláctico, ácido poliglicólico, copolímeros de dichos ácidos y sulfato de calcio).

2. **Membranas no reabsorbibles:** Se han elaborado de diversos materiales, por ejemplo látex, titanio y teflón (politetrafluoroetileno expandido y denso), siendo estas últimas las más comunes.

2.8.2.1.1 Reabsorbibles

Las membranas reabsorbibles son biomateriales con la capacidad de degradarse en el organismo sin interferir en el proceso de regeneración. Su reabsorción, dependiendo de la naturaleza de cada tipo de membrana puede darse mediante hidrólisis o por actividad enzimática. Su ventaja principal es que no requieren de una segunda intervención quirúrgica para su remoción. Sin embargo, presentan una desventaja importante, ya que debido a su menor nivel de rigidez, comparado con las membranas no reabsorbibles, presentan menor capacidad de mantener el espacio debajo de la misma, por lo que se adaptan notablemente mejor a casos que incluyan injertos óseos que mantengan las dimensiones deseadas ^(20,22).

Las membranas reabsorbibles sufren de 4 etapas durante su degradación: Hidratación, pérdida de la resistencia, pérdida de la integridad estructural y solubilización. La tasa de degradación y la duración de cada una de sus etapas dependen de la composición de la membrana ⁽²⁶⁾.

Este tipo de membranas requieren recubrimiento total, para impedir la infiltración bacteriana y por el proceso de reabsorción ⁽¹⁹⁾.

Una desventaja adicional de las membranas de barrera reabsorbibles es su impredecible grado de reabsorción, que puede influir notablemente en el porcentaje de regeneración ósea, ya que los diferentes tiempos de

reabsorción de las membranas pueden influir en el resultado final de la regeneración ósea.

En 1993, el equipo de investigación de Sandberg y colaboradores determinó que la regeneración ósea se logra anticipadamente con membranas reabsorbibles que con membranas no reabsorbibles de politetrafluoroetileno expandido (e-PTFE)⁽³⁰⁾.

Las membranas reabsorbibles se clasifican a su vez en naturales y sintéticas.

- **Membranas reabsorbibles naturales:** Incluye a las membranas colágenas y sus variantes, membranas compuestas por hueso liofilizado alógeno o xenógeno, y membranas de quitosano ⁽¹⁹⁾. Su reabsorción es por lo general mediada por enzimas.
- **Membranas reabsorbibles sintéticas:** Las membranas reabsorbibles sintéticas poseen propiedades hidrofóbicas, favoreciendo de esta manera su hidrólisis, cuyos productos son degradados en agua y dióxido de carbono, y que por lo regular generan una leve reacción inflamatoria ⁽³¹⁾. Están compuestas principalmente por ácido poliglicólico (PGA), ácido poliláctico (PLA), copolímeros de dichos ácidos y sulfato de calcio ⁽¹⁹⁾.

Membranas colágenas: Son un tipo de membrana reabsorbible natural compuestas por fibras de colágeno (tipo I y III), con ausencia de componentes tanto orgánicos como químicos. El colágeno es uno de los biomateriales más utilizados para este fin por su excelente biocompatibilidad, baja inmunogenicidad y por su gran capacidad para promover la adecuada cicatrización de las heridas ⁽²³⁾.

Clínicamente, han demostrado ser un tipo de membrana con la que se logran óptimos resultados en el tratamiento de defectos infraóseos, añadiendo una reducción en la migración epitelial de hasta 50% ⁽²²⁾. Presenta diversas ventajas como su función hemostática mediante la agregación plaquetaria, lo que posibilita la formación de coágulos así como la estabilización de la herida. Además el colágeno presenta una función quimiotáctica para atraer fibroblastos y de esta manera facilitar el cierre primario de la herida ^(17,24). Sin embargo, ante diversas situaciones clínicas este tipo de membranas no suelen resistir la fuerza y presión ejercida por los tejidos blandos por lo que la membrana se colapsa. Por esta razón se recomienda su uso en combinación con injertos óseos y es más aplicable a casos de dehiscencias o fenestraciones ^(23,32).

Actualmente, la mayoría de las membranas colágenas se obtienen del tejido de animales (porcinos o bovinos) de tendón, dermis e intestino delgado, pericardio y duramadre, por ejemplo. Aunque también pueden obtenerse de tejido de cadáveres humanos ^(23,32).

En 2005, el equipo de investigación de Taguchi y colaboradores⁽³³⁾ demostraron que las membranas colágenas:

1. Poseen propiedades osteoconductivas.
2. Son un tipo de membrana que representa una excelente opción en regeneración ósea guiada al promover la actividad osteoblástica.
3. Debido a que es un biomaterial natural que posee fibras colágenas (componente principal de la matriz ósea) puede ser incorporado parcialmente en la matriz ósea, presentando así, una ventaja sobre las membranas sintéticas.

Las fibras de colágeno de la membrana pueden funcionar como un estímulo a células osteogénicas en defectos óseos, cuando existe ausencia de proteínas óseas específicas ⁽²²⁾.

La velocidad de reabsorción de este tipo de membranas es variable. Las membranas colágenas disponibles comercialmente brindan diferentes tiempos de reabsorción ⁽²⁴⁾.

Generalmente, las membranas colágenas más utilizadas son las de colágeno nativo, que se reabsorben mediante degradación enzimática por colagenasas, proteasas y enzimas secretadas por macrófagos. La actividad enzimática de los macrófagos y neutrófilos acelera la reabsorción de la membrana cuando la membrana está expuesta al medio bucal y cuando está relacionada con reacciones inflamatorias en el tejido contiguo⁽²⁵⁾.

Para mejorar la estabilidad mecánica y degradativa de las membranas de colágeno nativo se introdujeron membranas de colágeno reticulado mediante métodos como radiación ultravioleta y tratamientos con soluciones químicas como genipina o glutaraldehído que logran la reticulación de las fibras de colágeno existentes, cuya gran desventaja es que debido a la modificación química del biomaterial reduce la biocompatibilidad y por ende aumenta el riesgo de complicaciones postoperatorias^(16,24,32). El grado de entrecruzamiento de las fibras de colágeno afecta la tasa de degradación de la membrana, a mayor entrecruzamiento, más lenta será la degradación y viceversa. Las membranas de colágeno reticulado se degradan más lentamente que las membranas de colágeno nativo, pero tienen también mayor tasa de exposición prematura de la membrana (hasta el 70.5%). La predictibilidad de las membranas colágenas depende de la naturaleza del material y de los procedimientos de preparación y procesamiento de las mismas. La genipina es un agente reticulado no tóxico que proporciona alta resistencia mecánica a la membrana así como una baja tasa de degradación.

A pesar de las distintas características que presentan ambos tipos de membranas colágenas, diversos estudios demostraron que no existen diferencias significativas en la preservación de tejido óseo entre las membranas de colágeno nativo y las membranas de colágeno reticulado ⁽²⁴⁾.

Membrana liodura humana liofilizada: Es un tipo de membrana reabsorbible natural. A pesar de ser una membrana liofilizada conserva la estructura de las fibras colágenas. Proviene de la duramadre de cadáveres humanos, por lo que es sometida a múltiples y minuciosos procedimientos con el fin de no transmitir enfermedades del donante al receptor, por ende, debe ser esterilizada con rayos gamma para prevenir y evitar la transmisión de enfermedades como la hepatitis y el SIDA. No suele ser muy usada debido al riesgo de transmisión de la enfermedad de Jakob-Creutzfeld. Sin embargo, en caso de utilizarse debe sumergirse en solución fisiológica por un par de minutos con la finalidad de mejorar su manejo y adaptabilidad ⁽²²⁾.

Matriz dérmica acelular: Es un tipo de membrana colágena derivada de piel humana después de la eliminación de la epidermis y todas las células dérmicas. Se ha demostrado que la estructura del colágeno permanece aún después de la descelularización ⁽³²⁾. Su aplicación para fines de preservación del alveolo se ha asociado con una reducida tasa de complicaciones infecciosas relacionadas con la exposición de membrana en comparación con las membranas no reabsorbibles de politetrafluoroetileno expandido usando xenoinjertos bovinos o materiales aloplásticos (HA) ⁽²⁶⁾.

Otros tipos de membranas de colágeno derivan del *pericardio* y *amnios humano*. Esta última posee excelente flexibilidad y se ha sugerido que este tipo de membranas promueven el crecimiento óseo al mismo tiempo que limitan la invasión de tejido fibroso ⁽³²⁾. Las membranas de pericardio también pueden ser de origen porcino, las cuales poseen un espesor de 0.3-0.4mm, y

cuyo tiempo de reabsorción abarca entre 8-12 semanas con una adecuada integración al tejido e invasión vascular ⁽³⁴⁾.

Membranas de quitosano: El quitosano es un polímero de origen natural que se utiliza para la elaboración de membranas de barrera gracias a sus propiedades, que incluyen biocompatibilidad, biodegradabilidad, baja inmunogenicidad y efecto bacteriostático. El grado de degradación de este tipo de membranas depende de su peso molecular y del método de preparación ⁽³²⁾.

Se han creado *membranas del alginato* para regeneración ósea guiada. El alginato es un polímero biocompatible que se puede obtener a partir de algas. Se han realizado estudios de la eficacia de las membranas de quitosano y alginato en defectos óseos y se han obtenido resultados favorables, sin embargo, no se han demostrado todavía resultados clínicos que avalen su eficacia ⁽³²⁾.

Los poliésteres alifáticos son un grupo de polímeros sintéticos que se han utilizado para la elaboración de membranas de barrera. Incluyen al ácido poliláctico (PLA), ácido poliglicólico (PGA) y sus copolímeros, entre otros. Este tipo de membranas poliméricas presenta múltiples ventajas, entre las que destaca su excelente manejabilidad y su capacidad de encapsulación de fármacos, sin embargo, su proceso de degradación podría provocar una gran respuesta inflamatoria y por ende, la resorción del hueso regenerado. Otras desventajas de este tipo de membranas son su falta de rigidez y estabilidad, así como su falta prematura de creación de espacio por la alta tasa de degradación de las membranas ⁽³²⁾.

Membrana de ácido poliglicólico: Es un tipo de membrana reabsorbible sintética compuesta básicamente por copolímeros del ácido poliglicólico y del

ácido poliláctico en una relación 9:1, respectivamente. Su reabsorción varía entre 30-90 días aproximadamente. Son biomateriales antigénicamente inertes ⁽²²⁾.

Gager y Schultz observaron mediante informes de casos con seres humanos que el uso de membranas en ácido poliglicólico combinadas con aloinjerto óseo liofilizado mejoraban significativamente la regeneración ósea en defectos interproximales, resultando en el incremento de relleno óseo ⁽²⁹⁾.

Membrana de ácido poliláctico: Es una membrana reabsorbible sintética que como su nombre lo dice, está compuesta por ácido poliláctico (polímero sintético biocompatible). Se reabsorben en su totalidad en un periodo que abarca entre los 6 y 12 meses y cuyo resultado es la formación de ácido láctico y anhídrido carbónico ⁽²²⁾. La resistencia a la compresión de este tipo de membranas puede ajustarse cambiando el peso molecular del polímero ⁽³²⁾.

Gottlow realizó un estudio experimental en monos con resultados favorables con el uso de una membrana reabsorbible basada en ácido poliláctico (Guidor®) en donde se observó formación ósea transcurridos 3 meses; la membrana se reabsorbió totalmente a los 6 meses. Por otro lado, Laurell realizó un estudio en humanos en el que utilizó Guidor® en defectos óseos, en los que obtuvo como resultados la reducción de los mismos de 8.9 a 3.1 mm con el uso de esta membrana ⁽²⁹⁾.

Membranas de sulfato de calcio: El sulfato de calcio es un material biocompatible, osteoconductor y reabsorbible utilizado para fabricar membranas de barrera. Se elabora mediante la hidratación de un polvo que produce una pasta moldeable que se endurece hasta formar un material rígido con cristales estables y menos reabsorbibles.

Se han diseñado membranas basadas en hidroxiapatita, un biomaterial muy utilizado para aplicaciones óseas debido a su similitud con la fase mineral

ósea. Su biocompatibilidad, osteoconductividad y propiedades mecánicas avalan su uso en membranas de barrera para regeneración ósea guiada. Este tipo de membranas resisten la presión del tejido blando. La HA se ha combinado con iones bioactivos de plata y zinc con la finalidad de mejorar sus propiedades biológicas ⁽³²⁾.

2.8.2.1.2 No reabsorbibles

Las membranas de barrera no reabsorbibles son biomateriales que no poseen la capacidad de degradarse en el organismo, por lo que requieren de una segunda intervención quirúrgica para su remoción, lo cual representa una gran desventaja por el riesgo de perder un pequeño porcentaje del hueso regenerado, ya que el levantamiento del colgajo provoca reabsorción ósea crestal ^(6,31).

Este tipo de membranas desempeñan múltiples funciones valiosas para la regeneración ósea guiada, por ejemplo: exclusión de células no osteogénicas, formación de un espacio que será posteriormente ocupado por el coágulo, aislamiento y soporte de los tejidos blandos ⁽²²⁾.

El equipo de investigación de Lekovic y colaboradores demostraron que el uso inmediato de membranas no reabsorbibles en sitios postextracción influía y promovía positivamente el relleno óseo vertical y a su vez, reducía la pérdida de altura ósea vertical ⁽²⁶⁾.

Las membranas no reabsorbibles se han elaborado de diversos materiales, por ejemplo látex, titanio y teflón (politetrafluoroetileno), siendo estas últimas las más comunes ⁽²⁰⁾. Las membranas de teflón se clasifican a su vez en:

1. Politetrafluoroetileno expandido (e-PTFE).
2. Politetrafluoroetileno denso (d-PTFE).

Tanto las membranas e-PTFE como las membranas d-PTFE pueden encontrarse reforzadas con titanio⁽¹⁶⁾. Carranza ⁽²⁰⁾ sostiene que las membranas reforzadas con titanio poseen la capacidad de mantener el espacio durante el periodo de regeneración por lo que no necesariamente se complementan con injertos óseos, ya que se puede lograr la neoformación ósea sin el uso de estos últimos.

Como biomaterial no reabsorbible complementario se crearon las mallas de titanio (*Fig. 15A*), que poseen una excelente biocompatibilidad y estabilidad mecánica, y que utilizadas con una membrana de barrera mejoran la resistencia de la misma ⁽¹⁷⁾. El titanio es utilizado ampliamente en materiales con fines quirúrgicos debido a su alta rigidez y resistencia, bajo peso y baja densidad y por su gran resistencia a la corrosión ⁽²⁵⁾. Su plasticidad permite que pueda doblarse, contornearse y adaptarse al defecto óseo ^(35,32). Es imprescindible recalcar que las mallas de titanio no son membranas de barrera, ya que poseen poros de gran tamaño y por lo tanto no cumplen con la oclusividad requerida por éstas. Cabe mencionar que las membranas de barrera reforzadas con titanio (*Fig. 15B*) no son lo mismo que una malla de titanio y no se deben confundir ambos términos.

La porosidad y la rigidez de las mallas de titanio son factores que influyen en el resultado final del tratamiento. En un estudio de comparación entre mallas de titanio macroporosas (1.2 mm de diámetro) y microporosas, se reportó mayor cantidad de hueso neoformado en mallas macroporosas⁽³⁵⁾.

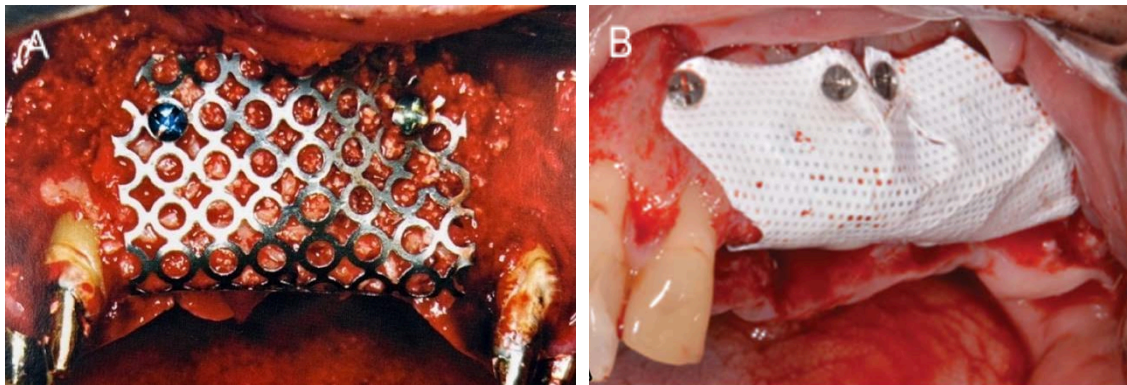


Fig. 15 A) Malla de titanio ⁽¹⁹⁾, B) Membrana reforzada con titanio ⁽¹⁶⁾.

3 Comparación entre las membranas de PTFE

3.1 PTFE expandido

Las membranas de politetrafluoroetileno expandido son un tipo de membrana no reabsorbible, compuestas por un polímero con propiedades que lo convierten en un biomaterial biológicamente inerte, flexible, estable y poroso que no estimula reacciones de tipo inmunológico ⁽²⁶⁾. Requieren siempre de una segunda intervención quirúrgica para su remoción, usualmente a las 4-6 semanas después de su colocación ⁽³¹⁾. Se consideran el estándar de oro de las membranas no reabsorbibles en regeneración ósea guiada vertical⁽⁹⁾.

Las membranas e-PTFE están estructuralmente formadas por dos estratos⁽⁹⁾:

- **Porción microestructuralmente abierta:** Tamaño de poro de 100-300 μm . Su porosidad permite simultáneamente la difusión de nutrientes, la infiltración de pequeños capilares y el crecimiento de fibras de colágeno hacia la superficie interna de este estrato mejorando la estabilidad de la membrana.

- **Porción oclusiva:** Tamaño de poro menor a 8 μm . Su porosidad obstruye en su totalidad la migración de células de los tejidos blandos a la zona correspondiente al defecto óseo.

Las membranas e-PTFE fueron las primeras membranas no reabsorbibles disponibles en la industria comercial ⁽¹⁹⁾. Fueron desarrolladas en 1969 pero fue hasta principios de la década de 1990 que las membranas e-PTFE se convirtieron en el biomaterial estándar de elección para la regeneración ósea guiada⁽⁶⁾.

Este tipo de membranas no reabsorbibles, poseen una adecuada maleabilidad para adaptarse a los defectos óseos, sin embargo, esta cualidad podría representar una gran desventaja cuando se trata de defectos óseos de mayor dimensión, ya que la membrana e-PTFE podría colapsar. Por esta razón se dispusieron membranas de e-PTFE reforzadas con titanio, que poseen la propiedad mecánica de prevención al colapso y que mantienen su integridad estructural debido a la resistencia que les confiere el refuerzo de titanio ⁽¹⁹⁾.

Su cualidad osteoconductiva podría explicar la formación y presencia de hueso en la parte interna de la membrana, así como la existencia de matriz osteoide calcificada en la estructura de la misma, lo que explica el éxito obtenido con su uso en regeneración ósea guiada ⁽²²⁾.

Estudios histológicos demostraron que las membranas de politetrafluoroetileno expandido (e-PTFE) poseen una óptima biocompatibilidad, ya que no se encontraron reacciones de cuerpo extraño en su presencia, agregando además, que a nivel de los tejidos contiguos a la membrana no se observaron células inflamatorias ni epiteliales ⁽³⁶⁾.

Estudios comparativos entre membranas e-PTFE contra diversos tipos de membranas reabsorbibles demostraron resultados satisfactorios con el uso de membranas no reabsorbibles e-PTFE en defectos óseos abiertos ⁽²²⁾.

En un estudio experimental realizado en animales (primates) con defectos óseos bilaterales en zonas edéntulas de ambos maxilares se comparó la eficacia del uso de membranas e-PTFE contra la ausencia de cualquier tipo de membrana. Los defectos óseos fueron cubiertos de un lado por las caras vestibular, lingual y palatino con membranas e-PTFE, mientras que en los defectos óseos del lado contrario no se colocó ningún tipo de membrana. En las zonas en que se colocaron membranas de e-PTFE se observó una cicatrización completa a los 3 meses, mientras que en las zonas en las que no se colocó ningún tipo de membrana no se completó la cicatrización ósea y se encontraron diversos grados de invasión de tejido conectivo⁽⁶⁾.

3.2 PTFE denso

Las membranas de politetrafluoroetileno denso (d-PTFE) son un tipo de membrana no reabsorbible que mantienen intacta su capacidad física de barrera durante todo el proceso de regeneración, impidiendo la infiltración de alimentos y bacterias en la zona que se va a regenerar debido a su alta densidad y al minúsculo tamaño de los poros que posee, eliminando de esta manera la posibilidad de infección y protegiendo simultáneamente el injerto óseo subyacente ⁽²⁵⁾. En ciertos casos, como en preservaciones de alveolo, no es necesaria una segunda intervención quirúrgica para su remoción, ya que puede ser extraída con una pinza⁽⁹⁾.

Las membranas d-PTFE están compuestas por politetrafluoroetileno de alta densidad. Presentan una superficie y porosidad que impiden la integración y

el paso de bacterias, facilitando simultáneamente la adhesión de las células huésped al material. Poseen suficiente rigidez para evitar el colapso espontáneo pero bastante flexibilidad para adaptarse fácilmente al contorno del defecto óseo. Este tipo de membranas no pueden ser usadas en condiciones en las que tengan que soportar cargas. El espesor de este tipo de membranas es variable desde los 0.13-0.25mm ⁽³⁷⁾.

Debido a su baja porosidad (menor a 0.3 μ m):

- La integración con los tejidos es débil, por lo que pueden presentar una superficie texturizada para mejorar la estabilidad de la misma, sin embargo esta característica no es favorable totalmente, ya que una superficie con textura incrementa la adhesión bacteriana en la superficie.
- Se facilita su remoción.
- Se dificulta significativamente la infiltración de fluidos y nutrientes de los vasos periósticos suprayacentes, incrementando de esta manera, la importancia de realizar múltiples perforaciones corticales para favorecer el suministro sanguíneo en la zona aumentada.
- Se impide la infiltración de bacterias y alimentos en la zona aumentada⁽²⁵⁾.

En diversos estudios se ha informado sobre la tendencia al colapso de las membranas d-PTFE en áreas sin soporte, por lo que se recomienda el uso de un material de injerto o bien, una membrana d-PTFE reforzada con titanio⁽³⁷⁾.

Autores como Bartee y Barboza informaron que la remoción temprana de las membranas d-PTFE (21-28 días) puede permitir que el suministro sanguíneo desde la parte superior del defecto mejore la formación ósea, mientras que

una retención prolongada de la membrana (más de 28 días) pueden retrasar dicha formación⁽³⁷⁾.

3.3 Comparación

El espesor de las membranas d-PTFE comercialmente disponibles oscila entre 0.13-0.25 mm y su porosidad varía entre 0.2-0.3 μm . Las membranas e-PTFE presentan un espesor similar pero una porosidad significativamente mayor (porción microestructuralmente abierta [tamaño de poro de 100-300 μm] y porción oclusiva [tamaño de poro menor a 8 μm])^(9,37).

Debido a la menor porosidad de las membranas d-PTFE su integración con los tejidos es débil y mucho menor cuando se compara con membranas e-PTFE, cuya integración con los tejidos es superior debido a su mayor porosidad. El nivel de integración de las membranas con los tejidos es un factor que influye durante la estabilidad y remoción de las mismas. La superficie porosa de la membrana e-PTFE permite mejorar la estabilidad mecánica de la membrana mediante la integración con los tejidos; por otro lado, la superficie uniformemente plana de las membranas de d-PTFE disminuye en gran medida cualquier bloqueo mecánico de la membrana con los tejidos, la integración con los mismos es débil, por lo que la estabilización de la misma mediante esta característica es inferior que en membranas e-PTFE. Debido a esto, algunas casas comerciales han optado por texturizar la superficie de las membranas d-PTFE para aumentar la estabilidad de la herida a través de la adhesión celular^(37,38).

La remoción es notablemente más sencilla en membranas d-PTFE que en membranas e-PTFE gracias al bajo nivel de integración con los tejidos ⁽³⁷⁾.

Mediante un estudio en treinta ratas adultas, Crump ⁽³⁸⁾ demostró que las fuerzas requeridas para la remoción de las membranas d-PTFE eran significativamente menores que las requeridas para membranas e-PTFE. Además informó no haber encontrado diferencias significativas en la cicatrización ósea ni en el grado de relleno entre los dos tipos de membranas, presentando ambas tejido óseo a las 4 semanas. La membrana d-PTFE se asoció con una formación ósea significativamente mayor que en membranas e-PTFE 2 semanas después de la intervención quirúrgica. Sin embargo, las membranas e-PTFE tuvieron mayor formación ósea a las 4 semanas.

Por otro lado, el equipo de investigación de Marouf ⁽³⁹⁾ y colaboradores realizó un estudio en el que evaluaron la eficacia de las membranas d-PTFE contra las membranas e-PTFE en modelos experimentales de edad avanzada. El estudio involucró 18 conejos ancianos (todos con más de 30 meses de edad), en los cuales se crearon dos defectos de espesor total en cada cráneo. Uno de los defectos se cubrió con una membrana e-PTFE y el otro con una membrana d-PTFE. Se tomaron muestras a las 4, 8 y 16 semanas posteriores a la intervención quirúrgica y fueron examinadas mediante microscopía. Los resultados fueron clasificados en clínicos e histológicos. En los resultados clínicos se informó que la membrana d-PTFE fue más fácil de desprender del hueso neoformado que la membrana e-PTFE, en la que se observó una gran adherencia a la superficie del hueso subyacente. En los resultados histológicos se encontró que las capas de la membrana e-PTFE estaban infiltradas por tejido fibroóseo en la superficie inferior de la membrana. Además, se observó una velocidad y cantidad de regeneración ósea mayor en los casos en que se usaron membranas e-PTFE que en aquellos que usaron membranas d-PTFE. La investigación concluyó que de acuerdo al estudio realizado la membrana e-PTFE es más eficaz que

la membrana d-PTFE en la regeneración ósea guiada en huesos de individuos de edad avanzada.

La naturaleza macroporosa de las membranas e-PTFE permiten la infiltración de nutrientes y suministro vascular, con un mayor riesgo de colonización bacteriana en exposiciones prematuras. Por otro lado, la naturaleza microporosa de las membranas d-PTFE impide el crecimiento vascular hacia el interior y no permite un suministro adecuado de nutrientes en la zona de defecto, sin riesgo de infiltración bacteriana. Por esta razón, con el uso de membranas d-PTFE aumenta la importancia de realizar múltiples perforaciones corticales para favorecer el suministro sanguíneo en la zona aumentada⁽³⁷⁾.

Las membranas de politetrafluoroetileno expandido (e-PTFE) deben permanecer completamente cubiertas por epitelio durante el proceso de regeneración ósea, lo cual se logra eficazmente con el cierre primario de los colgajos, evitando de esta manera la contaminación bacteriana de la membrana, su migración y exposición así como la infección de la herida y el fracaso parcial o total de la regeneración ósea. Cuando inadvertidamente sucede la exposición de la membrana de e-PTFE, debe ser removida. Si la remoción se realizó en las primeras semanas de haberse colocado la misma, la formación ósea será nula o escasa, pero por otro lado, si la remoción se realizó cercano al final del periodo de regeneración, los resultados de formación ósea podrían ser satisfactorios ⁽²²⁾.

Contrario a lo anterior, las membranas de politetrafluoroetileno denso (d-PTFE) no requieren estar siempre cubiertas por epitelio, es decir, no es necesario el cierre primario de los colgajos. Únicamente se debe levantar ligeramente el borde de la mucosa de cada lado del tejido expuesto con la finalidad de cubrir los bordes de la membrana para estabilizarla, permaneciendo expuesta al medio bucal, lo que representa una ventaja

adicional cuando se complica el reposicionamiento de los colgajos ⁽²²⁾. Sin embargo, en los casos en los que los bordes de la membrana se expongan, esta debe ser removida prematuramente ⁽³⁷⁾. Este tipo de membranas presenta importantes ventajas en comparación con las membranas e-PTFE:

1. No es necesaria una segunda intervención quirúrgica para su remoción, ya que puede ser extraída con una pinza ⁽⁹⁾.
2. Las membranas d-PTFE ayudan a conservar la arquitectura del tejido blando, ya que no se requiere el cierre primario de la herida (como en el caso de membranas e-PTFE), por lo que en algunos casos no se pierde profundidad vestibular⁽³⁷⁾.
3. A pesar de permanecer expuestas al medio bucal, las membranas d-PTFE no presentan el riesgo de contaminación bacteriana debido a que poseen poros menores de 0.3 μm , protegiendo simultáneamente al injerto óseo ⁽²²⁾. Por otro lado, las membranas e-PTFE tienen un alto riesgo de contaminación bacteriana e infección debido a su gran porosidad cuando son expuestas al medio ambiente bucal ⁽²⁵⁾. En el desafortunado caso de exposición de membranas e-PTFE, la infiltración bacteriana desde la superficie externa a la interna de la misma es inevitable y generalmente ocurre dentro de las cuatro primeras semanas ⁽⁹⁾.

En un estudio experimental en humanos se colocaron membranas d-PTFE intencionalmente expuestas para la preservación de alveolos. Los resultados clínicos e histológicos fueron favorables, ya que hubo regeneración ósea sin signos de infección ⁽⁹⁾.

Asimismo, el equipo de investigación de Krauser, examinó minuciosamente mediante microscopía electrónica de barrido membranas de d-PTFE que habían permanecido expuestas durante 21 días. Informó la presencia ocasional de células parecidas a fibroblastos en la superficie interna de la membrana, sin bacterias, así como la presencia de algunas colonias de bacterias en la superficie externa de la membrana y ocasionales células parecidas a fibroblastos. Se concluyó que las membranas d-PTFE protegen eficazmente al material de injerto y coágulo inicial de la contaminación bacteriana sin un riesgo significativo de infección ⁽³⁷⁾.

Múltiples artículos han registrado la exposición prematura de la membrana como la complicación más común con el uso de membranas no reabsorbibles tanto d-PTFE como e-PTFE. Sin embargo, la exposición de membranas d-PTFE no conlleva riesgos de contaminación bacteriana ni infección gracias al microtamaño de sus poros. Por otro lado, la porosidad de las membranas e-PTFE es un factor importante que influye en la contaminación bacteriana cuando la membrana se expone al medio bucal. Es por esta razón que el equipo de investigación de Fontana y colaboradores ⁽⁴⁰⁾ diseñaron una clasificación de la complicación de exposición de las membranas de e-PTFE que incluye la identificación del problema y las pautas para el manejo de dichas situaciones clínicas. Las membranas d-PTFE pueden requerir diferente tratamiento si se presentan complicaciones. Las complicaciones de cicatrización con el uso de membranas e-PTFE se dividen en 4 clases:

- **Clase I:** Pequeña exposición de la membrana ($\leq 3\text{mm}$) sin exudado purulento. No es necesaria la remoción inmediata de la membrana, debe permanecer en su sitio máximo 1 mes con la aplicación obligatoria de gel de clorhexidina al 0.2% dos veces al día para reducir la formación de placa. En casos

específicos se puede remover únicamente la porción expuesta de la membrana y suturar el tejido dehiscente (*Fig.16*).

- **Clase II:** Exposición grande de la membrana (> 3mm) sin exudado purulento. A pesar de la ausencia de infección es indispensable la remoción inmediata de la membrana para evitar cualquier interferencia con el proceso de regeneración (*Fig.16*).
- **Clase III:** Exposición de la membrana con exudado purulento. Es indispensable la remoción inmediata de la membrana y el curetaje de las partículas subyacentes infectadas así como del tejido inflamatorio.
- **Clase IV:** Formación de abscesos sin exposición de la membrana. Es una complicación grave relacionada con la contaminación bacteriana del injerto y/o la membrana durante su colocación o manipulación. El procedimiento a seguir es la remoción inmediata de la membrana, el curetaje total de la zona así como un lavado antibiótico local y la administración oral de antibióticos sistémicos (*Fig.16*) ⁽⁴⁰⁾.



Fig. 16 Complicaciones con el uso de membranas e-PTFE. 1) Pequeña exposición de la membrana sin exudado purulento (clase I), 2) Gran exposición de la membrana sin exudado purulento (clase II) con tejido inflamado y presencia de cálculo en la superficie de la membrana expuesta y 3) Formación de abscesos sin exposición de la membrana (clase IV) ⁽⁴⁰⁾.

Se ha demostrado que las membranas d-PTFE con refuerzo de titanio presentan mayor capacidad de regeneración ósea que las membranas e-PTFE tradicionales, debido a la ayuda mecánica y estructural que brinda el marco de titanio contra las fuerzas de compresión del tejido blando contiguo ⁽²⁵⁾. Las membranas de e-PTFE también pueden ser reforzadas con titanio ⁽⁶⁾.

En un estudio experimental realizado en animales se comparó la eficacia de las membranas e-PTFE reforzadas con titanio contra las membranas e-PTFE tradicionales y también contra la ausencia de cualquier tipo de membrana en defectos óseos de dehiscencia alrededor de implantes dentales colocados en las mandíbulas de cinco perros Beagle. Transcurrido un periodo de cicatrización de seis meses, se realizó un estudio histológico en el que se observó una notable cantidad de hueso formado debajo de las membranas de barrera colocadas (e-PTFE y e-PTFE con refuerzo de titanio) con una capa superficial de tejido conectivo. En las zonas en donde se colocaron membranas e-PTFE con refuerzo de titanio se observó una mayor formación de hueso en la parte superior del implante. Por otro lado, en las zonas en donde no se colocó ningún tipo de membrana se observó una limitada y escasa formación ósea ⁽⁶⁾.

El equipo de investigación de Ronda y colaboradores⁽⁹⁾ realizaron un estudio comparativo de la eficacia y rendimiento entre membranas d-PTFE y membranas e-PTFE, ambas reforzadas con titanio en regeneración ósea vertical alrededor de implantes dentales. En el estudio se inscribieron veintitrés pacientes (un hombre y veintidós mujeres) con un rango de edad de 30-78 años, ocho fumadores leves y quince no fumadores, con edentulismo parcial en la parte posterior de la mandíbula (altura ósea disponible menor de 7mm) y con la necesidad de implantes y de aumento óseo con regeneración ósea guiada. La investigación utilizó los siguientes

biomateriales: 1) Membrana no reabsorbible d-PTFE reforzada con titanio (Cytoplast®). Su estructura presenta tres capas: Una capa exterior de d-PTFE con tamaño de poro de $0.3\mu\text{m}$ y superficie texturizada, una capa media con una estructura de titanio y un estrato interno de e-PTFE. 2) Membrana no reabsorbible e-PTFE reforzada con titanio (Gore-Tex®). Su estructura presenta dos capas de e-PTFE poroso: La primera capa posee un tamaño de poro de $100\text{-}300\mu\text{m}$ y la segunda capa oclusiva posee un tamaño de poro menor a $8\mu\text{m}$. 3) Injerto óseo compuesto 50% por hueso autólogo y 50% de aloinjerto óseo mineralizado.

En primer lugar, se colocaron los implantes de tal manera que sobresalieran de la cresta alveolar (0-8mm) para la cantidad programada de regeneración vertical. Se realizaron perforaciones corticales para estimular el sangrado y permitir la migración de las células osteoprogenitoras desde los espacios medulares. Aleatoriamente se colocaron las membranas de e-PTFE y d-PTFE (*Fig.17*), ambas reforzadas con titanio, se adaptaron a la zona deseada y con clavos de fijación fueron estabilizadas para posteriormente colocar el injerto compuesto rellenando completamente el defecto y rodeando a los implantes (*Fig.18*); finalmente se colocaron clavos de fijación por la cara vestibular para asegurar la estabilidad de la membrana y se suturó la herida.

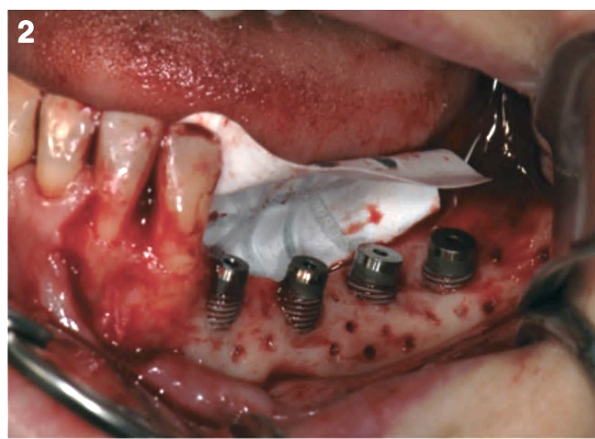
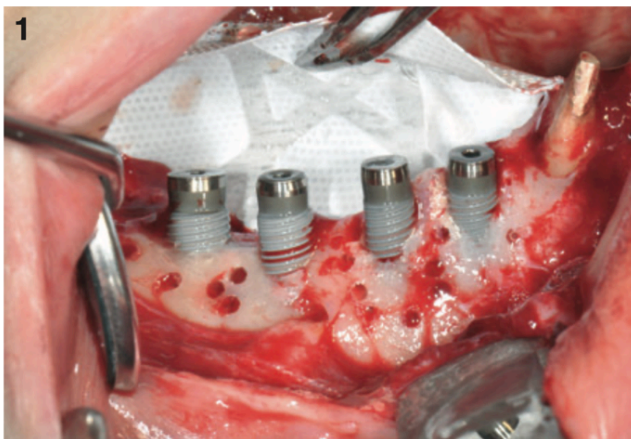


Fig. 17 1) Colocación de membrana d-PTFE y 2) Colocación de membrana e-PTFE. Múltiples perforaciones corticales ⁽⁹⁾.

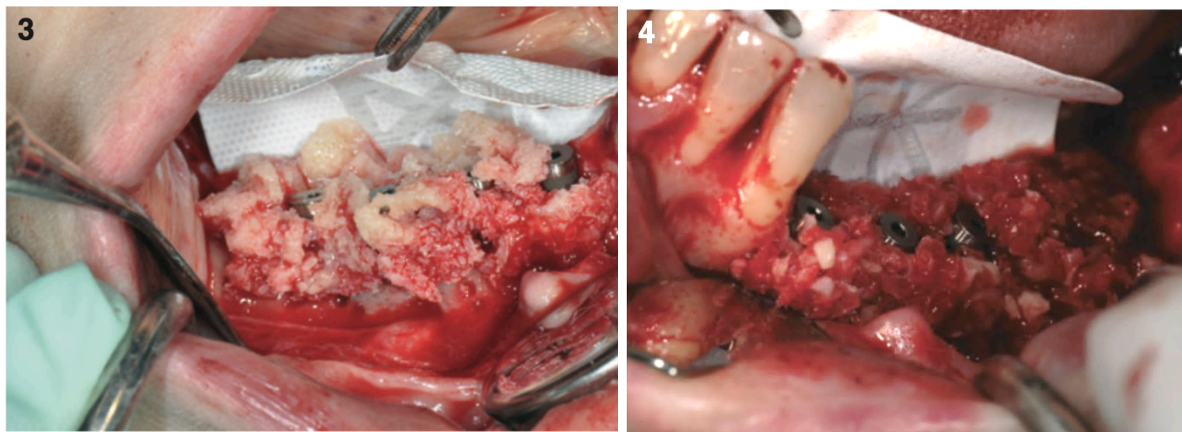


Fig. 18 3) Colocación de injerto óseo compuesto (50% por hueso autólogo y 50% de aloinjerto óseo mineralizado) en ambos grupos 3) Membrana d-PTFE y 4) Membrana e-PTFE, rellenando completamente el defecto ⁽⁹⁾.

Fueron colocados en total, 78 implantes dentales en 26 sitios mandibulares en 23 pacientes. Para todos los casos, las membranas fueron retiradas transcurridos 6-7 meses, y el equipo de investigación determinó que la remoción de las mismas fue más fácil de realizar en membranas de d-PTFE que en membranas e-PTFE. No hubo complicaciones como exposición de la membrana o infecciones durante el periodo de cicatrización en ninguno de los casos.

Los resultados de regeneración ósea vertical fueron favorables para ambos tipos de membrana en todos los casos, ya que en las zonas regeneradas el nivel de la cresta ósea aumentó y los defectos verticales que rodeaban a los implantes dentales se rellenaron adecuadamente (*Fig. 19*).

1. Grupo con membranas d-PTFE: La medida promedio inicial del defecto óseo fue de 4.70 mm y en el momento de la remoción de la membrana fue de 0.80mm.

2. Grupo con membranas e-PTFE: La medida promedio inicial del defecto óseo fue de 4.10 mm y en el momento de la remoción de la membrana fue de 0.81mm.

La medida inicial del defecto óseo y el promedio de la ganancia ósea vertical no fueron significativamente diferentes para ambas membranas (d-PTFE y e-PTFE) (*Figs. 20,21*).

Simultáneamente, transcurridos 6 meses desde la intervención quirúrgica, se realizó un estudio histológico en el que se demostró que no existen diferencias en la calidad del tejido regenerado entre los dos grupos (membranas e-PTFE y d-PTFE).

El estudio concluyó que tanto las membranas e-PTFE reforzadas con titanio como las membranas d-PTFE reforzadas con titanio se pueden utilizar con éxito para procedimientos de regeneración ósea guiada vertical ya que no se observaron diferencias clínicas ni histológicas en la ganancia ósea vertical con el uso de ambos tipos de membrana⁽⁹⁾.



Fig. 19 Resultados satisfactorios de regeneración ósea guiada vertical en el momento de la remoción de la membrana en ambos grupos. 5) Resultado con membrana d-PTFE y 6) Resultado con membrana e-PTFE ⁽⁹⁾.

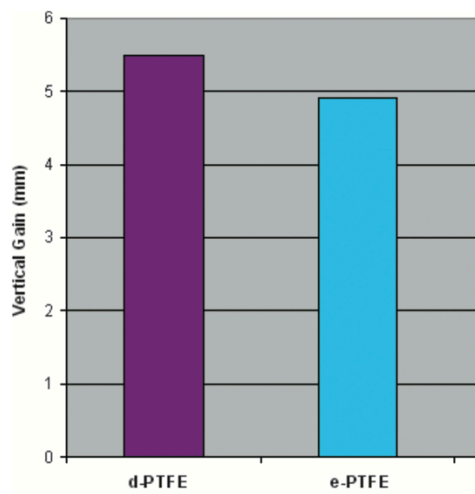


Fig. 20 Ganancia vertical media de tejido óseo en el momento de la remoción de las membranas d-PTFE y e-PTFE ⁽⁹⁾.

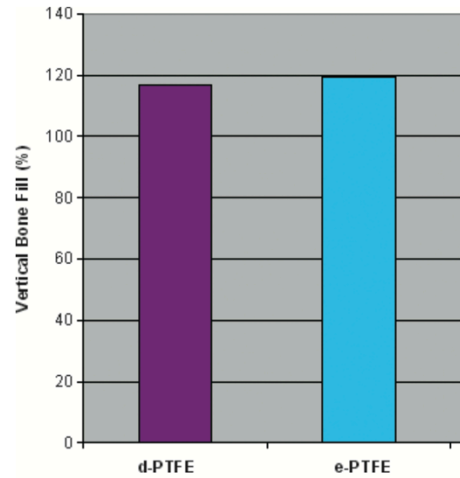


Fig. 21 Porcentaje de ganancia de tejido óseo vertical al remover la membrana (e-PTFE y d-PTFE) en relación con el nivel óseo inicial ⁽⁹⁾.

Por otro lado, el equipo de investigación de Trobos ⁽⁴¹⁾ y colaboradores realizó un exhaustivo estudio en el que evaluaron la función de barrera contra bacterias orales de membranas e-PTFE y d-PTFE en regeneración ósea guiada. La investigación estudió: 1) Una membrana d-PTFE con estructura densa, con grandes hendiduras espaciadas uniformemente y con ausencia de fibrillas, nombrada “C” y 2) Tres membranas e-PTFE con nodos conectados entre sí por fibrillas de PTFE. Las tres membranas estaban estructuralmente formadas por una doble capa de e-PTFE, en donde el espesor de las capas era variable entre las mismas así como su estructura, ya que fueron optimizadas mediante el calentamiento y aplicación de fuerza en una o dos direcciones para expandir y cambiar su microestructura, nombradas “T₁, T₂ y T₃”, en donde de acuerdo a su estructura se determinó que las capas: T₃ (semiabierto) < T₂ (abierto) < T₁ (abierto) (Figs. 22,23,24).

En todas las membranas fue incubado *Streptococcus oralis* (una bacteria cuyo tamaño ronda entre 0.2 - 0.4 μm , que forma parte de la microbiota oral humana normal y que es un colonizador temprano de las biopelículas dentales, en donde se encuentra en grandes cantidades) durante 2-48 horas.

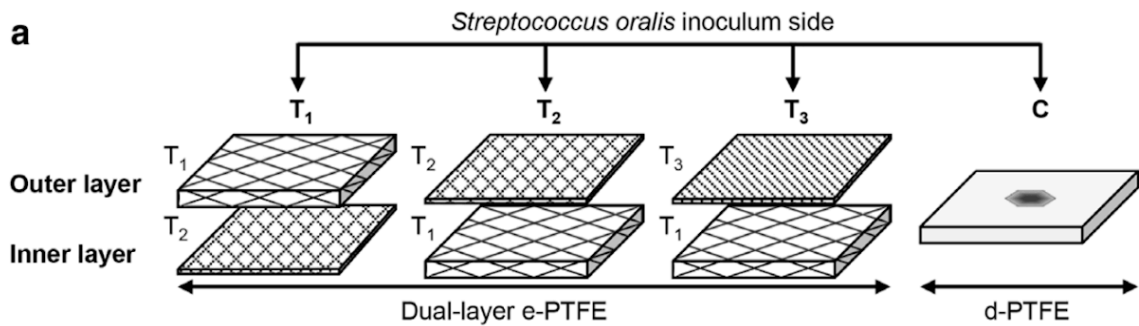


Fig. 22 Estructura de la doble capa de las tres membranas de e-PTFE y membrana d-PTFE de una capa sin estructura fibrilar ⁽⁴¹⁾.

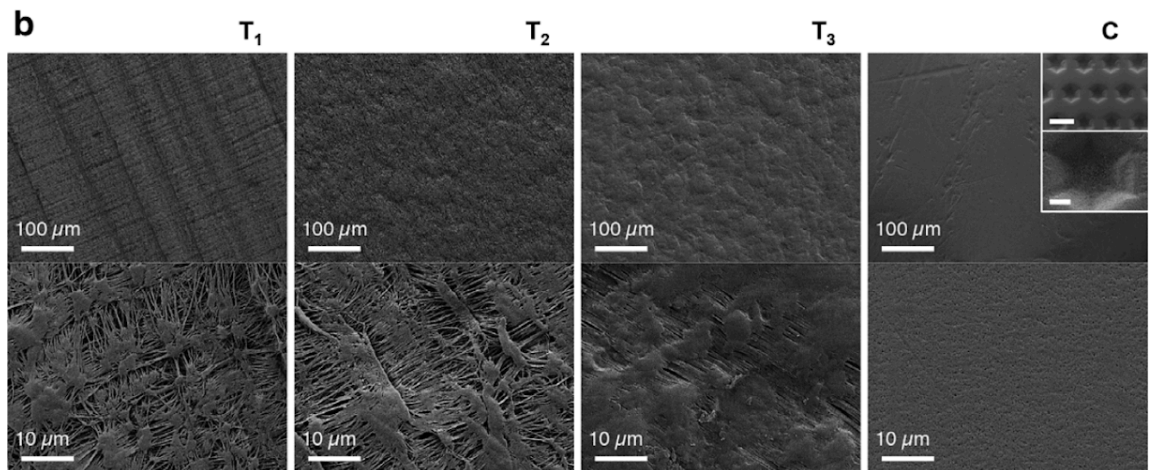


Fig. 23 Superficies de las membranas e-PTFE(T₁, T₂ y T₃) y d-PTFE (C) previo a la incubación de *S. oralis* ⁽⁴¹⁾.

Layer	T ₁	T ₂	T ₃	C
Density (g/cm ³)	1.34	1.25	0.54	1.7
PTFE type	Expanded	Expanded	Expanded	Dense
Expansion (ratio)	1:1.38	1:1.42	1:1.75	1:1
Fibril orientation	Multidirectional	Slightly multidirectional	Monodirectional	N/A
Microstructure	Open	Open	Semi-open	Closed

Fig. 24 Características de las membranas e-PTFE (T₁, T₂ y T₃) y d-PTFE (C) utilizadas ⁽⁴¹⁾.

Mediante microscopía electrónica de barrido se observó que el número de *S. oralis* aumentó con el tiempo en las superficies de todas las membranas, pero predominantemente en membranas d-PTFE. De manera general, *S. oralis* colonizó tanto las membranas e-PTFE como las d-PTFE con una gran rapidez (2 horas), sin embargo el recuento de las bacterias disminuyó con el tiempo en todas las membranas, mostrando algún tipo de efecto bactericida o antiadhesivo. La zona cubierta por bacterias en contacto más cercano con la superficie se mantuvo constante a lo largo del tiempo, pero la nueva adhesión de bacterias fue escasa después de 2 horas. El aumento en la masa y espesor de las biopelículas formadas dentro de las primeras 2-24 horas podrían deberse a eventos de reproducción bacteriana de aquellas bacterias que inicialmente se adhirieron a las superficies de las membranas. Dentro de las 24 - 48 horas las biopelículas presentes en las membranas d-PTFE (en la superficie externa y dentro de las hendiduras) eran más maduras y gruesas (con formación de torres) que en las membranas e-PTFE (las bacterias no pasaron a través de las fibrillas hacia las partes más profundas de las membranas, la distribución se daba principalmente de manera horizontal) (Fig. 25). El espesor y cantidad de biopelícula se mantuvieron constantes entre 24-48 horas.

S. oralis colonizó mayormente en membranas d-PTFE que en las superficies topográficamente más complejas de las membranas e-PTFE. La rugosidad

de la superficie de una membrana puede influir directamente en la adhesión bacteriana y la formación de biopelículas, sin embargo también influyen factores como el tamaño, forma y proceso de adhesión de las diferentes bacterias.

Los resultados del estudio demostraron que a pesar de que en las membranas d-PTFE hubo mayor cantidad y grosor de biopelícula que en membranas e-PTFE, ambos tipos de membrana mostraron eficazmente su capacidad de barrera mediante la completa impermeabilidad a *S. oralis*.

La investigación evaluó la adhesión bacteriana, la formación de biopelículas y la eficacia contra la infiltración bacteriana de membranas e-PTFE y d-PTFE. El estudio concluyó que ambos tipos de membrana son eficaces en regeneración ósea guiada impidiendo la penetración de *S. oralis* y que aunque presentaron impermeabilidad bacteriana, las membranas d-PTFE presentaron una mayor formación de biopelículas transcurridas 48 horas.

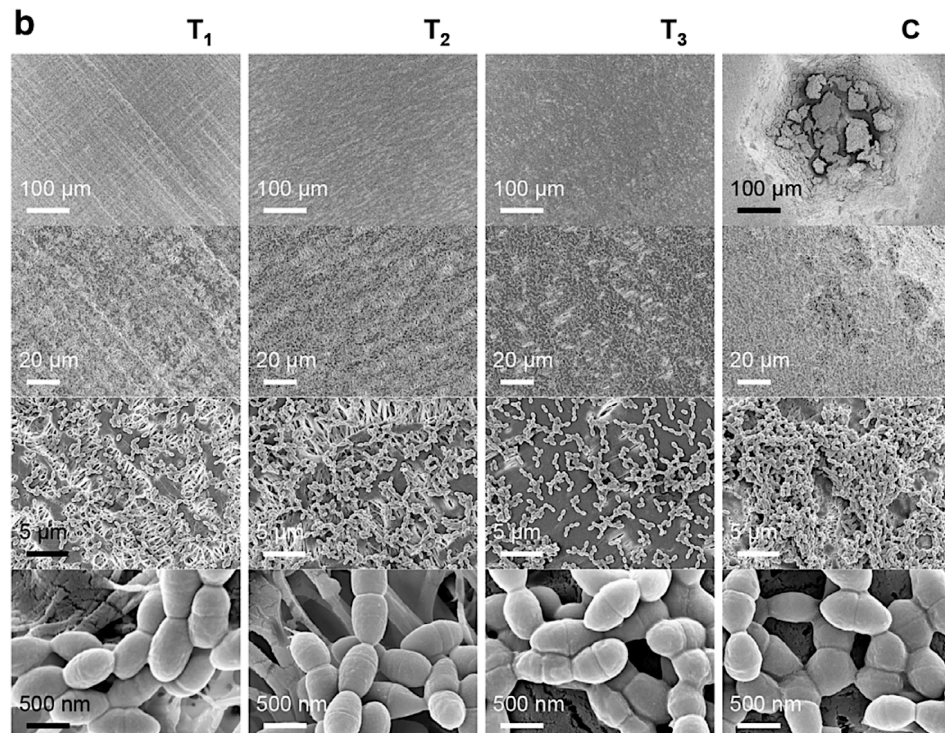


Fig. 25 Adhesión de *S. oralis* en membranas e-PTFE(T_1 , T_2 y T_3) y d-PTFE (C) a las 48 horas. T_1 presenta bacterias distribuidas como monocapas o bicapas con espacios vacíos entre ellas, T_2 presenta de dos a tres capas de bacterias adecuadamente distribuidas sobre toda la superficie, T_3 presenta monocapas bacterianas con muy amplios espacios vacíos entre ellas, exponiendo incluso, la membrana subyacente y finalmente la membrana d-PTFE que presenta biopelículas gruesas con más capas bacterianas que las membranas e-PTFE, con formación de torres dentro y fuera de las hendiduras de su superficie ⁽⁴¹⁾.

Asimismo, el equipo de investigación de Sela ⁽⁴²⁾ y colaboradores realizaron un estudio in vitro en el que evaluaron la adherencia de tres bacterias periodontopatógenas (*Aggregatibacter actinomycetemcomitans*, *Treponema denticola* y *Porphyromonas gingivalis*) a tres membranas de barrera (colágeno, e-PTFE y d-PTFE). La adherencia de las bacterias periodontopatógenas se examinó mediante microscopía electrónica de barrido, cuyos resultados demostraron que la adherencia de las tres bacterias previamente mencionadas fue notablemente mayor en membranas de colágeno que en ambas membranas de politetrafluoroetileno. No hubo diferencias significativas entre las propiedades de adhesión de membranas d-PTFE y membranas e-PTFE.

Con fundamento en la literatura previamente citada y a manera de resumen, se presenta la siguiente tabla de comparación de características entre membranas de politetrafluoroetileno expandido y denso:

Característica	d-PTFE	e-PTFE
Porosidad	0.2-0.3 μm	Porción microestructuralmente abierta: 100-300 μm Porción oclusiva: <8 μm
Espesor	0.13-0.25 mm	0.13-0.25 mm
Integración con los tejidos	Débil por su microporosidad y superficie plana	Fuerte por su superficie porosa
Estabilidad	Débil por el bajo nivel de integración con los tejidos	Adecuada por la correcta integración con los tejidos
Remoción	No siempre requiere una segunda intervención quirúrgica	Requiere siempre de una segunda intervención quirúrgica
Velocidad de regeneración ósea	Menor que en membranas e-PTFE	Mayor que en membranas d-PTFE
Cantidad de regeneración ósea	Menor que en membranas e-PTFE	Mayor que en membranas d-PTFE
Infiltración de nutrientes y suministro vascular	Limitada debido a su microporosidad	Abundante gracias a su porosidad
Cierre primario de los colgajos	No es necesario, la membrana no requiere estar cubierta por epitelio	Es fundamental ya que la membrana debe permanecer siempre cubierta por epitelio

Contaminación e infiltración bacteriana	No presentan riesgo	Alto riesgo cuando son expuestas al ambiente bucal
Calidad de hueso neoformado	No existen diferencias comparado con membranas e-PTFE	No existen diferencias comparado con membranas d-PTFE
Formación de biopelículas en su superficie	Mayor que en membranas e-PTFE	Menor que en membranas d-PTFE
Adherencia de bacterias periodontopatógenas	Similar que las membranas e-PTFE	Similar que las membranas d-PTFE

Conclusión

Las membranas de politetrafluoroetileno expandido y denso representan un tipo de membrana de barrera no reabsorbible, completamente biocompatibles que ofrecen resultados favorables y predecibles con su uso en regeneración ósea guiada.

La porosidad de las membranas e-PTFE permite una adecuada integración con los tejidos, lo que resulta favorable aumentando la estabilidad de la misma mediante el bloqueo mecánico, característica que incrementa la dificultad de la remoción de la membrana. La velocidad y cantidad de regeneración ósea es mayor que en membranas d-PTFE y se asocia con la correcta infiltración de nutrientes y suministro vascular que permite el tamaño de los poros en membranas e-PTFE. El cierre primario de los colgajos es indispensable con el uso de estas membranas, ya que deben permanecer siempre cubiertas por epitelio, por esta razón se requiere siempre de una

segunda intervención quirúrgica para su remoción. Una gran desventaja es el alto riesgo de contaminación bacteriana cuando se exponen prematuramente al ambiente bucal.

En casos en los que resulte difícil el cierre primario de los tejidos, se indica el uso de membranas d-PTFE, las cuales no requieren estar cubiertas por epitelio, ya que su microporosidad impide la infiltración bacteriana. El minúsculo tamaño de sus poros limita el paso de nutrientes y suministro vascular, además de que la integración con los tejidos es débil por la misma razón, lo que resulta ventajoso durante la remoción de la misma ya que requiere menor fuerza que en membranas e-PTFE, añadiendo que no siempre requiere de una segunda intervención quirúrgica para su remoción.

Ambos tipos de membranas de PTFE poseen diferentes características que pueden representar ventajas o desventajas, mismas que se deben tomar en cuenta durante la selección de la membrana de teflón adecuada para cada caso en ROG, ya que sus cualidades puede influir en la respuesta biológica de la regeneración ósea así como en el manejo y cuidados transoperatorios y postoperatorios, por lo que resulta imprescindible que el operador conozca las diferencias físicas entre las membranas e-PTFE y d-PTFE y aplique dichos conocimientos para escoger la mejor opción dentro de estas dos membranas para los casos clínicos que las requieran.

Referencias bibliográficas

1. Suárez D. Principios básicos en regeneración ósea guiada. Act Bio. 2012; 2 (3): 89-116.
2. Wojciech P. Tejido óseo. En: Wojciech P. Histología: texto y atlas. 8ª ed. España: Lww Wolters Kluwer; 2020. pp. 232-273.
3. Fernández I, Alobera M, Del Canto M, Blanco L. Physiological bases of bone regeneration I. Histology and physiology of bone tissue. Med Oral Patol Oral Cir Bucal. 2006; 11(1): E47-51.
4. Ríos H, Bashutski J, Giannobile W. Hueso como órgano vital. En: Lindhe J. Periodontología clínica e implantología odontológica: conceptos básicos. 6ta ed. Ciudad Autónoma de Buenos Aires: Editorial Médica Panamericana; 2017. pp. 48-64.
5. McCauley LK, Nohutcu RM. Mediators of periodontal osseous destruction and remodeling: principles and implications for diagnosis and therapy. J Periodontol. 2002; 73(11):1377-1391. DOI: [10.1902/jop.2002.73.11.1377](https://doi.org/10.1902/jop.2002.73.11.1377)
6. Buser D. 20 Años de Regeneración Ósea Guiada en Implantología Oral. 1ª ed. Barcelona: Quintessence; 2012.
7. Boyne P. Regeneration of alveolar bone beneath cellulose acetate filter implants. J Dent Res. 1964;43(5):827-830.
8. Nyman S, Lang NP, Buser D, Bragger U. Bone regeneration adjacent to titanium dental implants using guided tissue regeneration: a report of two cases. Int J Oral Maxillofac Implants. 1990;5(1):9-14.
9. Ronda M, Rebaudi A, Torelli L, Stacchi C. Expanded vs. Dense polytetrafluoroethylene membranes in vertical ridge augmentation around dental implants: a prospective randomized controlled clinical trial. Clin Oral Impl Res. 2014; 25 (7): 859-866. DOI: [10.1111/clr.12157](https://doi.org/10.1111/clr.12157)
10. Kao D, Fiorellini J. Clasificación de la relación de la cresta alveolar interarcada. Rev In Odontol Rest y Per. 2010; 14 (5): 522-529.

11. Seibert JS. Reconstruction of deformed, partially edentulous ridges, using full thickness onlay grafts. Part I. Technique and wound healing. *Compend Contin Educ Dent*. 1983; 4(5):437-453.
12. Escuela de Estomatología Universidad Científica del Sur. Regeneración ósea: Rellenos óseos de elección en Periodoncia e Implantología [Internet]. [Consultado en octubre 2023]. Disponible en: https://es.slideshare.net/Estomatologia_Cientifica_del_Sur/regeneracin-osea-rellenos-oseos-de-eleccin
13. García M, Yassin S, Bascones A. Técnicas de preservación del alveolo y de aumento del reborde alveolar: Revisión de la literatura. *Av Periodon Implantol*. 2016; 28 (2): 71-81.
14. Sánchez E, Galindo P, Ávila G. Protocolo en sustitutos óseos. En: Abeleira M, Aguado A, Aguirre J, Arias B, Arteagoitia I, Ávila G, et al. *Protocolos y guías de práctica clínica en cirugía bucal*. 1ª ed. España: SECIB; 2005. pp. 117-126.
15. Malagón A. Procedimientos regenerativos. En: Vargas A, Yáñez B, Monteagudo C. *Periodontología e Implantología*. 1ª ed. México: Editorial Médica Panamericana; 2016. pp. 196-219.
16. Cucchi A, Chierico A, Fontana F, Mazzocco F, Cinquegrana C, Belleggia F, et al. Statements and Recommendations for Guided Bone Regeneration: Consensus Report of the Guided Bone Regeneration Symposium Held in Bologna, October 15 to 16, 2016. *Implant Dentistry*. 2019; 28(4): 388-399. DOI: [10.1097/ID.0000000000000909](https://doi.org/10.1097/ID.0000000000000909)
17. Wang HL, Boyapati L. "PASS" principles for predictable bone regeneration. *Implant Dent*. 2006;15(1):8-17. DOI: [10.1097/01.id.0000204762.39826.0f](https://doi.org/10.1097/01.id.0000204762.39826.0f)
18. Buser D, Dula K, Belser U, Hirt H, Berthold H. Localized ridge augmentation using guided bone regeneration. II. Surgical procedure in the mandible. *Int J Periodontics Restorative Dent*. 1995;15(1):10-29.

19. Barboza E, Ferreira V, Tavares R. Biomateriales en el tratamiento de los defectos óseos periodontales y periimplantares. En: Wilson A. Periodoncia e Implantología. Soluciones estéticas y recursos clínicos. 1ra ed. Venezuela: Amolca; 2014. pp. 433-446.
20. Klokkevold P. Aumento óseo localizado y desarrollo del sitio del implante. En: Newman, Takei, Klokkevold, Carranza. Periodontología clínica de Carranza. 11ª edición. Venezuela: Amolca; 2014. pp. 1133-1147.
21. Centro Clínico de Especialidades Dentales. Regeneración ósea [Internet]. [Consultado en noviembre 2023]. Disponible en: <https://centroclinicoespecialidadesdentales.com/regeneracion-osea/>
22. Dinatale E, Guercio E. Regeneración sea guiada (GBR). Revisión de la literatura. Acta Odontol Venez. 2008; 46(4):554-561.
23. Bernaldes D, Caride F, Lewis A, Martin L. Membranas de colágeno polimerizado: Consideraciones sobre su uso en técnicas de regeneración tisular y ósea guiadas. Rev Cubana Invest Biomed. 2004; 23(2):65-74.
24. Sbricoli L, Guazzo R, Annunziata M, Gobbato L, Bressan E, Nastri L. Selection of Collagen Membranes for Bone Regeneration: A Literature Review. Materials (Basel). 2020;13(3):1-16. DOI: [10.3390/ma13030786](https://doi.org/10.3390/ma13030786)
25. Morales D, Vila D. Regeneración ósea guiada en Estomatología. Rev Cubana Estomatol. 2016; 53(1):67-83.
26. Retzepi M, Donos N. Guided Bone Regeneration: biological principle and therapeutic applications. Clin Oral Implants Res. 2010;21(6):567-576. DOI: [10.1111/j.1600-0501.2010.01922.x](https://doi.org/10.1111/j.1600-0501.2010.01922.x)
27. Nappe C, Baltodano C. Regeneración ósea guiada para el aumento vertical del reborde alveolar. Rev Clin Perio Implantol Rehabil Oral. 2013; 6(1):38-41. DOI: <http://dx.doi.org/10.4067/S0719-01072013000100008>.

28. Machtei EE. The effect of membrane exposure on the outcome of regenerative procedures in humans: A meta-analysis. J Periodontol. 2001;72(4):512-516. DOI: [10.1902/jop.2001.72.4.512](https://doi.org/10.1902/jop.2001.72.4.512)
29. Greenstein G, Caton J. Resorbable Barriers and Periodontal Regeneration. En: Polson A. Periodontal regeneration. 1ª ed. Hong Kong: Quintessence books;1994. pp. 151-165.
30. Sandberg E, Dahlin C, Linde A. Bone regeneration by the osteopromotion technique using bioabsorbable membranes: an experimental study in rats. J Oral Maxillofac Surg. 1993; 51(10):1106-1114. DOI: [10.1016/s0278-2391\(10\)80450-1](https://doi.org/10.1016/s0278-2391(10)80450-1)
31. Stavropoulos A, Windisch P, Gera I, Sculeand A. Guided tissue regeneration: biological concept and clinical application in intrabony defects. En: Sculean A. Periodontal Regenerative Therapy. 1a ed. Reino Unido: Quintessence Publishing; 2010. pp. 48-56.
32. Elgali I, Omar O, Dahlin C, Thomsen P. Guided bone regeneration: materials and biological mechanisms revisited. Eur J Oral Sci. 2017;125(5):315-337. DOI: [10.1111/eos.12364](https://doi.org/10.1111/eos.12364)
33. Taguchi Y, Amizuka N, Nakadate M, Ohnishi H, Fujii N, Oda K, et al. A histological evaluation for guided bone regeneration induced by a collagenous membrane. Biomaterials. 2005;26(31):6158-6166. DOI: [10.1016/j.biomaterials.2005.03.023](https://doi.org/10.1016/j.biomaterials.2005.03.023)
34. Vargas J. Membranas de uso en regeneración ósea guiada. Odontol Vit. 2016;1(24): 35-42.
35. Rosete LE, Flores JA. Uso de malla de Ti e injertos óseos en reconstrucción de rebordes alveolares. Rev Tamé. 2018; 6(18): 693-697.
36. Salata LA, Hatton PV, Devlin AJ, Craig GT, Brook IM. In vitro and in vivo evaluation of e-PTFE and alkali-cellulose membranes for guided bone regeneration. Clin Oral Implants Res. 2001; 12(1):62-68. DOI: [10.1034/j.1600-0501.2001.012001062.x](https://doi.org/10.1034/j.1600-0501.2001.012001062.x)

37. Carbonell JM, Martín IS, Santos A, Pujol A, Sanz-Moliner JD, Nart J. High-density polytetrafluoroethylene membranes in guided bone and tissue regeneration procedures: a literature review. *Int J Oral Maxillofac Surg.* 2014;43(1):75-84. DOI: [10.1016/j.ijom.2013.05.017](https://doi.org/10.1016/j.ijom.2013.05.017)
38. Peterson L, Crump B, Rivera F, Harrison J, Williams F, Guo I. Influence of three membrane types on healing of bone. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 1996; 82 (4): 365-374. DOI: [10.1016/S1079-2104\(96\)80299-X](https://doi.org/10.1016/S1079-2104(96)80299-X)
39. Marouf H, El-Guindi H. Efficacy of high-density versus semipermeable PTFE membranes in an elderly experimental model. *Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod.* 2000; 89 (2): 164-170. DOI: [10.1067/moe.2000.98922](https://doi.org/10.1067/moe.2000.98922)
40. Fontana F, Maschera E, Rocchietta I, Simion M. Clinical classification of complications in guided bone regeneration procedures by means of a nonresorbable membrane. *Int J Periodontics Restorative Dent.* 2011;31(3):265-273.
41. Trobos M, Juhlin A, Shah FA, Hoffman M, Sahlin H, Dahlin C. In vitro evaluation of barrier function against oral bacteria of dense and expanded polytetrafluoroethylene (PTFE) membranes for guided bone regeneration. *Clin Implant Dent Relat Res.* 2018; 20(5):738-748. DOI: [10.1111/cid.12629](https://doi.org/10.1111/cid.12629)
42. Sela MN, Steinberg D, Klinger A, Krausz AA, Kohavi D. Adherence of periodontopathic bacteria to bioabsorbable and non-absorbable barrier membranes in vitro. *Clin Oral Implants Res.* 1999;10(6):445-52. DOI: [10.1034/j.1600-0501.1999.100602.x](https://doi.org/10.1034/j.1600-0501.1999.100602.x)

Índice de figuras

- Fig. 1 Osteona, conducto de Havers y conducto de Volkmann en hueso compacto ⁽²⁾.
- Fig. 2 Hueso esponjoso y compacto ⁽²⁾.
- Fig. 3 Células del tejido óseo ⁽²⁾.
- Fig. 4 Ciclo de remodelado óseo ⁽⁵⁾.
- Fig 5. Clasificación de los defectos del reborde de Seibert. Horizontal (H) y vertical (V) ⁽¹²⁾.
- Fig. 6 Principios PASS para una ROG exitosa ⁽¹⁷⁾.
- Fig. 7 Perforaciones corticales realizadas con una fresa esférica de diámetro pequeño ⁽¹⁹⁾.
- Fig. 8 Colocación del injerto óseo y de la membrana de barrera en la zona de defecto óseo ⁽²¹⁾.
- Fig. 9 Membrana reabsorbible estabilizada con dos tachuelas de titanio ⁽¹⁹⁾.
- Fig. 10 Membrana no reabsorbible e-PTFE estabilizada con dos tachuelas de titanio ⁽¹⁹⁾.
- Fig. 11 Propiedades biológicas de los diversos injertos óseos ⁽²⁰⁾.
- Fig. 12 Aloinjerto hidratado con solución salina ⁽¹⁵⁾.
- Fig. 13 Remoción del excedente de solución salina del injerto con una gasa ⁽¹⁵⁾.
- Fig. 14 Xenoinjerto. Hueso bovino anorgánico ⁽¹⁵⁾.
- Fig. 15 A) Malla de titanio ⁽¹⁹⁾, B) Membrana reforzada con titanio ⁽¹⁶⁾.
- Fig. 16 Complicaciones con el uso de membranas e-PTFE. 1) Pequeña exposición de la membrana sin exudado purulento (clase I), 2) Gran exposición de la membrana sin exudado purulento (clase II) con tejido inflamado y presencia de cálculo en la superficie de la membrana expuesta y 3) Formación de abscesos sin exposición de la membrana (clase IV) ⁽⁴⁰⁾.

- Fig. 17 1) Colocación de membrana d-PTFE y 2) Colocación de membrana e-PTFE. Múltiples perforaciones corticales ⁽⁹⁾.
- Fig. 18 3) Colocación de injerto óseo compuesto (50% por hueso autólogo y 50% de aloinjerto óseo mineralizado) en ambos grupos 3) Membrana d-PTFE y 4) Membrana e-PTFE, rellenando completamente el defecto ⁽⁹⁾.
- Fig. 19 Resultados satisfactorios de regeneración ósea guiada vertical en el momento de la remoción de la membrana en ambos grupos. 5) Resultado con membrana d-PTFE y 6) Resultado con membrana e-PTFE ⁽⁹⁾.
- Fig. 20 Ganancia vertical media de tejido óseo en el momento de la remoción de las membranas d-PTFE y e-PTFE ⁽⁹⁾.
- Fig. 21 Porcentaje de ganancia de tejido óseo vertical al remover la membrana (e-PTFE y d-PTFE) en relación con el nivel óseo inicial ⁽⁹⁾.
- Fig. 22 Estructura de la doble capa de las tres membranas de e-PTFE y membrana d-PTFE de una capa sin estructura fibrilar ⁽⁴¹⁾.
- Fig. 23 Superficies de las membranas e-PTFE(T₁ , T₂ y T₃) y d-PTFE (C) previo a la incubación de *S. oralis* ⁽⁴¹⁾.
- Fig. 24 Características de las membranas e-PTFE (T₁ , T₂ y T₃) y d-PTFE (C) utilizadas ⁽⁴¹⁾.
- Fig. 25 Adhesión de *S. oralis* en membranas e-PTFE(T₁ , T₂ y T₃) y d-PTFE (C) a las 48 horas. T₁ presenta bacterias distribuidas como monocapas o bicapas con espacios vacíos entre ellas, T₂ presenta de dos a tres capas de bacterias adecuadamente distribuidas sobre toda la superficie, T₃ presenta monocapas bacterianas con muy amplios espacios vacíos entre ellas, exponiendo incluso, la membrana subyacente y finalmente la membrana d-PTFE que presenta biopelículas gruesas con más capas bacterianas que las membranas e-PTFE, con formación de torres dentro y fuera de las hendiduras de su superficie ⁽⁴¹⁾.

