

bone & tissue
regeneration

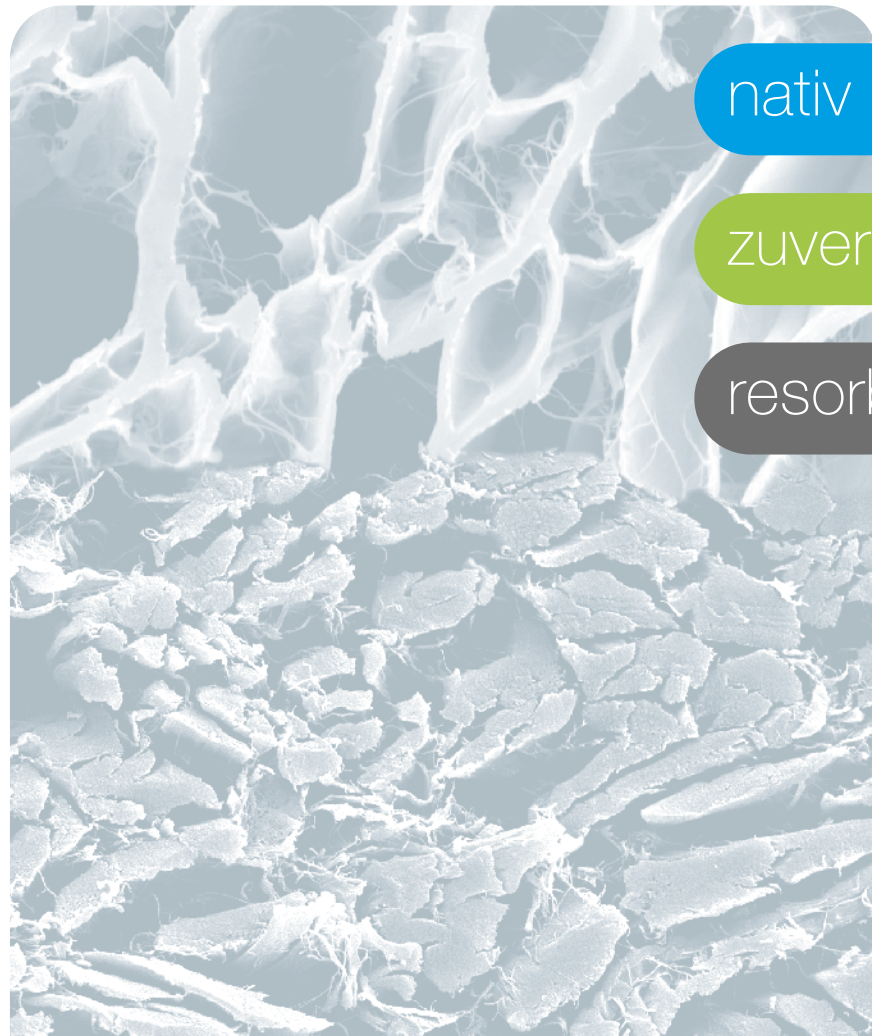
botiss
biomaterials

Jason® membrane & collprotect® membrane

Native Kollagenmembranen für die GBR/GTR-Technik

WISSENSCHAFTLICHE UND KLINISCHE GRUNDLAGEN

Weichgewebe



nativ

zuverlässig

resorbierbar

botiss Regenerations-System



Forschung / Entwicklung / Herstellung



maxresorb®

Synthetisches
biphasisches
Calciumphosphat



maxresorb®
inject

Synthetische
injizierbare
Knochenpaste



cerabone®

100% reines
bovines Knochen-
mineral



cerabone® plus

cerabone®
gemischt mit
Hyaluronat



maxgraft®

Prozessiertes
humanes Allograft



maxgraft® cortico

Allogene
Knochenplatte



maxgraft®
bonering

Allogener
Knochenring



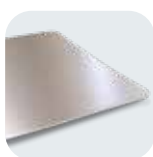
maxgraft®
bonebuilder

Patientenindividuel-
ler allogener
Knochenblock



NOVAMag®
fixation screw

Resorbierbare
Magnesiumschraube



NOVAMag®
membran

Resorbierbare
Magnesium-
membran



permamem®

Hochdichte PTFE
Barrieremembran



Jason®
membran

Native
GTR/GBR Perikard-
membran



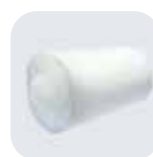
collprotect®
membran

Native
Kollagenmembran



mucoderm®

Natürliche
dreidimensionale
Kollagenmatrix



collacone®

Hämostyptikum
aus Kollagen
(Kegel)



collafleece®

Hämostyptikum
aus Kollagen
(Schwamm)

Kollagen – ein vielfältiges Protein

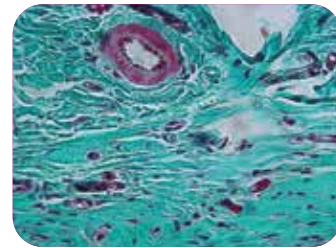


Kollagene sind eine Familie von Strukturproteinen der extrazellulären Matrix, die den wichtigsten Bestandteil von Haut, Blutgefäßen, Sehnen, Knorpel, Knochen und Zähnen bilden. Kollagene stellen 30% der Proteine des Körpers dar und machen ~ 80% der Proteine des Bindegewebes aus. Es sind 29 verschiedene Kollagentypen bekannt, die sich in der Primärsequenz ihrer Peptidketten unterscheiden¹.

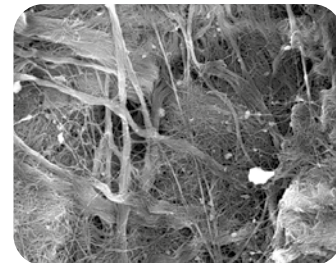
Jeweils drei Peptidketten sind zu einer Tripelhelix verschlungen und bilden eine Kollagenfibrille. Durch die Verbindung mehrerer solcher Fibrillen entstehen Kollagenfasern. Diese Fasern sind sehr zugfest. Auf der Stabilität von Kollagenfasern beruhen zum Beispiel die Zugfestigkeit von Sehnen und die flexiblen Eigenschaften des Knochens. Kollagene werden von spezialisierten Zellen wie Fibroblasten und Osteoblasten synthetisiert.

Kollagentypen

Die weiteste Verbreitung und den mengenmäßig größten Anteil im Körper besitzt Kollagen-Typ I. Es ist ein fibrilläres Protein des Bindegewebes und am häufigsten in Haut, Knochen, Sehnen, Bändern, Faserknorpeln, aber auch in inneren Organen und deren bindegewebigen Hüllen wie z.B. dem Herzbeutel (Perikard) oder der Bauchhaut (Peritoneum) zu finden. Das gingivale Bindegewebe besteht zu ca. 60% aus Kollagen-Typ I. Weitere wichtige Kollagene sind Typ II, III und Typ IV. Kollagen-Typ II ist ein wichtiger Bestandteil der extrazellulären Matrix des hyalinen und elastischen Knorpels. Kollagen-Typ III ist für die elastischen Eigenschaften von Blutgefäßen und vielen Geweben wie der Haut und dem Lungengewebe verantwortlich. Kollagen-Typ IV ist das wichtigste strukturelle Element der Basallamina.



Histologische Färbung der Haut zeigt dichtes Kollagenfasernetzwerk



Netzwerk von Kollagenfasern eines Kollagenvlieses aus porciner Dermis

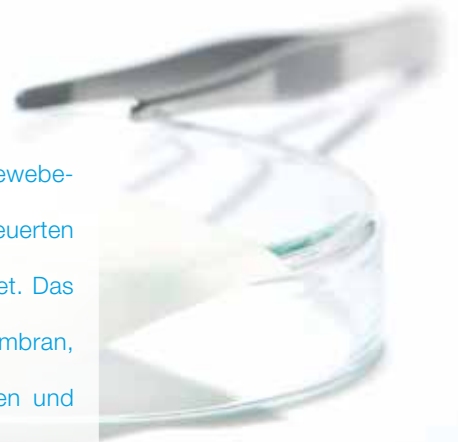
Vorkommen der am weitesten verbreiteten Kollagene

KOLLAGEN-TYP I	Haut, Knochen, Sehnen, Bänder, Faserknorpel, Cornea
KOLLAGEN-TYP II	Knorpel (hyalin und elastisch), Bandscheiben, Glaskörper
KOLLAGEN-TYP III	Haut, Herz-Kreislauf-System
KOLLAGEN-TYP IV	Basallamina

Kollagenmembranen für die GBR und GTR

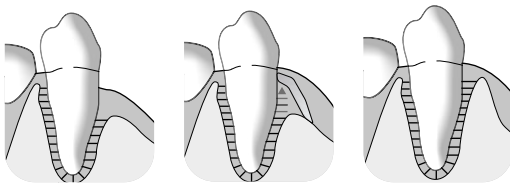
Die GBR/GTR-Technik

Kollagenmembranen werden seit vielen Jahren in der gesteuerten Geweberegeneration (Guided Tissue Regeneration, GTR) und der gesteuerten Knochenregeneration (Guided Bone Regeneration, GBR) angewendet. Das Prinzip dieser Technik beruht auf der Platzierung einer Barrieremembran, um langsam proliferierende regenerative Zelltypen wie Osteoblasten und parodontale Zellen von schnell proliferierenden Epithel- und Bindegewebszellen zu trennen und somit die Regeneration des verlorengegangenen Gewebes zu ermöglichen¹.

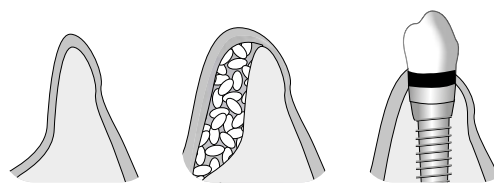


Die GTR-Technik dient der Regeneration des Zahnhalteapparats. Durch das Einbringen einer Barrieremembran zwischen Epithel und Zahn wird den Zellen des parodontalen Ligaments Zeit und Raum für die Regeneration gegeben. Bei der GBR-Technik werden Membranen meist zusammen mit einem Knochenersatzmaterial eingesetzt. Die Membran wird über einem Knochendefekt platziert und dieser mit einem Knochenersatzmaterial gefüllt, das den Kollaps der Membran in den Defekt verhindert und den einwachsenden Knochenzellen (bzw. Knochenvorläuferzellen) als Leitschiene dient. Die Barrieremembran verhindert auf diese Weise nicht nur die Migration von Knochenersatzmaterial in den Mundraum, sondern unterbindet auch das Einwandern von Weichgewebezellen in den Defekt und ermöglicht dadurch die knöcherne Regeneration.

Guided Tissue Regeneration (GTR)



Guided Bone Regeneration (GBR)



MEMBRANTYPEN

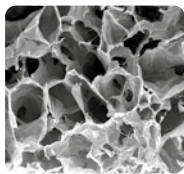
Die erste Generation von Barrieremembranen bestand aus nicht resorbierbaren Materialien wie Celluloseacetat, Titan oder expandiertem Polytetrafluorethylen (ePTFE). Diese Membranen erzielten zwar gute Ergebnisse, da ihr Einsatz allerdings erforderte ihr Einsatz einen zweiten chirurgischen Eingriff zur Entfernung der Membran, weshalb bald die Forderung nach resorbierbaren Membranen laut wurde. Als resorbierbare Materialien fanden für die Membranherstellung synthetische Polymere wie Polyglykoxide und Polylaktide Verwendung, sowie kollagenbasierte Membranen tierischen Ursprungs Verwendung. Durch die vielen positiven natürlichen Eigenschaften von Kollagen hat sich die Verwendung von Kollagenmembranen heutzutage gegenüber anderen Membranen durchgesetzt³.

Anforderungen an Barrieremembranen²

- Biokompatibilität
- Gewebeintegration
- Zellokklusivität
- Formstabilität
- Einfaches Handling

Die Vorteile von Kollagen

Es gibt mehrere Faktoren, die Kollagen als optimales Biomaterial für die Herstellung resorbierbarer Barrieremembranen qualifiziert. Eines der wichtigsten Merkmale ist die ausgezeichnete Biokompatibilität. Kollagen ist im Körper stark vertreten und stellt im gingivalen Bindegewebe 60% aller Proteine dar. Es besitzt außerdem eine sehr geringe Antigenität, weshalb Kollagen tierischen Ursprungs problemlos im Menschen eingesetzt werden kann.



3D-Struktur eines Kollagenvlieses

Kollagene werden nur über spezifische Enzyme, die Kollagenasen, abgebaut und sind deswegen resistent gegenüber unspezifischen proteolytischen Degradationsprozessen. Sie sind auch an der primären Hämostase beteiligt, wodurch Kollagenmembranen zu einer schnellen Stabilisierung des Wundgebiets beitragen.

Des Weiteren wirken Kollagene chemotaktisch auf regenerative Zellen, wie Osteoblasten, gingivale Fibroblasten und parodontale Ligamentzellen. Bei einer Exposition, als Folge einer Nahtdehiscenz, unterliegen natürliche Kollagenmembranen einem schnelleren proteolytischen Abbau. Allerdings kann eine sekundäre Granulation ohne Entzündungsreaktion beobachtet werden⁴.

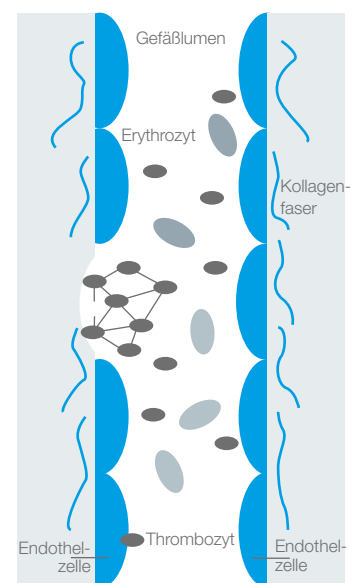
VORTEILE von Kollagenmembranen³

- Ausgezeichnete Biokompatibilität
- Unterstützung der Hämostase
- Geringe Antigenität
- Abbau durch spezifische Enzyme
- Chemotaktische Wirkung auf regenerative Zellen

Kollagen als natürliches Hämostyptikum

Bei einer Verletzung der Gefäßwände, kommt es zur Freilegung von subendotheliale Kollagen, das direkt oder indirekt mit den Rezeptoren auf der Thrombozytenoberfläche interagiert. Diese Bindung an Kollagen löst eine Reaktionskaskade in den Thrombozyten aus, die zu ihrer Formveränderung und schließlich zu ihrer Aggregation führt. Zusätzlich kommt es zu einer Vernetzung der Thrombozyten durch Fibrinogen.

Der entstehende (weiße) Thrombus dient der primären Stabilisierung der Wunde⁵. Entsprechend unterstützen Kollagenmembranen die Ausbildung des Blutkoagulums und tragen zu einer schnellen Stabilisierung des Wundgebiets bei. Auf Grund ihrer hämostypischen Wirkung finden Kollagene neben ihrer Verwendung als Barrieremembranen auch Anwendung als Kollagenvlies und Kollagenkegel, z.B. für die Stabilisierung von Extraktionsalveolen und Biopsieentnahmestellen oder zur Abdeckung kleinerer (oralen) Wunden.



Ursprung von Kollagenmembranen



Die ersten auf dem Markt erhältlichen Kollagenmembranen waren bovinen Ursprungs (Achillessehne und Perikard). Heute sind porcine Membranen gebräuchlicher, da bei ihrer Verwendung die Gefahr einer BSE-Übertragung ausgeschlossen werden kann. Außerdem zeigt porcines Kollagen eine hohe Homologie zu menschlichem Kollagen und weist dadurch eine sehr geringe Antigenität auf. Aus diesem Grund werden botiss Membranen ausschließlich aus porcinem Kollagen hergestellt⁶.

Auf porcinem Kollagen basierende Membranen stammen aus unterschiedlichen Ursprungsgeweben wie der Dermis, dem Peritoneum oder dem Perikard. Entsprechend unterschiedlich sind auch ihre Anwendungs- und vor allem ihre Resorptionseigenschaften sowie die daraus resultierende Barrierefunktion.

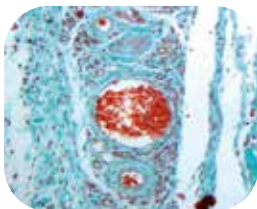
EIGENSCHAFTEN VON BARRIEREMEMBRANEN -

Vaskularisierung versus Barrierefunktion



Trotz der geringen Dicke, weist Jason® membran eine ausgezeichnete multidirektionale Reißfestigkeit auf

Der Nachteil vieler Kollagenmembranen liegt in dem schnellen enzymatischen Abbau durch Kollagenasen. Die Stabilität und Barrierefunktion von Kollagenmembranen hängen stark von den Eigenschaften des Ursprungsgewebes ab. Die Jason® membran wird aus dem Herzbeutel (Perikard) hergestellt. Aufgrund ihrer strukturellen Eigenschaft wird sie nur langsam abgebaut und bietet daher eine langanhaltende Barrierefunktion⁷. Darüber hinaus zeichnet sich die Jason® membran durch eine außerordentlich hohe Reißfestigkeit und hervorragende Handhabungseigenschaften (z.B. gute Anpassung an Oberflächenkonturen, kein Verkleben)⁸.



Histologie, die die Präsenz von Blutgefäßen in der Kollagenmembran zeigt

Dichtere Kollagenstrukturen ermöglichen eine längere Barrierefunktion, können aber, wenn sie zu kompakt sind, einer schnellen Angiogenese auch entgegenwirken. Das Einwachsen von Gefäßen in das Augmentationsgebiet ist sowohl für die Nährstoffversorgung des Augmentationsgebiets als auch für die Anlockung zirkulierender Vorläuferzellen (Perizyten) wichtig. Diese Zellen besitzen das Potential sich zu Osteoblasten zu differenzieren, welche schließlich die neue Knochenmatrix bilden.

Daher ist es wünschenswert, wenn Membranen spezifisch die Einsprossung von Blutgefäßen ermöglichen⁵. Ein Beispiel für eine solche Membran ist die collprotect® membran. Diese besitzt innerhalb der kompakteren Kollagenmatrix locker strukturierte Bereiche (Poren), die eine schnelle Vaskularisierung der Membran unterstützen.

Produktionsprozess



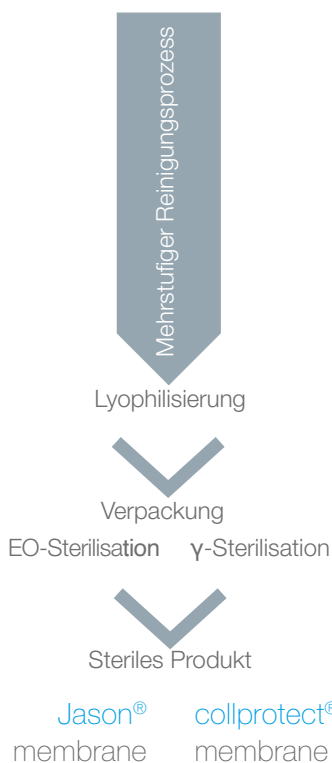
botiss Membranen

BIETEN AUSGEZEICHNETE ANWENDUNGSEIGENSCHAFTEN UND STABILITÄT

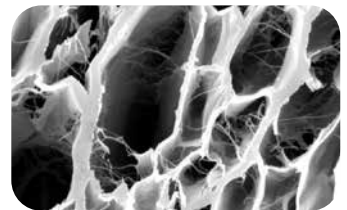
Alle botiss Weichgewebeprodukte bestehen aus natürlichem porcinen Kollagen und werden von deutschen Schweinen gewonnen, die für die Lebensmittelindustrie bestimmt sind.

Der Produktionsprozess erfüllt die Anforderungen der EN ISO 22442.

PERIKARD DERMIS

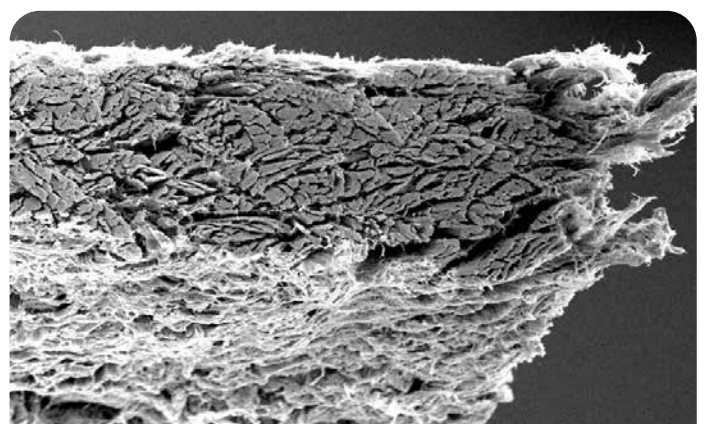


Bei den Barrieremembranen von botiss handelt es sich um native Membranen, bei denen die natürlichen Eigenschaften des ursprünglichen Gewebes (Dermis oder Perikard) während des Herstellungsprozesses erhalten bleiben^{7,9}. Die inhärente Architektur der Kollagenstruktur sorgt für überlegene Handhabungseigenschaften, wie Reißfestigkeit, Zugfestigkeit und Anpassung an Oberflächenkonturen, im Vergleich zu „nicht nativen“ Kollagenmembranen (z. B. aus einer Lösung hergestellt)¹⁰.



Natürliches dreidimensionales Kollagenetzwerk der Jason® membrane

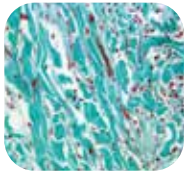
Durch den speziellen mehrstufigen Reinigungsprozess werden alle nichtkollagenen Proteine und antigenen Komponenten effektiv entfernt. Die gefertigten Membranen weisen eine natürliche dreidimensionale Kollagenstruktur aus Typ I und geringen Anteilen Typ III Kollagen auf.



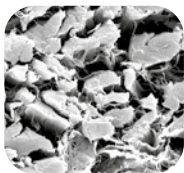
collprotect® membrane

NATIVE KOLLAGENMEMBRAN

collprotect® membrane ist eine native Kollagenmembran, die aus der Dermis von Schweinen gewonnen wird. In einem mehrstufigen Reinigungsprozess werden antigene und nicht-kollagene Bestandteile entfernt, während die natürliche Struktur erhalten bleibt.



Histologie sechs Wochen nach Implantation der collprotect® membrane im Rattenmodell: Blutgefäße sind in die poröse Struktur eingewachsen, Kollagenfasern sind sichtbar und der Resorptionsprozess schreitet ohne sichtbare Entzündungsreaktion voran



REM Aufnahme der collprotect® membrane

Die spezielle Prozessierung und die offenporige Kollagenstruktur der collprotect® membrane sind die Grundlage für ihre sichere Anwendung in der dentalen Hart- und Weichgeweberegeneration. Aufgrund ihrer natürlichen hämostatischen Funktion ermöglicht die Membran eine frühe Wundstabilisierung und unterstützt damit die natürliche Wundheilung¹¹. Durch ihre raue Oberfläche wird die collprotect® membrane schnell in das umliegende Weichgewebe integriert¹².

EIGENSCHAFTEN

- Natürlich kompakte, offenporige Kollagenstruktur⁹
- Keine künstliche Quervernetzung
- Natürliche raue Oberfläche zur Zelladhäsion und -migration¹²
- Poren zum verbesserten Einwachsen von Blutgefäßen/Unterstützung der Angiogenese⁹
- Kontrollierter Abbau¹³
- Natürliches Kollagen zur Unterstützung des Blutkoagulum/der natürlichen Wundheilung¹¹
- Einfaches Handling trocken wie nass¹⁴

INDIKATIONEN:

Implantologie,
Parodontologie,
Oral- und MKG-Chirurgie

- Horizontale Augmentation
- Socket und Ridge Preservation
- Sinuslift
- Schutz und Abdeckung der Schneider'schen Membran
- Fenestrations- und Dehizensdefekte
- Intraossäre Defekte (1- bis 3-wandig)
- Furkationsdefekte (Klasse I und II)



Jason® membrane

NATIVE PERIKARDEMEMBRAN FÜR GBR/GTR

Jason® membrane ist eine native Kollagenmembran aus porcinem Perikard, die für die dentale Geweberegeneration entwickelt wurde. Die besonderen biomechanischen Eigenschaften und die biologischen Merkmale der Membran bleiben auch nach der Herstellung erhalten.



Gute Barrierefunktion der Jason® membrane auch 56 Tage nach der Implantation in der Ratte

Die Jason® membrane zeichnet sich durch eine sehr gute Oberflächenadaptation, wie auch durch eine ausgeprägte Reiß- und Zugfestigkeit aus^{8,10}. Aufgrund der natürlichen, wabenartigen, multidirektional vernetzten Kollagenstruktur mit einem erhöhten Anteil an Kollagen Typ III weist Jason® membrane eine verlängerte Barrierefunktion auf. Dies macht sie insbesondere bei größeren Augmentationen zur Membran der Wahl^{7,15}.

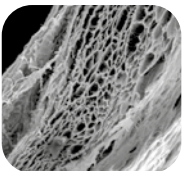
EIGENSCHAFTEN

- Natürlich lange Barrierefunktion^{7,15}
- Multidirektionale Zug- und Reißfestigkeit^{8,10}
- Kein Verkleben nach der Rehydrierung⁸
- Exzellente Oberflächenanpassung⁸
- Außerordentlich dünn

INDIKATIONEN:

Implantologie,
Parodontologie,
Oral- und
MKG-Chirurgie

- Fenestrations- und Dehiszenzdefekte
- Sinuslift
- Socket und Ridge Preservation
- Kieferkammaugmentation und -rekonstruktion
- Intraossäre Defekte (1- bis 3-wandig)
- Furkationsdefekte (Klasse I und II)



REM-Aufnahme der Jason® membrane



Jason® membrane

versus

collprotect® membrane



Herkunft

PORCINES PERIKARD

PORCINE DERMIS

Degradation

8-12 Wochen im Rattenmodell¹⁶,
natürlich lange Barrierefunktion
aufgrund langsamer Resorption

4-8 Wochen im Rattenmodell¹⁶,
mittlere Barrierefunktion

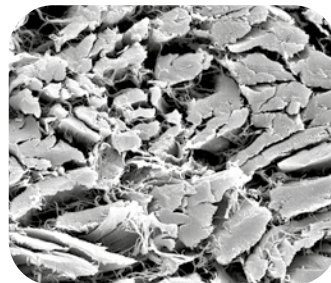
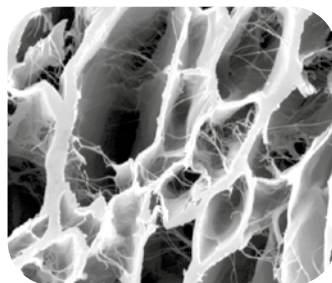
Struktur

Multidirektionale Zug- und
Reißfestigkeit durch unter-
schiedlich orientierte Kollagen-
fasern

Dichtes Netzwerk aus Kollagen-
fasern mit Poren für
beschleunigte Vaskularisierung



Schlüsselfaktoren für Barriermembranen



Produktspezifikationen

Jason® membrane

collprotect® membrane

Größe **Inhalt**

Größe **Inhalt**

15 x 20 mm 1 Membran
20 x 30 mm 1 Membran
30 x 40 mm 1 Membran

15 x 20 mm 1 Membran
20 x 30 mm 1 Membran
30 x 40 mm 1 Membran

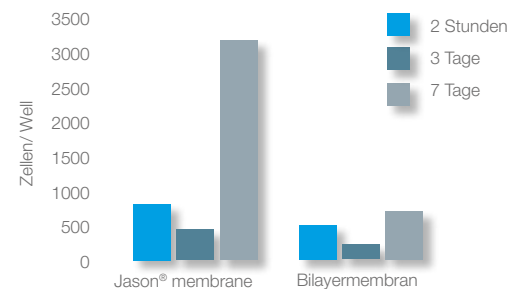
Präklinische Untersuchungen

JASON® MEMBRANE UNTERSTÜTZT DIE ADHÄSION UND PROLIFERATION VON OSTEOLASTEN-ÄHNLICHEN ZELLEN

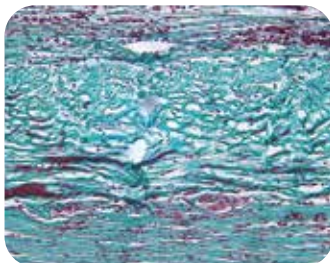
In vitro Zellkultur-Ergebnisse von Dr. M. Herten, Universität Münster und Prof. Dr. Dr. D. Rothamel, Klinik Mönchengladbach, Universität Düsseldorf⁷

Nach Inkubation von Osteoblasten-ähnlichen Zellen auf der Jason® membrane und einer Bilayermembran zeigte sich nach einem Zeitraum von 7 Tagen ein signifikant verbessertes Proliferationsverhalten auf der Jason® membrane.

Die ausgezeichnete Anhaftung und Proliferation der Zellen auf der Jason® membrane bestätigt die gute Verträglichkeit des Materials und ermöglicht die gerichtete Migration von Osteoblasten. Auf diese Weise wird die knöcherne Regeneration von abgedeckten Defekten unterstützt.

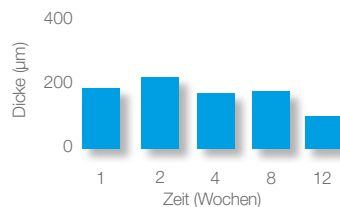


In vivo präklinische Testung
Ergebnisse einer Degradationsstudie im Rattenmodell¹⁶,
Prof. Dr. Dr. D. Rothamel, Klinik Mönchengladbach, Universität Düsseldorf

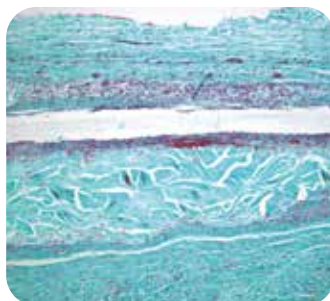


Strukturelle Integrität der Jason® membrane 28 Tage nach Implantation

Degradation Jason® membrane

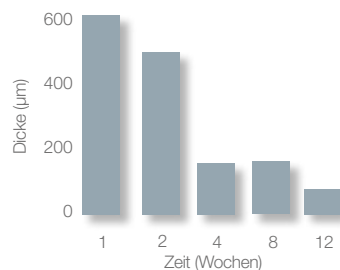


collprotect® membrane vorbereitet für die subkutane Implantation



Oberflächliche Zellinvasion 14 Tage nach Implantation

Degradation collprotect® membrane



Die Diagramme zeigen die Degradationszeit der Membranen basierend auf *in vivo* Daten aus einem experimentellen Rattenmodell.

Die Resorptionszeit und Gewebeintegration von Kollagenmembranen hängt nicht nur vom tierischen Ursprung der Kollagene, sondern auch von der Wahl des Ursprungsgewebes ab. Die Degradation und Integration der Jason® membrane und der collprotect® membrane wurden nach subkutaner Implantation in Ratten untersucht. Die aus dem Perikard gewonnene Jason® membrane wurde innerhalb der ersten Wochen in das umliegende Gewebe integriert und blieb über eine Heilungsperiode von acht bis 12 Wochen stabil (bitte beachten Sie die unterschiedlichen metabolischen Grundumsätze von Ratten und Menschen).

Das dermale Kollagen der collprotect® membrane zeigte eine geringfügig langsamere Zellinvasion, allerdings wurde die Membran innerhalb der ersten vier bis acht Wochen degradiert.

Präklinische Untersuchung – *in vivo*

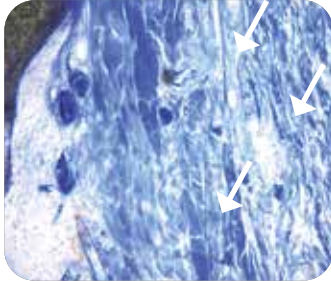
Jason® membrane –

EXZELLENTHE BIOKOMPATIBILITÄT UND GEWEBEINTEGRATION

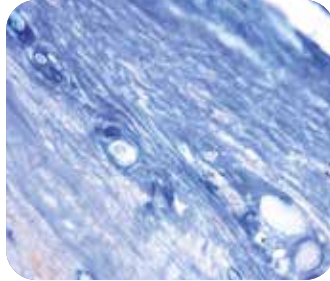
Ergebnisse aus einer Tierstudie von
Prof. Dr. Dr. D. Rothamel, Klinik Mönchengladbach,
Universität Düsseldorf⁷

Untersuchung der Gewebeintegration und morphologischen
Struktur der Jason® membrane vier bis 12 Wochen nach lateraler
Augmentation in einem Hundemodell.

Die Membran wurde ohne jegliche entzündliche Reaktion in das
umliegende Gewebe integriert. Eine signifikante Degradation wurde
nach acht Wochen beobachtet und setzte sich bis zur 12. Woche
fort. Eine im selben Modell getestete Bilayermembran zeigte eine
vergleichbar gute Gewebeintegration, war aber nach acht Wochen
nahezu vollständig abgebaut⁷.



Jason® membrane vier Wochen nach Heilung



Bilayermembran vier Wochen nach Heilung

Heilung nach **4 Wochen**

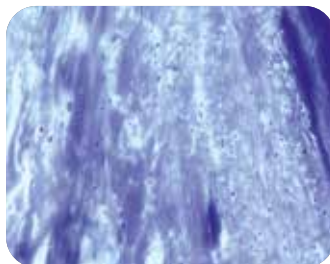
Beide Membranen zeigen eine gute Gewebe-
integration ohne entzündliche Prozesse
(Toluidinfärbung).

Das frühzeitige Einwachsen von Blutgefäßen
verbessert die Versorgung des Transplantates
und die knöcherne Regeneration.

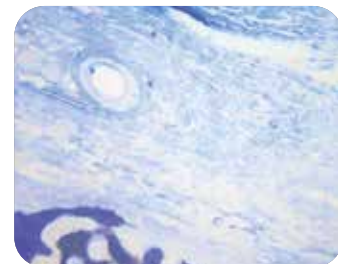
Heilung nach **8 Wochen**

Die Bilayermembran ist nahezu
vollständig abgebaut.

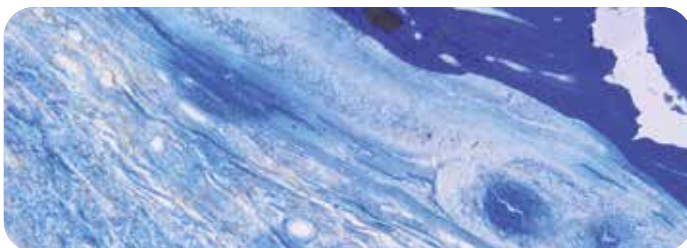
Jason® membrane ist immer
noch intakt und bietet eine
Barriere gegen das Einwachsen
des umgebenden Bindegewebes.



Bilayermembran acht Wochen nach Heilung



Jason® membrane acht Wochen nach Heilung



Jason® membrane 12 Wochen nach Heilung

Heilung nach **12 Wochen**

Jason® membrane ist nahezu vollständig abge-
baut und durch ein kollagenfaserreiches Periost
ersetzt.

Das Kollagen der Membran ist teilweise noch in
Form von locker strukturierten, fibrösen Arealen
erkennbar.

Präklinische Untersuchungen

collprotect® membrane –

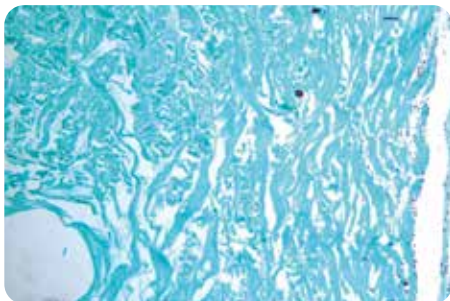
SCHNELLE ANGIOGENESE DURCH TRANSMEMBRANÄRE VASKULARISATION

In vivo-Ergebnisse von Prof. Dr. D. Rothamel,
Klinik Mönchengladbach, Universität Düsseldorf⁸

Eine Woche nach der subkutanen Implantation der collprotect® membrane in Ratten zeigte sich eine erste oberflächliche Invasion von Zellen ohne signifikante Entzündungsreaktion. Im weiteren Verlauf konnte eine gute Integration der Membran in das stark vaskularisierte, peri-implantäre Bindegewebe beobachtet werden.

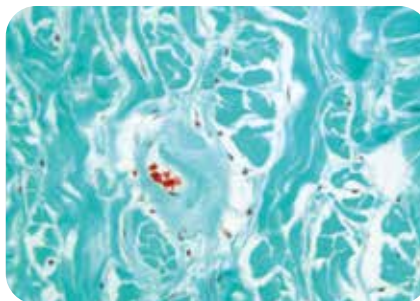
Nach vier Wochen deuten Blutgefäße in den Poren der Membran auf eine transmembranäre Vaskularisation hin. Die frühzeitige Vaskularisation der Membran fördert die Nährstoffversorgung und die Integration des Aufbaugbietes und unterstützt damit die knöcherne Regeneration. Außerdem wird die Regeneration durch Progenitorzellen gefördert, die sich im umgebenden Bindegewebe kleinerer Blutgefäße finden und sich zu knochenbildenden Osteoblasten entwickeln können.

7 Tage nach Implantation

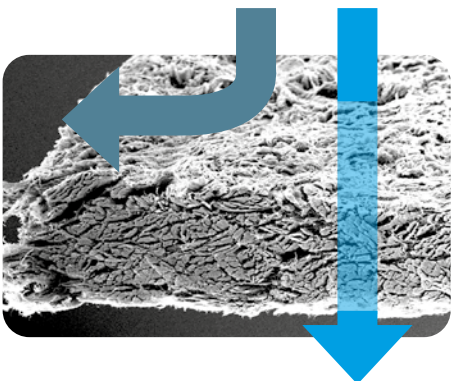


Sieben Tage nach Implantation kann eine oberflächliche Zellinvasion in die Membran beobachtet werden. Im unteren linken Bereich ist eine leere Pore erkennbar.

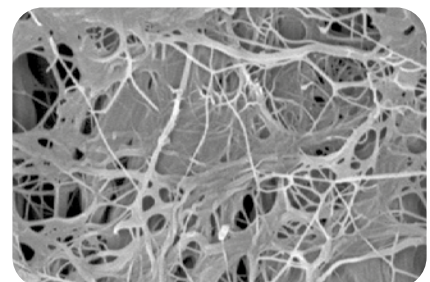
28 Tage nach Implantation



28 Tage nach Implantation kann das Einwachsen von Blutgefäßen in die Poren der Membran beobachtet werden.



Weniger dicht strukturierte Bereiche innerhalb des dichten Kollagenfasernetzwerks der collprotect® membrane (Poren, siehe grüner Pfeil und rechtes Bild) erleichtern das Einwachsen von Blutgefäßen in das Defektgebiet bzw. das Transplantat.



KLINISCHER FALL VON

Dr. Raluca Cosgarea und Prof. Dr. Dr. Anton Sculean,
Uniklinik Bonn, Deutschland und Bern, Schweiz

REGENERATION INTRAOSSÄRER DEFEKTE MIT CERABONE® UND COLLPROTECT® MEMBRANE



Präoperative Defektmessung



Präoperative Röntgenaufnahme
zeigt den intraossären Defekt



Defektdarstellung nach Präpara-
tion des Mukoperiostlappens



Rehydration der cerabone® Partikel



In Form geschnittene
collprotect® membrane



Defektfüllung mit cerabone®



Abdeckung des Defektes mit
collprotect® membrane



Wundverschluss



Röntgenkontrolle
12 Monate
postoperativ



Röntgenaufnahme
24 Monate
postoperativ



Finale prothetische Versorgung

KLINISCHER FALL VON

Dr. Dominiki Chatzopoulou, University College London (UCL), England

GTR MIT CERABONE® UND COLLPROTECT® MEMBRANE MIT DEM VEREINFACHTEN PAPILLENERHALTUNGSLAPPEN



Taschentiefe (PPD) von 9 mm mesial von LR6



Lappenpräparation zur Defektdarstellung



Defekt gefüllt mit cerabone® und abgedeckt mit collprotect® membrane



Vernähung des Lappens



Heilung sechs Wochen postoperativ



Präoperative Röntgenaufnahme



Röntgenaufnahme sechs Monate postoperativ



Röntgenaufnahme 12 Monate postoperativ

KLINISCHER FALL VON

Dr. Viktor Kalenchuk, Czernowitz, Ukraine

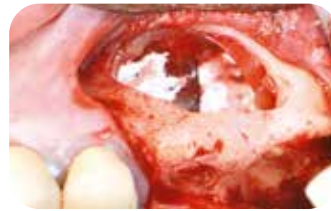
SINUSLIFT MIT GLEICHZEITIGER IMPLANTATION



Klinische Situation mit zahnloser distaler Maxilla



Deutliche Perforation der Schneider'schen Membran nach der Präparation eines lateralen Sinusfensters



Einbringen der collprotect® membrane zum Schutz der Schneider'schen Membran



Implantatinserion und gleichzeitige Auffüllung der Sinushöhle mit cerabone®



Auffüllen des Subantralraumes mit cerabone® 1,0 - 2,0 mm



Abdeckung des Augmentationsgebietes mit collprotect® membrane



Abdeckung des Weichgewebedefektes mit Kollagenfleece



Wundverschluss und Naht



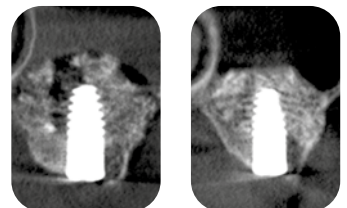
Gute Weichgewebesituation sechs Monate nach Heilung



Knochenregeneration nach sechs Monaten zum Zeitpunkt der Implantatfreilegung



Insertion der Gingivaformer



CT des Kieferkammes und Sinusbodens direkt nach der OP (l) und sechs Monate postoperativ (r)



Wenn aufgrund einer instabilen Weichgewebesituation eine Wunddehiszenz zu befürchten ist, empfiehlt es sich ein Kollagenfleece (ggf. in Antibiotika getränkt) über der Membran zu platzieren. Das schnell resorbierende Vlies schützt das Wundgebiet und wirkt der beschleunigten Membrandegradation entgegen.

KLINISCHER FALL VON

Dr. Viktor Kalenchuk, Czernowitz, Ukraine

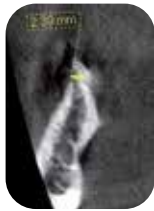
KIEFERKAMMAUGMENTATION MIT DEM MAXGRAFT® BONEBUILDER



Klinische Situation vor der Augmentation



CT von Regio 36, 37 vor der Operation



Situation nach Zahnextraktion und Mobilisierung des Mukoperiostlappens



maxgraft® bonebuilder



Sofortimplantation in Regio 34, 35; Positionierung und Fixierung des maxgraft® bonebuilder Blockes



Platzierung der collprotect® membrane und Auffüllung des verbliebenen Defektvolumens mit cerabone®



Abdeckung des Augmentationsgebietes mit der initial eingebrachten collprotect® membrane



Wundverschluss und Naht



CT Aufnahme von Regio 36, 37 nach der Operation

KLINISCHER FALL VON

Dr. Georg Bayer, Landsberg am Lech, Deutschland

LATERALE AUGMENTATION



Darstellung des reduzierten Knochenangebotes im Bereich des Foramen mentale durch CBCT



Lateraler Knochendefekt nach zuvor erfolgter WSR



Nach Aufbereitung des Implantatlagers zeigt sich eine dünne vestibuläre Lamelle



Insertion eines Implantates in reduziertes Knochenlager



Laterale Augmentation mit maxresorb® und trocken eingebrachte Kollagenmembran



Komplette Abdeckung des augmentierten Bereichs und des Implantates mit collprotect® membrane



Wundverschluss durch Weichgewebedeckung ohne vertikale Entlastungsinzision



Postoperatives Röntgenbild



Stabile keratinisierte Gingiva nach Einschrauben des Gingivaformers bei der Freilegung



Röntgenkontrolle nach der Freilegung

KLINISCHER FALL VON

Prof. Dr. Dr. Daniel Rothamel,
Klinik Mönchengladbach, Universität Düsseldorf, Deutschland

SINUSBODENELEVATION MIT ZWENZEITIGER IMPLANTATION



Klinische Situation vor Sinuslift



Klinische Situation vor Sinuslift,
Ansicht von okklusal



Situation nach Präparation des
Mukoperiostlappens



Präparation eines lateralen
Sinusfensters



Einbringen der Jason® membrane
in die Sinushöhle



Jason® membrane platziert zum
Schutz der Schneider'schen
Membran



Füllen der Sinushöhle mit
cerabone®



cerabone® in der Sinushöhle



Zusätzliche laterale Augmenta-
tion mit cerabone®



Abdeckung des Augmentations-
gebietes mit Jason® membrane



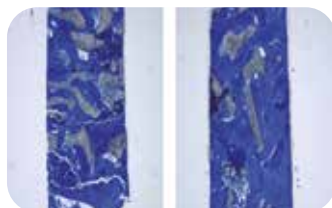
Spannungsfreier Wundverschluss
mit Einzelknopfnähten



Gute Integration der cerabone®
Partikel ohne weichgewebige
Einscheidung sechs Monate post-
operativ



Stabile Insertion von zwei
Implantaten in den ausreichend
dimensionierten Kieferkamm



Histologie einer Biopsie
entnommen zum Zeitpunkt der
Implantation



Detailaufnahme der Histologie
zeigt vollständige Integration der
cerabone® Partikel in die neue-
gebildete Knochenmatrix



Postoperative Röntgenaufnahme

KLINISCHER FALL VON

Dr. Sebastian Stavar, Houten, Niederlande

DEHISZENZDEFEKT



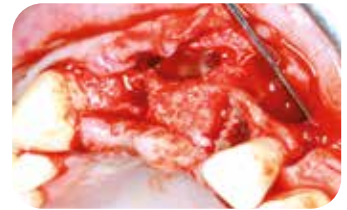
Klinische Situation mit gebrochenem Brückenpfeiler in regio 12, Zahn 21 nicht erhaltungswürdig und Verlust von Zahn 11 durch Trauma



Situation nach atraumatischer Zahnextraktion und Verschluss der Wundränder



Klinische Situation fünf Wochen nach Extraktion



Nach Präparation des Mukoperiostlappens sichtbarer Knochenverlust in horizontaler und vertikaler Dimension



Horizontale und vertikale Augmentation mit cerabone® und autologem Knochen nach Insertion zweier Implantate



Abdeckung mit Jason® membrane



Spannungsfreier Wundverschluss



Klinisches Bild zwei Wochen postoperativ



Komplikationsfreie Wundheilung elf Wochen nach Augmentation



Freilegung der Implantate und Einsetzen der Heilkappen



Formung des Emergenzprofils mit der temporären Prothese



Finale prothetische Versorgung mit implantatgetragener Brücke

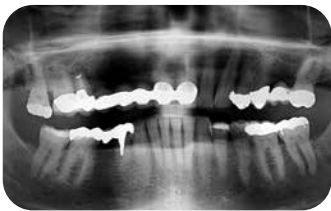


Bei der Verwendung von Knochenersatzmaterialien ist der gleichzeitige Gebrauch einer Barrieremembran sehr zu empfehlen, da anderenfalls das schnell proliferierende Weichgewebe die vollständige knöcherne Defektregeneration behindert.

KLINISCHER FALL VON

Prof. Dr. Dr. Daniel Rothamel,
Klinik Mönchengladbach, Universität Düsseldorf, Deutschland

KIEFERKAMMAUGMENTATION



Instabile Brücke mit Abszessbildung an Zahn 15 nach WSR



OPG sechs Monate nach Extraktion, deutlicher vertikaler Defekt in Regio 15



Klinische Situation mit Narbenbildung im Inzisionsbereich des Abszesses



Nach Mukoperiostlappen-Präparation zeigt sich ein knochenwandbegrenzter Defekt in Regio 15 und ein horizontaler Defekt in Regio 14 bis 12



Bone Spreading in Regio 12 mit lateraler Verbreiterung des Kammes



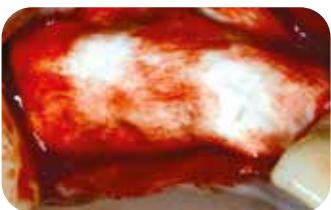
Interner Sinuslift um den vertikalen Defekt in Regio 15 auszugleichen



Nach Implantatinsertion bedarf der laterale Defekt weiteren Aufbaus



Laterale Applikation von autologem Knochen und cerabone® (1:2 gemischt)



Abdeckung des Augmentationsgebietes mit Jason® membrane



Spannungsfreier Wundverschluss



Postoperatives Röntgenbild zeigt Implantatposition und internen Sinuslift



Stabile Situation sechs Monate nach Heilung



Perfekte Integration der cerabone® Partikel in neugebildete Knochenmatrix



Implantatfreilegung und Insertion der Gingivaformer



Prothetische Situation nach der professionellen Zahnreinigung ein Jahr postoperativ



Röntgenkontrolle nach einem Jahr

KLINISCHER FALL VON

Prof. Dr. Dr. Daniel Rothamel,

Klinik Mönchengladbach, Universität Düsseldorf, Deutschland

LATERALE AUGMENTATION



Sechs Monate nach der Extraktion lateraler Defekt in Regio 24



Krestale Ansicht des Defektes



Chirurgische Defektdarstellung



Dünne bukkale Lamelle nach Implantatinserion



Dehiszenzdefekt der palatinalen Seite



Laterale Augmentation mit cerabone® und autologem Knochen (1:1)



Weitere Augmentation der palatinalen Seite



Abdeckung mit Jason® membrane



Spannungsfreier Wundverschluss



Situation nach einer Heilungsperiode von drei Monaten



Gute Knochenneubildung und Volumenerhalt



Stabile Weichgewebebedingungen sowohl an der bukkalen als auch an der palatinalen Seite



Klinische Studien haben gezeigt, dass die besten Implantat-Überlebensraten unter Verwendung der GBR-Technik, also durch den kombinierten Einsatz von Knochenersatzmaterial und Barrieremembran, erzielt werden können.

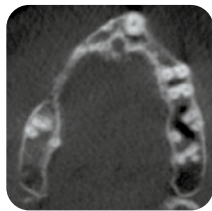
KLINISCHER FALL VON

Dr. Dr. Dr. Oliver Blume, München, Deutschland

KIEFERKAMMAUGMENTATION IN DER MAXILLA



Klinische und radiologische Situation präoperativ



3D-Rekonstruktion des Knochendefekts und geplante maxgraft® bonebuilder Blöcke



Atrophie des Kieferkammes



Fixierung des maxgraft® bonebuilders und Konturieren mit allogenem Material



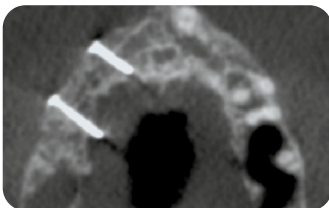
Abdeckung mit Jason® membrane und PRF-Matrizen



Spannungsfreier Wundverschluss



Fixierung zweier Blöcke im 1. Quadranten



Radiologische Aufnahme sechs Monate postoperativ



Klinische Situation sechs Monate postoperativ



Breiter Kieferkamm für eine stabile Implantatinserion



Provisorische Versorgung

bone & tissue
regeneration

botiss
biomaterials

Innovation. Regeneration. Aesthetics.

Weichgewebe

Fortbildung

Hartgewebe

botiss biomaterials GmbH
Hauptstr. 28
15806 Zossen
Deutschland

Tel.: +49 33769 / 88 41 985
Fax: +49 33769 / 88 41 986

www.botiss.com
facebook: [botissdental](https://www.facebook.com/botissdental)
instagram: [botiss_dental](https://www.instagram.com/botiss_dental)

1. Dahlin et al. (1988). Healing of bone defects by guided tissue regeneration. *Plast Reconstr Surg*, 81(5).
2. Scantlebury (1994). 1982-1992: A decade technology development for guided tissue regeneration. *Periodontol*; 64:1129-1137.
3. Rothamel et al. (2005). Biodegradation of differently cross-linked collagen membranes: an experimental study in the rat. *Clin Oral Implants Res* 16:369-378.
4. Schwarz et al. (2006). Einsatz nativer und quervernetzter Kollagenmembranen für die gesteuerte Gewebe- und Knochenregeneration. *SCHWEIZ MONATSSCHR ZAHNMED* 116(11): 1112.
5. Nuytens et al. (2011). Platelet adhesion to collagen. *Thromb Res* 127 Suppl 2:S26-9.
6. Silvipriya et al. (2015). Collagen: Animal Sources and Biomedical Application. *Journal of Applied Pharmaceutical Science* 5, 123-127.
7. Rothamel et al. (2012). Biocompatibility and Biodegradation of a Native, Porcine Pericardium Membrane. Results from in vitro/in vivo Examination. *J. Int J Oral Maxillofac Implants* 2012, 27(1):146-54.
8. Usability testing Jason® membrane, data on file
9. Rothamel et al. (2012). Clinical aspects of novel types of collagen membranes and matrices: Current issues in soft-and hard-tissue augmentation. *EDI Journal* 1:62.
10. Ortolani et al. (2015). Mechanical qualification of collagen membranes used in dentistry. *Ann Ist Sanita*. 51(3):229-235.
11. Bunyaratavej and Wang (2001). Collagen membranes: a review. *J Periodontol*. 72(2):215-29.
12. Stähli et al. (2016). Collagen Membranes Adsorb the Transforming Growth Factor-β Receptor I Kinase-dependent Activity of Enamel Matrix Derivative. *J Periodontol*. 87(5):583-90.
13. Barbeck et al. (2015). Porcine Dermis-Derived Collagen Membranes Induce Implantation Bed Vascularization Via Multinucleated Giant Cells: A Physiological Reaction? *J Oral Implantol*. 41(6):e238-51.7(5):583-90.
14. Usability testing collprotect® membrane, data on file
15. Barbeck et al. (2015). Porcine Dermis and Pericardium-Based, Non-Cross-Linked Materials Induce Multinucleated Giant Cells After Their In Vivo Implantation: A Physiological Reaction? *J Oral Implantol*. 41(6):e267-81.
16. Rothamel et al. (2011). Biodegradation pattern of native and cross-linked porcine collagen matrices – an experimental study in rats. Poster EAO Athens, Greece.