



**PRÓ-REITORIA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO  
COORDENAÇÃO GERAL DE PROGRAMAS STRICTO SENSU  
PROGRAMA DE MESTRADO PROFISSIONAL EM ODONTOLOGIA**

**RAFAEL OLIVEIRA DE SOUZA SILVA**

**AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DE MEMBRANAS DE  
COLÁGENO UTILIZADAS NA ENXERTIA ÓSSEA EM  
IMPLANTODONTIA**

**Maringá  
2020**



**PRÓ-REITORIA DE ENSINO, PESQUISA E EXTENSÃO  
COORDENAÇÃO GERAL DE PROGRAMAS STRICTO SENSU  
PROGRAMA DE MESTRADO PROFISSIONAL EM ODONTOLOGIA**

**RAFAEL OLIVEIRA DE SOUZA SILVA**

**AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DE MEMBRANAS DE  
COLÁGENO UTILIZADAS NA ENXERTIA ÓSSEA EM  
IMPLANTODONTIA**

Dissertação apresentada ao Programa de Mestrado Profissional em Odontologia, do Centro Universitário Ingá UNINGÁ, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Odontologia, área de concentração Implantodontia.

Orientador: Prof. Dr. Vilmar Divanir Gottardo.

**Maringá**

**2020**

**RAFAEL OLIVEIRA DE SOUZA SILVA**

**AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DE MEMBRANAS DE  
COLÁGENO UTILIZADAS NA ENXERTIA ÓSSEA EM  
IMPLANTODONTIA**

Dissertação apresentada ao Programa de Mestrado Profissional em Odontologia, do Centro Universitário Ingá UNINGÁ, como parte dos requisitos para obtenção do título de Mestre em Odontologia, área de concentração Implantodontia.

Maringá, \_\_\_\_ de \_\_\_\_\_ de 2020.

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof. Dr. Vilmar Divanir Gottardo  
UNINGÁ

---

Prof. Dr. Eduardo Moreschi  
UNINGÁ

---

Profa. Dra. Karina Maria Salvatore de Freitas  
UNINGÁ

## DEDICATÓRIA

Primeiramente à Deus, por ter saúde, força e perseverança. Por sempre me guiar a realizar as melhores escolhas, dando sempre o discernimento para vida.

Aos meu pais, Idelci e Eli, minha imensa gratidão, amor e carinho, pois sempre foram meus alicerces para a vida, dando força, superação e valores que irei carregar eternamente.

À minha esposa, companheira e amiga Bruna, por sempre estar ao meu lado. Eu só tenho à te agradecer por todas as vezes segurar em minhas mãos, me abraçar, beijar e me dá forças. Você sempre foi fundamental em todas as etapas da minha vida. Muito obrigado, meu amor.

Ao meu filho Rafael, que após sua chegada a vida teve outro sentido. Obrigado filho por todo amadurecimento, amor e carinho! Papai aprende a cada dia com você. Te amo!

Aos meus irmãos Jamil, Jeuber e José Raimundo, pela união, apoio e força de sempre.

Ao meu sogro Nonato e minha sogra Neusidete, por sempre estarem ao meu lado e saber que posso contar com vocês. Muito obrigado!

A todos colegas do curso em especial ao Alberto, Hebert e Ricardo por sempre estarem juntos nessa caminhada.

## **AGRADECIMENTOS**

Ao meu orientador Prof. Dr. Vilmar Divanir Gottardo, por todo acompanhamento, experiência, convívio, aprendizado e pela paciência que teve durante esse período do mestrado. Muito obrigado pelas aulas, dicas e puxões de orelha. Levarei todo esse conhecimento adquirido não só para minha vida profissional como para pessoal.

À Profa. Dra. Samira Salmeron, pela dedicação de sempre. Uma pessoa incrível, guerreira e que sempre nos acompanhou, atendeu nossos pedidos, dúvidas, angústias e sempre esteve lá para nos ajudar. Obrigado professora.

Ao Prof. Dr. Jose Ricardo Mariano, que sempre nos acompanhou. Tenho muito orgulho de ser seu aluno desde a graduação. Obrigado por sempre colaborar em todas as etapas da minha vida acadêmica. Obrigado pela sua amizade, carinho e força. Foi a partir de você que iniciei esse mestrado. Muito obrigado.

À Profa. Dra. Mariana Lopes Ortiz, por toda gentileza, calma e por poder nos ajudar na realização desta pesquisa. Obrigado pela sua ajuda professora. Foi fundamental.

Ao Prof. Dr. Heldo César Figueira Junior, por todas as aulas, conhecimento adquirido, dicas nas apresentações dos seminários e a força de sempre. Carregarei tudo isso para minha vida. Muito obrigado.

À Profa. Dra. Polyane Mazucatto Queiroz, pelas aulas, dedicação, vasto conhecimento e pela ajuda fundamental em nosso trabalho. Muito obrigado, professora.

À Profa. Dra. Karina Maria Salvatore de Freitas, Coordenadora do Mestrado Profissional em Odontologia do Centro Universitário INGÁ UNINGÁ.

**RESUMO**

---

---

## RESUMO

**Introdução:** Os implantes dentários estão sendo cada vez mais inseridos para substituir dentes perdidos. No entanto, um problema comum encontrado é o volume ósseo insuficiente devido à atrofia óssea alveolar. De modo a proporcionar o ambiente ideal para o aumento do osso alveolar, podem ser utilizados enxertos ósseos, tais como autoenxerto ou xenoenxerto, em técnicas de ROG. **Proposição:** O propósito da presente pesquisa foi analisar *in vitro* a contaminação de amostras de membranas de colágeno de recobrimento e ou barreiras, em enxertos ósseos. **Material e método:** Foi avaliado o nível de contaminação em membranas de colágeno em 5 determinados tempos: imediatamente após a abertura do invólucro estéril, 5, 10, 15 e 20 minutos expostos em campo cirúrgico simulando mesa para cirurgia. Após processamento das amostras, contagem e amostragem das colônias e identificação das espécies prevalentes foi realizada a análise estatística. **Resultados:** Nem no grupo controle, nem nos diferentes tempos estudados, foi observada formação de colônia bacteriana. Todos os tempos testados apresentaram diferença significativa na quantidade de colônias formadas quando comparados com a quantidade de colônias formadas no grupo controle. Houve diferença significativa da quantidade de colônias de fungos formada nos diferentes tempos. O grupo T20, apresentou uma quantidade de colônias significativamente maior em relação aos tempos T5, T10 e T15. **Conclusão:** Com base nos resultados desse estudo constatou-se que as amostras de membranas não estavam contaminadas imediatamente após a abertura do invólucro. Não houve formação de colônia bacteriana nos diferentes tempos estudados. Porém, houve formação de colônias de fungos significativa nos diferentes tempos, com uma maior quantidade para o tempo de 20 minutos. Isso sugere que as membranas devem ser utilizadas no paciente imediatamente após sua retirada do invólucro.

**Palavras-chave:** Materiais biocompatíveis. Contaminação biológica. Implantes dentários.

# **ABSTRACT**

---

---

## ABSTRACT

**Introduction:** Dental implants are being increasingly inserted to replace missing teeth. However, a common problem encountered is insufficient bone volume due to alveolar bone atrophy. In order to provide the ideal environment for the increase of alveolar bone, bone grafts, such as autograft or xenograft, can be used in RGO techniques. **Proposition:** The purpose of the present research was *in vitro* to analyze the contamination of samples of collagen membranes covering and or barriers, in bone grafts. **Material and methods:** The level of contamination in collagen membranes was evaluated at 5 certain times: immediately after opening the sterile wrapper, 5, 10, 15 and 20 minutes exposed in the surgical field simulating a table for surgery. After processing the samples, counting and sampling the colonies and identifying the prevalent species, statistical analysis was performed. **Results:** Neither in the gold standard nor in the different periods studied, bacterial colony formation was observed. All times tested showed a significant difference in the number of colonies formed when compared to the number of colonies formed in the gold standard. There was a significant difference in the amount of fungal colonies formed at different times. The T20 group showed a significantly larger number of colonies compared to the T5, T10 and T15 times. **Conclusion:** Based on the results of this study, it was found that the membrane samples were not contaminated immediately after opening the casing. There was no formation of bacterial colony at the different times studied. However, significant fungal colonies were formed at different times, with a greater amount for the time of 20 minutes. This suggests that the membranes should be used on the patient immediately after removal from the wrapper.

**Keywords:** Biocompatible materials. Biological contamination. Dental implants.

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b>	Membrana de colágeno Lumina Coat – Critéria.....	20
<b>Figura 2.</b>	Membrana embebida em solução salina 0,9% dentro do tubo eppendorf.....	21
<b>Figura 3.</b>	A) Agitador de vórtex. B) Ponteira estéril. C) Placas de Ágar TSA. D) Placas de Ágar Sabouraud.....	22
<b>Figura 4.</b>	A) Alça de vidro. B) Espalhando amostra na placa com alça de vidro. C) Estufa para cultura.....	23

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1. Valores médios e desvio-padrão da quantidade de colônias bacterianas e fúngicas formadas no grupo controle(T0) e nos diferentes tempos estudados (T5, T10, T15 e T20).....	25
--	----

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ROG – Regeneração óssea guiada

% - porcentagem

ePTFE – membrana não absorvível de politetrafluoretileno expansível

MBC – Membrana à base de colágeno

MR – Membrana reticulada

MNR – Membrana não reticulada

μL – Microlitro

mL – Mililitro

°C – Graus celsius

# SUMÁRIO

<b>1</b>	<b>INTRODUÇÃO.....</b>	<b>15</b>
<b>2</b>	<b>PROPOSIÇÃO.....</b>	<b>18</b>
<b>3</b>	<b>MATERIAL E MÉTODOS.....</b>	<b>20</b>
3.1	MATERIAL AMOSTRADO E FORMA DE COLETA.....	20
3.2	PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS.....	21
3.3	AMOSTRAGEM DAS COLÔNIAS.....	23
3.4	ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	23
<b>4</b>	<b>RESULTADOS.....</b>	<b>25</b>
<b>5</b>	<b>DISCUSSÃO.....</b>	<b>27</b>
<b>6</b>	<b>CONCLUSÕES.....</b>	<b>31</b>
<b>7</b>	<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>33</b>

# 1 INTRODUÇÃO

---

---

## 1 INTRODUÇÃO

Os implantes dentários estão sendo cada vez mais inseridos para substituir dentes perdidos. No entanto, um problema comum encontrado é o volume ósseo insuficiente devido à atrofia óssea alveolar (SHEIKH; SIMA; GLOGAUER, 2015). Isso pode resultar em situações em que o implante, para ser colocado em uma posição funcional e estética favorável, contém partes de sua superfície livres da cobertura óssea, originando imperfeições ósseas, como deiscências e fenestrações (MARTINEZ et al., 2018).

O grau de reabsorção óssea leva a um comprometimento estético importante na reabilitação subsequente, porque os contornos ósseos não podem suportar adequadamente o tecido mole ou pode haver um volume ósseo inadequado para a colocação de um implante na posição ideal (BRONSTEIN et al., 2016).

De modo a proporcionar o ambiente ideal para o aumento do osso alveolar, podem ser utilizados enxertos ósseos, tais como autoenxerto ou xenoenxerto, em técnicas de regeneração óssea guiada (ROG), que combina diferentes membranas de barreira com o material substituto ósseo (WANG et al., 2019).

A técnica da ROG baseia-se na criação de um espaço segregado para a invasão de vasos sanguíneos e células osteoprogenitoras, protegendo a reparação óssea contra o crescimento de tecidos não osteogênicos (GAUER et al., 2015). Porém, as membranas devem possuir características que se adequem aos requisitos biológicos, mecânicos e de uso clínico para servirem como barreira contra a invasão celular indesejável (COSTA et al., 2016).

As membranas são classificadas em absorvíveis e não absorvíveis. Os materiais de membrana não absorvíveis mais pesquisado e utilizado em procedimentos de ROG é constituído por uma estrutura especificamente formada por ePTFE (CARDOSO; PEREIRA, 2018). As membranas absorvíveis são mais tolerantes em termos de atraso na cicatrização e infecção de feridas e não requerem cirurgia adicional para remoção. Ambas membranas possuem resultados satisfatórios desde que respeite o correto processo do manejo cirúrgico.(NAENNI et al., 2019).

As membranas à base de colágeno (MBC) foram classificadas como membranas não-reticuladas (MNR) e membranas reticuladas (MR) dependendo se a ligação cruzada entre as fibras de colágeno foi artificialmente aumentada. O princípio básico da reticulação é a formação de ligações covalentes entre fibras de colágeno. O comportamento natural da membrana de colágeno depende do tipo de material usado para reticulação (CHOI; SÁNDOR; KIM, 2018).

Embora tanto as membranas absorvíveis como as não absorvíveis atendam os objetivos biológicos e mecânicos das técnicas regenerativas, existe a possibilidade de contaminações das membranas. E assim, para que as membranas desempenhem sua função, é necessário o manejo adequado das mesmas com utilização correta das técnicas de colocação e fixação (COSTA et al., 2016).

Além disso, antes da intervenção pode ocorrer contaminação microbiana devido ao ambiente, materiais e equipamentos odontológicos não estarem devidamente esterilizados (BRACHER et al., 2019; CICCIÙ, 2020).

Vários estudos apontam contaminação provocada por contaminantes biológicos ou bioaerossóis em consultórios odontológicos, como qualidade inadequada do ar (MANARTE-MONTEIRO et al., 2013); cadeiras odontológicas (ALMUTAIRI et al., 2019); materiais odontológicos (ZEINALI et al., 2020); uso de água contaminada (LISBOA et al., 2014).

Os micro-organismos mais comumente encontrados são as bactérias *Staphylococcus sp.* e *Streptococcus sp.*, *Micrococcus sp.* e fungos do gênero *Penicillium*, *Aspergillus* e *Cladosporium*, que podem causar sérias consequências à saúde se forem encontrados em quantidades que excedam o seu limite de tolerância. Os bioaerossóis, constituídos por fungos, bactérias, algas, ácaros e amebas, utilizam-se de partículas de matéria como substrato para se multiplicar e normalmente entram em ambientes fechados por meio de ventilação normal ou até mesmo pelo sistema de ar-condicionado (PRASANTH et al., 2010; KUHN et al., 2018).

Neste contexto o presente trabalho tem como objetivo analisar *in vitro* a contaminação de amostras de membranas de colágeno de recobrimento e ou barreiras, em enxertos ósseos.

## **2 PROPOSIÇÃO**

---

---

## 2 PROPOSIÇÃO

O propósito da presente pesquisa foi analisar *in vitro* a contaminação de amostras de membranas de colágeno de recobrimento e ou barreiras, em enxertos ósseos.

Analisar microbiologicamente estes materiais, afim de observar se as amostras poderiam estar contaminadas dentro do invólucro em que se apresentam, imediatamente após sua abertura; e também, após determinado período de tempo sobre a mesa cirúrgica estéril, antes de sua utilização no paciente.

## **3 MATERIAL E MÉTODOS**

---

---

### 3 MATERIAL E MÉTODOS

O intuito do trabalho foi avaliar *in vitro* o nível de contaminação em membranas de colágeno da marca Critéria – Lumina Coat (São Carlos, São Paulo, Brasil) em 5 determinados tempos: imediatamente após a abertura do invólucro estéril, 5, 10, 15 e 20 minutos expostos em campo cirúrgico simulando mesa para cirurgia.



**Figura 1.** Membrana de colágeno Lumina Coat – Critéria

#### 3.1 MATERIAL AMOSTRADO E FOMRA DE COLETA

Foram amostrados 25 membranas de colágeno Lumina Coat, com dimensão de 1x20x30, lote LC032/19 (marca Critéria – São Carlos – SP – Brasil), sendo 5 amostras de membrana de colágeno para determinado tempo.

Cada membrana de colágeno foi exposta ao ar ambiente durante 5, 10, 15 e 20 minutos, sobre campo estéril (marca BEST FABRIL- KIT– Santa Bárbara D'Oeste – SP – Brasil) e também logo após a abertura do invólucro estéril para avaliar possível contaminação.

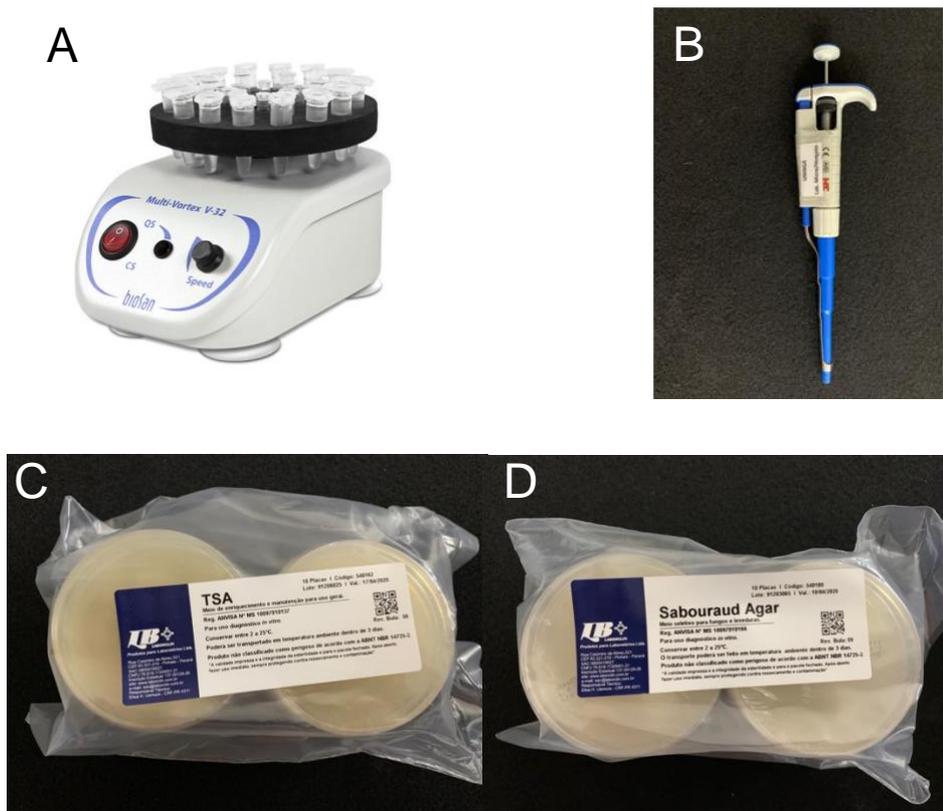
Após tempo determinado, cada amostra foi inserida em eppendorf estéril (marca eppendorf – Alto da Lapa – SP – Brasil), contendo 1000  $\mu$ L de solução salina 0,9% estéril, com o auxílio de pinça estéril e lamparina próxima ao eppendorf. Os eppendorfs foram colocados em caixa térmica com gelo e levados ao laboratório de microbiologia.



**Figura 2.** Membrana embebida em solução salina 0,9% dentro do eppendorf

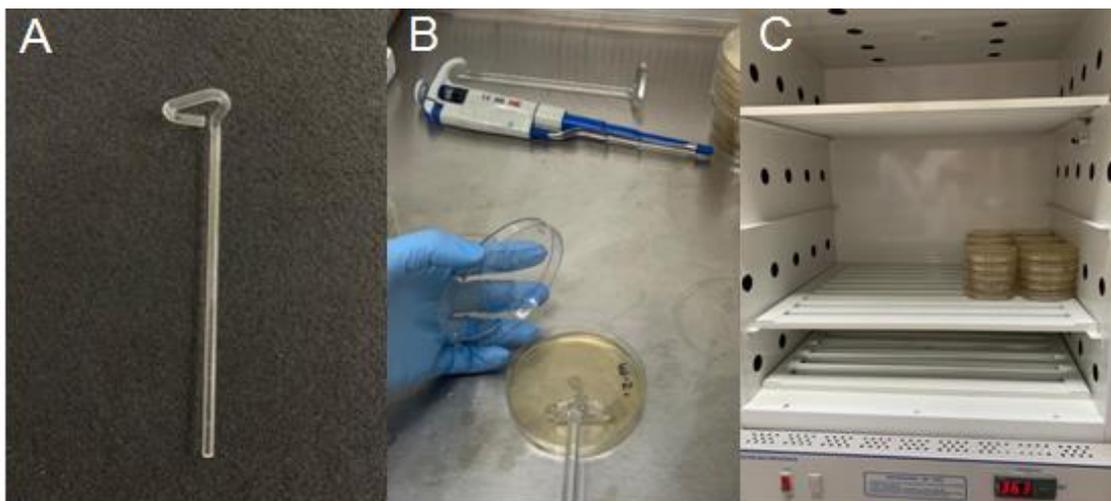
### 3.2 PROCESSAMENTO DAS AMOSTRAS

Cada eppendorf foi agitado em vórtex (marca Biosan – Assis – São Paulo - SP) por aproximadamente 20 segundos. Utilizando-se micropipeta estéril (Marca HTL Lab Solutions – Varsóvia – Polônia) de 100  $\mu$ L, foram transferidos 100  $\mu$ L da solução do eppendorf para placas contendo 20 mL de Ágar TSA – Tryptic Soy Agar (marca Laborclin – Pinhais – PR – Brasil) para contagem de bactérias e 100  $\mu$ L para placas contendo 20 mL de Ágar Sabouraud (marca Laborclin – Pinhais – PR – Brasil) para contagem de leveduras e demais fungos. Como a pesquisa foi em duplicata obteve-se o dobro de placas: 100 ao total.



**Figura 3. A)** Agitador de vórtex. **B)** Ponteira estéril. **C)** Placas de Ágar TSA. **D)** Placas de Ágar Sabouraud

Cada amostra recebeu duas placas de Ágar TSA e de Ágar Sabouraud. Os 100  $\mu\text{L}$  de cada amostra foram espalhados em placa com o auxílio de alça de vidro (marca Didática SP – São Paulo – SP – Brasil), utilizando-se a técnica de spread plate. As placas de Ágar TSA foram incubadas a 37°C durante 24h e as colônias foram contadas. A placa de Ágar Sabouraud foi incubada por 72h, para contagem de fungos filamentosos. Ambas em estufa para cultura (marca Odontobras – Araraquara – SP – Brasil).



**Figura 4.** **A)** Alça de vidro. **B)** Espalhando amostra na placa com alça de vidro. **C)** Estufa para cultura

### 3.3 AMOSTRAGEM DAS COLÔNIAS

O número de unidades formadoras de colônias foi multiplicado por 10, que é o fator de correção utilizado para contagem pela técnica de spread plate, tendo em vista o inóculo de 100  $\mu\text{L}$ .

### 3.4 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os dados tabulados foram submetidos a análise de variância (ANOVA) *one way* com teste *post hoc* de Dunnet, para comparação com o grupo controle, e teste de Tukey para comparação entre os diferentes tempos, considerando o nível de significância de 5%. Os dados foram analisados no *software* BioEstat (Fundação Mamirauá, Belém, Brasil).

# 4 RESULTADOS

---

---

## 4 RESULTADOS

Os valores médios e desvio-padrão da contagem de colônias fúngicas e bacterianas estão apresentados na Tabela 1.

### Contaminação por bactérias

Nem no grupo controle, nem nos diferentes tempos estudados, foi observada formação de colônia bacteriana.

### Contaminação por fungos

Todos os tempos testados apresentaram diferença significativa ( $p < 0.001$ ) na quantidade de colônias formadas quando comparados com a quantidade de colônias formadas no grupo controle.

Houve diferença significativa da quantidade de colônias de fungos formada nos diferentes tempos ( $p < 0.0001$ ). A quantidade de colônia formada em T5 não apresentou diferença significativa em relação a quantidade de colônia formada em T10 ( $p = 0.107$ ) e T10 não apresentou diferença significativa ( $p = 0.096$ ) em relação a T15, mas T5 e T15 apresentam diferença significativa entre si ( $p < 0.01$ ). E o grupo T20, apresentou uma quantidade de colônias significativamente ( $p < 0.01$ ) maior em relação aos tempos T5, T10 e T15.

Tabela 1. Valores médios e desvio-padrão da quantidade de colônias bacterianas e fúngicas formadas no grupo controle (T0) e nos diferentes tempos estudados (T5, T10, T15 e T20).

	T0	T5	T10	T15	T20
Bacterianas	0	0	0	0	0
Fúngicas	0 <sup>A</sup>	8 ( $\pm 4,22$ ) <sup>B</sup>	14 ( $\pm 5,16$ ) <sup>BC</sup>	19 ( $\pm 7,28$ ) <sup>C</sup>	27 ( $\pm 4,83$ ) <sup>D</sup>

\*Letras maiúsculas diferentes na mesma linha indicam diferença significativa entre os grupos, considerando nível de significância de 5%.

## **5 DISCUSSÃO**

---

---

## 5 DISCUSSÃO

O presente trabalho avaliou a possível contaminação em membranas de colágeno em 5 determinados tempos: imediatamente após a abertura do invólucro estéril, 5, 10, 15 e 20 minutos expostos em campo cirúrgico simulando mesa para cirurgia. Os resultados mostraram que não houve contaminação por bactérias em nenhum dos tempos testados. Já a contaminação por fungos, todos os tempos testados apresentaram diferença significativa na quantidade de colônias formadas. Resultados semelhantes foram encontrados no estudo de Kuhn et al. (2018) avaliando níveis de contaminação em consultório público e privado, a concentração de fungos foi maior do que a de *estafilococos coagulase* positiva no consultório privado, segundo os autores, essa maior contaminação provavelmente é atribuída ao fato de se tratar de um ambiente permanentemente climatizado com pouca frequência na renovação do ar interior, quando comparado ao consultório público. Prasanth et al. (2010) observaram que a contaminação do ar foi bastante alta, principalmente com *streptococos alfa* hemolíticos, estafilococos e fungos.

Os resultados do presente estudo mostraram contaminação por fungos quando expostas ao meio ambiente por um tempo maior. Ou seja, após imediata abertura do invólucro (Tempo 0) as membranas estavam estéreis, mas nos tempos de 5, 10 e 20 minutos houve formação de colônias de fungos. Esses resultados sugerem que quanto maior o tempo de exposição das membranas em campo cirúrgico, maior o risco de contaminação das mesmas. No estudo de Manarte-Monteiro et al. (2013) ao analisar a qualidade do ar em clínica odontológica mediante utilização de contagens bacterianas em aerossóis dentários produzidos durante a realização de diferentes procedimentos dentários, observaram que tratamentos mais longos estão associados a contagens mais elevadas de UFC, tanto para procedimentos de dentística como de endodontia.

Por outro lado, Jain et al. (2020) avaliando o nível de contaminação microbiana atmosférica observaram que a contagem de colônias aumentou após a sessão de trabalho e que o maior aumento na contagem média de colônias foi

encontrado no departamento de periodontologia durante as sessões de tratamento. Concluíram que os aerossóis aumentam durante e após as sessões de trabalho e, portanto, aumenta a chance de transmissão de agentes infecciosos em ambientes clínicos. Também Sousa e Fortuna (2011) avaliaram microrganismos em amostras coletada em consultórios odontológicos climatizados artificialmente. Identificaram fungos e bactérias com maior frequência na área da cuspideira, em razão da contaminação salivar e dispersão dos contaminantes pelo ar.

No estudo de Chuang et al. (2014) ao investigar as características de espalhamento da contaminação bacteriana por aerossóis durante tratamento dentário, afirmaram que os resultados mostraram que a contaminação por aerossóis bacterianos poderia se espalhar a uma distância horizontal de 100 cm e a uma distância vertical de 50 cm da cavidade oral do paciente e permanecer suspensa no ar por 20 minutos. Portanto, conforme Libert et al. (2019) a contaminação por fungos e bactérias em ambientes fechados e climatizados é cada vez mais considerada um problema de saúde pública, pois podem ser responsáveis por diversas patologias.

Cicciù (2020) e Costa et al. (2016) alertaram para que fato de que as infecções podem ocorrer através do uso de água contaminada. De acordo com Rivera Silva et al. (2017) a American Waters Works Association (AWWA) afirma que a água de boa qualidade para o controle de infecções deve conter menos de 500 UFC/mL (zero unidades formadoras de colônias por mililitro). Portanto, na situação em que esta recomendação não é atendida, deve ser realizada uma filtragem da mesma, através do uso de um filtro conectado à fonte de água corrente da unidade odontológica.

Um estudo avaliou a qualidade da água usada em consultórios odontológicos da rede pública, através da análise de contaminação por coliformes totais e *E.coli*, bactérias heterotróficas e fungos filamentosos. Um total de 212 fungos filamentosos foram identificados agrupados em 16 gêneros. Os gêneros mais frequentes foram *Acremonium* (46,7%), *Exophiala* (14,7%), *Penicillium* (9,4%), *Aspergillus* (8,9%) (LISBOA et al., 2014).

Já outros autores investigaram o número e a colonização de fungos em unidades odontológicas na cidade de Istambul, Turquia. Amostras de água foram coletadas de seringas de ar-água, brocas de alta velocidade e águas de entrada

de 41 unidades. A contagem de fungos *mesofílicos aeróbicos* em brocas de alta velocidade foi superior às águas de entrada e seringas de água e ar. Fungos não esporulados foram encontrados em 7 unidades (KADAIFCILER; OKTEN; SEN, 2013). Corroborando com os achados de Damasceno et al. (2017) onde o mecanismo de alta rotação continha a maior quantidade média de fungos,  $14,93 \pm 18,18$  UFC/mL.

No que se refere à contaminação de equipamentos no consultório, alguns autores observaram contaminação por várias espécies de fungos em cadeiras odontológicas (ALMONDES et al., 2016; ALMUTAIRI et al., 2019; BRACHER et al., 2019); mangueiras de sucção e peças de mão (BOYLE et al., 2015; ZEINALI et al., 2020); detritos de próteses, bases de teste, moldes e articuladores (MOODLEY; OWEN; PATEL, 2020); além de contaminação cruzada entre consultórios odontológicos e laboratórios de próteses (ASNAASHARI et al., 2019).

Desta forma, vários microrganismos, como algas unicelulares, bactérias e fungos, têm o potencial de se infiltrar em praticamente todos os materiais da clínica odontológica, e assim, para minimizar o risco de infecção na prática odontológica requer a formulação e implementação de protocolos rigorosos e frequentes de higienização e assepsia (PRASANTH et al., 2010; ALMONDES et al., 2016; KUHN et al., 2018; CICCÌÙ, 2020), uma vez que a contaminação é prejudicial para os procedimentos cirúrgicos, podendo trazer riscos à saúde tanto do paciente como dos profissionais (JAIN et al., 2020).

Na presente pesquisa foi observado formação de colônias de fungos, mas não foi observado formação de colônia bacteriana, e assim, sugere-se que mais estudos deverão ser realizados em ambiente clínico.

## **6 CONCLUSÕES**

---

---

## 6 CONCLUSÕES

As amostras de membranas não estavam contaminadas imediatamente após a abertura do invólucro.

Não houve formação de colônia bacteriana nos diferentes tempos estudados.

Porém, houve formação de colônias de fungos significativa nos diferentes tempos, com uma maior quantidade para o tempo de 20 minutos. Isso sugere que as membranas devem ser utilizadas no paciente imediatamente após sua retirada do invólucro.

## **7 REFERÊNCIAS**

---

---

## 7 REFERÊNCIAS

ALMONDES, A. I. V. et al. Fungal contamination and disinfection of dental chairs, Teresina, Piaui, Brazil. **Acta Odontol Latinoame.**, v. 29, n. 3, p. 225-229, 2016.

ALMUTAIRI, S. N. et al. Fungal contamination and disinfection of dental chairs among private dental clinics in Riyadh, Saudi Arabia. **Ec Dent Sci.**, v. 18, n. 12, p. 1-8, 2019.

ASNAASHAR, M. et al. Antimicrobial activity of cold plasma treatment on acrylic denture bases: an in vitro evaluation. **J Lasers Med Sci.**, v. 10, n. 1, p. s13-s17, 2019.

BOYLE, A. S. et al. Overcoming the problem of residual microbial contamination in dental suction units left by conventional disinfection using novel single component suction handpieces in combination with automated flood disinfection. **J Dent.**, v. 43, n. 10, p. 1268-1279, 2015.

BRACHER, L. et al. Surface microbial contamination in a dental department: a 10-year retrospective analysis. **Swiss Dent J.**, v. 129, n. 1, p. 14-21, 2019.

BRONSTEIN, M. et al. Preservación de alveolus mediante fosfato tricálcico beta, con y sin membrana. **Rev Clin Periodoncia Implantol Rehabil Oral**, v. 9, n. 2, p. 168-174, 2016.

CARDOSO, A. L.; PEREIRA, A. A. Revisão bibliográfica: regeneração óssea guiada, membranas absorvíveis e não absorvíveis. **XI Simpósio de Engenharia Biomédica** - SEB 2018. Disponível em: <https://even3.blob.core.windows.net/anais/128437.pdf>. Acesso em: 13 fev. 2020.

CHOI, N. R.; SÁNDOR, G. K.; KIM, Y. D. Efficacy of Collagen-based membranes in alveolar bone augmentation. **Applied Sciences**, v. 8, n. 11, p. 2048-2055, 2018.

CHUANG, C. Y. et al. Investigation of the spreading characteristics of bacterial aerosol contamination during dental scaling treatment. **J Dent Sci.**, v. 9, n. 3, p. 294-296, 2014.

CICCIÙ, M. Water contamination risks at the dental clinic. **Biology**, v. 9, n. 3, p. 1-5, 2020.

COSTA, D. et al. Occurrence and diversity of both bacterial and fungal communities in dental unit waterlines subjected to disinfectants. **Pathog Diseases.**, v. 74, n. 7, p. 1-11, 2016.

COSTA, J. B. Z. et al. O uso de membranas biológicas para regeneração óssea guiada em implantodontia. **Rev Bahiana Odontol.**, v. 7, n. 1, p. 14-21, 2016.

DAMASCENO, J. L. et al. Risk of fungal infection to dental patients. **Sci World J.**, v. 2017, p. 1-8, 2017.

GAUER, L. et al. Regeneração óssea guiada associada a membrana de politetrafluoretileno expandido (PTFE-e). **Rev Cient Tecnológica**, v. 3, n. 2, p. 60-67, 2015.

KADAIFCILER, D. G.; OKTEN, S.; SEN, B. Mycological contamination in dental unit waterlines in Istanbul, Turkey. **Braz J Microbiol.**, v. 44, n. 3, p. 977-981, 2013.

KUHN, C. R. et al. Contaminação microbiana em consultórios odontológicos. **Rev Bras Ciênc Saúde**, v. 24, n. 4, p. 315-324, 2018.

JAIN, M. et al. Qualitative and quantitative analysis of bacterial aerosols in dental clinical settings: risk exposure towards dentist, auxiliary staff, and patients. **J Family Med Prim Care**, v. 9, n. 2, p. 1003-1108, 2020.

LIBERT, X. et al. Exploiting the advantages of molecular tools for the monitoring of fungal indoor air contamination: first detection of *exophiala jeanselmei* in indoor air of air-conditioned offices. **Microorganisms**, v. 7, n. 12, p. 1-14, 2019.

LISBOA, G. M. et al. Microbial diversity in dental waterlines. **Acta Odontol Latinoam.**, v. 27, n. 3, p. 110-114, 2014.

MANARTE-MONTEIRO, P. et al. Air quality assessment during dental practice: aerosols bacterial counts in an university clinic. **Rev Port Estomatol Med Dent Cir Maxilofac.**, v. 54, n. 1, p. 2-7, 2013.

MARTINEZ, C. J. H. et al. Preservação de alvéolo com uso de enxerto ósseo particulado e matriz de colágeno suíno: revisão de literatura e relato de caso clínico. **Braz J Periodontol.**, v. 28, n. 01, p. 48-55, 2018.

MOODLEY, K. L.; OWEN, C. P.; PATEL, M. Quatitative analysis of selected microorganisms present at various sites in a prosthetics clinic and dental laboratory during complete denture fabrication. **Int J Environ Res Public Health**, v. 17, n. 10, p. 1-12, 2020.

NAENNI, N. et al. Influence of wound closure on volume stability with the application of different GBR materials: an in vitro cone-beam computed tomographic study. **J Periodontal Implant Sci.**, v. 49, n. 1, p. 14-24, 2019.

PRASANTH, T. et al. Evaluation of aerosol and water contamination and control of cross infection in dental clinics. **Med J Armed Forces India**, v. 66, n 1, p. 37-40, 2010.

RIVERA SILVA, G. et al. Directriz para reduzir el riesgo de transmisión de mycobacterium abscessus durante la práctica clínica odontológica. **Rev ADM**, v. 74, n. 1, p. 6-10, 2017.

SHEIKH, Z.; SIMA, C.; GLOGAUER, M. Bone replacement materials and techniques used for achieving vertical alveolar bone augmentation. **Materials**, v. 8, n. 6, p. 2953-2993, 2015.

SOUSA, K. S.; FORTUNA, J. L. Microrganismos em ambientes climatizados de consultórios odontológicos em uma cidade do extremo sul da Bahia. **Rev Baiana Saú Públ.**, v. 35, n. 2, p. 250-263, 2011.

WANG, S. et al. Bone augmentation of peri-implant dehiscence defects using multilaminated small intestinal submucosa as a barrier membrane: an experimental study in dogs. **Biomed Res Int.**, v. 16, p. 1-11, 2019.

ZEINALI, T. et al. Suction hoses of dental unit as a potential source of microbial contamination. **Oman Med J.**, v. 35, n. 2, p. 1-4, 2020.