

**MARCO CÉSAR JORGE DOS SANTOS**

**Desinfecção de nível intermediário de endoscópio  
rígido por meio de limpeza prévia com detergente  
seguido de álcool etílico 70% p/v: protocolo  
operacional padrão**

Tese apresentada à Faculdade de Medicina da  
Universidade de São Paulo para obtenção do título de  
Doutor em Ciências

Programa de Otorrinolaringologia

Orientador: Prof. Dr. Richard Louis Voegels

Coorientadora: Profa. Dra. Kazuko Uchikawa Graziano

Versão Corrigida

(Resolução CoPGr 6018/11 de 01 de novembro de 2011. A versão original está  
disponível na Biblioteca da FMUSP)

**SÃO PAULO**

**2018**

**Dados Internacionais de Catalogação na Publicação (CIP)**

Preparada pela Biblioteca da  
Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo

©reprodução autorizada pelo autor

Santos, Marco Cesar Jorge dos  
Desinfecção de nível intermediário de endoscópio  
rígido por meio de limpeza prévia com detergente  
seguido de álcool etílico 70% p/v : protocolo  
operacional padrão / Marco Cesar Jorge dos Santos. -  
- São Paulo, 2018.  
Tese (doutorado) -- Faculdade de Medicina da  
Universidade de São Paulo.  
Programa de Otorrinolaringologia.  
Orientador: Richard Louis Voegels.  
Coorientador: Kazuko Uchikawa Graziano.

Descritores: 1.Endoscopia 2.Endoscópio rígido  
3.Desinfecção 4.Desinfecção de nível intermediário  
5.Álcool etílico 70% p/v 6.Limpeza 7.Detergente  
8.Otorrinolaringologia 9.Protocolo operacional  
padrão 10.Microbiologia

USP/FM/DBD-002/18

Responsável: Kátia Maria Bruno Ferreira - CRB-8/6008

Gratidão à Deus e à Nossa Senhora de Fátima pela minha saúde e  
por cuidar sempre da minha família.

Obrigado aos meus pais, Aniceto Jorge dos Santos e Francisca  
Marcelina dos Santos pelo amor à minha vida.

A minha esposa, Thaise Sandri dos Santos, por me apoiar, me ouvir,  
me corrigir, me incentivar e cuidar da nossa vida e casa durante  
minha ausência.

E ao meu filho, Caio Sandri dos Santos, inspiração de todos os dias  
da minha vida, e minha força para sempre seguir em frente.

## **AGRADECIMENTOS**

Ao meu orientador, **Prof. Dr. Richard Luis Voegels**, pela amizade incondicional, pelo exemplo como professor, pela preocupação com meu bem-estar e por estar presente em todos os momentos de dificuldade do meu trabalho.

À minha co-orientadora, **Profa. Dra. Kazuko Uchuikawa Graciliano**, pela paz e sabedoria em cada palavra, pela orientação em todos os passos do meu trabalho, por toda estrutura que tornou a pesquisa possível, e por me dar tranquilidade e confiança em cada reunião.

Aos meus pais, **Aniceto Jorge dos Santos** e **Francisca Marcelina dos Santos**, por todo o esforço, sofrimento e amor para que me tornasse médico.

À minha irmã **Cynthia de Fátima Santos Matras** por cuidar da minha família na minha ausência durante toda a minha formação.

Ao meu sobrinho **Leonardo Santos Matras**, sempre um amor e adorável companhia.

Ao meu amigo irmão **Caio Marcio Soares**, meu grande companheiro que sempre me aconselha e acalma minha alma em cada palavra e ao seu pai **Caio Soares**, pelas palavras de apoio.

À enfermeira **Dra. Flavia Gomes Moraes**, que me ensinou com muito carinho e paciência todos os passos do meu trabalho e a como trabalhar em um laboratório de ensaios microbiológicos juntamente com a Enfermeira **Camila Quartim Moraes Bruna**.

Ao amigo e exemplo de chefe, **Prof. Dr. Ricardo Ferreira Bento** por abrir as portas do serviço da otorrinolaringologia na Universidade de São Paulo.

Ao amigo e chefe da Pós-Graduação da otorrinolaringologia **Prof. Dr. Luiz Ubirajara Sennes**, que apoiou meu projeto e as secretárias **Mari** e **Luci** que sempre me atenderam com carinho.

Aos professores da minha banca de qualificação **Rui Imamura**, **Rubens Brito** e **Fábio Pinna**, pelas correções precisas e apoio ao meu projeto.

À Fundação Otorrinolaringologia, por ter me dado toda a estrutura de pesquisa de artigos, em especial ao amigo **Adilson Montefusco**, ajudando-me na busca de trabalhos e na formatação da tese.

Ao amigo e otorrinolaringologista, **Deusdedit Brandão Neto** por sempre me ajudar no ambulatório da otorrinolaringologia da USP com os pacientes para minha tese.

Ao meu amigo, **Dr. Marcelo Hueb**, Presidente da ABORL-CCF, que foi meu grande incentivador para desenvolver esta pesquisa em favor da otorrinolaringologia brasileira.

Ao meu amigo e conselheiro **Paulo Renato Steiner**, por me acolher com tanto carinho em sua casa nas muitas noites em São Paulo.

Aos motoristas **Marcinho** (Richard) e **Amauri** (Paulo Renato) por estarem sempre à minha disposição, alegres e grandes companheiros pelas ruas da cidade, levando minhas amostras da USP para Santa Casa.

À **Associação Brasileira de Otorrinolaringologia e Cirurgia Cérvico Facial**, todos os **presidentes** e **funcionários** por todo apoio ao meu projeto e ao meu grande amigo **Carlinhos** e as minhas amigas **Dorothea** e **Vânia**.

A equipe do Laboratório da Faculdade de Ciências Médicas da Santa Casa, em especial, Professora **Cely Barreto da Silva** e **Suzete**, pela ajuda em analisar todos os meus meios de cultura do meu trabalho com muita paciência e profissionalismo.

À professora **Dra. Marinês Dalla Valle Martino**, da Faculdade de Medicina da Santa Casa de São Paulo e do Hospital Albert Einstein, por todo conhecimento e análise de minhas amostras.

À **Dra. Fabiana Cristina de Sousa** da ANVISA, por acreditar na ABORL-CCF e no meu trabalho frente à esta pesquisa.

À **H. Strattener** por disponibilizar os endoscópios para a realização da pesquisa.

A todos os meus chefes e amigos há 26 anos do Hospital IPO de Curitiba, em especial **Dr. João J. Maniglia, Dr. Marcos Mocellin, Dr. Leão Mocellin, Dr. Evaldo Macedo, Dr. Rogério Pasinato e Dr. João Luiz Garcia de Faria**.

Aos meus amigos **Marcelo Noronha, Luciano Durski, Marcelo Chueiri, Denilson Antônio Cavazzani Szkudlarek, Fábio Robert, Sergio Antonio Guarita, Cezar Berger, Sergio Buerger, Professor Johann Gustavo Guilherme Melcherts Hurtado** e as amigas **Noeli Kleina e Flávia Maestrali**, que de maneira direta ou indireta sempre estiveram do meu lado.

*“Viver bem com que se tem  
Não desejar aquilo que você não pode ter  
Transformar o seu dever em um prazer”  
(Seu José, paciente do meu consultório)*

## NORMALIZAÇÃO ADOTADA

Esta tese está de acordo com as seguintes normas, em vigor no momento desta publicação:

Referências: adaptado de *International Committee of Medical Journals Editors* (Vancouver).

Universidade de São Paulo. Faculdade de Medicina. Divisão de Biblioteca e Documentação. Guia de apresentação de dissertações, teses e monografias. Elaborado por Anneliese Carneiro da Cunha, Maria Julia de A. L. Freddi, Maria F. Crestana, Marinalva de Souza Aragão, Suely Campos Cardoso, Valéria Vilhena. 3a ed. São Paulo: Divisão de Biblioteca e Documentação; 2011.

Abreviaturas dos títulos dos periódicos de acordo com *List of Journals Indexed in Index Medicus*.

## SUMÁRIO

LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

LISTA DE FIGURAS

LISTA DE TABELAS

RESUMO

*ABSTRACT*

<b>1. INTRODUÇÃO</b> .....	<b>1</b>
<b>2. OBJETIVOS</b> .....	<b>10</b>
<b>3. REVISÃO DE LITERATURA</b> .....	<b>12</b>
<b>3.1. Microbiologia da microbiota e sinusal</b> .....	<b>13</b>
3.1.1. Microbiota normal .....	13
3.1.2. Microbiota normal .....	14
<b>3.2. Processamento dos materiais e a contaminação cruzada iatrogênica</b> .....	<b>16</b>
<b>3.3. Resistência microbiana aos germicidas</b> .....	<b>20</b>
<b>3.4. Desinfecção e o álcool etílico</b> .....	<b>22</b>
<b>3.5. Desinfecção dos endoscópios</b> .....	<b>26</b>
<b>4. MÉTODOS</b> .....	<b>31</b>
<b>4.1. Tipo de pesquisa</b> .....	<b>32</b>
<b>4.2. Locais de pesquisa</b> .....	<b>32</b>
<b>4.3. Tipo de amostragem</b> .....	<b>33</b>
<b>4.4. Delineamento do estudo</b> .....	<b>34</b>
4.4.1. Equipamentos e materiais utilizados para realização da videonasoscopia e processamento de limpeza e desinfecção do endoscópio rígido .....	35
4.4.2. Preparo da solução de detergente enzimático e bancada de limpeza ...	36
4.4.3. Limpeza e desinfecção química do endoscópio rígido .....	40
4.4.4. Como manipular o endoscópio rígido para realização do exame de videonasoscopia e a desinfecção química de micro câmera e cabo ótico com arraste da gaze para amostra do Controle Positivo .....	43

4.4.5. Aplicação do Protocolo Operacional Padrão (POP) para desinfecção de nível intermediário com álcool etílico 70% p/v, após limpeza prévia para ER com arraste da gaze para amostra Controle Experimental .....	46
4.4.6. Método de filtração por membrana e semeadura .....	50
<b>5. RESULTADOS .....</b>	<b>56</b>
<b>5.1. Análise estatística .....</b>	<b>57</b>
<b>5.2. Resultados .....</b>	<b>57</b>
5.2.1. Análise dos resultados de “Isolado” .....	57
5.2.1.1. Grupo Controle Positivo (Isolado) .....	59
5.2.1.2. Grupo Experimental (Isolado) .....	61
5.2.1.3. Grupo Controle Positivo x Grupo Experimental (Isolado) .....	61
5.2.2. Análise dos resultados de “TIO” .....	62
5.2.2.1. Grupo Controle Positivo (TIO) .....	64
5.2.2.2. Grupo Experimental (TIO) .....	64
5.2.2.3. Grupo Controle Positivo x Grupo Experimental (TIO) .....	65
5.2.3. Análise dos resultados de “Anaeróbico” .....	67
5.2.3.1. Grupo Controle Positivo (Anaeróbico) .....	68
5.2.3.2. Grupo Experimental (Anaeróbico) .....	68
5.2.3.3. Grupo Controle Positivo x Grupo Experimental (Anaeróbico) .....	68
5.2.4. Análise dos resultados de “Sabouraud” .....	69
5.2.4.1. Grupo Controle Positivo (Sabouraud) .....	71
5.2.4.2. Grupo Experimental (Sabouraud) .....	71
5.2.5. Análise dos resultados de “Löwenstein Jensen” .....	72
5.2.5.1. Grupo Controle Positivo e Grupo Experimental (Löwenstein Jensen) .....	74
5.2.6. Análise final dos resultados .....	74
<b>6. DISCUSSÃO .....</b>	<b>77</b>
<b>7. CONCLUSÃO .....</b>	<b>90</b>
<b>8. REFERÊNCIAS .....</b>	<b>92</b>

## LISTA DE SIGLAS E ABREVIATURAS

ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
ATCC	<i>American Type Culture Collection</i>
CCIH	Comissão de Controle de Infecção Hospitalar
CE	Controle experimental
CP	Controle positivo
ER	Endoscópios rígidos
HCFMUSP	Hospital de Clínicas da Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo
HICPAC	<i>Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee</i>
HIV	Vírus da imunodeficiência humana
LEM	Laboratório de Ensaio Microbiológicos
MRSA	<i>Methicillin-resistant Staphylococcus aureus</i>
PAMB	Prédio de Ambulatórios
POP	Protocolo Operacional Padrão
RNEs	Endoscópios nasais rígidos
Rpm	Rotações por minuto
SBIBHAE	Sociedade Beneficente Israelita Brasileira Hospital Albert Einstein
TIO	Tioglicolato
UFC	Unidade de formação de colônias
VAMCs	<i>Veterans Affairs Medical Centers</i>
vCJD	<i>Variant Creutzfeldt-Jakob disease</i>
VHB	Vírus da hepatite B
VHC	Vírus da hepatite C

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1</b> - Caixa de plástico dura com detergente sendo completada com água potável. Marca preta determina a quantidade de volume ..	38
<b>Figura 2A</b> - Porção do endoscópio flexível que entrou em contato com a mucosa do paciente totalmente imerso na solução .....	39
<b>Figura 2B</b> - Endoscópio rígido totalmente imerso em solução .....	40
<b>Figura 3</b> - Enxague e remoção da sujidade do endoscópio sob água potável corrente .....	41
<b>Figura 4</b> - Inspeção cuidadosa da remoção da sujidade .....	41
<b>Figura 5</b> - Após o endoscópio estar seco e limpo, realiza-se a desinfecção com álcool etílico 70% p/v .....	42
<b>Figura 6</b> - Desinfecção do endoscópio rígido com gaze embebida em álcool etílico 70% p/v .....	44
<b>Figura 7</b> - Frascos identificados com as amostras dentro da capela .....	51
<b>Figura 8</b> - Sonicação das amostras .....	51
<b>Figura 9</b> - Agitação orbital das amostras .....	52
<b>Figura 10</b> - Método de filtração por membrana .....	53
<b>Figura 11</b> - Meios identificados dentro da capela .....	54
<b>Figura 12</b> - Todos os meios dentro da estufa em temperatura ideal no Laboratório de ensaios microbiológicos (LEM) da Escola de Enfermagem da USP .....	55
<b>Figura 13</b> - Placa Ágar sangue com > 300 UFC no Grupo Controle Positivo.	59
<b>Figura 14</b> - Placa do Grupo Controle Positivo com <i>S. coagulase</i> com 150 UFC .....	60
<b>Figura 15</b> - Placa com colônia de isolamento .....	60
<b>Figura 16</b> - Amostra do Grupo Controle Positivo do Tioglicolato .....	64

**Figura 17 -** Tioglicolato Grupo Experimental com amostras negativas para crescimento ..... 65

## LISTA DE TABELAS

<b>Tabela 1</b> - Amostras do Grupo Controle Positivo .....	58
<b>Tabela 2</b> - Apresentadas as frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos .....	61
<b>Tabela 3</b> - Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental .....	62
<b>Tabela 4</b> - Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas no Controle Positivo .....	63
<b>Tabela 5</b> - Frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos .....	66
<b>Tabela 6</b> - Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental .....	66
<b>Tabela 7</b> - Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas para o Controle Positivo .....	67
<b>Tabela 8</b> - Frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos .....	68
<b>Tabela 9</b> - Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental .....	69
<b>Tabela 10</b> - Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas do Controle Positivo e no Grupo Experimental .....	70
<b>Tabela 11</b> - Tipos de micro-organismos encontrados pela avaliação Sabouraud .....	71
<b>Tabela 12</b> - Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental .....	72
<b>Tabela 13</b> - Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas no Controle Positivo e no Grupo Experimental .....	73
<b>Tabela 14</b> - Análise descritiva do Grupo-controle Positivo e Experimental ....	76

## RESUMO

Santos MCJ. *Desinfecção de nível intermediário de endoscópio rígido por meio de limpeza prévia com detergente seguido de álcool etílico 70% p/v: protocolo operacional padrão* [tese]. São Paulo: Faculdade de Medicina, Universidade de São Paulo; 2018.

**INTRODUÇÃO:** A limpeza prévia de endoscópios rígidos (ER) seguida de desinfecção de nível intermediário com álcool etílico a 70% p/v após o exame de endoscopia nasal é uma prática adotada em muitos serviços de otorrinolaringologia. A literatura atual, no entanto, recomenda a esterilização ou desinfecção de alto nível como o método de descontaminação mais aceito para produtos para saúde classificados como semicríticos. No entanto, há que se fazer distinção entre equipamentos de alta complexidade e sua invasividade como os endoscópios flexíveis com lumens longos e estreitos utilizados na endoscopia digestiva, daqueles de conformação simples sem lumens de baixa invasividade como os endoscópios rígidos utilizados em otorrinolaringologia.

**OBJETIVO:** Avaliar a segurança da desinfecção de nível intermediário com álcool etílico 70% p/v, após limpeza prévia dos endoscópios rígidos utilizados em procedimentos clínicos de endoscopia nasal considerando a carga microbiológica recuperada após o uso. **MÉTODO:** Imediatamente após a realização do exame, uma gaze úmida foi utilizada para o arraste da carga biológica do endoscópio rígido, gerando as amostras do Controle Positivo e, após a aplicação do POP, um novo arraste para constituir as amostras do Grupo Experimental. Estas gazes foram inicialmente submetidas à sonicação e agitação imersas em soro fisiológico e em seguida a solução foi submetida a uma técnica de extração de carga microbiológica por filtragem por meio de uma Membrana de Celulose de 0,22µm de poro que foi, em seguida, semeada nos meios de ágar Sangue, Chocolate, Sabouraud, Löwenstein-Jensen e Tioglicolato. Estes meios ficaram incubados em estufa a 37°C ± 2°C e avaliados, no máximo, até por 60 dias conforme o perfil de crescimento dos diferentes microrganismos de interesse; foram analisados de maneira quantitativa e

qualitativa para identificação e classificação dos micro-organismos recuperados após as sementeiras. **RESULTADO:** Os resultados da análise estatística evidenciaram diferença significativa entre Controle Positivo e Grupo Experimental quando comparados em relação à presença de *Streptococcus coagulase* negativa ( $p < 0,001$ ), *Bacillus spp* ( $p < 0,001$ ) e *Staphylococcus aureus* ( $p = 0,001$ ). No Controle Positivo, foram encontradas presença desses micro-organismos respectivamente na seguinte frequência: 63,2%, 28,9% e 28,9%, enquanto que, no Grupo Experimental, não foi houve recuperação microbiana alguma. **CONCLUSÃO:** Os resultados desta pesquisa demonstram a eficiência, na prática diária, da desinfecção de nível intermediário dos endoscópios utilizados na otorrinolaringologia por meio da fricção com álcool etílico 70% p/v por 90 segundos, com protocolo de limpeza prévia.

**Descritores:** endoscopia; endoscópio rígido; desinfecção; desinfecção de nível intermediário; álcool etílico 70% p/v; limpeza; detergente; otorrinolaringologia; protocolo operacional padrão; microbiologia.

## ABSTRACT

Santos MCJ. *Disinfection of intermediate level of rigid endoscope through prior cleaning with detergent followed by ethyl alcohol 70% w/v: standard operating protocol* [thesis]. São Paulo: “Faculdade de Medicina, Universidade de São Paulo”; 2018.

**INTRODUCTION:** Prior cleaning of rigid endoscopes (REs) followed by intermediate-level disinfection with 70% ethyl alcohol (w/v) after nasal endoscopy is a common practice in many otolaryngology services. Current literature, in turn, recommends high-level sterilization or disinfection as the most accepted decontamination method for health products classified as semi-critical. However, it is necessary to distinguish highly complex equipment according to their invasiveness, e.g., flexible endoscopes with long and narrow lumens used in digestive endoscopy and those with a simple conformation without lumens of low invasiveness, such as rigid endoscopes used in otorhinolaryngology.

**OBJECTIVE:** To evaluate the safety of intermediate-level disinfection with 70% ethyl alcohol (w/v) after cleaning of REs used in clinical procedures of nasal endoscopy considering the microbiological load recovered after use. **METHOD:** Immediately after the test, a wet gauze was used to drag the biological load from the RE, generating positive control samples; after applying POP, dragging was carried out again to generate samples of the experimental group. These gasses were initially subjected to sonication and shaking while immersed in physiological saline; the solution was then subjected to the microbiological loading technique by filtration through a 0.22- $\mu\text{m}$  pore cellulose membrane and then cultivated on blood, chocolate, Sabouraud, Löwenstein-Jensen, and thioglycolate agar media. These media were incubated at  $37^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$  and evaluated for up to 60 days, according to the growth profile of the different microorganisms of interest. A quantitative and qualitative analysis was performed for the identification and classification of microorganisms recovered after cultivation. **RESULTS:** The results of statistical analysis showed a significant difference between the positive control and experimental groups for the presence of coagulase-negative

*Streptococcus* ( $p < 0.001$ ), *Bacillus* spp ( $p < 0.001$ ), and *Staphylococcus aureus* ( $p = 0.001$ ). In the positive control group, these microorganisms were found in the following proportions: 63.2%, 28.9%, and 28.9%, respectively, whereas in the experimental group, no microorganisms were recovered. **CONCLUSION:** The results of this study demonstrate the efficiency of the daily practice of intermediate-level disinfection of endoscopes used in otorhinolaryngology by means of treatment with 70% ethyl alcohol (w/v) for 90 seconds, using a previous cleaning protocol.

**Descriptors:** endoscopy; rigid endoscope; disinfection; disinfection of intermediate level; ethyl alcohol 70% w/v; cleaning; detergent; otorhinolaryngology; standard operating protocol; microbiology.

# **1 INTRODUÇÃO**

---

## 1. INTRODUÇÃO

Na semiologia da otorrinolaringologia as avaliações das fossas nasais e dos seios paranasais são exames simples e comumente utilizados para a inspeção destas cavidades através da técnica de rinoscopia. A rinoscopia pode ser anterior e posterior, auxiliada pelo sistema de iluminação indireta (espelho frontal) ou iluminação direta (fotóforo).

Na rinoscopia anterior é feita uma inspeção simples da pirâmide nasal, narinas e vestibulo, cuja finalidade é a procura de desvios da linha média e sinais inflamatórios.

A rinoscopia posterior é o exame da rinofaringe através de um espelho introduzido pela cavidade bucal. Um pequeno espelho é introduzido na orofaringe refletindo a imagem do cavum e da coana. (ANSELMO-LIMA, 1996).

Com estas técnicas descritas, a visibilização das estruturas do terço médio da cavidade nasal e da parede lateral do nariz ficam praticamente inalcançadas e estas são as áreas onde encontramos as principais doenças da cavidade nasal e dos seios paranasais.

A partir da década de 1970 a avaliação endoscópica das cavidades nasais foi aprimorada e tem permitido considerável avanço na otorrinolaringologia. Embora a rinoscopia anterior persista ainda como o método mais praticado para a avaliação das condições nasais, a sua principal limitação diagnóstica consiste na dificuldade em avaliar as estruturas mais profundas, como as regiões do complexo ostiomeatal e coanal.

A rinoscopia endoscópica permite uma visualização mais ampla e completa das cavidades nasais e suas estruturas. Os endoscópios flexíveis apresentam as desvantagens de uma qualidade de imagem inferior aos endoscópios rígidos, tipo Hopkins que, ao contrário, apresentam diferentes ângulos visuais, variando de 0° a 120°, fato este que possibilita o exame de diferentes regiões das fossas nasais a partir de um único eixo ou ponto de introdução (HEALY, 1990; MEIRELLES, 2004; PAPARELLA, 1982).

Assim, além de proporcionar a visibilização superior, a endoscopia nasal proporciona melhor iluminação, maior ampliação e a capacidade de examinar diretamente áreas comprometidas com doenças nasossinusais. Como resultado, o otorrinolaringologista obtém uma avaliação diagnóstica mais precisa e completa.

Estudos demonstram claramente o grande avanço que a endoscopia nasal rígida acrescentou na semiologia da otorrinolaringologia com a identificação de doenças nasais em quase 40% dos pacientes que tiveram exames normais em rinoscopias anteriores (LEVINE, 1990).

Por estes motivos, a realização da videonasoscopia com endoscópio flexível ou rígido se tornou, nos dias atuais, um exame praticamente obrigatório na prática diária dos consultórios de otorrinolaringologia.

Porém, estes endoscópios apresentam um custo muito elevado, podendo variar desde R\$ 8.000,00 (oito mil reais) para os endoscópios rígidos a até R\$ 45.000,00 (quarenta e cinco mil reais) para os flexíveis.

Normalmente são equipamentos importados e, por serem de uso médico, recebem altas taxas para regularização e sofrem processos longos para sua normatização frente aos órgãos federais regulatórios.

Este alto custo para aquisição, assim como para sua manutenção, fazem com que, na prática diária dos consultórios de otorrinolaringologia, o médico tenha apenas um destes equipamentos. Sendo assim, não é incomum a utilização em um dia do mesmo endoscópio para realização de vários exames entre vários pacientes.

O problema que temos em virtude deste tipo de conduta é o processamento destes equipamentos entre os exames realizados. Falta, na rotina do consultório do otorrinolaringologista, uma orientação segura, clara, economicamente viável, ecologicamente sustentável, prática e que possa ser aplicada em qualquer consultório, clínica, ambulatório ou hospital com produtos de fácil acesso para este processamento.

Isto deve ser implementado através de um protocolo operacional padrão seguindo normas técnicas, científicas e legais chanceladas pela Associação Brasileira de Otorrinolaringologia e Cirurgia Cérvico Facial e órgãos federais como a Agência Nacional de Saúde Suplementar e Vigilâncias Sanitárias de todo o território nacional, dando assim uma segurança para o trabalho do médico, do paciente e do meio ambiente.

Esta falta de padronização pode fazer com que estes equipamentos não sejam reprocessados adequadamente, podendo assim ter o potencial de causar uma infecção cruzada iatrogênica entre os pacientes atendidos.

A literatura médica publicada na última década demonstra que o risco de contaminação cruzada relacionadas com a endoscopia é baixa e que os surtos mais conhecidos estão relacionados à inadequado processamento dos endoscópios.

As literaturas citam casos de contaminação cruzada principalmente adquirida a partir de endoscópios com lúmen, os de complexidade alta, como os utilizados na gastroenterologia para endoscopia digestiva alta e na pneumologia para videobroncoscopia.

Em 1993 um estudo realizado pela *American Society for Gastrointestinal Endoscopy* calculou a incidência de infecção de 1 por cada 1.800.000 procedimentos endoscópicos realizados (0.000056%). Porém vale aqui ressaltar que este estudo avaliou endoscópios utilizados na gastroenterologia e pneumologia, que são de conformação complexa ou seja, apresentam lúmen ou canal de biopsia para realização de procedimentos, com pinças para biopsia ou para aspiração de secreções de dentro destas cavidades examinadas (SPACH, 1993).

Os endoscópios rígidos (ER) utilizados na especialidade da otorrinolaringologia são de conformação de baixa complexidade, ou seja, não apresentam lúmen, são de superfície lisa, sem dobras ou fissuras e a superfície externa pode ser atingida por escovação durante o processo de limpeza.

Os endoscópios flexíveis gastrointestinais e broncoscópios, como relatado anteriormente, compartilham as características comuns de serem frágeis e sensíveis ao calor, com lumens estreitos e longos, com *cross connections*, superfícies irregulares para conexão, ângulos agudos, molas e válvulas, canais sem saída oclusa, materiais absorventes e superfícies ásperas. Em contraste, endoscópios flexíveis e endoscópios rígidos, que incluem videonasoscópio, videolaringoscópios, laparoscópicos e artroscópios, são pequenos, de superfície lisa, fáceis de limpar e sem lumens (RUTALA, 1999).

Por causa desta conformação, os ER têm pouco poder de causar dano a mucosa nasal e, principalmente por terem uma superfície lisa e não abrasiva, uma baixa capacidade de carrear matéria orgânica durante o exame de videonasoscopia, facilitando o desempenho do processamento de limpeza.

No entanto, existe uma escassez de estudos e dados publicados sobre a contaminação cruzada iatrogênica durante endoscopia nasal com ER e uma falta de protocolos operacionais padrões de desinfecção de nível intermediário para o processamento destes equipamentos de conformação de baixa complexidade após a realização de videonasoscopia.

Para o melhor entendimento sobre as orientações a serem seguidas no processamento de endoscópio, a classificação de produtos segundo os riscos potenciais de transmissão de micro-organismos para os pacientes foi elaborada por Earle H. Spaulding há mais de 45 anos, e concebeu uma abordagem racional para desinfecção e esterilização de produtos de assistência ao paciente e equipamentos (SPAULDING, 1968).

Este sistema de classificação é claro e lógico, sendo usado com sucesso por profissionais de controle de infecção e também para planejamento dos métodos de desinfecção e esterilização. Também usado pelo *Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC)* (RUTALA, 2008).

Spaulding acreditava que a natureza da desinfecção pudesse ser entendida facilmente se instrumentos e produtos para o cuidado do paciente fossem classificados como críticos, semicríticos e não críticos, de acordo com o grau de risco para a infecção envolvida na utilização do artigo.

**Produtos não críticos:** são aqueles que entram em contato com a pele íntegra ou que não entram em contato direto com mucosa íntegra ou pele não

íntegra, como termômetros e comadres. Requerem limpeza ou desinfecção de baixo ou médio nível, dependendo de sua finalidade.

**Produtos semicríticos:** são os produtos que entram em contato com a mucosa íntegra ou pele não-íntegra. Exemplos: equipamentos respiratórios e aparelhos de endoscopia. Requerem desinfecção de alto nível ou esterilização para que a qualidade de seu múltiplo uso seja garantida.

**Produtos críticos:** são os produtos utilizados em procedimentos invasivos com penetração em pele e em mucosas adjacentes, tecidos subepiteliais e sistema vascular. Requer esterilização como processo básico desses produtos.

Existem, porém, duas questões muito importante que podem desclassificar os estudos de Spaulding (SPAULDING, 1968) quando aplicamos esta classificação para os ER de uso na otorrinolaringologia.

O primeiro ponto de questionamento que envolve toda esta classificação é que, no estudo entre criticidade, que é o potencial de risco em causar infecções dos produtos para direcionar os métodos de descontaminação, lamentavelmente, Spaulding não enfatizou a limpeza prévia.

A limpeza e desinfecção de superfícies que tenham estado em contato com material orgânico é um elemento vital no controle de doenças bacterianas e virais, e garantem a salubridade e segurança dos pacientes. O rigor da limpeza pré-desinfecção é o mais importante determinante da eficácia dos processos de desinfecção (KAHRS, 1995).

O segundo ponto de questionamento é dar a mesma regra de desinfecção para equipamentos com complexidades diferentes. Como relatado anteriormente, os endoscópios rígidos usados em consultório de

otorrinolaringologia não apresentam lúmen, e isto faz com que a sua limpeza prévia potencialize em muito a ação dos desinfetantes.

Então, embora esta classificação seja tão válida desde 1958, o nosso entendimento de microbiologia e microrganismos mudou.

Em 2011, McDonnell e Burke escreveram um artigo que tem como título: Desinfecção: é hora de reconsiderar Spaulding?

Este artigo discute alguns exemplos de desinfecção com vírus, bactérias, protozoários e príons que desafiam as definições atuais de desinfecção de alto, médio e baixo risco.

Em muitos exemplos, testes com micro-organismos demonstram uma tolerância ou resistência para processos de desinfecção.

Além dos estudos em laboratório, não há evidência clínica de que estes microrganismos, que têm resistência biocida, possam levar a surtos de infecção devido a inesperada falha de desinfecção.

Estes relatórios devem incentivar a desafiar o dogma atual, e reconsiderar as expectativas de práticas de desinfecção e esterilização (McDONNELL, 2011).

Muitos desinfetantes podem ser usados para desinfecção de nível intermediário, porém o álcool etílico 70% p/v é o que atende às principais necessidades aplicadas a prática diária.

O álcool exibe rápida ação antimicrobiana contra bactérias vegetativas (incluindo algumas espécies de micobactéria), vírus e fungos, e não apresenta atividade esporocida. Tem apenas capacidade de inibir a esporulação e a germinação de esporos através da inibição da produção de metabólitos essenciais para a rápida divisão celular, que somente ocorre na presença de

restos de matéria orgânica sobre os produtos (McDONNELL, DENVER, 1999; RUTALA, WEBER, 2008).

Frente ao exposto, pelo fato de não se ter evidências epidemiológicas claras de que desinfetar ER com álcool a 70% p/v após limpeza prévia seja uma prática condenada causando infecções cruzadas, elaborou-se, a priori, uma hipótese de pesquisa.

Assim sendo, a presente investigação caracterizou-se como um estudo genuinamente exploratório. O resultado desta pesquisa irá fundamentar as fiscalizações sanitárias e revisões das legislações pertinentes, assim como as revisões de protocolos operacionais padrões nos consultórios, clínicas e ambulatórios de otorrinolaringologia.

## **2 OBJETIVOS**

---

## **2. OBJETIVOS**

O presente estudo tem como objetivo:

- Avaliar a eficácia da desinfecção de nível intermediário dos endoscópios rígidos com álcool etílico 70% p/v após limpeza prévia.

## **3 REVISÃO DE LITERATURA**

---

### **3. REVISÃO DE LITERATURA**

#### **3.1. Microbiologia da microbiota e sinusal**

##### **3.1.1. Microbiota normal**

O trato respiratório superior, incluindo a nasofaringe, serve como reservatório de patógenos capazes de causar infecção do trato respiratório, incluindo a sinusite (FADEN, 1990).

Potenciais patógenos podem se relocar durante uma infecção respiratória viral da nasofaringe para uma cavidade dos seios paranasais, causando sinusite (DEL BECCARO, 1992).

A origem de micro-organismos que são introduzidos nos seios e podem eventualmente causar sinusite é a cavidade nasal. A microbiota normal desta cavidade inclui *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis*, alfa- e gama-estreptococos, *Propionibacterium acnes* e difteróide aeróbico (BROOK, 1998; WINTHER, 1984).

Potenciais patógenos sinusais têm sido raramente isolados a partir de cavidades nasais saudáveis. Incluem-se aí o *Streptococcus pneumoniae* (0,5-15%), *Haemophilus influenzae* (0-6%), *Moraxella catarrhalis* (0-4%), *Streptococcus pyogenes* (0-1%) e bactérias anaeróbicas (*Peptostreptococcus* spp. [7-16%] e *Prevotella* spp. [6-8%]) (BROOK, 1998; WINTHER, 1984).

A microbiota da cavidade nasal de pacientes com sinusite é diferente de microbiota saudável. Embora a recuperação de *Staphylococcus* spp. e

difteróides ser menor, o isolamento dos agentes patogénicos aumenta: *S. pneumoniae* foi encontrada em 36% dos pacientes, *H. influenzae* em mais de 50%, *S. pyogenes* em 6%, e *M. catarrhalis* em 4% (JOUSIMIES-SOMER, 1989; BJÖRKWALL, 1950).

Em vários estudos sobre a microbiota bacteriana nasal em sinusite, uma aspiração simultânea dos seios não foi feita (LYSTAD, 1964; NYLEN 1972).

Alguns estudos encontraram que as correlações entre as microbiotas são pobres (LYSTAD, 1964; CATLIN, 1965), ao passo que outros demonstram boa correlação (JOUSIMIES-SOMER, 1989; NYLEN, 1972; CATLIN, 1965).

Em um estudo (JOUSIMIES-SOMER, 1989) em que a cultura do aspirado do seio rendeu um presumido patógeno, o mesmo organismo foi encontrado em amostras da cavidade nasal em 91% dos 185 pacientes.

O valor preditivo de um patógeno-positivo encontrado na cavidade nasal foi alto para *S. pyogenes* (94%), *H. influenzae* (78%), e *S. pneumoniae* (69%), mas foi baixo para a *M. catarrhalis* (20%).

HSIN (2008), demonstrou que, quando realizada em pacientes pediátricos, a correlação entre a cultura endoscópica do meato médio e punção do seio maxilar foi apenas de 78% (HSIN, 2008).

### **3.1.2. Microbiota sinusal normal**

A questão se a microbiota bacteriana normal nos seios paranasais existe é controversa. A comunicação dos seios paranasais com a cavidade nasal através dos óstios poderia permitir que micro-organismos que residem na

nasofaringe se propaguem para dentro dos seios paranasais. Após o fechamento do óstio, estas bactérias poderiam estar envolvidas na inflamação. Micro-organismos foram isolados de seios paranasais normais em vários estudos (BROOK, 1991; SOBIN, 1992). A microbiota bacteriana dos seios paranasais normais foi estudada para bactérias aeróbias e anaeróbias em 12 adultos que foram submetidos a correção cirúrgica para desvio de septo nasal (BROOK, 1981). Micro-organismos foram encontrados em todas as coletas aspirativas com uma média de 4 isolados por seio paranasal aspirado. Os anaeróbios predominantemente isolados foram *Prevotella*, *Porphyromonas*, *Fusobacterium* e *Peptostreptococcus spp.* As bactérias aeróbias mais comumente encontradas foram *S. pyogenes*, *S. aureus*, *S. pneumoniae* e *H. influenzae*.

Em outro estudo, espécimes foram processadas apenas para bactérias aeróbias, e *Staphylococcus spp.* e alfa-hemolíticos foram isolados (SU, 1983). Micro-organismos foram isolados em 20% dos seios maxilares dos pacientes que foram submetidos a reposicionamento cirúrgico da maxila (COOK, 1987). Em contraste, outro estudo de coletas aspirativas de 12 voluntários sem doença nasossinusal mostrou ausência de crescimento bacteriano (SOBIN, 1992).

JIANG e colaboradores (1999), avaliaram endoscopicamente a bacteriologia dos seios maxilares normais. Micro-organismos foram recuperados em 14 de 30 (47%) espécimes de swab e 7 de 17 (41%) de espécimes de mucosa (JIANG, 1999).

GORDTS e colaboradores (2000), relataram a microbiologia do meato médio em crianças e adultos saudáveis. Cinquenta e dois (75%) adultos tiveram bactérias isoladas, principalmente *S. epidermidis* (35%), *Corynebacterium spp*

(23%) e *S. aureus* (8%) Em crianças, os micro-organismos mais comuns foram *H. influenzae* (40%), *M. catarrhalis* (34%), e *S. pneumoniae* (50%) (GORDTS, 2000).

### **3.2. Processamento dos materiais e a contaminação cruzada iatrogênica**

Todos os procedimentos invasivos envolvem o contato através de um dispositivo médico ou instrumento cirúrgico com tecidos estéreis de um paciente ou com mucosa colonizada. Um risco importante de todos estes procedimentos é a introdução de micróbios patogênicos levando à infecção. A não adequada desinfecção ou esterilização de equipamentos médicos reutilizáveis carrega um risco associado com violação das barreiras de proteção do organismo humano (RUTALA, 2013).

Vários estudos em muitos países documentaram a falta de conformidade com as diretrizes estabelecidas para a desinfecção e esterilização. No entanto, a maioria das infecções associadas com o processamento dos instrumentos médicos ou cirúrgicos envolvem desinfecção de alto nível (HLD) de itens semicríticos (SPACH, 1993; SEOANE-VAZQUEZ, 2007).

Há mais de 45 anos, Earle H. Spaulding (SPAULDING, 1968) concebeu uma racional abordagem para desinfecção e esterilização de produtos de cuidado do paciente e dos equipamentos. Embora o esquema permaneça válido, existem alguns exemplos de estudos de desinfecção com vírus, micobactérias, e protozoários que desafiam as atuais definições e as expectativas de alto e

baixo nível de desinfecção, como avaliado por McDONNELL e BURKE em 2011, Desinfecção: está na hora de reconsiderar Spaulding?

Equipamentos semicríticos representam o maior risco de transmissão de doenças. As infecções associadas aos cuidados de saúde que têm sido causados por produtos semicríticos são maiores quando comparados aos equipamentos críticos ou não críticos (RUTALA, 2012).

Em 2001, KRESSEL et al. documentou infecções respiratórias, por inadequado processamento de endoscópios, causadas por *Mycobacterium chelonae* e *Methylobacterium mesophilicum*, bem como um número dos casos notificados de *Pseudomonas aeruginosa* resistentes a antimicrobianos (CDC 1991, SORIN et al 2001, WEBER & RUTALA 2001), transmissões documentadas de *Mycobacterium tuberculosis* (WEBER e RUTALA 2001) e *Methicillin-resistant Staphylococcus aureus* (MRSA).

Há também um risco potencial de contaminação do vírus da imunodeficiência humana (HIV) e da *Variant Creutzfeldt-Jakob disease* (vCJD). Houve cinco casos relatados de possível infecção por vírus da hepatite embora deva-se notar que houve apenas um caso relatado na última década (BIRNIE et al 1989; BRONOWICKI et al. 1997; a HPS 2005).

Contudo, a incidência destas infecções em relação ao número de procedimentos realizados ainda é notavelmente pequeno. Apenas 96 infecções foram notificadas seguidas de broncoscopia entre os anos de 1966 e 1992 na América (SPACH et al 1993) e apenas 1% de todas as infecções hospitalares no Reino Unido (MDA, 2002). Contudo, o índice de infecção pode estar sendo subestimado e sub relatado (Health Protection Scotland 2005).

Mais de 23 milhões de endoscopias diagnósticas ambulatoriais e 2 milhões de procedimentos de endoscopia em pacientes internados foram realizadas nos Estados Unidos em 2004 (SEOANE-VAZQUEZ, 2008).

No Departamento de Assuntos de Veteranos (*Department of Veterans' Affairs* - VA), com mais de 277.000 colonoscopias e 81.000 laringoscopias realizados até o ano de 2009 constatou-se que os tratos gastrintestinal e respiratório têm altas cargas bacterianas, então os endoscópios são geralmente fortemente contaminados durante seu uso (SRINVASAN, 2003; RUTALA, 2004).

Falha no processamento de equipamentos por desinfecção após limpeza adequada (SRINVASAN, 2003; SPACH, 1999), pode resultar em surtos de infecção após procedimentos de endoscopia (SRINVASAN, 2003; RUTALA, 2004; RUTALA, 2008).

A incidência de infecções associadas aos endoscópios é muito baixa, cerca de 1 em 1.800.000 procedimentos (0.000056%) (SRINVASAN, 2003; BANERJEE, 2008). No entanto, este número é provavelmente subestimado, já que muitos surtos não são reconhecidos ou nunca relatados (SRINVASAN, 2003; SPACH, 1999; SEOANE-VAZQUEZ, 2007).

Apesar da baixa incidência de infecção, endoscópios são frequentemente relacionados aos cuidados de saúde por poderem estar associados a surtos de doenças.

Em todo o mundo, as infecções pelo vírus da hepatite C (VHC) e pelo vírus da hepatite B (VHB) têm sido atribuídos a endoscopia digestiva, e há casos, inclusive, de transmissão do vírus da imunodeficiência humana (HIV) também relatados (SPACH, 1993; MORRIS, 2006)

A documentação da transmissão de infecções virais é frequentemente mais difícil do que a documentação da transmissão de infecções bacterianas por causa do período de incubação mais longo e porque pacientes podem ser assintomáticos ou minimamente sintomáticos (SPACH, 1993; MORRIS, 2006)

Nenhum caso foi identificado na literatura com a transmissão do HIV, VHB, VHC associado com laringoscópio flexível contaminado, apesar da evidência de que laringoscópios podem estar contaminados com sangue, detritos orgânicos, fluidos corporais, e microrganismos durante o seu uso (FOWERAKER, 1995; SOOY, 1987).

Diretrizes de processamento atuais têm documentado que VHB, VHC e HIV, são facilmente inativados por quaisquer mecanismos de limpeza (BANERJEE, 2008; BOND, 1993; NELSON, 2002).

As principais razões para infecções relacionadas com o endoscópio são relatadas por uma limpeza inadequada, seleção ou diluição impróprias de agentes de desinfecção, não observância da recomendação de limpeza e defeitos nos endoscópios (SRINIVASAN, 2003; BANERJEE, 2008; NELSON, 2003).

Usando medição de risco descritos por RUTALA e WEBER (2007) determinaram-se que os riscos estimados para adquirir o HIV durante endoscopia na otorrinolaringologia ou colonoscopia nos bancos de dados do *Veterans Affairs Medical Centers* (VAMCs) foi de 7 em 10 trilhões e 2,4 em 1 bilhão, respectivamente e, para a infecção pelo VHB, o risco era de 1 em 1 bilhão e 8 em 10 milhões, respectivamente (HOLODNIY, 2012).

Em um estudo conduzido por BENJAMIN D. BRADFORDM et al. (2013), Desinfecção de endoscópio nasal rígido seguindo de contaminação In Vitro com

*Staphylococcus aureus*, *Streptococcus pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*, e *Haemophilus influenzae*, a conclusão foi que a maioria dos métodos de limpeza usado nos ensaios parecem ser adequados para desinfetar endoscópios nasais rígidos (RNEs) após inoculação *in vitro* com *S. aureus*, *S. pneumoniae*, e *H. influenzae*. No entanto, parece que desinfetantes podem ser menos eficazes na limpeza de endoscópios rígidos experimentalmente inoculado com *P. aeruginosa* (BENJAMIN et al. 2013).

Há uma escassez de publicações de dados relativos a contaminação cruzada durante endoscopia rígida nasal, e estes resultados devem orientar futuros estudos e, de alguma medida prática, evitar propagação da contaminação iatrogênica (BRADFORDM, 2013).

### **3.3. Resistência microbiana aos germicidas**

Vários termos vêm sendo utilizados para descrever a não suscetibilidade dos micro-organismos aos germicidas, tais como resistência, tolerância e insuscetibilidade (RUSSEL, 2003; MAILLARD, 2007).

A redução da suscetibilidade, ou o aumento da tolerância aos agentes germicidas, são os termos mais usados na literatura e estão correlacionados com o aumento excessivo da concentração dos desinfetantes no nível biocida (RUTALA, WEBER, 2008).

Assim como a resistência a antibióticos, a resistência a germicidas pode ser intrínseca ou adquirida. A resistência intrínseca é uma propriedade natural e inata do micro-organismo, cromossomicamente controlada pelas células

bacterianas, que as permitem sobreviver à ação de um antisséptico ou desinfetante (McDONNELL, DENVER, 1999).

Os mesmos autores afirmam que bactérias Gram negativas tendem a ser mais resistentes que os micro-organismos Gram positivos pela presença da membrana lipoprotéica externa, que atua como uma barreira limitante à entrada de muitos tipos de agentes antimicrobianos.

As bactérias Gram positivas são essencialmente compostas por peptidoglicanos e ácido teicoico. Nenhum desses componentes demonstra agir como barreira efetiva contra germicidas. No entanto, a plasticidade do envelope da célula dessas bactérias é um fenômeno bem conhecido que, sob algumas circunstâncias, espessura e grau de reticulação do peptidoglicano, ficam susceptíveis a serem modificadas e, conseqüentemente, a sensibilidade celular a antissépticos e desinfetantes pode ser alterada (McDONNELL, DENVER, 1999).

As micobactérias são exemplos bem conhecidos de não susceptibilidade a alguns germicidas, quando comparadas com outras espécies de bactérias, perdendo apenas para esporos bacterianos, que são considerados a forma de vida mais resistente aos germicidas desinfetantes. Esses fenômenos devem ser considerados ao definir o espectro de ação desejado para obter eficácia no processo de desinfecção (McDONNELL, DENVER, 1999).

A resistência adquirida é a aquisição de uma nova propriedade dos micro-organismos, não somente por meio de mutações, mas também pela transferência de material genético na forma de plasmídeos ou transposons - sequências de DNA móveis que podem se autorreplicar em um determinado genoma (RUSSELL, 1997).

O termo resistência adquirida é usado quando certas cepas de uma espécie microbiana diferem significativamente em sua suscetibilidade a biocidas em comparação com a média da espécie (MEYER, COOKSON, 2010).

Embora haja indícios concretos de resistência microbiana a germicidas, as publicações atuais sinalizam que os riscos são baixos, desde que os biocidas sejam utilizados em condições adequadas. A importância das pesquisas voltadas para o assunto é abordada como prioritária em várias publicações (RUSSELL, 2003; WEBER, RUTALA, 2006; MAILLARD, 2007; MEYER, COOKSON, 2010).

#### **3.4. Desinfecção e o álcool etílico**

O álcool exibe rápida ação antimicrobiana contra bactérias vegetativas (incluindo algumas espécies de micobactéria), vírus e fungos, e não apresenta atividade esporocida; apenas tem a capacidade de inibir a esporulação e a germinação de esporos, pela inibição da produção de metabólitos essenciais para a rápida divisão celular (McDONNELL, DENVER, 1999; RUTALA e WEBER, 2008).

A atividade biocida de qualquer germicida pode ser afetada por diversos fatores, sendo os principais a concentração, o tempo de contato, pH, temperatura, a presença de matéria orgânica, bem como a natureza, o número, a localização e a condição do microorganismo (bactérias, esporos, bolores e leveduras, protozoários), a presença de biofilme ou agentes infecciosos (prions,

vírus). A concentração é um fator de importância primordial (McDONNELL e DENVER, 1999; RUSSELL, McDONNELL, 2000; RUSSELL et al., 2008).

Geralmente, o álcool é considerado um antimicrobiano não específico, pela multiplicidade do mecanismo de efeito tóxico sobre a célula microbiana. O modo de ação do álcool, predominante, desencadeia a coagulação ou desnaturação da proteína (McDONNELL e DENVER, 1999).

Estudos vêm considerando outras características associadas importantes, como a ruptura da integridade do citoplasma, lise celular e interferência no metabolismo celular (ALI et al., 2001; RUSSELL, 2003).

Em 1911, BEYER citado por PRICE (2006) apontou uma importante diferença na ação germicida do álcool etílico, quando a concentração era calculada por volume e peso. O autor mostrou a grande superioridade da solução alcoólica 70% p/v, além de demonstrar que esta solução é 30 e 40 vezes, respectivamente, mais poderosa que as soluções 60% e 80% v/v. BEYER ainda demonstrou que soluções com concentrações menores que 50% p/v ou maiores que 80% p/v, praticamente, não têm ação desinfetante.

GREGERSEN (1915) e CHRISTIANSEN (1918) citados por PRICE (2006), repetiram os experimentos de BEYER com modificações e concluíram que a concentração de 70% p/v das soluções alcoólicas são as mais eficazes. Frey, 1912, citado por PRICE (2006), chamou a atenção para o fato da ação máxima do álcool etílico sobre a desnaturação da albumina ocorrer na concentração de 70% p/v.

Provavelmente, o álcool etílico seja o único agente químico desinfetante no qual a ação germicida é maior em sua formulação mais diluída (hidratada). O porquê exatamente da formulação a 70% p/v ser mais tóxica para as bactérias

que outras concentrações de álcool etílico se deve a importante desordem bioquímica na célula microbiana que tem uma relação com a evaporação mais lenta do álcool etílico nessa concentração de álcool hidratado. O álcool etílico, quando usado adequadamente, apresenta excelente ação germicida, especialmente sobre as bactérias na forma vegetativa (PRICE, 2006).

Este também possui rápida ação bactericida eliminando, em 10 segundos, bactérias Gram positivas (*Staphylococcus aureus* e *Streptococcus pyogenes*) e Gram negativas (*Pseudomonas aeruginosa*, *Serratia marcescens*, *Escherichia coli* e *Salmonella typhosa*). O álcool etílico na concentração de 70% p/v, com 30 segundos de contato, apresenta potente ação em experimentos contra fungos, vírus lipídicos (HIV, VHB, VHC, herpes vírus, influenza vírus), muitos vírus não lipídicos (adenovírus, enterovírus, rinovírus, rotavírus) e algumas micobactérias, como exemplo a *M. tuberculosis* (FAVERO, BOND, 2001; ALI et al., 2001; BASSO et al., 2004; RUTALA e WEBER, 2008).

Na desinfecção de nível intermediário, em que se inclui o álcool 70% p/v, não é esperada ação alguma sobre os esporos bacterianos, mas ação tuberculicida, fungicida, virucida e que atue sobre todas as células vegetativas bacterianas. Cloro, fenólicos e alcoóis pertencem a esse grupo (SPAULDING, 1968).

Uma pesquisa conduzida por GRAZIANO e colaboradores (2013) com o propósito de avaliar a eficácia desinfetante do álcool 70% (p/v) sob fricção, sem limpeza prévia, nas superfícies de trabalho, justificada por ser um procedimento habitual de desinfecção concorrente em Serviços de Saúde no Brasil, chegou a conclusões surpreendentes.

A investigação, de caráter experimental laboratorial, randomizado e unicegado, elegeu como amostras superfícies esmaltadas (21x47,5cm) submetidas a procedimentos de descontaminação, previamente contaminadas com suspensão desafio do micro-organismo teste *Serratia marcescens* ATCC 14756  $10^6$  UFC/mL, acrescido de 10% de saliva humana. A coleta microbiológica das superfícies foi realizada por meio da fricção com swab e semeadura no meio *Trypticase Soy Agar* pela técnica de *pour plate*.

Os resultados comprovaram uma redução microbiana média de seis logaritmos da população microbiana, igualmente nos dois grupos comparados ( $p=0,440$ ), com e sem limpeza prévia.

Diante dos resultados obtidos, houve evidência da ausência do risco do uso direto do álcool 70% p/v para a descontaminação das superfícies sem a limpeza prévia (GRAZIANO et al., 2013).

A recomendação padronizada para a desinfecção de nível intermediário dos materiais e das superfícies é um tempo de exposição de 30 segundos, o que se obtém com três aplicações intercaladas pela secagem natural (BRASIL, 1994).

Os equipamentos semicríticos que terão contato com mucosas devem ser lavados com água estéril, água filtrada ou água de torneira, seguido por um enxague com álcool (RUTALA, 2012; PETERSEN, 2011).

Lavagem com álcool seguida por secagem ao ar reduz acentuadamente a probabilidade de contaminação do instrumento (por exemplo, na endoscopia), muito provavelmente através da remoção do ambiente molhado favorável para crescimento de bactérias após a lavagem (GERDING, 1982).

O endoscópio deve ser seco e armazenado de uma maneira de protegê-los de danos ou contaminação. A secagem também retarda a formação do biofilme (KOVALENA, 2010).

### **3.5. Desinfecção dos endoscópios**

Endoscópios tornaram-se um insubstituível instrumento na atividade diária do otorrinolaringologista, garantindo uma visibilidade incomparável.

A sua introdução na prática clínica trouxe uma grande melhoria no diagnóstico e tratamento de numerosas doenças, mas também provocou novos riscos para a saúde, tais como a transmissão de infecções.

Muitos estudos concordam que quase todas as infecções transmitidas ao paciente após um exame de endoscopia, é decorrente de um defeito no procedimento de limpeza e desinfecção. Foi demonstrado que isto pode ocorrer, em particular, durante o passo de pré-lavagem (12%), durante a lavagem e desinfecção (tempo de exposição inapropriado para o desinfetante escolhido) (73%) e durante a secagem e armazenagem do endoscópio (12%) (BIRNIE, 1983; MORRIS, 2006).

Os endoscópios utilizados no ouvido, nariz e garganta são de diagnóstico. Embora, conceitualmente, semelhantes aos utilizados na endoscopia digestiva e broncoscopia, eles diferem na ausência do canal de operação, seu menor tamanho e construção, e seu uso muito mais frequente, inclusive em situações de ambulatório. Como resultado disto, as diretrizes utilizadas nos aparelhos de endoscopia digestiva e respiratória nem sempre são funcionais nos

departamentos de otorrinolaringologia, porque eles não apresentam uma praticidade para o dinamismo e intensidade do trabalho realizado nestes serviços (CAVALIERE, 2012).

Um estudo observacional realizado em 26 hospitais nos Estados Unidos revelou que a maioria dos endoscópios e broncoscópios estavam indevidamente desinfetados devido ao uso de uma solução desinfetante inadequada, a incapacidade de verificar rotineiramente a concentração do desinfetante, ao fracasso para limpar ou lavar todas as partes do endoscópio, a incapacidade de medir os tempos de desinfecção manuais e ao fracasso para imergir completamente o endoscópio na solução desinfetante (RUTALA, 2004).

O objetivo é processar o endoscópio em um nível de segurança em que ele não represente um meio de transmissão de microrganismos patogénicos ou outras substâncias químicas potencialmente perigosas, tanto para o médico quanto para o paciente (CAVALIERE, 2012).

No estudo conduzido por CAVALIERE (2012) foi avaliado o sistema de desinfecção por imersão manual. O procedimento manual não requer um investimento substancial, mas apresenta as seguintes desvantagens:

- Risco de erros ou esquecimento por parte dos operadores, levando à ineficácia do procedimento de desinfecção;
- Capacidade inadequada para acompanhar o procedimento;
- Risco de contato entre os operadores e os instrumentos contaminados;
- Risco de contaminação ambiental;
- Danos aos endoscópios;

- Os tempos de desinfecção, de pelo menos 20 minutos, não são um problema insignificante, tendo em conta a intensidade e dinamismo das atividades realizadas numa instalação ambulatorial de otorrinolaringologia (CAVALIERE, 2012).

MUSCARELLA (2007) publicou em um estudo o conjunto de diretrizes que delineiam muitos dos passos necessários para o processamento de laringoscópios flexíveis. Mas, até os dias de hoje, não há diretrizes oficiais sobre processamento de nasofibroscópio flexível aprovados por uma sociedade de otorrinolaringologia (MUSCARELLA, 2007).

Os endoscópios não devem ser armazenados numa posição enrolada, para os flexíveis, nem nas suas caixas de origem, porque o revestimento de espuma não pode ser adequadamente descontaminado (ALVARADO, 2000; MEHTA, 2005; MUSCARELLA, 2007).

A limpeza manual é o primeiro e mais importante passo na prevenção da transmissão de micro-organismo por um endoscópio. Esta limpeza manual do endoscópio deve ser realizada com uma solução detergente e escovas (NELSON, 2003; ISHINO, 2001).

Numerosos estudos sobre a inativação de príons por germicidas e processos de esterilização foram realizados, mas estes estudos não refletem os procedimentos de processamento em um ambiente clínico. Em primeiro lugar, esses estudos não incorporaram um procedimento de limpeza que normalmente reduz a contaminação microbiana em 4 logs (RUTALA, 1996).

Para evitar a propagação de infecção associada aos exames de endoscopia, todos os endoscópios sensíveis ao calor (por exemplo, os endoscópios gastrointestinais, broncoscópio e nasofaringoscópios) devem ser

limpos e, no mínimo, submetido a desinfecção de alto nível, após cada utilização. Na desinfecção de alto nível espera-se destruir todos os micro-organismos, embora alguns esporos bacterianos possam sobreviver quando números elevados de esporos estão presentes (RUTALA e WEBER, 2008; NELSON, 2003).

A classificação proposta por SPAULDING (1968), baseada no conhecimento sobre microbiologia de 1957 (há mais de meio século), vem sendo discutida por especialistas nos dias atuais, pautada em novas evidências científicas, especialmente quanto à ordem decrescente da atividade dos germicidas aos micro-organismos, como por McDONNELL e BURKE (2011). Pesquisas e evidências clínicas relatam micobactérias que se apresentaram resistentes a desinfetantes de alto nível à base de glutaraldeído, embora com atividade esporocida comprovada. Pseudossurtos foram registrados com cepas de micobactérias, como por exemplo, *M. chelonae* var. *absessus*, *M. chelonae* var. *chelonae* e *M. gordonae*, associados com o uso de endoscópios flexíveis e lavadoras/desinfetadoras automáticas. Estudos sobre estas cepas demonstraram resistência significativa dessas micobactérias ao glutaraldeído mesmo em tempos de contato recomendados pelo fabricante para alcançar a desinfecção de alto nível ou em tempos adicionalmente prolongados (VAN et al., 1993; GRIFFITHS et al., 1997; NOMURA et al., 2004; DUARTE et al., 2009; McDONNELL e BURKE, 2011).

Além disso, vários tipos de vírus, cepas de bactérias e protozoários, como as Coccídias e Acanthamoebas têm demonstrado sobreviver aos processos tradicionais de desinfecção de alto nível, contrariando o que seria esperado com base na classificação clássica de SPAULDING (1968).

Adicionalmente, os riscos potenciais com agentes transmissíveis atípicos, como príons estão fora do sistema de classificação de SPAULDING (McDONNELL e BURKE, 2011; SOUZA et al., 2012).

Os autores McDONNELL e BURKE (2011) sugerem que a classificação de SPAULDING para os produtos utilizados na saúde permaneça a mesma, mas que os métodos e testes dos ensaios necessários para confirmar os vários níveis de desinfecção sejam revistos, incluindo outros patógenos de expressão epidemiológica nos dias atuais e não baseados apenas em uma espécie para representar cada grupo (McDONNELL e BURKE, 2011).

## **4 MÉTODOS**

---

## **4. MÉTODOS**

### **4.1. Tipo de pesquisa**

Para avaliar a eficiência da desinfecção de nível intermediário nos endoscópios rígidos com álcool etílico 70% (p/v) após limpeza prévia, foi estabelecido uma pesquisa pragmática de campo, prospectiva, experimental de corte transversal no ambulatório de otorrinolaringologia onde rotineiramente as práticas de interesse para o estudo estavam presentes.

### **4.2. Locais de pesquisa**

O estudo foi realizado nos seguintes locais:

- Ambulatório de Otorrinolaringologia do Hospital de Clínicas da Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo no Prédio de Ambulatórios (HCFMUSP – PAMB) com um movimento médio de mais de 200 atendimentos/dia;
- Laboratório de Ensaio Microbiológicos (LEM) do Departamento de Enfermagem Médico-Cirúrgica da Escola de Enfermagem da Universidade de São Paulo, onde foi realizada a extração microbiana das amostras, semeadura e incubação das mesmas;

- Laboratório de Microbiologia do Serviço de Infecção Hospitalar da Irmandade Santa Casa de Misericórdia de São Paulo da Faculdade de Ciências Médicas, onde foram realizadas as identificações dos micro-organismos; e
- Setor de Microbiologia do Laboratório Clínico da Sociedade Beneficente Israelita Brasileira Hospital Albert Einstein (SBIBHAE), onde foram realizados testes para identificação de Micobactérias.

#### **4.3. Tipo de amostragem**

Os endoscópios rígidos utilizados na prática diária dos serviços de otorrinolaringologia constituíram o objeto desta investigação. Este endoscópio entra em contato direto com a mucosa da cavidade nasal, normalmente bilateralmente, da porção mais anterior, que é o vestíbulo nasal, até a porção mais profunda, que é o rebordo da coana e ainda visualizar cavidades paranasais com endoscópios angulados de 30°, 45° ou 70° graus. Este endoscópio rígido é contaminado por resíduos e partículas orgânicas, como por exemplo: secreção mucosa normal da cavidade nasal, secreção purulenta em quadros de rinosinusite ou sanguinolenta de pós-operatório, em sua superfície de contato.

Para avaliar a eficácia da descontaminação do álcool 70% (p/v) nos ER, após limpeza prévia, farão parte da amostra 38 pacientes que serão submetidos

a exames endoscópicos de videonasoscopia, nos quais serão coletados materiais que conterão resíduos biológicos e carga biológica, que posteriormente serão divididos em:

- **Controle positivo (CP):** formado por 38 amostras de ER sem nenhum tratamento de limpeza e/ou desinfecção. Este grupo representou a carga basal das amostras;
- **Controle experimental (CE):** composto por 38 amostras de ER, desinfetados com álcool 70% p/v, por 30 segundos, por meio de fricção contínua, com intervalo de 10 segundos e repete-se o procedimento por mais duas vezes, ficando assim o álcool em contato direto com toda a superfície do endoscópio por 90 segundos, após limpeza prévia.

#### 4.4. Delineamento do estudo

Para avaliar a eficácia desinfetante do álcool 70% p/v nos ER, após limpeza prévia, validações metodológicas foram realizadas antes da coleta das amostras.

Para analisar a carga microbiana presente na superfície externa dos ER foram necessárias a escolha e a validação de um carreador, pelo impedimento da imersão do ER diretamente em meio de cultura ou em líquido para extração de lavado. Optou-se, então, pelo uso da gaze como carreador, pela maior superfície de contato, quando comparada aos swabs de algodão.

Após esta escolha, foram realizadas validações da capacidade de extração dos micro-organismos da gaze, do número de gazes necessárias para esgotamento do arraste dos micro-organismos da superfície externa dos ER, do tempo de aplicação do álcool 70% p/v e do impacto da sonicação antecedendo a agitação na extração do micro-organismos do carreador gaze.

#### **4.4.1. Equipamentos e materiais utilizados para realização da videonasoscopia e processamento de limpeza e desinfecção do endoscópio rígido**

Os exames de videonasoscopia foram realizadas em diferentes consultórios de otorrinolaringologia no Ambulatório Geral da Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo.

Os equipamentos e materiais utilizados para realização do exame:

- Endoscópio rígido sem lúmen de 4mm diâmetro e 18 cm de comprimento;
- Recipiente de plástico duro com volume superior a um litro e com comprimento em que a ótica possa ser inteiramente mergulhada;
- Escova de cerdas firmes e macias;
- Detergente líquido enzimático;
- Gases esterilizadas (pacotes contendo 10 gases esterilizadas);
- Álcool etílico 70% p/v em um frasco tipo bisnaga com tampa, para evitar evaporação do álcool e mantê-lo protegido de contaminação;

- Mesa de apoio ao lado da cadeira de otorrinolaringologia;
- Uma pia com uma torneira e água potável corrente;
- Uma bancada para processamento do material ao lado da pia;
- Luvas limpas e descartáveis;
- Luvas estéreis;
- Um monitor;
- Uma micro câmera com cabo e um endocoupler;
- Uma fonte de luz halógena com cabo de fibra ótica;
- Uma cadeira de exame de otorrinolaringologia.

#### **4.4.2. Preparo da solução de detergente enzimático e bancada de limpeza**

Antes da realização do preparo da solução, o médico deve usar jaleco, gorro, máscara cirúrgica e luva descartável limpa, respeitando assim as boas práticas médicas.

O detergente enzimático é um produto composto por enzimas responsáveis por quebrar (desintegrar) as cadeias de aminoácidos das proteínas, carboidratos, amido e lipídeos existentes nos fluidos orgânicos, como secreções, sangue e muco. A sua ação acontece com 3 minutos, ele possui pH neutro, não corroe nenhum material, é biodegradável, produz pouca espuma e permite um enxague absoluto. O sabão neutro também pode ser utilizado, mas ele não será tão eficaz na remoção de matéria orgânica. Assim, o produto mais indicado para a limpeza de materiais que entram em contato direto com o

paciente, é o detergente enzimático. E para a sua máxima efetividade, o detergente precisa ser diluído com água isenta de íons.

O detergente enzimático utilizado no Ambulatório Geral da Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo foi o DETERZIME III (Detergente Enzimático) - DGL – que é um detergente enzimático, com três enzimas, destinado às operações de limpeza e remoção de resíduos orgânicos em produtos médicos, hospitalares e odontológicos. Pode ser usado também na remoção de manchas, gorduras, incrustantes, depósitos e sujidades acumuladas. É registrado na Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) e atende a RDC55/2012.

Reduz a carga orgânica, mesmo com alta carga de sujeidade por ser um detergente desincrustante. Este galão de detergente fica armazenado em uma prateleira acima da pia no expurgo do ambulatório, local onde os materiais não críticos são limpos.

Normalmente, para uma melhor distribuição do detergente enzimático entre todas as salas de atendimento do ambulatório, aspira-se o detergente com uma seringa de 20 ml diretamente do frasco, que contém 3 ou 5 litros, e distribui-se isso entre as salas através das auxiliares de enfermagem. O galão fica guardado no expurgo.

Em uma caixa de plástico dura, previamente limpa e desinfetada com álcool etílico 70% p/v, de formato retangular com um volume aproximado de 2 litros e alta o suficiente para encobrir o endoscópio, coloca-se 3 ml do detergente enzimático e depois completa-se com um litro de água potável de uma torneira de água corrente, conforme orientação do fabricante para homogeneizar a água com o detergente (**Figura 1**).



**Figura 1** - Caixa de plástico dura com detergente sendo completada com água potável. Marca preta de termina a quantidade de volume

Esta caixa contendo o líquido deve ficar ao lado da pia para que, imediatamente após a realização do exame, o endoscópio seja totalmente imerso neste meio (**Figura 2 A e 2 B**). Nesta mesma bancada deve-se deixar uma luva e uma escova de cerdas macias.

A luva utilizada no estudo foi uma luva de limpeza pesada, que é uma luva mais grossa e resistente a produtos químicos. Porém, também podem-se utilizar luvas limpas descartáveis.

A escova utilizada foi de cerdas macias, podendo ser a mesma de centro cirúrgico para a lavagem das mãos e antebraços ou de qualquer outra utilidade. Esta escova não precisa ser ou estar estéril, visto que a utilidade da mesma será

para remoção da sujidade da ótica que estava na solução com detergente enzimático. Após a sua utilização, a mesma deve ser enxaguada e desinfetada com álcool etílico 70% e ficar secando ao ar livre para depois ser armazenada em local limpo.



**Figura 2 A** - Porção do endoscópio flexível que entrou em contato com a mucosa do paciente totalmente imerso na solução



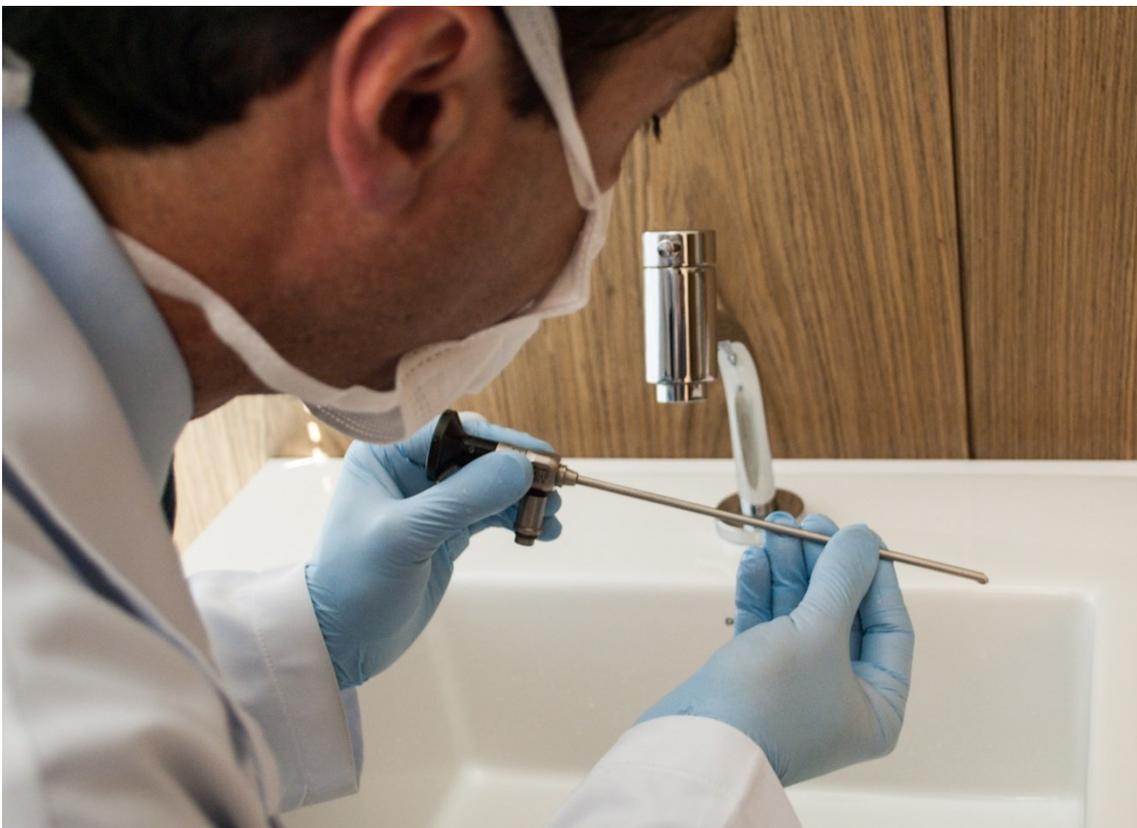
**Figura 2 B** - Endoscópio rígido totalmente imerso em solução

#### **4.4.3. Limpeza e desinfecção química do endoscópio rígido**

Retira-se o endoscópio da solução após o tempo preconizado pelo fabricante, e então realiza-se o enxague com água potável corrente e realiza-se ao mesmo tempo a escovação do endoscópio rígido, para a remoção da sujidade, com a escova de cerdas macias (**Figura 3**). Verifica-se em seguida, de maneira macroscópica, a limpeza do endoscópio (**Figura 4**).



**Figura 3** - Enxague e remoção da sujidade do endoscópio sob água potável corrente



**Figura 4** - Inspeção cuidadosa da remoção da sujidade

Deve ficar claro que, a remoção da sujidade após a realização de um exame com endoscópio flexível deva ser realizada em cima da bancada, pois não seria possível realizar a escovação deste abaixo de água corrente potável. Preferencialmente deve-se utilizar uma placa de plástico duro para apoiar o flexível, pois a mesma após a escovação do endoscópio deve também passar por um processo de limpeza e desinfeção com álcool etílico 70% p/v.

A desinfeção química do endoscópio rígido deve ser feita sempre imediatamente após o endoscópio estar limpo e seco ou após a remoção do mesmo da caixa de armazenamento (**Figura 5**). Será realizada com álcool etílico 70% p/v e gazes estéreis, conforme orientado pelo protocolo operacional padrão, sempre com o endoscópio seco.



**Figura 5** - Após o endoscópio estar seco e limpo, realiza-se a desinfeção com álcool etílico 70% p/v

#### **4.4.4. Como manipular o endoscópio rígido para realização do exame de videonasoscopia e a desinfecção química de micro câmera e cabo ótico com arraste da gaze para amostra do Controle Positivo**

O paciente é orientado a sentar na cadeira de otorrinolaringologia e manter a cabeça posicionada para a realização do exame.

O médico deve estar de jaleco, calçar luvas limpas e descartáveis, não necessitando ser esterilizadas para realização do exame e usar máscara.

Deve seguir os seguintes passos para evitar uma possível contaminação dos equipamentos e do endoscópio rígido:

1. Retirar o endoscópio da caixa de plástico;
2. Caso seja o primeiro exame do dia, o médico deve pegar o ER e com uma gaze embebida com aproximadamente 1 ml de álcool etílico 70% p/v friccioná-la durante 30 segundos em toda a sua extensão, em movimentos giratórios e de proximal a distal e, após isso, jogar esta gaze no lixo hospitalar para resíduos orgânicos, conforme regulamentação da Comissão de Controle de Infecção Hospitalar (CCIH). Após 10 segundos repete-se esta desinfecção química conforme realizada anteriormente. Isto deve ser repetido por 3 vezes ficando o ER, desta maneira, em contato com o álcool etílico 70% p/v por 90 segundos (**Figura 6**);



**Figura 6** - Desinfecção do endoscópio rígido com gaze embebida em álcool etílico 70% p/v

3. Após a desinfecção o endoscópio rígido deve ser colocado na mesa de apoio na posição vertical;
4. Para iniciar o exame, o médico deve segurar o endoscópio na sua porção mais distal (ponta do equipamento) e seguir a técnica própria de realização de exame;
5. Após a realização do exame, o médico segura o endoscópio rígido na porção que não esteve em contato com a mucosa do paciente.

6. Umedece uma gaze estéril e com aproximadamente 1 ml de soro fisiológico 0,9%.
7. Fricciona a gaze úmida em toda a porção que esteve em contato com a mucosa nasal do paciente por 30 segundos e, após, deposita esta gaze no frasco, com tampa rosqueável, previamente identificado com o número da amostra e com a sigla CP (controle positivo), contendo 250 ml de soro fisiológico 0,9% estéril;
8. Em seguida e imediatamente após esta coleta, deposita-se o ER na caixa de plástico contendo a água potável com o detergente enzimático previamente preparada, deixando o mesmo totalmente submerso;
9. Retira-se as luvas usadas durante o exame;
10. Neste momento, orienta e encaminha o paciente para que se sente na cadeira de consulta;
11. Antes de dar continuidade ao atendimento médico deve calçar novas luvas limpas e descartáveis para realizar uma desinfecção química do cabo de fibra ótica e do endocoupler. Com uma gaze estéril embebida em 1 ml de álcool etílico 70% p/v fricciona-se estes equipamentos, ambos por 30 segundos, com gaze individualizada para cada e depois estes podem ser guardados na torre de endoscopia;

12. Retorna ao atendimento médico enquanto o endoscópio permanece submersa na solução. Este tempo pode ser igual ou superior ao orientado pelo fabricante pois, como orientado, o detergente enzimático não causa deformidades estéticas nem agressões químicas ao equipamento;
13. Após o término do atendimento o médico calça novamente luvas limpas e descartáveis para iniciar o processamento do material.

#### **4.4.5. Aplicação do Protocolo Operacional Padrão (POP) para desinfecção de nível intermediário com álcool etílico 70% p/v, após limpeza prévia para endoscópio rígido com arraste da gaze para amostra Controle Experimental**

A sequência a seguir deve ser respeitada em todos os seus passos, visando o máximo de eficiência para remoção de sujidade e a mais alta qualidade para desinfecção de nível intermediário.

1. O médico deve abrir a torneira e deixar a água corrente;
2. Retirar a ótica do meio líquido onde a mesma estava totalmente submersa e segurá-la na porção proximal (ponto de conexão com a fibra ótica);

3. Em seguida pega a escova com cerdas firmes e macias e, embaixo da torneira com água corrente, escova o endoscópio da porção proximal para a distal, repetidas vezes este movimento;
4. Enxagua todo o endoscópio e faz a verificação minuciosa da sujidade (qualquer resíduo de matéria orgânica). Se o mesmo está visualmente e à palpação limpo, procede-se para próxima etapa. Caso contrário repete-se a escovação. Este passo deve ser repetido quantas vezes forem necessários, pois a ausência de sujidade é o fator determinante para uma ótima desinfecção de nível intermediário;
5. Pegam-se duas gazes esterilizadas e enxuga-se completamente o endoscópio. A importância desta fase é garantir que o endoscópio esteja completamente seco, evitando assim a formação de biofilme por possível contaminação da água utilizada no enxágue. Após o uso as gazes devem ser jogadas no lixo de resíduo orgânico;
6. Em seguida coloca-se o endoscópio rígido sobre a bancada de apoio utilizada durante o exame realizado e retiram-se as luvas. As mesmas devem ser jogadas no lixo hospitalar para resíduos orgânicos;
7. Novas luvas limpas e descartáveis devem ser calçadas para a realização da desinfecção de nível intermediário;

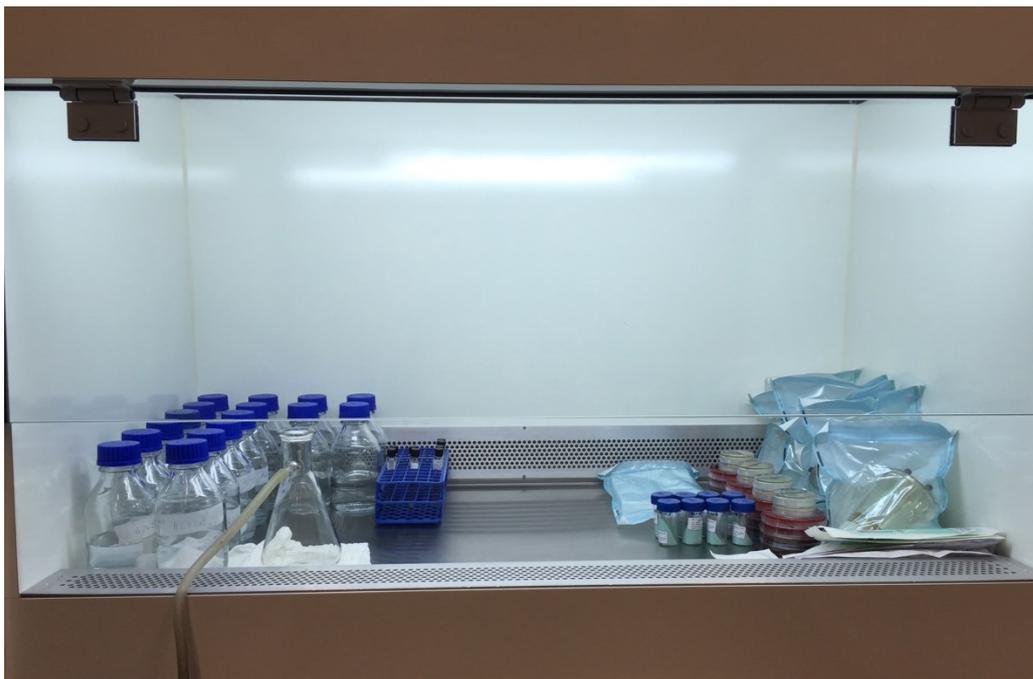
8. Pega-se duas folhas de gazes limpas e estéreis e, pega-se o frasco de álcool etílico 70% p/v e embebe-se as gazes;
9. Pega-se o endoscópio e, com a gaze embebida com álcool etílico 70% p/v, fricciona-se toda a superfície do endoscópio rígido por 30 segundos em movimentos horários e anti-horários e de proximal para distal. Concede um intervalo de 10 segundos e repete-se o processo. Este procedimento deve ser repetido 3 vezes. Desta forma o álcool etílico 70% p/v ficou em contato com o endoscópio rígido por 90 segundos;
10. Coloca-se então o ER em posição vertical sobre a mesa de apoio;
11. Com uma gaze estéril pega-se uma seringa e umedece-se a uma gaze esterilizada com 1 ml de soro fisiológico 0,9% estéril;
12. Segura-se o ER e fricciona-se a gaze por 30 segundos na parte onde esteve em contato com a mucosa do paciente e em seguida deposita-se esta gaze no frasco, com tampa rosqueável, previamente identificado com o número da amostra e com a sigla CE (controle experimental), contendo 250 ml de soro fisiológico 0,9% estéril;
13. Após o processamento de desinfecção de nível intermediário e o arraste, este endoscópio rígido pode ser guardado novamente na caixa de plástico e esta deve permanecer fechada com sua tampa

original ou ser colocado em posição vertical sem estar em contato com qualquer outra superfície a não ser a de apoio para não correr o risco de contaminação;

14. Agora retorna-se a pia para o processamento da caixa de plástico duro aonde o endoscópio estava imerso, usando sempre jaleco, luva e máscara.
15. O líquido no qual o endoscópio estava mergulhado deve ser desprezado na pia. Enxagua-se abundantemente a caixa plástica até ter a certeza de não permanecer resto do líquido com detergente enzimático;
16. Enxuga-se a caixa de plástico duro por dentro e por fora com papel toalha de mão. Após estar seca, pega-se uma gaze embebida com álcool 70% p/v e fricciona-se toda a superfície da caixa de plástico duro, por 30 segundos;
17. Após a evaporação do álcool por 10 segundos, coloca-se novamente o detergente enzimático, conforme orientação do fabricante, na caixa e completa-se com o volume de água potável orientado e suficiente para que um ER fique totalmente submerso. Assim, este meio líquido está pronto para o novo processamento.

#### 4.4.6. Método de filtração por membrana e semeadura

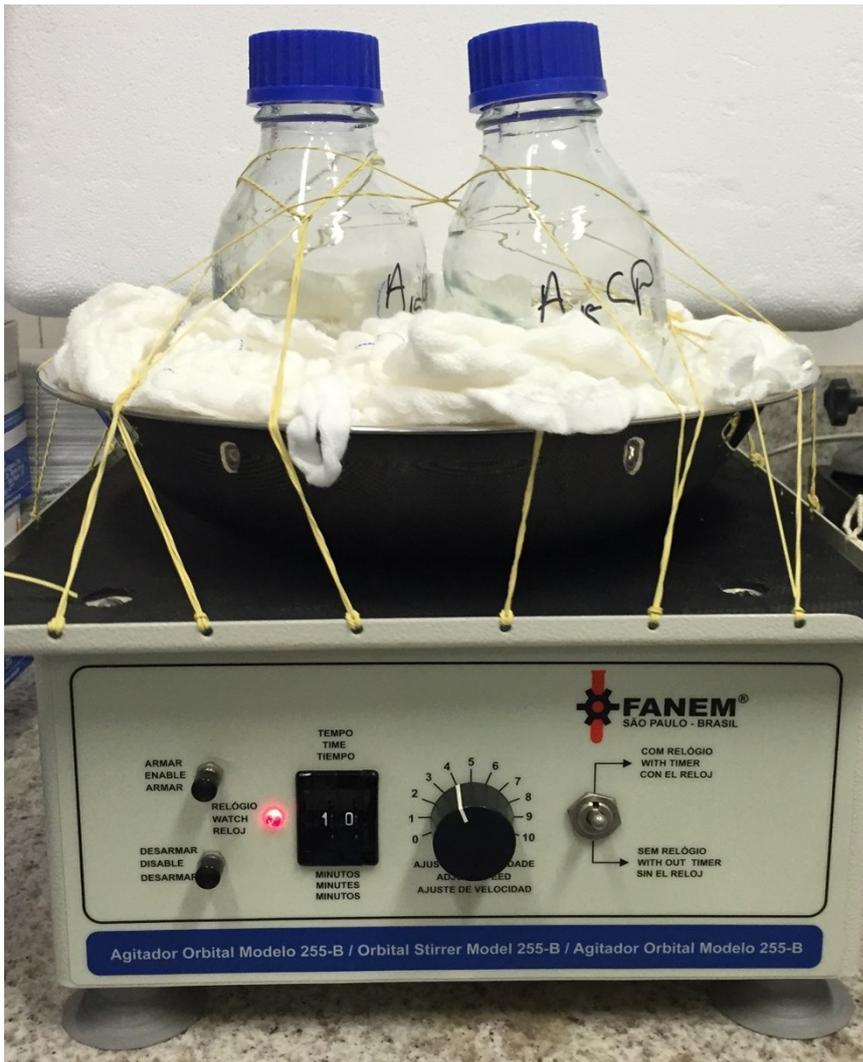
As 38 amostras foram submetidas à extração microbiana pelo método indireto por filtração através de membrana. Após a fricção da gaze com soro fisiológico 0,9% no endoscópio rígido para o arraste da possível carga microbiana viável, depois da videonasoscopia, controle positivo e após à limpeza com desinfecção com álcool etílico 70% p/v, controle experimental, estas foram colocadas individualmente no interior de um frasco de vidro com tampa rosqueável, contendo 250 ml de SF 0,9% identificados com o número da amostra e se controle positivo ou experimental (**Figura 7**). Para remover o desprendimento da carga microbiana da gaze, o frasco foi submetido à sonicação (**Figura 8**) por três sessões intermitentes de 5 segundos cada de ultrassom (Lavadora Ultrassônica, modelo USC-2800, Enge Solutions®) e, adicionalmente, a 10 minutos de agitação orbital (equipamento de agitação com movimento orbital – Kline, modelo 255 – B, Fanem®) a 160 rotações por minuto (rpm) (**Figura 9**). Esta técnica foi usada baseada em estudos semelhantes de extração da carga microbiana de materiais utilizados na assistência a saúde (Ribeiro, 2006; Pinto et al., 2010).



**Figura 7** - Frascos identificados com as amostras dentro da capela



**Figura 8** - Sonicação das amostras



**Figura 9** - Agitação orbital das amostras

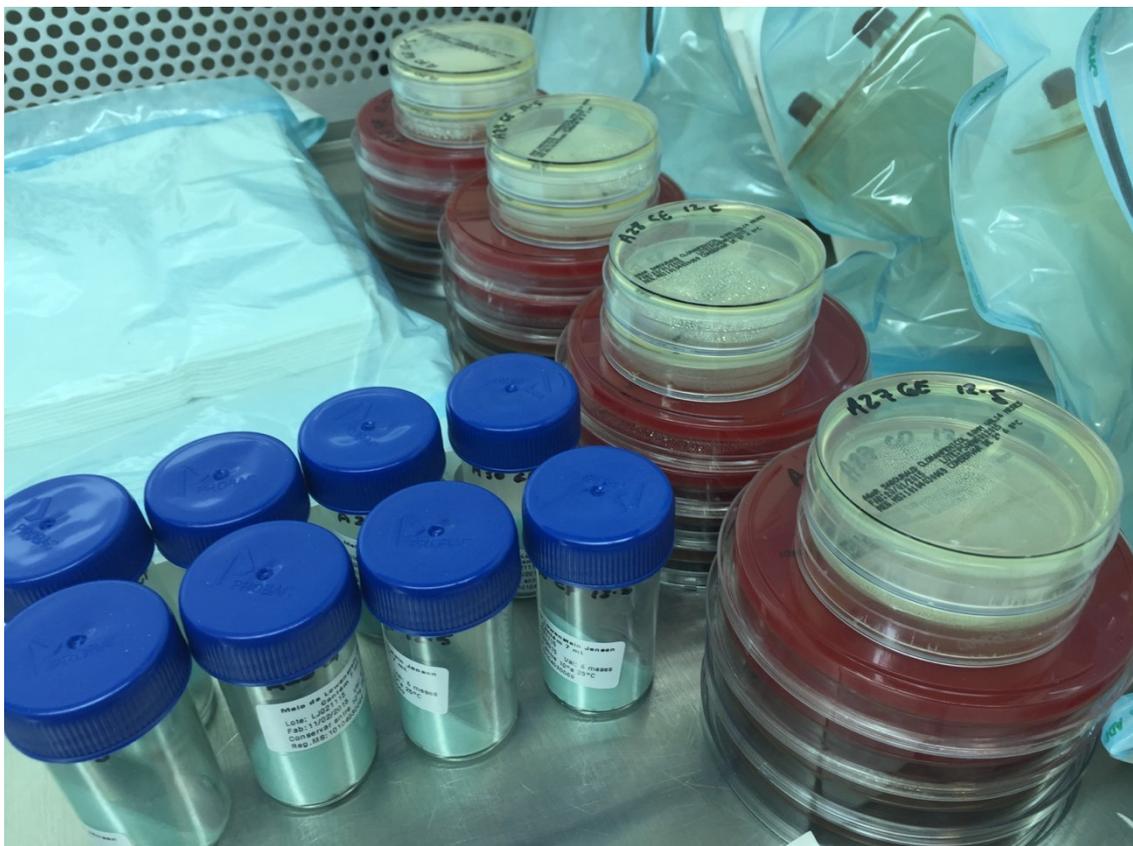
O lavado resultante da extração da carga microbiana dos endoscópios rígidos foi filtrado, utilizando o método de filtração por membrana, conforme o estabelecido pela *United States Pharmacopes* (USP, 2007). O sistema de filtração autoclavável usado foi o *Sterifil*® (47mm *Sterifil Holder*, Milipore), composto de um funil com tampa, base de filtro com suporte e tampa de silicone que foi conectado a um frasco Kitassato ligado a uma bomba de vácuo (**Figura 10**).



**Figura 10** - Método de filtração por membrana

O volume do frasco de vidro foi dividido em 4 partes, três partes de 50 ml e uma parte de 100 ml, sendo filtrada cada parte em uma membrana. Cada membrana foi semeada em placa de Petri contendo meio de cultura Agar sangue, para propiciar o crescimento não seletivo das bactérias aeróbicas; a outra placa continha Agar Anaerinsol (chocolate) para o crescimento de bactérias anaeróbicas, outra placa no Agar Sabouraud para diversos fungos leve duriformes e filamentosos e a última membrana após filtração foi dividida ao meio com bisturi descartável e metade semeada em Löwenstein Jensen para

crescimento de microbactérias e a outra metade em Caldo de Tioglicolato (TIO) para microrganismos anaeróbios exigentes (**Figura 11**).



**Figura 11:** Meios identificados dentro da capela.

As placas de Agar sangue, Sabouraud, Löwenstein Jensen e tioglicolato foram incubadas em estufa a  $37^{\circ}\text{C} \pm 2^{\circ}\text{C}$ , e as placas Anaerinsol foram colocadas em jarras de anaerobiose e incubadas em estufa na mesma temperatura dos outros meios (**Figura 12**).

As amostras foram acondicionadas em caixas térmicas hermeticamente fechadas e encaminhadas ao Laboratório de Microbiologia do Serviço de Infecção Hospitalar da Irmandade Santa Casa de Misericórdia de São Paulo para quantificação e identificação de gênero e espécie de micro-organismo.



**Figura 12** - Todos os meios dentro da estufa em temperatura ideal no Laboratório de ensaios microbiológicos (LEM) da Escola de Enfermagem da USP

## **5 RESULTADOS**

---

## 5. RESULTADOS

### 5.1. Análise estatística

Os resultados foram descritos por frequências e percentuais. Considerando-se que cada amostra (paciente) foi avaliada como Grupo Controle Positivo e como Grupo Experimental (amostras pareadas), para a comparação destes Grupos, em relação à positividade dos micro-organismos, foi usado o teste binomial. Valores de  $p < 0,05$  indicaram significância estatística. Os dados foram analisados com o programa computacional IBM SPSS Statistics v.20.

### 5.2. Resultados

Para cada uma das formas de avaliação da presença ou não de micro-organismos (Isolado, Tioglicolato, Anaeróbico, Sabouraud e Löwenstein Jensen) foram apresentados os resultados individuais de cada amostra, a descrição dos micro-organismos encontrados no Grupo Controle Positivo e no Grupo Experimental e a comparação dos grupos em relação à positividade dos micro-organismos.

#### 5.2.1. Análise dos resultados de “Isolado”

Na **tabela 1** são apresentados os resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas no Grupo Controle Positivo.

## 5 Resultados

Tabela 1 – Amostras do Grupo Controle Positivo

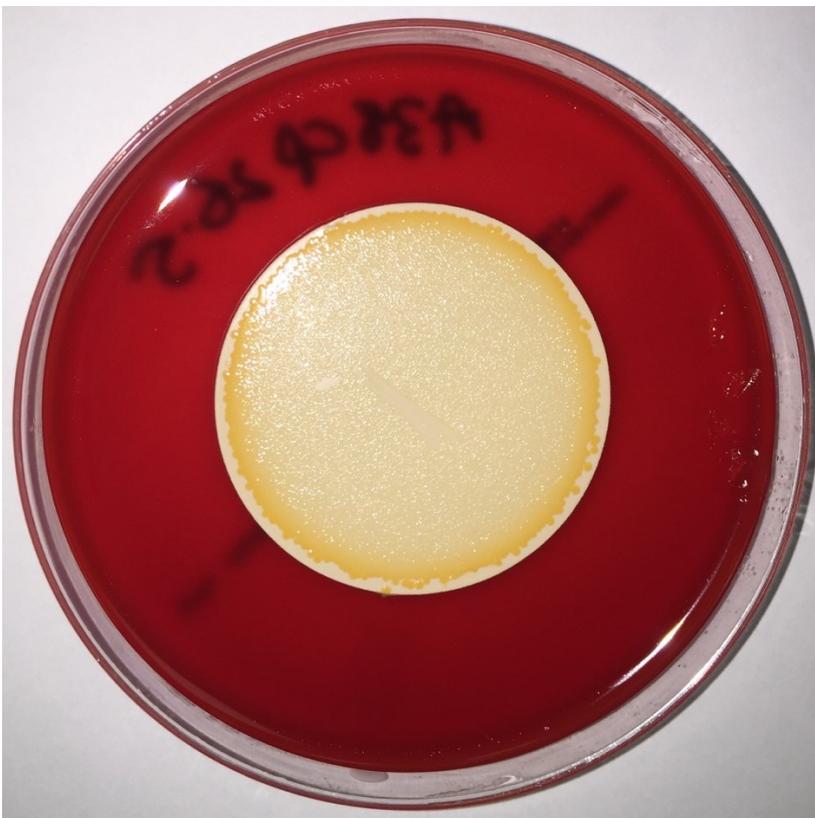
Amostra	Isolado 1		Isolado 2		Isolado 3		Isolado 4	
	Micro-organismo	UFC	Micro-organismo	UFC	Micro-organismo	UFC	Micro-organismo	UFC
1	S.coagulase (-)	154	Streptococcus spp	154				
2	S.coagulase (-)	> 300	Bacillus spp	60				
3	S.coagulase (-)	19	Bacillus spp	16				
4	S.aureus	> 300	Bacilo Gram (+)	1				
5	S.coagulase (-)	> 300						
6	S.coagulase (-)	140	Bacillus spp	> 300	Candida spp	44		
7	S.coagulase (-)	4	Bacillus spp	42				
8	S.coagulase (-)	256	Neisseria spp	> 300				
9	S.coagulase (-)	17	Bacillus spp	80	S.aureus	12		
10	S.coagulase (-)	100	Neisseria spp	130	Micrococcus spp	4		
11	S.aureus	20						
12	(-) 48 horas							
13	(-) 48 horas							
14	(-) 48 horas							
15	(-) 48 horas							
16	S.coagulase (-)	cresc por fora						
17	S.aureus	cresc por fora	P.rettgeri	cresc por fora				
18	S.coagulase (-)	cresc por fora	S.aureus	cresc por fora				
19	S.coagulase (-)	cresc por fora						
20	S.aureus	1+cresc por fora						
21	K.pneumoniae	4+cresc por fora						
22	S.aureus	100	C.diversus	cresc por fora	K.oxytoca	cresc por fora	P.rettgeri	cresc por fora
23	S.coagulase (-)	cresc por fora						
24	P.rettgeri	cresc por fora						
25	S.coagulase (-)	13+cresc por fora						
26	S.coagulase (-)	cresc por fora						
27	Micrococcus spp	1	S.coagulase (-)	50	Bacillus spp	3		
28	P.mirabilis	>300						
29	S.coagulase (-)	240	S.aureus	1	Bacillus spp	4		
30	S.coagulase (-)	3						
31	S.coagulase (-)	>300	Bacillus spp	50	Micrococcus spp	3		
32	S.coagulase (-)	200	S.aureus	2	Bacillus spp	30	Cocobacilo Gram positivo	11
33	S.coagulase (-)	50	Micrococcus spp	3	Bacillus spp	280		
34	S.aureus	>300						
35	S.aureus	>300	Streptococcus não Grupo A não Grupo B	200				
36	S.coagulase (-)	60	Micrococcus spp	35	Streptococcus Grupo Viridans	50		
37	S.coagulase (-)	150	Bacillus spp	60				
38	S.coagulase (-)	4	Cocobacilo Gram positivo	2				

NOTA: C = Citrobacter; Cresc = crescimento; K = Klebsiella; P = Providencia; S = Streptococcus; spp = várias espécies do gênero.

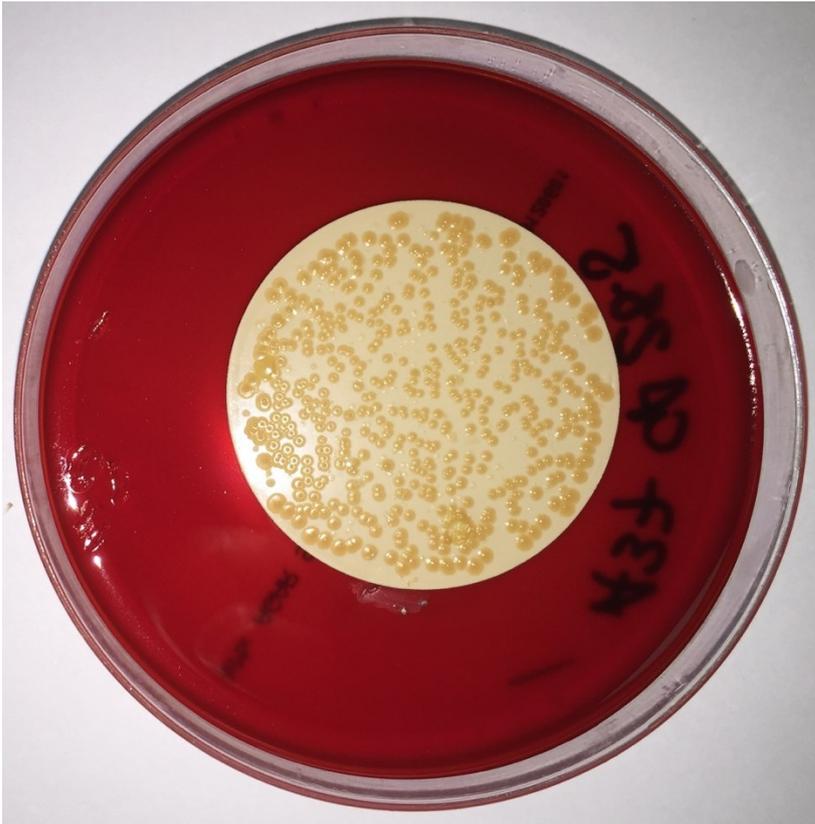
### 5.2.1.1. Grupo Controle Positivo (Isolado)

Das 38 amostras, em 34 (89,5%) foi encontrado algum micro-organismo. Em 4 (10,5%) amostras o resultado foi “Negativo 15 dias”.

Nas 38 amostras foram vistos 67 micro-organismos. Sendo assim, foi encontrado 1,8 micro-organismo por amostra (**Figuras 13, 14 e 15**).



**Figura 13** - Placa Ágar sangue com > 300 UFC no Grupo Controle Positivo



**Figura 14** - Placa do Grupo Controle Positivo com *S. coagulase* com 150 UFC



**Figura 15** - Placa com colônia de isolamento

### 5.2.1.2. Grupo Experimental (Isolado)

Nenhuma amostra apresentou resultado positivo para micro-organismos.

### 5.2.1.3. Grupo Controle Positivo x Grupo Experimental (Isolado)

Para cada tipo de micro-organismo, testou-se a hipótese nula de que as proporções de presença do micro-organismo são iguais para o Controle Positivo e o Grupo Experimental, versus a hipótese alternativa de proporções diferentes. Na **tabela 2** são apresentadas frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos.

**Tabela 2** – Apresentadas as frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos

Micro-organismo (Isolado)	Controle Positivo		Grupo Experimental		Valor de p*
	n	%	n	%	
S.coagulase (-)	24	63,2	0	0	<0,001
Bacillus spp	11	28,9	0	0	<0,001
S.aureus	11	28,9	0	0	0,001
Micrococcus spp	5	13,2	0	0	0,062
P.rettgeri	3	7,9	0	0	0,250
Neisseria spp	2	5,3	0	0	0,500
Cocobacilo Gram positivo	2	5,2	0	0	0,500
Bacilo Gram (+)	1	2,6	0	0	1
C.diversus	1	2,6	0	0	1
Candida spp	1	2,6	0	0	1
K.oxytoca	1	2,6	0	0	1
K.pneumoniae	1	2,6	0	0	1
P.mirabilis	1	2,6	0	0	1
Streptococcus Grupo Viridans	1	2,6	0	0	1
Streptococcus não Grupo A não Grupo B	1	2,6	0	0	1
Streptococcus spp	1	2,6	0	0	1

\*Teste binomial,  $p < 0,05$

Percentual calculado sobre o total de amostras (n=38)

NOTA: C = Citrobacter; K = Klebsiella; P = Providencia; S = Streptococcus; spp = várias espécies do gênero.

Ainda para a comparação do Controle Positivo com o Grupo Experimental, testou-se a hipótese nula de que as proporções de amostras com presença de algum micro-organismo são iguais no Controle Positivo e no Grupo Experimental, versus a hipótese alternativa de proporções diferentes. Na **tabela 3** são apresentadas as frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental.

**Tabela 3** – Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental

Isolado (GE)	Isolado (CP)		Total
	Positivo	Negativo 48 horas	
Positivo	0	0	0 (0%)
Negativo 48 horas	34	4	38
Total	34 (89,5%)	4	38

NOTA: CP = Controle Positivo; GE = Grupo Experimental.

O resultado do teste estatístico indicou a rejeição da hipótese nula ( $p < 0,001$ ), ou seja, há diferença significativa entre os Grupos Controle Positivo e Experimental em relação à presença de micro-organismos avaliada pelo “Isolado”.

### 5.2.2. Análise dos resultados de “Tioglicolato”

Na **tabela 4** são apresentados os resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas no Controle Positivo.

**Tabela 4** – Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas no Controle Positivo.

Amostra	TIO 1	TIO 2
1	S.coagulase (-)	
2	S.coagulase (-)	
3	S.coagulase (-)	
4	S.aureus	
5	S.coagulase (-)	
6	S.coagulase (-)	Neisseria spp
7	S.coagulase (-)	
8	S.coagulase (-)	Neisseria spp
9	S.coagulase (-)	
10	S.coagulase (-)	
11	S.aureus	
12	S.coagulase (-)	
13	S.coagulase (-)	Neisseria spp
14	Negativo 15 dias	
15	Negativo 15 dias	
16	S.coagulase (-)	
17	S.aureus	
18	S.aureus	
19	S.coagulase (-)	
20	S.aureus	
21	K.pneumoniae	
22	P.rettgeri	
23	S.coagulase (-)	
24	C.diversus	
25	S.coagulase (-)	
26	S.aureus	
27	S.coagulase (-)	
28	P.mirabilis	
29	S.coagulase (-)	S.aureus
30	S.coagulase (-)	
31	S.coagulase (-)	Streptococcus bovis
32	S.coagulase (-)	
33	S.coagulase (-)	
34	S.aureus	
35	S.aureus	
36	S.coagulase (-)	
37	S.coagulase (-)	
38	S.coagulase (-)	

NOTA: C = Citrobacter; K = Klebsiella; S = Streptococcus; spp = várias espécies do gênero.

### 5.2.2.1. Grupo Controle Positivo (Tioglicolato)

Das 38 amostras, em 36 (94,7%) foi encontrado algum micro-organismo. Em 2 (5,3%) amostras o resultado foi “Negativo 15 dias”. Nas 38 amostras foram vistos 41 micro-organismos. Sendo assim, foi encontrado 1,1 micro-organismo por amostra (**Figura 16**).



**Figura 16** - Amostra do Grupo Controle Positivo do Tioglicolato

### 5.2.2.2. Grupo Experimental (Tioglicolato)

Nenhuma amostra apresentou resultado positivo para micro-organismos (**Figura 17**).



**Figura 17** - Tioglicolato Grupo Experimental com amostras negativas para crescimento

### 5.2.2.3. Grupo Controle Positivo x Grupo Experimental (Tioglicolato)

Para cada tipo de micro-organismo, testou-se a hipótese nula de que as proporções de presença do micro-organismo são iguais para o Controle Positivo e o Grupo Experimental, versus a hipótese alternativa de proporções diferentes. Na tabela abaixo são apresentadas frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos. Na **tabela 5** são apresentadas frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos.

**Tabela 5** – Frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos

Micro-organismo (Isolado)	Controle Positivo		Grupo Experimental		Valor de p*
	n	%	n	%	
S.coagulase (-)	24	63,2%	0	0	<0,001
S.aureus	9	23,7%	0	0	0,004
Neisseria spp	3	7,9%	0	0	0,250
C.diversus	1	2,6%	0	0	1
K.pneumoniae	1	2,6%	0	0	1
P.mirabilis	1	2,6%	0	0	1
P.rettgeri	1	2,6%	0	0	1
Streptococcus bovis	1	2,6%	0	0	1

Percentual calculado sobre o total de amostras (n=38)

\*Teste binomial,  $p < 0,05$

NOTA: C = Citrobacter; K = Klebsiella; P = Providencia; S= Streptococcus; spp = várias espécies do gênero.

Ainda para a comparação do Controle Positivo com o Grupo Experimental, testou-se a hipótese nula de que as proporções de amostras com presença de micro-organismos são iguais no Controle Positivo e no Grupo Experimental, versus a hipótese alternativa de proporções diferentes. Na **tabela 6** são apresentadas as frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental.

**Tabela 6** – Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental

TIO (GE)	TIO (CP)		Total
	Positivo	Negativo 15 dias	
Positivo	0	0	0 (0%)
Negativo 15 dias	36	2	38
Total	36 (94,7%)	2	38

NOTA: CP = Controle Positivo; GE = Grupo Experimental.

O resultado do teste estatístico indicou a rejeição da hipótese nula ( $p < 0,001$ ), ou seja, há diferença significativa entre os Grupos Controle Positivo e o Grupo Experimental em relação à presença de micro-organismos avaliada por TIO.

### 5.2.3. Análise dos resultados de “Anaeróbico”

Na **tabela 7** são apresentados os resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas para o Controle Positivo.

**Tabela 7** – Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas para o Controle Positivo

<b>Amostra</b>	<b>Anaeróbico</b>
1	Negativo
2	Negativo
3	Negativo
4	Negativo
5	Negativo
6	Negativo
7	Negativo
8	Negativo
9	Negativo
10	Negativo
11	Negativo
12	Negativo
13	Negativo
14	Negativo
15	Negativo
16	Negativo
17	Bacteroides spp
18	Negativo
19	Negativo
20	Bacteroides spp
21	Bacteroides spp
22	Negativo
23	Negativo
24	Negativo
25	Negativo
26	Negativo
27	Negativo
28	Negativo
29	Negativo
30	Negativo
31	Negativo
32	Bacteroides spp
33	Bacteroides spp
34	Negativo
35	Negativo
36	Negativo
37	Negativo
38	Negativo

NOTA: spp = várias espécies do gênero.

### 5.2.3.1. Grupo Controle Positivo (Anaeróbico)

Das 38 amostras, em 5 (13,2%) foi encontrado algum micro-organismo. Em 33 (86,8%) amostras o resultado foi “Negativo”.

Nas 38 amostras foram encontrados 5 micro-organismos. Sendo assim, foi encontrado 0,1 micro-organismo por amostra.

### 5.2.3.2. Grupo Experimental (Anaeróbico)

Nenhuma amostra apresentou resultado positivo para micro-organismos.

### 5.2.3.3. Grupo Controle Positivo x Grupo Experimental (Anaeróbico)

Para o micro-organismo *Bacteroides* spp, testou-se a hipótese nula de que as proporções de presença do micro-organismo são iguais para o Controle Positivo e o Grupo Experimental, versus a hipótese alternativa de proporções diferentes. Na **tabela 8** são apresentadas frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos.

**Tabela 8** – Frequências e percentuais dos micro-organismos presentes e os valores de p dos testes estatísticos.

Micro-organismo	Controle Positivo		Grupo Experimental		Valor de p*
	n	%	n	%	
<i>Bacteroides</i> spp	5	13,2%	0	0	0,062

NOTA: spp = várias espécies do gênero.

Ainda para a comparação do Controle Positivo com Grupo Experimental, testou-se a hipótese nula de que as proporções de amostras com presença de micro-organismos são iguais no Controle Positivo e no Grupo Experimental, versus a hipótese alternativa de proporções diferentes. Na **tabela 9** são apresentadas as frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental.

**Tabela 9** – Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental

Anaeróbico (GE)	Anaeróbico (CP)		Total
	Positivo	Negativo	
Positivo	0	0	0 (0%)
Negativo	5	33	38
Total	5 (13,2%)	33	38

NOTA: CP = Controle Positivo; GE = Grupo Experimental.

O resultado do teste estatístico indicou a não rejeição da hipótese nula ( $p=0,062$ ), ou seja, não há diferença significativa entre os Controles Positivos e o Grupo Experimental em relação à presença de micro-organismos avaliada para anaeróbico.

#### 5.2.4. Análise dos resultados de “Sabouraud”

Na **tabela 10** são apresentados os resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas do Controle Positivo e no Grupo Experimental.

**Tabela 10** – Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas do Controle Positivo e no Grupo Experimental

Amostra	Sabouraud CP	Sabouraud GE
1	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
2	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
3	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
4	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
5	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
6	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
7	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
8	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
9	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
10	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
11	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
12	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
13	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
14	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
15	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
16	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
17	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
18	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
19	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
20	Penicillium spp*	<b>Penicillium spp*</b>
21	Penicillium spp*	Negativo 20 dias
22	Penicillium spp*	<b>Penicillium spp*</b>
23	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
24	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
25	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
26	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
27	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
28	CP	Negativo 20 dias
29	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
30	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
31	C.albicans	Negativo 20 dias
32	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
33	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
34	CP	Negativo 20 dias
35	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
36	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
37	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias
38	Negativo 20 dias	Negativo 20 dias

\* Placa contaminada pela estufa.

NOTA: CP = Controle Positivo; GE = Grupo Experimental; spp = várias espécies do gênero.

### 5.2.4.1. Grupo Controle Positivo (Sabouraud)

Nas 38 amostras do Controle Positivo foram encontrados 6 micro-organismos (Sabouraud), correspondendo a 15,8% das amostras. Nas demais amostras (84,2%) o resultado foi “Negativo 20 dias”. Sendo assim, foram encontrados 0,2 micro-organismo por amostra avaliada por Sabouraud.

### 5.2.4.2. Grupo Experimental (Sabouraud)

Nas 38 amostras do grupo experimental foram observadas 2 (5,3%) amostras com presença de micro-organismo *Penicillium spp.* As demais 36 amostras (94,7%) apresentaram resultado “Negativo 20 dias”.

Na **tabela 11** abaixo são apresentados os tipos de micro-organismos encontrados pela avaliação Sabouraud.

**Tabela 11** – Tipos de micro-organismos encontrados pela avaliação Sabouraud

Micro-organismo	Controle Positivo		Grupo Experimental		Valor de p*
	n	%	n	%	
C.albicans	1	2,6%	0	0	<b>1</b>
Penicillium spp	3	7,9%	2	5,3	<b>1</b>
CP	2	5,3%	0	0	<b>0,500</b>

Percentual calculado sobre o total de amostras (n=38)

\*Teste binomial,  $p < 0,05$

NOTA: C = ; CP = Controle Positivo; spp = .

Ainda para a comparação do Controle Positivo com Grupo Experimental, testou-se a hipótese nula de que as proporções de amostras com presença de micro-organismos são iguais no Controle Positivo e no Grupo Experimental,

versus a hipótese alternativa de proporções diferentes. Na **tabela 12** abaixo são apresentadas as frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental.

**Tabela 12** – Frequências e percentuais conjuntos do Controle Positivo e do Experimental

Sabouraud (GE)	Sabouraud (CP)		Total
	Positivo	Negativo 20 dias	
Positivo	2	0	2 (5,3%)
Negativo 20 dias	4	32	36
Total	6 (15,8%)	32	38

NOTA: CP = Controle Positivo; GE = Grupo Experimental.

O resultado do teste estatístico indicou a não rejeição da hipótese nula ( $p=0,125$ ), ou seja, não há diferença significativa entre os Controles Positivos e o Grupo Experimental em relação à presença de micro-organismos avaliado por Sabouraud.

#### 5.2.5. Análise dos resultados de “Löwenstein Jensen”

Na **tabela 13** são apresentados os resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas no Controle Positivo e no Grupo Experimental.

**Tabela 13** – Resultados observados para cada uma das 38 amostras avaliadas no Controle Positivo e no Grupo Experimental

<b>Amostra</b>	<b>Sabouraud CP</b>	<b>Sabouraud GE</b>
1	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
2	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
3	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
4	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
5	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
6	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
7	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
8	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
9	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
10	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
11	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
12	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
13	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
14	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
15	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
16	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
17	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
18	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
19	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
20	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
21	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
22	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
23	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
24	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
25	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
26	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
27	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
28	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
29	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
30	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
31	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
32	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
33	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
34	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
35	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
36	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
37	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias
38	Negativo 60 dias	Negativo 60 dias

NOTA: CP = Controle Positivo; GE = Grupo Experimental.

### 5.2.5.1. Grupo Controle Positivo e Grupo Experimental (Löwenstein Jensen)

Nenhuma amostra apresentou resultado positivo em ambos os grupos.

### 5.2.6. Análise final dos resultados

Considerando-se a Técnica Isolado, os resultados da análise estatística evidenciaram diferença significativa entre Controle Positivo e Grupo Experimental quando comparados em relação à presença de *S.coagulase(-)* ( $p<0,001$ ), *Bacillus spp* ( $p<0,001$ ) e *S.aureus* ( $p=0,001$ ). No Controle Positivo foi vista a presença desses micro-organismos (63,2%, 28,9% e 28,9%, respectivamente), enquanto que no Grupo Experimental não foi detectada a presença desses micro-organismos. No geral, há diferença significativa entre o Controle Positivo e Grupo Experimental quanto à presença de algum micro-organismo dentre aqueles analisados ( $p<0,001$ ). No Controle Positivo 89,5% dos casos tinham presença de algum micro-organismo e no Grupo Experimental não foram vistos micro-organismos (**Tabela 14**).

Considerando-se a Técnica TIO, resultados semelhantes foram encontrados na análise dos micro-organismos *S. coagulase (-)* e *S. aureus* ( $p<0,001$  e  $p=0,004$ , respectivamente). Ambos foram vistos no Controle Positivo e no Grupo Experimental e estavam ausentes. No geral, há diferença significativa entre o Controle Positivo e Grupo Experimental em relação à presença de algum micro-organismo ( $p<0,001$ ). No Controle Positivo, 94,7% dos casos mostraram

a presença de algum micro-organismo e nenhum deles foi visto no Grupo Experimental.

Na análise de Anaeróbico e de Sabouraud não foram evidenciadas diferenças significativas entre o Controle Positivo e o Grupo Experimental.

Deve ser ressaltado que não ocorreram recuperação de micobactérias no grupo Controle Positivo em nenhum dos meios de cultura, tanto para o meio específico, Löwenstein - Jensen quanto para um meio altamente nutritivo e versátil como o Tioglicolato.

**Tabela 14** - Análise descritiva do Grupo-controle Positivo e Experimental

Técnica	Micro-organismo	Controle Positivo		Grupo Experimental		Valor de p*
		n	%	n	%	
<b>Isolado</b>	S.coagulase (-)	24	63,2	0	0	<0,001
	Bacillus spp	11	28,9	0	0	<0,001
	S.aureus	11	28,9	0	0	0,001
	Micrococcus spp	5	13,2	0	0	0,062
	P.rettgeri	3	7,9	0	0	0,250
	Neisseria spp	2	5,3	0	0	0,500
	Cocobacilo Gram positivo	2	5,2	0	0	0,500
	Bacilo Gram (+)	1	2,6	0	0	1
	C.diversus	1	2,6	0	0	1
	Candida spp	1	2,6	0	0	1
	K.oxytoca	1	2,6	0	0	1
	K.pneumoniae	1	2,6	0	0	1
	P.mirabilis	1	2,6	0	0	1
	Streptococcus Grupo Viridans	1	2,6	0	0	1
	Streptococcus não Grupo A não Grupo B	1	2,6	0	0	1
	Streptococcus spp	1	2,6	0	0	1
	<b>Geral (algum micro-organismo)</b>	<b>34</b>	<b>89,5</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>&lt;0,001</b>
	<b>TIO</b>	S.coagulase (-)	24	63,2	0	0
S.aureus		9	23,7	0	0	0,004
Neisseria spp		3	7,9	0	0	0,250
C.diversus		1	2,6	0	0	1
K.pneumoniae		1	2,6	0	0	1
P.mirabilis		1	2,6	0	0	1
P.rettgeri		1	2,6	0	0	1
Streptococcus bovis		1	2,6	0	0	1
<b>Geral (algum micro-organismo)</b>		<b>36</b>	<b>94,7</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>&lt;0,001</b>
<b>Anaeróbico</b>	Bacteroides spp	5	13,2	0	0	0,062
	<b>Geral (algum micro-organismo)</b>	<b>5</b>	<b>13,2</b>	<b>0</b>	<b>0</b>	<b>0,062</b>
<b>Sabouraud</b>	C.albicans	1	2,6	0	0	1
	Penicillium spp	3	7,9	2	5,3	1
	CP	2	5,3	0	0	0,500
	<b>Geral (algum micro-organismo)</b>	<b>6</b>	<b>15,8</b>	<b>2</b>	<b>5,3</b>	<b>0,125</b>

Percentual calculado sobre o total de amostras (n=38)

\*Teste binomial,  $p < 0,05$

NOTA: C = Citrobacter; CP = Controle Positivo; K = Klebsiella; P = Providencia; S = Streptococcus; spp = várias espécies do gênero; TIO = Tioglicolato.

## **6 DISCUSSÃO**

---

## 6. DISCUSSÃO

O resultado deste estudo demonstra a grande segurança do Protocolo Operacional Padrão desenvolvido e aplicado na clínica diária. A desinfecção de nível intermediário para os endoscópios submetidos à exames otorrinolaringológicos mostrou-se eficaz. Realizou-se esta desinfecção após limpeza prévia através da imersão do endoscópio em uma solução de água potável com detergente, seguida de uma remoção mecânica da sujidade, enxágue e secagem do endoscópio. O processo de desinfecção de nível intermediário foi então aplicado no artigo com fricção de uma gaze estéril embebido em álcool etílico 70% p/v durante 90 segundos, dividida em 3 ciclos de 30 segundos com intervalo de 10 segundos para a evaporação do álcool etílico 70% p/v.

Esta afirmação está substanciada sobretudo pela ausência da recuperação dos micro-organismos, demonstrando a ação fungicida e bactericida esperada do álcool etílico 70% p/v na condição de desinfetante de nível intermediário.

Infecções relacionadas à endoscopia são aparentemente muito raras. Uma revisão sistemática de 2006 de centros dos EUA encontrou 69 surtos de infecções exógenas relacionadas à endoscopia, abrangendo 740 pacientes, relatados em produtos médicos e divulgados ao FDA entre 1966 e 2005. Obviamente nem todas as infecções relacionadas à endoscopia são relatadas, mas esses dados sugerem fortemente que o risco de infecção parece ser muito baixo, considerando que são realizados ao menos 11 milhões de procedimentos

endoscópicos nos Estados Unidos a cada ano. A maioria dos casos relatados de transmissão de infecção relacionadas à endoscopia envolveram broncoscopia ou endoscopia gastrointestinal, para o qual a incidência relatada de infecção no Estados Unidos está estimada na faixa de 1 em cada 1,8 milhão de procedimentos. Oakley et al observaram em 2005 que nenhum relatório publicado de infecção cruzada estava relacionado à pacientes depois da nasofaringoscopia.

Baseados nos estudos de Spaulding (1968), onde a resistência decrescente da ação germicida ocorre na ordem de organismos mais resistente para menos resistentes, de micobactérias, bactérias vegetativas, fungos e até vírus, o álcool etílico 70% p/v demonstrou ação germicida esperada nos endoscópios submetidos a limpeza prévia, pois não ocorreu recuperação destes micro-organismos após aplicação do protocolo operacional padrão (POP).

Nossa descoberta neste estudo foi uma ausência de recuperação de micobactérias e bactérias dos endoscópios que foram submetidos ao protocolo operacional padrão proposto durante o uso clínico, em um grande ambulatório de otorrinolaringologia, garantindo que a desinfecção de nível intermediário dos endoscópios pode ser realizada, evitando assim a exposição de toda equipe médica assistencial, pacientes e meio ambiente a desinfectantes tóxicos de alto nível. Este protocolo tem ainda a vantagem de estar prontamente disponível para sua aplicação e por não exigir manipulação especial.

A principal barreira que a desinfecção de nível intermediário sofreu nestes últimos anos, desde o artigo de Spaulding originalmente proposta em 1957 (60 anos atrás), foi baseada em um estudo na aplicação do álcool em superfícies sem limpeza prévia. Os estudos atuais demonstram que a ausência da limpeza

prévia é a mais grave falha no processamento de qualquer artigo. Todo agente químico tem sua capacidade de desinfecção ou esterilização muito prejudicada pela presença de microrganismos. A limpeza como pré-requisito não foi explicitamente considerada na recomendação proposta por Spaulding ao indicar os níveis de descontaminação dos materiais conforme seu potencial de risco em causar infecções, o que tem dificultado, de certa forma, a adesão desse procedimento de limpeza como obrigatório. Pesquisadores vêm demonstrando a baixa carga microbiana em materiais utilizados na assistência à saúde após a limpeza, com redução microbiana na faixa de  $10^2$  a  $10^5$  UFC/material (Rutala, 1996; Chan Meyers et al, 1997). Considera-se que os organismos morrem em escala exponencial logarítmica, e não todos ao mesmo tempo e, quanto menor for a densidade microbiana inicial nos produtos, maiores serão seus níveis de segurança alcançada de descontaminação (Padoveze, 2010; Padoveze et al, 2011). Como os endoscópios utilizados nesta investigação foram submetidos a limpeza prévia anteriormente à desinfecção por meio de álcool etílico 70% p/v, os resultados demonstraram uma maior segurança da prática simplesmente pelo fato de iniciar o processo de desinfecção partindo de uma carga menor de inóculo.

Os resíduos orgânicos, sujidade, podem proteger os micro-organismos da ação germicida do álcool etílico 70% p/v, como relatado por Tosh e colaboradores (2011), no surto de infecção causado por falhas no processo de limpeza dos artroscópios. O surto de infecção de sítio cirúrgico de pacientes submetidos a procedimentos de artroscopia de joelho e ombro foi causado pela bactéria *Pseudomonas aeruginosa* em um hospital do Estado do Texas – EUA (Tosh et al., 2011). A falha no procedimento de limpeza dos materiais

artroscópicos foi apontada como causadora do surto pela presença de tecido humano e fragmentos de cerdas de escovas de limpeza retidas no canal interno de sucção dos artroscópios. A recuperação da mesma bactéria presente nas amostras coletadas dos pacientes infectados foi identificada nos resíduos remanescentes do material. Indubitavelmente, a limpeza é a etapa fundamental para o sucesso do processamento dos materiais. Os requisitos de boas práticas para o processamento de produtos para a saúde, descritos na RDC 15/2012, recomendam que o processo de limpeza ocorra independentemente da classificação de risco dos materiais. Nesta Resolução a limpeza está definida como o processo de remoção de sujidades orgânicas e inorgânicas, com redução da carga microbiana presente nos produtos para a saúde, utilizando água, detergentes, produtos e acessórios de limpeza, por meio de ação mecânica (manual ou automatizada), atuando em superfícies internas (lúmen) e externas, de forma a tornar o produto seguro para manuseio e preparado para desinfecção ou esterilização (Pinto FMG, 2013)

A falha no processamento de produtos, assim como uma possível resistência intrínseca ou adquirida dos microorganismos aos antissépticos e desinfetantes, são apontadas como possíveis responsáveis pelos resultados não esperados de sobrevivência de certos grupos microbianos à ação de germicidas. Mesmo com a identificação de novos micro-organismos e o desenvolvimento de mecanismos de resistência intrínseca, como o fenômeno induzido pela bomba de efluxo, até o momento não houve confirmação do aumento da resistência bacteriana frente a ação de germicidas como álcool, aldeídos, peróxido, compostos clorados e seus derivados (Chojecka et al, 2012).

Na desinfecção, a palavra "álcool" refere-se a álcool etílico ou álcool isopropil, dois compostos químicos solúveis em água que, em altas concentrações, são germicidas úteis. Seu grau de utilidade, no entanto, tem sido o assunto de opiniões amplamente divergentes. Spaulding, em 1958, relatou o álcool como um desinfetante de materiais cirúrgicos, concluindo que: "O poder germicida do álcool etílico e isopropílico é geralmente subestimado. . . De fato, o álcool parece ser um agente tuberculocida de escolha e, quando combinado com outros produtos químicos, aumenta o efeito germicida. . ." Então, por que temos pontos de vista tão completamente opostos? Entre os vários motivos, podemos mencionar o fato de que a importância da concentração muitas vezes foi negligenciada. Outro motivo para as visões opostas tem a ver com os produtos comerciais. Certos produtos químicos, incluindo iodo e quaternários, mostram atividade germicida aumentada quando dissolvida em álcool. Desta maneira o álcool é apenas um veículo, ou no mínimo, um componente menor, enquanto que de fato os papéis podem estar invertidos. Na verdade, o produto rotulado nestes casos como o principal agente pode até mesmo deprimir a ação antibacteriana do álcool, como Philip Price, o decano da antisepsia da pele na América, mostrou em seus estudos sobre degerming skin.

Spaulding referia que um ótimo desinfetante deveria ter ação bactericida muito rápida e em uma concentração que não danificasse o material a ser desinfetado. Os álcoois, portanto, se qualificam, pois, eles destroem rapidamente bactérias vegetativas de todos os tipos. Por outro lado, não atuam sobre os esporos bacterianos, que somente ocorrem na presença de sujidade, ou seja, matéria orgânica, que é eliminada quando se aplica um processo de limpeza eficaz sobre um artigo.

A volatilidade limita o tempo que o álcool pode agir quando aplicado a uma superfície. Por este motivo, em alta porcentagem, o álcool não assume um papel bactericida eficaz, ocorrendo também uma queda acentuada na atividade bactericida quando diluídos abaixo da concentração de 50%. Por esta razão a concentração ideal para a melhor ação desinfectante do álcool etílico é 70% p/v, como foi utilizado no nosso protocolo operacional padrão. O álcool etílico 70% p/v tem seu efeito sobre as proteínas que são imediatamente coaguladas ou desnaturadas para torná-las biologicamente inativas. Esse efeito é rápido e irreversível. Conseqüentemente, quando sangue, secreção purulenta ou outros materiais ricos em proteínas permanecem em produtos que estão sendo desinfetados pelo álcool, essas proteínas tornarão-se barreiras físicas que reduzem ou evitam o contato entre o álcool e as bactérias que estão abaixo desta superfície. Spaulding refere ainda no seu trabalho um estudo de Frobisher e Sommermeyer (1939) em que, apesar da desvantagem criada por um revestimento orgânico em instrumentos, vários tipos de bactérias vegetativas encontradas são suscetíveis à destruição por álcool mesmo que estejam embutidas em secreção mucopurulenta seca ou em lâminas de bisturi com sangue seco. Mesmo assim a coagulação das proteínas do tecido pelos alcoóis é um perigo que deve ser evitado através da completa limpeza de instrumentos antes da desinfecção.

A desinfecção dos endoscópios na prática clínica é altamente variável e a maioria dos relatórios de estudos publicados de vigilância microbiológica de endoscópios reprocessados convencionalmente com desinfecção de alto nível descobriu que proporções significativas dos endoscópios reprocessados prontos para uso apresentaram contaminação bacteriana, com taxas de positividade

consideravelmente maior do que outros métodos. Por este motivo, questionou-se se o processamento convencional com desinfecção de alto nível fornece qualquer nível superior de desinfecção para garantir que o endoscópio seja livre de contaminação em comparação a um endoscópio que tenha sido reprocessado após limpeza prévia completa e desinfecção com álcool etílico 70% p/v.

A desinfecção de alto nível dos endoscópios expõe toda equipe médica e operacional, assim como os pacientes aos desinfetantes potencialmente tóxicos de alto nível. Um dos agentes mais utilizados, o glutaraldeído, provoca dermatite de contato, irritação grave nos olhos, cavidade nasal, garganta e asma ocupacional. Como consequência, o processamento à base de glutaraldeído deve ser interrompido. O orthophalaldehyde, muitas vezes considerado como uma alternativa ao glutaraldeído, tem sido associado a irritação e reações alérgicas em profissionais de saúde, bem como reações anafiláticas em pacientes. O óxido de ácido peracético pode causar queimaduras graves no contato direto com a pele, cegueira irreversível se contato direto com os olhos e irritação do nariz, garganta e pulmões por inalação de vapor ou névoa. Para evitar efeitos tóxicos, todos esses agentes devem ser manipulados e descartados em restrita conformidade com protocolos e diretrizes, o que pode ser difícil de ser alcançado consistentemente, especialmente em grandes ambulatórios e nas práticas diárias em consultórios.

Bambace et al., 2003 realizaram uma pesquisa onde houve uma preocupação com a prevenção da infecção cruzada intermediada pela contaminação das superfícies. Estudou-se a eficácia da desinfecção das superfícies testando as soluções aquosas de clorexidina nas concentrações de

0,5, 1, 2, 3 e 4%, comparando-as com a do álcool 70% (p/v), nas apresentações gel e líquida. Incluiu também nesse estudo cálculo relacionado à sua viabilidade econômica (busca de maior efetividade das soluções diluídas). Cepas de *Streptococcus mutans*, *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Candida albicans* e *Klebsiella pneumoniae*, na densidade  $10^8$  UFC, foram utilizadas como desafio para a contaminação de três diferentes tipos de superfícies quais sejam, de couro, fórmica e aço inoxidável. Após a contaminação intencional, realizou-se a desinfecção local utilizando-se a técnica spray-wipe-spray. Após a desinfecção com cada produto, foram feitas coletas utilizando-se placas de superfície (RODAC®) contendo ágar BHI (Brain Heart Infusion Broth), seguido de incubação e contagem das UFC/ placa. Não houve recuperação das cepas de *Klebsiella pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa* e *Streptococcus mutans* em nenhuma das superfícies e produtos testados, incluindo o álcool. Houve recuperação do microrganismo *Staphylococcus aureus* quando a superfície de couro foi desinfetada com o álcool líquido e quando as superfícies de aço inoxidável e fórmica foram desinfetadas com álcool gel, porém com redução significativa, decrescendo de  $10^8$  UFC da carga microbiana inicial para duas UFC na superfície de couro, para duas UFC na superfície de aço inoxidável e para oito UFC na superfície de fórmica. Também houve recuperação do microrganismo *Candida albicans* na superfície de aço inoxidável desinfetada com a solução de clorexidina 0,5%, sendo que o álcool mostrou-se eficaz. Apesar da recuperação microbiana frente à ação do álcool, a redução microbiana obtida foi em torno de 7 logaritmos. Assim sendo, é possível deduzir a partir desta pesquisa analisada, que uma superfície exageradamente contaminada, até em torno de  $10^8$  UFC, seria descontaminada com segurança, por meio da

solução alcoólica 70% (p/v), aplicada diretamente sob fricção. O resultado desta pesquisa vai de encontro ao objetivo da aplicabilidade do protocolo operacional padrão, pois o tipo de carga biológica encontrada no estudo tem uma importante similaridade ao encontrado no Grupo Controle Positivo da recuperação biológica após o exame otorrinolaringológico deste trabalho. Não ocorreu recuperação biológica após a aplicação do POP nos endoscópios (Grupo Controle Negativo), o que poderia levar à conclusão de que as bactérias foram eliminadas ou sofreram um stress biológico de atividade fundamental que não puderam se recuperar para se replicarem em meios ideais de cultura, tendo isto ocorrido provavelmente pela ação bactericida do álcool etílico 70% p/v.

Pinto FMG (2013) refere no seu trabalho à classificação dos materiais (críticos, semicríticos e não críticos) proposta por Spaulding em 1968, segundo o potencial de risco em causar infecções. Rutala e Weber (2008) elencaram três problemas nessa classificação, que vêm ao encontro com o assunto de processamento dos produtos semi-críticos, como os endoscópios nasais.

O primeiro, é a simplificação da classificação dos materiais utilizados na assistência à saúde nas três categorias. Os autores exemplificam que o esquema não considera problemas com o processamento de materiais e equipamentos complexos e termossensíveis, além dos problemas na inativação de agentes infecciosos, como os príons, agentes da doença de Creutzfeldt Jakob. O segundo problema apontado, é a possibilidade de um material ser classificado em mais de uma categoria do esquema proposto por Spaulding (1968). Esta questão também está presente no caso dos endoscópios, ao serem classificados como um instrumental semicrítico. Dependendo de seu uso clínico, poderá ser

crítico como nos procedimentos para cirurgia de base de crânio, que atinge cavidades estéreis.

O terceiro problema discutido pelos autores no sistema proposto por Spaulding (1968), é a falta de definição ou as variações entre os profissionais da saúde quanto ao tempo de contato ideal dos materiais aos germicidas na desinfecção, resultando, por exemplo, em estratégias diferentes de desinfecção para os diversos materiais semicríticos. Fatores como a variação no modo da aplicação do álcool etílico 70% p/v, a falta de parâmetros como volume, controle da concentração do álcool, superfície de esfregação e o aleatório tempo de contato do germicida nos endoscópios foram observados no local de coleta, devendo ser padronizados na rotina de descontaminação dos endoscópios.

Pinto FMG (2013) pontua nesta última questão levantada por Rutala e Weber (2008) que não há outro caminho a não ser o cumprimento das indicações e recomendações de uso explicitadas no rótulo dos germicidas. Estes são aprovados pelos órgãos sanitários reguladores que, no Brasil, é a Divisão de Saneantes da Agência Nacional de Vigilância à Saúde - ANVISA. Os estabelecimentos de saúde do país devem utilizar exclusivamente os germicidas ou saneantes com registro outorgado por essa Divisão da ANVISA e seu uso deve seguir as instruções do rótulo cuja segurança foi validada atendendo à determinação da RDC 35/2010.

O princípio das recomendações e orientações de controle e prevenção de infecção na assistência à saúde da área hospitalar é baseado no risco de infecção aceitável, e não na erradicação de transmissão da infecção. Esse risco aceitável parte do princípio de que a segurança absoluta é, geralmente, uma

meta inatingível, e descreve a possibilidade de um evento cuja probabilidade de ocorrência é pequena.

Este projeto confirmou a validade externa de outros projetos relatados neste estudo. O protocolo utilizado para extração da carga biológica dos endoscópios foi através de uma técnica de arraste de uma gaze estéril embebida com soro fisiológico ficou claramente validada pela recuperação dos microorganismos que foram cultivados em meios específicos e identificados, dando assim, a carga biológica do grupo controle positivo com unidades formadoras de colônia (UFC) relatadas nos resultados. Este resultado da extração confirmou o quantitativo, carga microbiana e qualitativo das UFCs dos estudos da microbiota nasal com a sua microbiota.

Com a validação metodológica da extração da carga microbiana dos endoscópios e a recuperação da microbiota através dos resultados obtidos das culturas dos meios cultivados em estufas quantitativa e qualitativamente, podemos assim entender que este método de extração tem validade para ser aplicado nos endoscópios após a aplicação da POP.

Sendo assim, após a aplicação do protocolo de limpeza e desinfecção nos endoscópios, os resultados demonstram uma redução significativamente expressiva, ao ponto de ser indetectável da carga biológica possível residual na superfície dos endoscópios.

Devemos assim admitir que a aplicação da POP dentro do método implantado teve um impacto significativo na redução da microbiota do grupo controle positivo, através da limpeza e desinfecção com álcool etílico 70% p/v, comprovando assim a eficácia da desinfecção de nível intermediário para os endoscópios.

Quando G. McDonnell e P. Burke em 2011 escreveram um artigo no *Journal of Hospital Infection* com o título: *Disinfection: is it time to reconsider Spaulding*, foi gerado um despertar para entendermos melhor o futuro que o caminho da desinfecção e esterilização deveriam tomar. Considerar que a classificação de Spaulding, originalmente proposta em 1957 esteja incorreta seria injusto com a própria história de uma classificação que dura há 60 anos. O resultado deste trabalho vai de encontro com os autores de que devemos aprimorar esta qualificação por causa de todo avanço que a medicina microbiológica teve nos últimos anos.

## **7 CONCLUSÃO**

---

## 7. CONCLUSÃO

Os resultados desta pesquisa demonstram a eficiência na prática diária a desinfecção de nível intermediário dos endoscópios utilizados na otorrinolaringologia por meio da fricção com álcool etílico 70% p/v por 90 segundos, com um protocolo de limpeza prévia. Este resultado está substanciado pela ausência em todas as amostras da recuperação de microorganismos do grupo controle positivo, que atenderam assim à ação bactericida e fungicida esperada do álcool etílico 70% p/v na condição de desinfetante de nível intermediário.

O fato dos produtos utilizados nesta pesquisa serem de complexidade baixa (ausência de reentrâncias, não serem canulados) e a realização da limpeza prévia reduzindo a carga de microorganismos e resíduos orgânicos e inorgânicos presentes nos produtos, podem ser os fatores que contribuem para que a desinfecção de nível intermediário demonstre-se segura.

Este protocolo operacional padrão, desenvolvido dentro de um rigor de uma metodologia científica, demonstrou sua segurança e plausibilidade na clínica diária, reforçado pelas discussões com evidências encontradas na literatura da eficácia do álcool etílico 70% p/v como desinfetante de nível intermediário.

## **8 REFERÊNCIAS**

---

## 8. REFERÊNCIAS

Adair FW, Geftic SG, Gelzer J. Resistance of *Pseudomonas* to quaternary ammonium compounds. *Appl Microbiol.* 1969;18(3):299-302.

Ali Y, Dolan MJ, Fendler EJ, Larson EL. Alcohols. In: Block SS. *Disinfection, sterilization, and preservation.* 5<sup>a</sup> ed. Philadelphia, EUA: Lippincott Williams & Wilkins; 2001. p.229-53.

Alvarado CJ, Reichelderfer M. APIC guideline for infection prevention and control in flexible endoscopy. *Am J Infect Control.* 2000;28:138–55.

Alvarado CJ, Anderson AG, Maki DG. Microbiologic assessment of disposable sterile endoscopic sheaths to replace high-level disinfection in reprocessing: a prospective clinical trial with nasopharygoscopes. *Am J Infect Control.* 2009;37(5):408-13.

American Society for Gastrointestinal Endoscopy. Technology Assessment Committee Position Paper. Transmission of infection by gastrointestinal endoscopy. *Gastrointest Endosc.* 1993:885–888.

Anselmo-Lima WT, Oliveira JAA. *Semiologia otorrinolaringológica.* Medicina. 1996;29:61-6.

ANVISA. Módulo IV Descrição dos Meios de Cultura Empregados nos Exames Microbiológicos; 2004.

Armstrong GL, Conn LA, Pinner RW. Trends in infectious disease mortality in the United States during the 20th century. *JAMA.* 1999;281:61-6.

Banerjee S, Shen B, Nelson D, et al. Infection control during GI endoscopy. *Gastrointest Endosc*. 2008;67(6):781–90.

Benjamin D, Bradford MD, Kristin A, Seiberling MD, Francine E, Park BS, Jared C, Hiebert MD, Dennis F, Chang MD. Disinfection of Rigid Nasal Endoscopes Following In Vitro Contamination With *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus pneumoniae*, *Pseudomonas aeruginosa*, and *Haemophilus influenzae*. *JAMA Otolaryngol Head Neck Surg*. 2013;139(6):574-8.

Birnie GG, Quigley EM, Clements GB, Follet EA, Watkinson G. Endoscopic transmission of hepatitis B virus. *Gut*. 1983;24:171–4.

Bishop DG, Still JL. Fatty acid metabolism in *Serratia Marcescens*: IV. The effect of temperature on fatty acid composition. *J Lipid Reserch*. 1963;4(1):87-90.

Björkwall T. Bacteriological examination in maxillary sinusitis: bacterial flora of the nasal meatus. *Acta Otolaryngol Suppl*. 1950;83:1–32.

Brasil. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução RDC n. 35/2010. Dispõe sobre Regulamento Técnico para produtos com ação antimicrobiana utilizados em produtos críticos e semicríticos [Internet]. [citado 30 abril 2011]. Disponível em:

<http://www.brasilsus.com.br/legislacoes/rdc/105102-35.html>.

Brasil. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução RDC n. 6/2013. Dispõe sobre os requisitos de Boas Práticas de Funcionamento para os serviços de endoscopia com via de acesso ao organismo por orifícios exclusivamente naturais [Internet]. [citado 10 jun. 2013]. Disponível em:

[http://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/anvisa/2013/rdc0006\\_10\\_03\\_2013.html](http://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/anvisa/2013/rdc0006_10_03_2013.html).

Bronowicki JP, Venard V, Botté C, Monhoven N, Gastin I, Choné L, Hudziak H, Rihn B, Delanoë C, LeFaou A, Bigard MA, Gaucher P. Patient-to-patient transmission of hepatitis C virus during colonoscopy. *N Engl J Med.* 1997;337(4):237-40.

Brook I. Aerobic and anaerobic bacterial flora of normal maxillary sinuses. *Laryngoscope.* 1981;91:372-6.

Brook I. Aerobic and anaerobic bacteriology of purulent nasopharyngitis in children. *J Clin Microbiol.* 1988;26:592-594.

Bruna CQM. Influência da temperatura e da umidade relativa ambientais na manutenção da esterilidade de materiais autoclavados em diferentes embalagens. [Dissertação]. São Paulo: Universidade de São Paulo, Escola de Enfermagem; 2010.

Carsaw H, Debacker N. Recall of patients after use of inactive batch of Cidex disinfection solution in Belgian hospitals. In: Fifth International Conference of the Hospital Infection Society; 2002 September 15-18. Edinburgh: Hospital Infections Society; 2002. p. 58 (abstract P7.16).

Catlin FI, Cluff LE, Reynolds RC. The bacteriology of acute and chronic sinusitis. *South Med J.* 1965;58:1497-502.

Cavaliere M, Iemma M. Guidelines for reprocessing nonlumened heat-sensitive ear/nose/throat endoscopes. *Laryngoscope.* 2012;122(8):1708-18.

Centers for Disease Control (CDC). Nosocomial Infection and Pseudoinfection from Contaminated endoscopes and Bronchoscopes -- Wisconsin and Missouri. *MMWR Morb Mortal Wkly Rep.* 1991;40(39):675-8.

Chan-Myers H, McAlister D, Antonoplos P. Natural bioburden levels detected on rigid lumened medical devices before and after cleaning. *Am J Infect Control*. 1997 Dec;25(6):471-6.

Chu NS, Chan-Myers H, Ghazanfari N, Antonoplos P. Levels of naturally occurring microorganisms on surgical instruments after clinical use and after washing. *Am J Infect Control*. 1999;27(4):315-9.

Chu NS, Favero M. The microbial flora of the gastrointestinal tract and the cleaning of flexible endoscopes. *Gastrointest Endosc Clin N Am*. 2000;10(2):233-44.

Collins WO. A review of reprocessing techniques of flexible nasopharyngoscopes. *Otolaryngol Head Neck Surg*. 2009;141:307-10.

Cook HE, Haber J. Bacteriology of the maxillary sinus. *J Oral Maxillofac Surg*. 1987;45:1011-4.

Del Beccaro MA, Mendelman PM, Inglis AF, Richardson MA, Duncan NO, Shugerman RP, et al. Bacteriology of acute otitis media: a new perspective. *J Pediatr*. 1992;120:856-62.

Duarte RS, Lourenço MC, Fonseca Lde S, et al. Epidemic of postsurgical infections caused by *Mycobacterium massiliense*. *J Clin Microbiol*. 2009;47:2149-55.

Elackattu A, Zoccoli M, Spiegel JH, Grundfast KM. A comparison of two methods for preventing cross-contamination when using flexible fiberoptic endoscopes in an otolaryngology clinic: disposable sterile sheaths versus immersion in germicidal liquid. *Laryngoscope*. 2010;120:2410-6.

Estes JW. The practice of medicine in 18th-century Massachusetts: a bicentennial perspective. *N Engl J Med*. 1981;305:1040-7.

Faden H, Stanievich J, Brodsky L, Bernstein J, Ogra PL, et al. Changes in the nasopharyngeal flora during otitis media of childhood. *Pediatr Infect Dis.* 1990;9:623–6.

Favero MS, Bond WW. Chemical disinfection of medical and surgical materials. In: Block SS. *Disinfection, sterilization, and preservation.* 5<sup>a</sup> ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins; 2001. p.881-917

Foweraker JE. The laryngoscope as a potential source of crossinfection. *J Hosp Infect.* 1995;29(4):315–6.

Gerding DN, Peterson LR, Vennes JA. Cleaning and disinfection of fiberoptic endoscopes: evaluation of glutaraldehyde exposure time and forced-air drying. *Gastroenterology.* 1982;83:613-8.

Gordts F, Halewyck S, Pierard D, Kaufman L, Clement PA. Microbiology of the middle meatus: a comparison between normal adults and children. *J Laryngol Otol.* 2000;114:184–8.

Graziano MU, Graziano KU, Pinto FMG, Bruna CQM, Souza RQ, Lascala CA. Eficácia da desinfecção com álcool 70% (p/v) de superfícies contaminadas sem limpeza prévia. *Rev Lat Am Enf.* 2013;21(2):618-23.

Grossman CM. The first use of penicillin in the United States. *Ann Intern Med.* 2008;149:135-6.

Health Protection Scotland 2005. *Review of Endoscope Decontamination Practice in Scotland: November 2004 to May 2005.* Edinburgh, Health protection Scotland.

Healy G.B. Methods of Examination. In: Bluestone CD, Stool SE, Scheetz MD. *Pediatric Otorhinolaryngology.* Philadelphia, U.S.A: W. B. Saunders Co; 1990. p. 632-56.

Holodniy M, Oda G, Schirmer PL, Lucero CA, Khudyakov YE, Xia G, Lin Y, Valdiserri R, Duncan WE, Davey VJ, Cross GM. Results from a large-scale epidemiologic look-back investigation of improperly reprocessed endoscopy equipment. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2012;33(7):649-56.

Hsin CH, Tsao CH, Su MC, Chou MC, Liu CM. Comparison of maxillary sinus puncture with endoscopic middle meatal culture in pediatric rhinosinusitis. *Am J Rhinol.* 2008;22:280–4.

Ishino Y, Ido K, Koiwai H, Sugano K. Pitfalls in endoscope reprocessing: brushing of air and water channels is mandatory for high-level disinfection. *Gastrointest Endosc.* 2001;53(2):165-8.

Jiang RS, Liang KL, Jang JW, Hsu CY. Bacteriology of endoscopically normal maxillary sinuses. *J Laryngol Otol.* 1999;113:825–8.

Jousimies-Somer HR, Savolainen S, Ylikoski JS. Comparison of the nasal bacterial floras in two groups of healthy subjects and in patients with acute maxillary sinusitis. *J Clin Microbiol.* 1989;27:2736–43.

Kahrs RF. General disinfection guidelines. *Rev Sci Tech.* 1995;14(1):105-22.

Kovalena J, Degener JE, van der Mei H. Mimicking disinfection and drying of biofilms in contaminated endoscopes. *J Hosp Infect.* 2010;76:345-50.

Levine HL. The office diagnosis of nasal and sinus disorders using rigid nasal endoscopy. *Otolaryngol Head Neck Surg.* 1990;102(4):370-3.

Louisiana Office of Public Health - Infectious Disease Epidemiology Section.

Lystad A, Berdal P, Lund-Iversen L. The bacterial flora of sinusitis with an in vitro study of the bacterial resistance to antibiotics. *Acta Otolaryngol Suppl.* 1964;188:390–400.

Martin MA, Reichelderfer M. APIC Guideline for Infection Prevention and Control in Flexible Endoscopy. *Am J Infect Control*. 1994;22:19-38.

McDonnell G, Denver Russell AD. Antiseptics and disinfectants: activity, action, and resistance. *Clin Microbiol Rev*. 1999 Jan;12(1):147-79.

McDonnell G, Burke P. Disinfection: is it time to reconsider Spaulding? *J Hosp Infect*. 2011;78:163-70.

Mehta AC, Prakash UBS, Garland R, et al. American College of Chest Physicians and American Association for Bronchology Consensus Statement: Prevention of Flexible Bronchoscopy-Associated Infection. *Chest*. 2005;128:1742–55.

Meirelles RC, Atherino CCT. *Semiologia do Nariz e das Cavidades Paranasais*. In: Meirelles RC, Atherino CCT. *Semiologia em Otorrinolaringologia – manual para clínicos e pediatras*. São Paulo: Fundo Editorial Byk; 2004. p.1-47.

Meyer B, Cookson B. Does microbial resistance or adaptation to biocides create a hazard in infection prevention and control? *J Hosp Infect*. 2010;76:200-5.

Moriya GAA, Graziano KU. Sterility maintenance assessment of moist/wet material after steam sterilization and 30-day storage. *Revista Latino-Americana de Enfermagem*. 2010;18(4):786-91.

Morris J, Duckworth GJ, Ridgway GL. Gastrointestinal endoscopy decontamination failure and the risk of transmission of blood-borne viruses: a review. *J Hosp Infect*. 2006;63(1):1–13.

Murphy C. Inactivated glutaraldehyde: lessons for infection control. *Am J Infect Control*. 1998;26:159-60.

Muscarella LF. Prevention of disease transmission during flexible laryngoscopy. *J Infect Control*. 2007;35:536–44.

Nelson D. Effectiveness of manual cleaning and disinfection for the elimination of hepatitis C virus from GI endoscopes. *Am J Gastroenterol.* 2002;97(1):204–6.

Nelson D, Jarvis W, Rutala W, et al. Multi-society guideline for reprocessing flexible gastrointestinal endoscopes. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2003;24(7):532–7.

Nelson DB. Infectious disease complications of GI endoscopy: part II, exogenous infections. *Gastrointest Endosc.* 2003;57:695-711.

Nylen O, Jeppsson P-H, Branefors-Helander P. Acute sinusitis. A clinical, bacteriological and serological study with special reference to *Haemophilus influenzae*. *Scand J Infect Dis.* 1972;4:43–8.

Padoveze MC. Limpeza, desinfecção e esterilização: aspectos gerais. In: Padoveze MC, Graziano KU, coordenadores. *Limpeza, desinfecção e esterilização de artigos em saúde.* São Paulo: APECIH; 2010. p.1-35.

Padoveze MC, Graziano KU. Aspectos conceituais e microbiológicos relacionados ao processamento de materiais utilizados na assistência à saúde. In: Graziano KU, Silva A, Psaltikis EM, organizadoras. *Enfermagem em centro de material e esterilização.* São Paulo: Manole; 2011. p.22-61.

Paparella MM, Shumrick DA. Anatomy and Physiology of Nose and Paranasal Sinus. In: *Otorhinolaryngology.* 2nd edition. Philadelphia: W. B. Saunders Co; 1982. p.1031-78.

Petersen BT, Chennat J, Cohen J, et al. Multisociety guideline on reprocessing flexible GI endoscopes: 2011. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2011;32:527-37.

Pinto FMG, Souza RQ, Silva CB, Mimica LMJ, Graziano KU. Analysis of the microbial load in instruments used in orthopedic surgeries. *American Journal of Infection Control.* 2010;38(3):229-33.

Pinto, FMG. Desinfecção das canetas de alta rotação com álcool 70% p/v sem limpeza prévia: avaliação do risco de infecção cruzada [tese]. São Paulo: Escola de Enfermagem, Universidade de São Paulo; 2013.

Pitombo MB, Lupi O, Duarte RS. Infecções por micobactérias de crescimento rápido resistentes a desinfetantes: uma problemática nacional? Rev Bras Ginecol Obstet. 2009;31(11):529-33.

Price PB. Surgical antiseptics. In: Lawrence CA, Block SS. Disinfection, Sterilization and Preservation. Philadelphia: Lea & Febinger; 2006.

Psaltikidis EM, Ribeiro SMPC. Recepção e limpeza dos materiais. In: Graziano KU, Silva A, Psaltikidis EM, organizadoras. Enfermagem em centro de material e esterilização. São Paulo: Manole; 2011. p.62-91.

Ribeiro SMCP. Reprocessamento de cateteres de angiografia cardiovascular após uso clínico e contaminados artificialmente: avaliação da eficácia da limpeza e da esterilização [tese]. São Paulo: Escola de Enfermagem, Universidade de São Paulo; 2006.

Russell AD. Biocide use and antibiotic resistance: the relevance of laboratory findings to clinical and environmental situations. Lancet Infect Dis. 2003;3(12):794-803.

Rutala WA, Weber DJ. FDA labeling requirements for disinfection of endoscopes: a counterpoint. Infect Control Hosp Epidemiol. 1995;16:231-5.

Rutala WA. APIC guideline for selection and use of disinfectants. Am J Infect Control. 1996;24:313-42.

Rutala WA, Gergen MF, Jones JF, Weber DJ. Levels of microbial contamination on surgical instruments. Am J Infect Control. 1998;26:143-5.

Rutala WA, Weber DJ. Disinfection of endoscopes: review of new chemical sterilants used for high-level disinfection. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1999;20(1):69-76.

Rutala WA, Weber DJ. Reprocessing endoscopes: United States perspective. *J Hosp Infect*. 2004;56:S27-39.

Rutala WA, Weber DJ. Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. Guideline for disinfection and sterilization in healthcare facilities, 2008 [Internet]. [citado 15 nov. 2012]. Disponível em: [www.cdc.gov/ncidod/dhqp/pdf/guidelines/Disinfection\\_Nov\\_2008.pdf](http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/pdf/guidelines/Disinfection_Nov_2008.pdf)

Rutala WA, Weber DJ. The Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities; 2008.

Rutala WA, Weber DJ. New developments in reprocessing semicritical items. *Am J Infect Control*. 2013;41(5 Suppl):S60-6.

Seoane-Vazquez E, Rodriguez-Monguio R, Visaria J, Carlson A. Endoscopy-related infections and toxic reactions: an international comparison. *Endoscopy*. 2007;39(8):742-6.

Seoane-Vazquez E, Rodriguez-Monguio R. Endoscopy-related infection: relic of the past? *Curr Opin Infect Dis*. 2008;21(4):362-6.

Sobin J, Engquist S, Nord CE. Bacteriology of the maxillary sinus in healthy volunteers. *Scand J Infect Dis*. 1992;24:633-5.

Sooy CD, Gerberding JL, Kaplan MJ. The risk for otolaryngologists who treat patients with AIDS and AIDS virus infection: report of an in-process study. *Laryngoscope*. 1987;97(4):430-4.

Sorin M, Segal-Maurer S, Mariano N, Urban C, Combest A, Rahal J. Nosocomial transmission of imipenem-resistant *Pseudomonas aeruginosa* following bronchoscopy associated with improper connection to the Steris System 1 processor. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2001;22(7):409-13.

Spach DH, Silverstein FE, Stamm WE. Transmission of infection by gastrointestinal endoscopy and bronchoscopy. *Ann Intern Med.* 1993;118(2):117–28.

Spaulding EH. Chemical disinfection of medical and surgical materials. In: Lawrence C, Block SS, eds. *Disinfection, sterilization, and preservation.* Philadelphia: Lea & Febiger; 1968. p.517-31.

Srinivasan A. Epidemiology and prevention of infections related to endoscopy. *Curr Infect Dis Rep.* 2003;5(6):467–72.

Su WY, Liu CR, Hung SY, Tsai WF. Bacteriological studies in chronic maxillary sinusitis. *Laryngoscope.* 1983;93:931–4.

Tosh PK, Disbot M, Duffy JM, Boom ML, Heseltine G, Srinivasan A, et al. Outbreak of *Pseudomonas aeruginosa* Surgical Site Infections after Arthroscopic Procedures: Texas, 2009. *Infect Control Hosp Epidemiol.* 2011;32(12):1179-86.

United State Pharmacopeia. 25th ed. Rockville: The United States Pharmacopeial Convention. USP 30-NF 25; 2007.

Weber DJ, Rutala WA. Environmental issues and nosocomial infections. In: Wenzel RP, editor. *Prevention and control of nosocomial infections.* 3rd ed. Baltimore [MD]: Williams and Wilkins; 1997. p. 491-514.

Winther B, Brofeldt S, Gronborg H, Mygind N, Pedersen M, Vejlsgaard R. Study of bacteria in the nasal cavity and nasopharynx during naturally acquired common colds. *Acta Otolaryngol.* 1984;98:315–20.