

UNIVERSIDADE FEDERAL DE JUIZ DE FORA  
CENTRO INTEGRADO DE SAÚDE  
FACULDADE DE ODONTOLOGIA  
PPG – MESTRADO EM CLÍNICA ODONTOLÓGICA

**NAIANA NOLASCO DE LIMA DAMASCENO**

**AVALIAÇÃO DA CONTAMINAÇÃO MICROBIOLÓGICA POR MEIO  
DO MÉTODO CONVENCIONAL E PETRIFILM™ EM EQUIPAMENTOS  
E ACESSÓRIOS UTILIZADOS EM RADIOGRAFIAS DIGITAIS**

Juiz de Fora

2013

**NAIANA NOLASCO DE LIMA DAMASCENO**

**AVALIAÇÃO DA CONTAMINAÇÃO MICROBIOLÓGICA POR MEIO  
DO MÉTODO CONVENCIONAL E PETRIFILM™ EM EQUIPAMENTOS  
E ACESSÓRIOS UTILIZADOS EM RADIOGRAFIAS DIGITAIS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Clínica Odontológica, da Faculdade de Odontologia da Universidade Federal de Juiz de Fora, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre. Área de concentração: Clínica Odontológica.

**Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Karina Lopes Devito**

Juiz de Fora

2013

DAMASCENO, N. N. L. Avaliação da contaminação microbiológica por meio do método convencional e Petrifilm™ em equipamentos e acessórios utilizados em radiografias digitais. 2013. 80f. Apresentação de Dissertação (Curso de Pós-Graduação *Stricto Sensu* – Mestrado em Clínica Odontológica). Faculdade de Odontologia, Universidade Federal de Juiz de Fora, Juiz de Fora (MG).

**Naiana Nolasco de Lima Damasceno**

**AVALIAÇÃO DA CONTAMINAÇÃO MICROBIOLÓGICA POR MEIO  
DO MÉTODO CONVENCIONAL E PETRIFILM™ EM EQUIPAMENTOS  
E ACESSÓRIOS UTILIZADOS EM RADIOGRAFIAS DIGITAIS**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-graduação em Clínica Odontológica, da Faculdade de Odontologia da Universidade Federal de Juiz de Fora, como requisito parcial para obtenção do grau de Mestre. Área de concentração: Clínica Odontológica.

Aprovada em \_\_\_\_ de \_\_\_\_\_ de 2013.

**BANCA EXAMINADORA**

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Karina Lopes Devito  
Departamento de Clínica Odontológica  
Faculdade de Odontologia/UFJF

---

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Alessandra Barbosa Ferreira Machado  
Departamento de Parasitologia, Microbiologia e Imunologia  
Instituto de Ciências Biológicas/UFJF

---

Prof. Dr<sup>a</sup> Simone Maria Ragone Guimarães  
Faculdade de Odontologia  
Universidade Estácio de Sá

## **DESENVOLVIMENTO**

Laboratório de Fisiologia e Genética Molecular Bacteriana

Departamento de Parasitologia, Microbiologia e Imunologia

Instituto de Ciências Biológicas

Universidade Federal de Juiz de Fora

Orientadora: Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Karina Lopes Devito

## **COLABORAÇÃO**

Prof<sup>a</sup>. Ms. Carolina dos Santos Fernandes da Silva

Laboratório de Fisiologia e Genética Molecular Bacteriana

Prof<sup>a</sup>. Dr<sup>a</sup>. Vânia Lúcia da Silva

Laboratório de Fisiologia e Genética Molecular Bacteriana

Departamento de Parasitologia, Microbiologia e Imunologia

Instituto de Ciências Biológicas

Universidade Federal de Juiz de Fora

## **APOIO FINANCEIRO**

CAPES

## DEDICATÓRIA

Dedico esse trabalho aos meus amados *pais Anilza e Roberto*, pelo amor, dedicação, educação, incentivo e por serem exemplos de vida.

## AGRADECIMENTOS

A *Deus*, que ilumina e abençoa sempre meus caminhos.

À minha *irmã Mayra*, pelo carinho e grande incentivo.

À *minha família* pelas orações e apoio.

À minha amiga e orientadora *Professora Doutora Karina Lopes Devito*, referência como profissional e, quem admiro, como pessoa. Obrigada pela demonstração de seu amor pela docência e pesquisa, buscando sempre construir um conhecimento baseado em evidências científicas, o que me contagiou e ajudou na escolha de mais uma etapa a ser vencida. Obrigada pelo investimento, dedicação, confiança, para realização deste trabalho. Obrigada pelas palavras consoladoras e incentivadoras que me tranquilizavam nos momentos difíceis.

À *Professora e Mestre Carolina dos Santos Fernandes da Silva*, que iluminou minha trajetória na microbiologia, pela paciência e dedicação.

À *Professora e Doutora Aline Siqueira Ferreira* pela grande contribuição para finalização deste trabalho, pela paciência e doçura.

Aos *Professores do Programa de Pós-graduação em Clínica Odontológica da Faculdade de Odontologia da UFJF* que em muito contribuíram com seus ensinamentos para minha futura vida profissional.

Às *Professoras Doutora Rosângela Almeida Ribeiro e Doutora Vânia Lúcia da Silva*, pelo carinho com que prontamente aceitaram em participar da banca examinadora de qualificação e contribuíram muito com meu trabalho.

Aos *Professores do Laboratório de Fisiologia e Genética Bacteriana*, pela disponibilidade e apoio.

Aos *Técnicos do Laboratório*, pela boa vontade e disponibilidade em me ajudar.

À *Wanessa Alonso*, pela atenção e disponibilidade.

Aos meus *companheiros de turma*, pela oportunidade de nos encontrarmos nesta trajetória e compartilharmos diversos momentos.

Aos meus amigos, *Flavinha, Lillian e Rafael Binato*, pela amizade e momentos incríveis que vivemos juntos durante o mestrado.

À minha irmã e amiga *Nathália Fregúglia Barros e sua família*, pelo incentivo e companheirismo. Obrigada por ser eternamente minha dupla, incansável e inseparável. Obrigada pela atenção, determinação, sempre disposta a ajudar.

Às minhas amigas *Luciana*, e *Natália Barquette*, por momentos únicos, sempre incentivadores.

À aluna da graduação e iniciação científica, *Cristiana Malta* pela colaboração nos procedimentos laboratoriais, dedicação e companheirismo na trajetória da microbiologia.

## EPÍGRAFE

*"No momento em que nos comprometemos, a providência divina também se põe em movimento. Todo um fluir de acontecimentos surge ao nosso favor. Como resultado da atitude, seguem todas as formas imprevistas de coincidências, encontros e ajuda, que nenhum ser humano jamais poderia ter sonhado encontrar. Qualquer coisa que você possa fazer ou sonhar, você pode começar. A coragem contém em si mesma, o poder, o gênio e a magia."*

*Johann Goethe*

## RESUMO

Os objetivos deste estudo foram comparar o índice da contaminação microbiológica, antes e após os atendimentos clínicos, nas superfícies de equipamentos radiológicos digitais da Faculdade de Odontologia da Universidade Federal de Juiz de Fora; comparar a contaminação da clínica de Radiologia com as clínicas multidisciplinares e correlacionar dois métodos utilizados para coleta de microrganismos. As amostras foram coletadas das superfícies dos aparelhos de raios X periapical (cabeçote, braço articular, painel de controle e botão disparador), no sistema de radiografia digital (sensor) e no computador do sistema digital (teclado e *mouse*), utilizando dois métodos distintos: o método de esfregaço em superfície com auxílio de *swab* estéril (convencional) e o método de contato direto com a placa Petrifilm™. As amostras foram semeadas em diferentes meios de cultura e após 48 horas de incubação, as colônias foram contadas. Colônias bacterianas isoladas presuntivamente pelo método convencional foram submetidas aos testes bioquímicos para identificação dos estafilococos, estreptococos e bacilos Gram negativos. Nenhum teste bioquímico foi realizado para bolores/leveduras. Para comparação entre as coletas realizadas antes e após os procedimentos clínicos foi utilizado o teste de *Wilcoxon*. Para comparação entre as duas clínicas foi utilizado o teste de *Mann-Whitney*. Foi calculado o coeficiente de *Spearman* para avaliar a correlação entre os métodos de coleta. Um total de 252 amostras foi coletado, dividido entre ambos os métodos. Não foram identificados estreptococos. Após os testes bioquímicos para estafilococos isolados pelo método convencional houve identificação de apenas um *S. aureus* (1,25%) isolado do botão disparador da clínica multidisciplinar, 16,25% foram identificados como *S. saprophyticus* e 82,50%, caracterizados como *S. epidermidis*. Entre os BGNs foram identificados: *Chromobacterium violaceum*, *Pseudomonas pseudoalcaligenes*, *Ochrobactrum anthropi*, *Pseudomonas putida*, *Brevundimonas vesiculares*. Não foi possível a recuperação das colônias coletados pelo Petrifilm™. Pode-se concluir que a contagem de microrganismos foi maior antes dos procedimentos clínicos e na clínica multidisciplinar. Não houve correlação significativa entre os métodos de coleta testados.

Palavras-chaves: Radiologia; Microbiologia; Exposição a agentes biológicos; Bactérias; Fungos.

## ABSTRACT

*The aims of this study were to compare the rate of microbiological contamination, before and after clinical treatments, in surfaces of digital radiography equipment of the Faculty of Dentistry of the Federal University of Juiz de Fora; to compare the contamination between the Radiology and multidisciplinary clinics; and correlate two methods used to collect microorganisms. Samples were collected from the surfaces of periapical X-ray machines (head, arm joints, control panel and shutter button), the digital radiography system (sensor) and the computer of digital system (keyboard and mouse), using two distinct methods: the method of smear surface with sterile swabs (conventional) and the method of direct contact with the plate Petrifilm™. The samples were grown in different culture media and after 48 hours of incubation, colonies were counted. Bacterial colonies presumptively isolated by conventional method were subjected to biochemical tests for identification of *Stafilococcus*, *Streptococcus* and Gram-negative bacilli. No biochemical test was carried out for mold/yeast. For comparison between samples taken before and after clinical procedures we used the Wilcoxon test. For comparison between the two clinics was used the Mann-Whitney test. The Spearman coefficient was calculated to assess the correlation between the methods of collection. A total of 252 samples were collected, divided between both methods. *Streptococcus* were not identified. After the biochemical tests for *Stafilococcus* isolates by the conventional method, only one *S. aureus* (1.25%) was isolated from the shutter button on the multidisciplinary clinic, 16.25% were identified as *S. saprophyticus* and 82.50% characterized as *S. epidermidis*. Among Gram-negative bacilli were identified: *Chromobacterium violaceum*, *Pseudomonas pseudoalcaligenes*, *Ochrobactrum anthropi*, *Pseudomonas putida*, *Brevundimonas vesicular*. Unable to recover the colonies collected by Petrifilm™. It can be concluded that the microbial counts were higher before treatment in the multidisciplinary clinic. There was no significant correlation between the sampling methods tested.*

Key words: *Radiology; Microbiology; Exposure to biological agents; Bacteria; Fungi.*

## LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1	Coleta utilizando o método convencional com <i>swab</i> : cabeçote (A); braço articular (B); painel de controle (C); botão disparador (D); sensor (E); teclado (F) e <i>mouse</i> (G). Coleta utilizando o método Petrifilm™: cabeçote (H); braço articular (I); painel de controle (J); botão disparador (K); sensor (L); teclado (M) e <i>mouse</i> (N)	49
Figura 2	Sistema de identificação para enterobactérias e demais bacilos Gram negativos não fermentadores (Bactray 3)	53
Figura 3	Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método convencional	59
Figura 4	Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™)	59
Figura 5	Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método convencional	60
Figura 6	Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™)	60
Figura 7	Distribuição quantitativa dos BGNs nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método convencional	61
Figura 8	Distribuição quantitativa dos BGNs nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™)	61
Figura 9	Distribuição quantitativa dos BGNs nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método convencional	62
Figura 10	Distribuição quantitativa dos BGNs nos respectivos locais de	62

coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™)

- Figura 11 Distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método convencional 63
- Figura 12 Distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™) 63
- Figura 13 Distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método convencional 64
- Figura 14 Distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™) 64

## LISTA DE TABELAS

Tabela 1	Dados descritivos (mediana, mínimo e máximo) da distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta. Os dados são apresentados em log UFC	56
Tabela 2	Dados descritivos (mediana, mínimo e máximo) da distribuição quantitativa dos BGNs nos respectivos locais de coleta. Os dados são apresentados em log UFC	57
Tabela 3	Dados descritivos (mediana, mínimo e máximo) da distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta. Os dados são apresentados em log UFC	58
Tabela 4	Comparação entre as contagens das UFC antes e depois dos procedimentos clínicos, considerando a clínica avaliada e os métodos e locais de coleta	67
Tabela 5	Comparação entre as contagens das UFC nas duas clínicas avaliadas (Radiologia x multidisciplinar), considerando o momento, os métodos e os locais da coleta	69

## LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AIDS	<i>Acquired immunodeficiency syndrome</i>
ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
B.	<i>Burkholderia</i>
BGN	Bacilo Gram Negativo
BP	<i>Baird-Parker</i>
CCD	<i>Charge coupled device</i>
CMOS	<i>Complementary metal oxide semiconductor</i>
DICOM	<i>Digital Imaging and Communications in Medicine</i>
E.	<i>Enterococcus</i> ou <i>Escherichia</i>
EB	Petrifilm™ para contagem de <i>Enterobacteriaceae</i>
et al.	et alii
FO	Faculdade de Odontologia
HBV	<i>Hepatitis B vírus</i>
HCV	<i>Hepatitis C vírus</i>
HIV	<i>Human immunodeficiency virus</i>
MSEY	Manitol salgado com gema de ovo
P.	<i>Pseudomonas</i>
PCR	<i>Polimerase chain reaction</i>
PSP	<i>Photostimulable storage phosphor</i>
RDC	Resolução da Diretoria Colegiada
S.	<i>Staphylococcus</i> ou <i>Streptococcus</i>
Sp	Uma espécie
Spp	Qualquer espécie
SPSS	<i>Statistical Package for the Social Sciences</i>
STX	Petrifilm™ Staph Express
TSA	Triptona de soja
UFC	Unidades formadoras de colônia
UFJF	Universidade Federal de Juiz de Fora
VRBG	Vermelho Violeta Bile Glicose

## LISTA DE SÍMBOLOS

%	Por cento
$\mu\text{L}$	Microlitro
$\text{cm}^2$	Centímetro quadrado
$\text{cm}^3$	Centímetro cúbico
mL	Mililitro
NaCl	Cloreto de sódio
$^{\circ}\text{C}$	Grau Celsius
p	Nível de significância
z	Estatística do teste (escore z)
$\beta$	Beta

## SUMÁRIO

<b>1 INTRODUÇÃO.....</b>	<b>19</b>
<b>2 FUNDAMENTOS TEÓRICOS.....</b>	<b>22</b>
2.1 RADIOGRAFIA DIGITAL EM ODONTOLOGIA.....	22
2.2 RISCOS OCUPACIONAIS NA ODONTOLOGIA.....	24
2.3 CARACTERIZAÇÃO DOS MICRORGANISMOS.....	25
2.3.1 Estafilococos.....	25
2.3.2 Estreptococos e Enterococos.....	27
2.3.3 Bacilos Gram negativos.....	28
2.3.3.1 Enterobactérias.....	28
2.3.3.2 Bacilos Gram negativos não fermentadores.....	30
2.3.4 Bolores e Leveduras.....	32
2.4 MÉTODOS DE IDENTIFICAÇÃO DE MICRORGANISMOS.....	33
2.4.1 Detecção pelo método de esfregaço com <i>swab</i> (método convencional)..	33
2.4.2 Detecção pelo método de contato direto - Petrifilm™ .....	39
2.5 CONTROLE DE INFECÇÃO EM RADIOLOGIA ODONTOLÓGICA.....	36
<b>3 PROPOSIÇÃO.....</b>	<b>47</b>
<b>4 METODOLOGIA.....</b>	<b>48</b>
4.1 LOCAIS DA COLETA.....	48
4.2 PROCEDIMENTO DE AMOSTRAGEM.....	48
4.3 PLAQUEAMENTO E ISOLAMENTO SELETIVO DE MICRORGANISMOS.....	49
4.3.1 Método convencional.....	49
4.3.2 Método por contato direto.....	50
4.4 IDENTIFICAÇÃO BIOQUÍMICA DOS MICRORGANISMOS.....	51
4.4.1 Estafilococos.....	52
4.4.2 Estreptococos e Enterococos.....	52
4.4.3 Bacilos Gram negativos.....	53
4.4.4 Bolores e Leveduras.....	54
4.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA.....	54
<b>5 RESULTADOS.....</b>	<b>55</b>
<b>6 DISCUSSÃO.....</b>	<b>71</b>

<b>7 CONCLUSÃO.....</b>	<b>75</b>
<b>REFERÊNCIAS.....</b>	<b>76</b>

## 1 INTRODUÇÃO

Em todas as especialidades odontológicas, o contato com saliva, respingos de sangue, tecidos ou secreções ocorre frequentemente e, quando contaminados, podem expor toda a equipe e pacientes aos microrganismos patogênicos (BARTOLONI, CHARLTON e FLINT, 2003). O controle de infecção nos serviços de saúde envolve o cumprimento de um conjunto de princípios que são baseados no conceito de que todos os indivíduos são potencialmente infecciosos (MACDONALD e WATERFIELD, 2011). Assim, é necessário implementar protocolos rigorosos de controle de infecção, por meio do uso de barreiras, como luvas, máscaras, óculos de proteção, além da manipulação asséptica e descarte correto de materiais cortantes contaminados ou resíduos (MACDONALD e WATERFIELD, 2011; TREASURE e TREASURE, 1994; YÜZBASIOGLU et al., 2009).

No que se refere à Radiologia Odontológica, o controle de infecção é, muitas vezes, negligenciado, já que esta especialidade não está associada à utilização de agulhas, materiais perfuro-cortantes e motores que liberam aerossóis (HUBAR e PELON, 2005). Entretanto, a transmissão de doenças infecciosas é possível devido à contaminação dos materiais e equipamentos utilizados para a obtenção das radiografias, especialmente as intrabucais (BARTOLONI, CHARLTON e FLINT, 2003; PALENIK, 2004).

Durante a obtenção das radiografias, os microrganismos presentes nos filmes são transferidos para as luvas do profissional e, conseqüentemente, para todas as superfícies em que estas entrem em contato. Como a saliva não é visível, os locais contaminados são facilmente ignorados nos procedimentos de limpeza e desinfecção. Apesar de a literatura descrever as ações que devem ser realizadas para controle de infecção antes, durante e após a exposição dos filmes radiográficos e enfatizar que as práticas assépticas aplicadas em Radiologia Odontológica são relativamente simples e de baixo custo, ainda existe uma grande negligência por parte dos operadores (BARTOLONI, CHARLTON e FLINT, 2003; PALENIK, 2004).

A partir da década de 90, intensificou-se na Odontologia o uso das radiografias digitais, em que sensores ou placas de fósforo substituem o filme radiográfico, tornando-se desnecessária a etapa do processamento das radiografias.

Os sistemas de radiografias digitais podem ser classificados em dois tipos: diretos e semi-diretos. As formas disponíveis de radiografias digitais diretas incluem sensores eletrônicos como os dispositivos de carga acoplada (CCD - *charge coupled device*) e os sensores semicondutores metal-óxido complementar (CMOS - *complementary metal oxide semiconductor*). Esses sensores são reutilizáveis e permanecem conectados diretamente ao computador por meio de um cabo. Mais atualmente, esses sistemas também são apresentados na versão *wireless* (sem cabo). Já nos sistemas semi-diretos, o receptor de imagem é uma placa de armazenamento de fósforo (PSP - *photostimulable storage phosphor*). Nesta técnica é necessário um escaneamento desses receptores sensibilizados pelos raios X, para que as imagens possam ser visualizadas no monitor do computador (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2006).

Assim como nos filmes radiográficos, as barreiras de proteção são necessárias quando se utilizam os receptores dos sistemas digitais, para garantir um adequado controle de infecção, uma vez que esses equipamentos são intolerantes à esterilização por meio de calor (NATIONAL COUNCIL FOR RADIATION PROTECTION & MEASUREMENTS, 2003). No entanto, o sensor digital revestido de envelopes de barreira permanece uma fonte potencial de contaminação que devem ser desinfetados entre a utilização em um paciente e colocação de um novo envelope de barreira (MACDONALD e WATERFIELD, 2011; KUPERSTEIN, 2012). Kalathingal et al. (2010) avaliaram a contaminação das placas de fósforo de sistemas digitais e observaram que 56% exibiram crescimento bacteriano, principalmente por cocos Gram positivos, demonstrando que a contaminação cruzada continua a ser uma questão importante na radiografia digital.

Para verificar a contaminação cruzada, vários métodos de isolamento e identificação de microrganismos têm sido desenvolvidos. No geral, são métodos analíticos, que utilizam propriedades específicas, como o metabolismo ou aspectos moleculares dos microrganismos. Ou ainda, métodos tradicionais que tiveram etapas modificadas para tornarem-se mais rápidos, mais convenientes, mais sensíveis e mais específicos do que os ensaios convencionais (FERRATI et al., 2005; MATURIN e PEELER, 2001). A placa de contato direto Petrifilm™ (3M Company, St Paul, Minnesota, EUA) é um exemplo desta nova tecnologia. Foi desenvolvida no início de 1980 para a contagem de aeróbios totais em alimentos e, atualmente, estão disponíveis para a enumeração de aeróbios, coliformes totais, *Escherichia coli*,

enterobactérias, *Staphylococcus aureus*, bolores e leveduras (CURIALE et al., 1990; GANGAR et al., 1999; GINN, PACKARD e FOX, 1986; KIGHT et al., 1997; MCMAHON et al., 2003; SILBERNAGEL e LINDBERG, 2003).

No âmbito das Faculdades de Odontologia e em clínicas particulares de Radiologia, em que existe um grande número de operadores para os aparelhos de raios X e/ou alta rotatividade de pacientes, falhas no controle de infecção são facilmente observadas. Damasceno (2010) avaliou o índice de contaminação microbiológica nas superfícies de maior contato dos equipamentos radiológicos das clínicas de Radiologia e multidisciplinares da Faculdade de Odontologia da Universidade Federal de Juiz de Fora (FO/UFJF), identificando os diferentes grupos de microrganismos envolvidos na contaminação. Os resultados indicaram que todos os equipamentos avaliados nas clínicas multidisciplinares apresentaram crescimento de microrganismos, principalmente bacilos Gram negativos (BGNs) e fungos. Na clínica de Radiologia, apenas as soluções reveladora e fixadora não apresentaram contaminação, demonstrando a necessidade de implantar protocolos mais rigorosos de controle de infecção e que estes sejam continuamente supervisionados, para evitar que a obtenção de exames radiográficos seja um veículo para contaminação cruzada.

Atualmente, em muitas instituições de ensino odontológico, acompanhando o avanço tecnológico atual, foram implantados sistemas radiográficos digitais para radiografias intrabucais. Sabendo que isso pode intensificar o problema da infecção cruzada, uma vez que os sensores e placas de fósforo das radiografias digitais são reutilizáveis, o objetivo deste trabalho foi verificar o índice de contaminação microbiológica nos equipamentos radiológicos digitais utilizados nas Clínicas da FO/UFJF, por diferentes métodos de isolamento de microrganismos, o que contribuirá para uma avaliação do protocolo de controle de infecção adotado pela instituição.

## 2 FUNDAMENTOS TEÓRICOS

### 2.1 RADIOGRAFIA DIGITAL EM ODONTOLOGIA

Os sistemas digitais produzem imagens radiográficas de alta qualidade e demandam um tempo curto de exposição, com uma dose mínima de radiação ao paciente. Esses sistemas podem ser classificados em dois tipos: diretos e semi-diretos. Nas radiografias digitais diretas são utilizados sensores eletrônicos sólidos como os dispositivos de carga acoplada (CCD) e os sensores semicondutores metal-óxido complementar (CMOS), que são receptores rígidos reutilizáveis, normalmente conectados a computadores por meio de um cabo. Mais atualmente, esses sensores também são apresentados na versão *wireless* (sem cabo). Quando utilizados os sistemas digitais diretos, a imagem aparece quase que instantaneamente no monitor do computador. Já nos sistemas semi-diretos, o receptor de imagem é uma placa de armazenamento de fósforo (PSP), que é similar em tamanho, forma e flexibilidade à película tradicional. Nesta técnica, é necessário um escaneamento desses receptores sensibilizados pelos raios X, para que as imagens possam ser visualizadas no monitor do computador (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2001; AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2006).

Os sistemas digitais, seja direto ou semi-direto, dispõem de ferramentas que podem ser aplicadas para melhorar a qualidade da imagem para diagnóstico, permitindo a rotação da imagem, inversão, colorização, medição e modificação de brilho e contraste e ampliação (*zoom*). Estas imagens também podem ser impressas em papel fotográfico ou em filmes transparentes. Com a radiografia digital, a quantidade de radiação necessária para gerar uma imagem é reduzida em 50 a 90%, dependendo do sistema (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2001).

Outra vantagem das radiografias digitais é a possibilidade de transmissão eletrônica da informação para consulta por outro profissional, além de eliminar a

necessidade de câmara escura, bem como o custo e o estoque de películas e soluções de processamento (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2001).

Para padronizar os arquivos digitais contra manipulações indevidas e facilitar a transmissão de dados virtuais, foi implantado um formato digital padrão denominado DICOM (*Digital Imaging and Communications in Medicine*), que veio facilitar a atuação dos profissionais médicos e cirurgiões-dentistas envolvidos com arquivos digitais, incentivando o uso dessas imagens (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2001).

Van Der Stelt (2005) descreveu as diferentes tecnologias utilizadas para radiografia digital em Odontologia, fornecendo aos cirurgiões-dentistas uma visão ampla dos benefícios e limitações das radiografias digitais e como estas podem substituir o filme convencional. Esclareceu sobre as duas tecnologias de sistemas digitais disponíveis, enfatizando que cada uma apresenta vantagens e desvantagens, e que a escolha depende do tipo da prática odontológica. O autor concluiu que a radiografia digital já não é mais uma modalidade experimental, sendo uma tecnologia confiável e versátil.

Segundo Farman et al. (2008), as tecnologias de imagens digitais têm o potencial de melhorar o diagnóstico; facilitar os procedimentos de tratamento do paciente e agilizar o armazenamento, transferência e recuperação dos dados. Os autores descreveram que são muitos os fatores favoráveis à aquisição de sistemas digitais, dentre eles, destacam-se: os equipamentos são simples e de fácil manuseio; os sensores possibilitam a obtenção imediata da imagem; possibilidade de exposição interativa em um monitor com a capacidade de melhorar os recursos da imagem e fazer medições diretas; armazenamento integrado com acesso às imagens por meio de sistemas de computador de administração prática e segura, possibilidade de *backup* fora do local de obtenção das imagens; duplicatas radiográficas perfeitas para acompanhamento dos casos; mecanismos de segurança para identificar as imagens originais e diferenciá-las de imagens alteradas; capacidade de codificar a informação, com dados de identificação do paciente, data do exame e outros detalhes relevantes.

## 2.2 RISCOS OCUPACIONAIS NA ODONTOLOGIA

Os profissionais de saúde estão expostos a diversos riscos durante a prática diária, e para minimizar, prevenir ou reduzir os riscos é necessário adotar medidas de precauções-padrão. Estas medidas devem ser utilizadas, independente do diagnóstico confirmado ou presuntivo de doença infecciosa transmissível no indivíduo (PAZ et al., 2006). Conforme a RDC/ANVISA nº 50, de 21 de fevereiro de 2002, as precauções-padrão constituem-se de barreiras e ênfase nos cuidados especiais durante os procedimentos, visando evitar que a equipe de assistência tenha contato direto ou indireto com os diversos líquidos corporais, agulhas, instrumentos e equipamentos.

Os riscos mais frequentes a que estão sujeitos os profissionais que atuam em assistência odontológica são os físicos, os químicos, os ergonômicos, os mecânicos, os advindos da falta de conforto e higiene e os biológicos. Em relação aos fluidos biológicos, os acidentes que envolvem sangue e outros fluidos orgânicos são os mais frequentes. A transmissão de diversos patógenos pode ocorrer pelas vias aéreas, pelo sangue e outros fluidos orgânicos, que são as principais vias de transmissão do HVI e dos vírus de hepatites B e C (PAZ et al., 2006). Há ainda os riscos físicos tanto para o paciente quanto para o profissional, referentes à emissão de radiação, e regulamentados pela Portaria nº 453, do Ministério da Saúde, de 1º de junho de 1998, que estabelece as diretrizes de proteção radiológica em radiodiagnóstico médico e odontológico e dispõe sobre o uso dos equipamentos de raios X em todo o território nacional.

O ambiente odontológico apresenta particularidades que favorecem que o ar seja uma via potencial de transmissão de microrganismos, por meio de gotículas e aerossóis que são gerados durante tosse, espirro e fala, ou provenientes de instrumentos rotatórios, seringa tríplice, equipamentos ultrassônicos e por jateamento. Sendo assim, é possível a contaminação diretamente do profissional ao atingirem a pele e mucosas, por inalação e ingestão, ou indiretamente, quando contaminam as superfícies. A doença meningocócica, influenza, mononucleose, rubéola, sarampo, tuberculose são as principais doenças transmissíveis por via aérea (PAZ et al., 2006).

Devido à proximidade e o tempo prolongado de exposição durante os procedimentos, a equipe odontológica ainda está sujeita a diversas doenças adquiridas, pelo contato direto, mãos e pele, e indireto, por meio de superfícies ambientais ou itens de uso do paciente, como herpes simples, escabiose, pediculose, micoses e conjuntivites (PAZ et al., 2006).

Desde o início da epidemia de AIDS, surgiu uma preocupação em relação às práticas médicas e odontológicas, com o objetivo de minimizar a exposição a patógenos veiculados pelo sangue. As práticas de controle de infecção tornaram-se significativas na Odontologia, e são projetadas para criar e manter um ambiente clínico seguro, eliminando ou minimizando a transmissão da doença durante o tratamento do paciente (BARTOLONI, CHARLTON e FLINT, 2003).

## **2.3 CARACTERIZAÇÃO DOS MICRORGANISMOS**

Muitos microrganismos estão relacionados à prática odontológica, no entanto, alguns devem ter destaque por serem patógenos oportunistas, membros da microbiota normal, que podem causar infecções humanas estabelecendo uma doença quando são introduzidos em sítios desprotegidos e quando o sistema imune apresenta-se deficiente, dependendo também dos fatores de virulência do microrganismo. O trato respiratório superior e a cavidade bucal é colonizado por numerosos microrganismos como, por exemplo, *Streptococcus*, *Staphylococcus*, *Porphyromonas*, *Prevotella*, *Haemophilus*, *Eubacterium*, *Enterocateriaceae*, *Actinomyces*, *Acinetobacter* e *Candida*, entre outros (JORGE, 2012; MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009).

### **2.3.1 Estafilococos**

O gênero *Staphylococcus* é composto por diversas espécies que podem ser encontradas em amostras clínicas humanas. Os estafilococos são cocos Gram positivos, imóveis, não formadores de esporos e catalase positivos. Ocorrem em

forma de células isoladas, em pares, tetrade e cadeias curtas, porém, predominantemente em grupos semelhantes a cachos de uva. As espécies, na sua maioria, são anaeróbias facultativas (KONEMAN et al., 2008). Crescem rapidamente em muitos meios de cultura, sendo metabolicamente ativos, fermentando carboidratos e produzindo pigmentos que variam do branco ao amarelo intenso.

Os estafilocos patogênicos frequentemente hemolisam sangue, coagulam o plasma e produzem várias enzimas e toxinas extracelulares (BROOKS et al., 2012). Esses microrganismos são importantes patógenos encontrados em seres humanos e causam um amplo espectro de doenças sistêmicas que podem ameaçar a vida, incluindo infecções de pele, tecidos moles, ossos, trato urinário, bem como infecções oportunistas (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). No entanto, os membros desse gênero podem ser encontrados em vários habitats e ocupam uma variedade de nichos.

Os *S. aureus*, desde a sua descoberta como um patógeno oportunista é o responsável por uma variedade de infecções e continua sendo a maior causa de mortalidade (NASCIMENTO, 2008). As espécies mais comumente associadas a doenças humanas são *S. aureus*, o mais virulento e mais conhecido membro do gênero, *Staphylococcus epidermidis*, *Staphylococcus haemolyticus*, *Staphylococcus lugdunensis* e *Staphylococcus saprophyticus*. Existe ainda o *S. aureus* resistente à meticilina, que é notável por produzir infecções graves em pacientes hospitalizados e, mais recentemente, em crianças e adultos não hospitalizados e previamente saudáveis (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). Algumas espécies só ocorrem em animais e são reconhecidas como patógenos veterinários, tais como *Staphylococcus hyicus* e *Staphylococcus intermedius* (KONEMAN et al., 2008).

De maneira geral, os estafilococos estão envolvidos em diversas doenças mediadas por toxinas, doenças cutâneas, bacteremia, endocardite, pneumonia, epiema, osteomielite, artrite séptica, infecções do trato urinário e infecções oportunistas (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). Desenvolvem rapidamente resistência a numerosos antimicrobianos, podendo causar problemas terapêuticos difíceis (BROOKS et al., 2012). Martins, Koga-Ito e Jorge (2002) encontraram *Staphylococcus spp* na cavidade bucal de 65 indivíduos (95,60%). Entre os isolados, 63% foram coagulase negativo. Dos 37% coagulase positivos isolados, nove eram *S. aureus*, onze eram *S. hyicus* e quatro *Staphylococcus schleiferi* subespécie *coagulans*.

### 2.3.2 Estreptococos e Enterococos

Os estreptococos, os enterococos e as bactérias semelhantes a estreptococos são bactérias Gram positivas, catalase negativas e oxidase negativas que costumam crescer aos pares e em cadeias. Os estreptococos são anaeróbios facultativos, embora algumas linhagens cresçam melhor em condições anaeróbias, porém, o crescimento da maioria das espécies ocorre com o aumento de CO<sub>2</sub>. (KONEMAN et al., 2008).

A diferenciação das espécies dentro do gênero *Streptococcus* é complicada e utiliza três diferentes esquemas de classificação que se sobrepõem para identificá-los: propriedades sorológicas; padrões hemolíticos, como hemólise completa ou beta, hemólise incompleta ou alfa e ausência de hemólise ou gama; e propriedades bioquímicas (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). Os estreptococos formam um grupo de bactérias heterogêneo, de forma que nenhum sistema de classificação é suficientemente adequado. No entanto, a combinação de vários métodos possibilita uma classificação para fins clínicos e epidemiológicos, sendo a genética molecular também utilizada para o estudo desses microrganismos (BROOKS et al., 2012).

Entre os estreptococos importantes estão o *Streptococcus pyogenes*, responsáveis por doenças supurativas como faringite, infecções de tecidos moles, síndrome do choque tóxico estreptocócico e doenças não supurativas como febre reumática e glomerulonefrite. Há também o *Streptococcus agalactiae*, responsável por doença neonatal e infecções em mulheres grávidas. Existem os estreptococos β-hemolíticos, com destaque aos *Streptococcus viridans* que são responsáveis pela formação de abscessos em tecidos profundos associados ao grupo *Streptococcus anginosus*; septicemia em pacientes neuropênicos quando associada ao grupo *Streptococcus mitis*; endocardite subaguda associada aos grupos *S. mitis* e *Streptococcus salivarius*; cárie dentária associada ao grupo *Streptococcus mutans*; neoplasia do trato gastrointestinal associada ao grupo *Streptococcus bovis*; e meningite associada aos *Streptococcus gallolyticus*, *Streptococcus suis* e ao grupo *S. mitis*. Além do *Streptococcus pneumoniae* relacionado à pneumonia, meningite e bacteremia (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). Segundo Jorge (2012), apenas quatro grupos são considerados estreptococos bucais, os Grupos *mutans*, *anginosus*, *mitis* e *salivarius*.

Os enterococos foram classificados inicialmente como estreptococos, mas em 1984 foram reclassificados em um novo gênero, *Enterococcus*. As espécies mais frequentemente isoladas que apresentam maior importância clínica são os *Enterococcus faecalis* e *Enterococcus faecium*. Os enterococos são cocos Gram positivos, dispostos tipicamente aos pares e em cadeias curtas. Crescem tanto em aerobiose quanto em anaerobiose e em uma ampla faixa de temperatura de 10°C a 45°C. Apesar de apresentarem necessidades nutricionais complexas como vitamina B, bases nitrogenadas de ácidos nucleicos e uma fonte de carbono, a glicose, o meio de ágar sangue de carneiro possibilita seu crescimento (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). Também crescem na presença de bile, em NaCl a 6,5% e hidrolisam esculina. São mais resistentes à penicilina G do que os estreptococos, sendo muitos resistentes à vancomicina e raros possuem plasmídios que codificam as betalactamases (BROOKS et al., 2012). Os enterococos são bactérias entéricas, que são comumente isoladas das fezes de humanos e de diversos animais. São patógenos importantes, já que estão relacionados às principais causas de infecções adquiridas em hospitais (infecções nosocomiais), particularmente em unidades de tratamento intensivo. O trato urinário, o peritônio e o tecido cardíaco são os sítios frequentemente envolvidos (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). O *E. faecalis* é o mais comum, sendo responsável por 85% a 90% das infecções enterocócicas, enquanto o *E. faecium* causa 5 a 10% das infecções (BROOKS et al., 2012). Ambos enterococos são frequentemente isolados em casos de insucessos no tratamento endodôntico (JORGE, 2012).

### **2.3.3 Bacilos Gram negativos**

#### **2.3.3.1 Enterobactérias**

Os bacilos ou bastonetes Gram negativos pertencentes à família *Enterobacteriaceae* são as bactérias isoladas com mais frequência nas amostras clínicas. Estão amplamente distribuídas na natureza, sendo encontradas no solo, na água, em vegetais e no trato intestinal de seres humanos e animais (KONEMAN et

al., 2008). As bactérias entéricas podem ser encontradas, em pequeno número, nas vias respiratórias superiores e no trato genital, como parte da flora normal. Geralmente, as bactérias entéricas não provocam doenças e, no intestino, podem até contribuir para a função normal e nutrição, mas tornam-se patôgenicas quando atingem tecidos fora do trato intestinal ou outros locais incomuns que contém flora normal. Os locais de infecção mais frequentes e clinicamente importantes constituem o trato urinário, outras áreas da cavidade abdominal, apesar de que qualquer local pode ser acometido por infecção (BROOKS et al., 2012). Estas bactérias causam uma variedade de doenças em humanos, incluindo 30% a 35% de todas as bacteremias, mais de 70% das infecções do trato urinário e muitas infecções intestinais. A *Salmonella* sorotipo *Typhi*, espécies de *Shigella* e *Yersinia pestis* estão sempre associadas a doenças em humanos, enquanto outros como *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* e *Proteus mirabilis*, são comensais, membros da flora normal, que podem causar infecções oportunistas (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). Já foi encontrada *E. coli*, *Klebsiella* spp e *Yersinia* na cavidade bucal e em amostras subgingivais humanas (JORGE, 2012). Os membros das *Enterobacteriaceae* podem ser discriminados em praticamente qualquer tipo de doença, e isolados de qualquer amostra. Os pacientes imunocomprometidos ou debilitados são altamente suscetíveis às infecções hospitalares, após colonização com linhagens ambientais ou após procedimentos invasivos. Além de serem bactérias Gram negativas, apresentam outras características, com poucas exceções, como: fermentação de glicose, oxidase negativa e redução de nitrato a nitrito (KONEMAN et al., 2008). Todos os membros desta família podem crescer rapidamente, aerobicamente e anaerobicamente em uma variedade de meios seletivos como ágar *MacConkey* e não seletivos como ágar sangue, podendo ser ainda catalase positiva e oxidase negativa. A ausência de atividade da citocromo oxidase é uma característica importante para distinguir *Enterobacteriaceae* dos outros bacilos Gram negativos fermentadores e não fermentadores (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). As bactérias são diferenciadas pelos carboidratos que metabolizam e pelo tipo e quantidade de ácidos produzidos (KONEMAN et al., 2008).

### 2.3.3.2 Bacilos Gram negativos não fermentadores

Os bacilos Gram negativos não fermentadores constituem um grupo de aeróbios não formadores de esporos, que não utilizam carboidratos como fonte de energia, nem os degradam por meio de vias metabólicas fermentativas e apresentam exigências especiais de crescimento. Utilizam carboidratos, mas são incapazes de degradá-los por vias fermentativas, degradando-os pela via oxidativa. (KONEMAN et al., 2008).

Estes constituem um grupo de patógenos oportunistas de plantas, animais e seres humanos e sua classificação taxonômica vem sofrendo alterações nos últimos anos, dificultando o entendimento. No entanto a maioria dos isolados de significado clínico são membros de cinco gêneros: *Pseudomonas*, *Burkholderia*, *Stenotrophomonas*, *Actinobacter* e *Moraxella* (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009)

A espécie mais importante de *Pseudomonas* é a *Pseudomonas aeruginosa*, que está relacionada a doenças no trato respiratório, no trato urinário, na pele, tecidos moles, ouvidos, assim como bacteremias e endocardites (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). A *P. aeruginosa* constitui um importante patógeno hospitalar, sendo um microrganismo invasivo e toxigênico, que provoca infecções em pacientes com defesas anormais (BROOKS et al., 2012).

O complexo *Burkholderia cepacia*, *Burkholderia gladioli* e *Burkholderia pseudomallei* são importantes patógenos humanos relacionados a infecções pulmonares e oportunistas (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). A *B. cepacia* e *B. gladioli* são espécies estreitamente relacionadas e aptas a crescerem em água, solo, plantas, animais e em vegetais em decomposição. Em hospitais podem ser isoladas de uma ampla variedade de fontes ambientais e da água e, conseqüentemente, serem transmitidas aos pacientes. Os pacientes acometidos por fibrose cística, em particular apresentando doença granulomatosa crônica são vulneráveis à infecção por bactérias do complexo *B. cepacia*. A *B. pseudomallei* é um pequeno bastonete Gram negativo, oxidase-positivo, aeróbico, móvel, oxida a glicose, a lactase e inúmeros carboidratos. Provoca melioidose em seres humanos. É um microrganismo saprófita natural cultivado a partir do solo, da água, de arrozais e hortas. A contaminação humana provavelmente é originária dessas fontes de

infecções, a partir de escoriações na pele e, possivelmente, por ingestão ou inalação (BROOKS et al., 2012).

No gênero *Stenotrophomonas* foi classificada a espécie *Stenotrophomonas maltophilia*, bactéria responsável por infecções em pacientes debilitados e com os mecanismos de defesa comprometidos. As infecções hospitalares mais comuns são a bacteremia e pneumonia, ambas associadas à alta incidência de complicações e morte e têm sido relacionadas à contaminação de cateteres venosos, soluções desinfetantes, equipamentos de ventilação mecânica e máquinas de gelo. O tratamento com antibiótico é complicado devido a sua resistência a maioria dos fármacos comumente utilizados (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009). O microrganismo é isolado de diversos locais anatômicos como, por exemplo, secreções das vias respiratórias, urina, feridas cutâneas e sangue (BROOKS et al., 2012).

As espécies de *Acinetobacter* são bactérias Gram negativas aeróbicas amplamente distribuídas no solo e na água e podem ocasionalmente ser cultivadas a partir de amostras da pele, mucosas, secreções e do ambiente hospitalar. O *Acinetobacter baumannii* é a espécie mais comumente isolada. As espécies exibem um aspecto cocobacilar e são semelhantes às neissérias em esfregaços devido à predominância de formas diplocócicas nos líquidos corporais e em meios sólidos. Ocorrem em forma de bacilos e ocasionalmente as bactérias parecem Gram positivas. As espécies são frequentemente comensais, no entanto, às vezes podem provocar infecções nasocomias (BROOKS et al., 2012). Os *Acinetobacter* são patógenos oportunistas e causam infecções no trato respiratório, no trato urinário e em feridas, podendo causar septicemia (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009).

O grupo *Moraxella* apresenta seis espécies que se caracterizam por serem imóveis, não fermentadoras e oxidase-positivas. Quando coradas pelo método Gram, aparecem como pequenos bacilos Gram negativos, cocobacilos ou cocos. Estão presentes na flora normal das vias respiratórias superiores e podem ocasionalmente provocar bacteremia, endocardite, conjuntivite, meningite e outras infecções (BROOKS et al., 2012). O gênero *Moraxella* foi reorganizado de acordo com a análise do ácido nucléico sendo a espécie mais importante, a *Moraxella catarrhalis*, microrganismos comum de bronquite, broncopneumonia, e em pessoas

saudáveis pode causar sinusite e otite. A maioria dos isolados produz  $\beta$ -lactamase e são resistentes às penicilinas (MURRAY, ROSENTHAL e PFALLER, 2009).

Existem ainda outras bactérias incomuns como as do gênero *Ochrobactrum* formado por espécies anteriormente classificadas no gênero *Achromobacter* e *Alcaligenes* pela similariedade. O *Ochrobactrum anthropi* é frequentemente isolado em bacteremias a partir de cateteres intravasculares, assim como o *Chromobacterium violacium*, um bastonete Gram negativo semelhante às *Pseudomonas*. A ocorrência é comum em climas subtropicais, no solo e na água, podendo infectar animais e seres humanos por meio de aberturas na pele ou via intestinal. Pode gerar abscessos, diarreia e sepse, com muitos casos de óbito. As cromobactérias são frequentemente sensíveis ao cloranfenicol, às tetraciclinas e aos aminoglicosídeos (BROOKS et al., 2012).

#### 2.3.4 Bolores e Leveduras

Existem aproximadamente 80.000 espécies de fungos descritas, porém menos de 400 têm importância médica, pouco menos de 50 espécies podem causar aproximadamente 90% das infecções fúngicas. A maioria das espécies de fungos trazem benefícios para os seres humanos, pois são essenciais na degradação de matéria orgânica, contribuem na produção de alimentos, fornecem metabólitos secundários bioativos como os antibióticos e imunossupressores, além de exercer forte impacto econômico como fitopatógenos na agricultura (BROOKS et al., 2012).

Todos os fungos são microrganismos eucarióticos e, em sua maioria, são aeróbicos obrigatórios ou facultativos, secretam uma diversidade de enzimas que degradam muitos substratos orgânicos em nutrientes solúveis, que em seguida serão absorvidos (BROOKS et al., 2012).

A maioria dos fungos patogênicos são exógenos e seus *habitats* naturais são a água, o solo e resíduos orgânicos. A candidíase e a dermatofitoses são as infecções fúngicas (micoses) de maior incidência, causadas por fungos da flora residente e altamente adaptados à sobrevivência no hospedeiro humano (BROOKS et al., 2012).

A candidíase é a micose mais comum, sendo a *Candida albicans*, *Candida tropicalis* e *Candida glabrata* as mais frequentemente isoladas em candidoses. Na

cavidade bucal a *Candida albicans* pode ser frequentemente isolada, e o uso de próteses e aparelhos ortodônticos facilita seu desenvolvimento. A *Candida glabrata* constitui a segunda espécie do gênero mais recuperada da cavidade bucal. E a *Candida tropilallis* pode ser encontrada no nariz, garganta, pele, vagina e trato gastrointestinal (JORGE, 2002).

## **2.4 MÉTODOS DE IDENTIFICAÇÃO DE MICRORGANISMOS**

### **2.4.1 Detecção pelo método de esfregaço com *swab* (método convencional)**

Trata-se do método mais antigo e mais utilizado para avaliação microbiológica ambiental. Essa técnica consiste em friccionar um *swab* estéril, que foi previamente umedecido em uma solução diluente apropriada, na superfície a ser avaliada, utilizando um molde esterilizado para delimitar a área amostrada. A haste do *swab* manuseada deve ser quebrada ou cortada antes de imergi-lo em recipiente adequado juntamente com o material amostrado e os possíveis microrganismos aderidos. O diluente deve ser examinado por plaqueamento de alíquotas em meio de cultura apropriado e o resultado deve ser expresso por UFC/cm<sup>2</sup> de superfície (ANDRADE et al., 2008). Os métodos de cultura convencionais têm limitações do ponto de vista quantitativo e qualitativo. Embora eles permitam a detecção de uma única bactéria em amostras complexas, estima-se que poucos microrganismos naturais sejam cultiváveis. Os protocolos para detecção de patógenos em amostras ambientais utilizando meios de cultura podem ser imprecisos, devido à natureza seletiva do meio, uma vez que alguns requerem componentes e condições específicos para cada microrganismo (LEMARCHAND et al., 2005).

### **2.4.2 Detecção pelo método de contato direto - Petrifilm™**

Existem vários métodos alternativos para análise microbiológica rápida de alimentos. Devido a suas inúmeras vantagens, especialmente a conveniência de uso, a utilização de sistemas prontos para uso na enumeração de microrganismos indicadores de higiene vem aumentando. Entretanto, o desempenho desses sistemas para contagem de microrganismos injuriados não é bem conhecido (FERRATI et al., 2005).

As placas Petrifilm™ (3M Company, St. Paul, Minnesota, EUA) podem ser utilizadas para a avaliação por contato direto de superfícies curvas ou com ranhuras. As placas são constituídas por uma camada de meio de cultura que, quando adicionado o diluente, forma um gel em um filme flexível, com um indicador para facilitar a enumeração das colônias. Após hidratação asséptica do gel com 1 mL de solução do diluente estéril, a placa pode ser pressionada contra a superfície a ser avaliada, sendo incubada de forma usual posteriormente. O gel pode ser moldado comprimindo a placa em superfícies curvas, sendo uma vantagem dessa técnica (ANDRADE et al., 2008).

Desse modo, Ferrati et al. (2005) avaliaram o desempenho de placas Petrifilm™ e SimPlate™ (IDEXX Laboratories, Westbrook, Minnesota, EUA) para contagem de aeróbios totais e fungos em sucos de frutas ácidas. Os resultados obtidos na contagem desses microrganismos, sejam com Petrifilm™ ou com SimPlate™, correlacionaram-se bem àqueles obtidos por meio dos métodos convencionais. Ambos os sistemas prontos para uso foram considerados boas alternativas para a determinação da qualidade microbiológica de sucos de frutas ácidas.

Wu et al. (2008) avaliaram o desempenho das placas Petrifilm™ seletivas para *E. Coli* (placa SEC), suplementada com diferentes antimicrobianos, para discriminar *E. coli* resistentes e não resistentes, comparando-as ao meio ágar *Mueller-Hinton II*, padrão comumente utilizado para teste de susceptibilidade de *E. coli*. A placa SEC apresentou valores de concordância elevados (Kappa variando de 0,9 a 1) quando comparada aos resultados obtidos pelo meio *Mueller-Hinton II*. Este estudo forneceu a primeira informação que os meios das placas SEC são adequados para discriminar *E. coli* resistente e não resistente, indicando a possibilidade de utilizar este meio para triagem e enumeração de *E. coli* resistentes a maioria dos antibióticos.

Teramura, Mizuochi e Kodaka (2010) avaliaram um sistema de meio de cultura pronto para uso, compacto e seco, para detecção e enumeração de *S. aureus* (CD-XSA Nissul Pharmaceutical Co., Tóquio, Japão), comparando-o aos métodos convencionais. O método CD-XSA foi comparado com o método de ágar manitol salgado com gema de ovo (MSEY), método de ágar *Baird-Parker* (BP) e método Petrifilm 3M STX™ (3M-STX), em 105 amostras de alimentos contaminados artificialmente. O método Petrifilm 3M STX™ foi considerado um meio pronto para uso aceitável. Os coeficientes de correlação entre CD-XSA e MSEY, CD-XSA e BP e CD-XSA e 3M-STX são: 0,94, 0,96 e 0,97, respectivamente. Há também os métodos moleculares, tais como aqueles baseados em PCR, que podem detectar *S. aureus* rapidamente, mas necessitam de dispositivos específicos, habilidades e tem custos elevados. Os métodos de cultura prontos para uso, incluindo o CD-XSA e o Petrifilm™, tornaram-se tecnologias vantajosas, possibilitando a detecção de *S. aureus* fácil e rapidamente.

Casillas-Buenrostro et al. (2012) destacaram que as placas de contagem de aeróbios Petrifilm™, prontas para utilização, são comumente usadas para enumeração de microrganismos aeróbicos mesófilos, mas bactérias termofílicas são mais usualmente detectadas por métodos convencionais. Neste estudo, foi testada a aplicabilidade da placa Petrifilm™ para contagem de *Bacillus sporothermodurans* e *Geobacillus stearothermophilus* em leite em alta temperatura. Os resultados indicaram que as placas Petrifilm™ são reprodutíveis em comparação aos métodos convencionais, sendo compatíveis com as exigências industriais para controle de qualidade do leite.

Gitau et al. (2013) validou o Petrifilm™ em relação aos métodos padrão de cultura para o diagnóstico de microrganismos causadores de mastite bovina no Quênia. A concordância observada entre a cultura padrão e o Petrifilm™ foi de 85% para os microrganismos isolados Gram-positivos. Usando os resultados da cultura como padrão-ouro, o Petrifilm™ obteve uma sensibilidade de 90% para as amostras de bactérias Gram-positivas e especificidade de 51%. Pode-se concluir que o Petrifilm™ pode ser considerado para cultura de microrganismos causadores de mastite em países em desenvolvimento, especialmente quando as bactérias Gram-positivas são esperadas.

## 2.5 CONTROLE DE INFECÇÃO EM RADIOLOGIA ODONTOLÓGICA

Katz et al. (1989) realizaram um estudo com o objetivo de conhecer as práticas de controle de infecção em Radiologia Odontológica nas instituições americanas e canadenses, utilizando como ferramenta um questionário. Das 69 faculdades pesquisadas, um total de 62 faculdades devolveu o questionário totalmente preenchido, das quais 58 (94%) relataram ter um protocolo radiológico de controle de infecção. A maioria dos entrevistados relatou realizar desinfecção de superfície dos aparelhos periapicais (55%) e panorâmicos (61%), antes ou depois de cada paciente. Em algumas faculdades as superfícies eram envolvidas por barreiras. A maioria das faculdades rotineiramente realizava a desinfecção do cilindro do aparelho de raios X periapical (89%) e do cabeçote (87%), no entanto, muitos não desinfetavam o painel de controle (apenas 44%) ou o botão disparador (apenas 27%). Trinta e nove faculdades autoclavavam posicionadores de filmes e 20 autoclavavam os blocos de mordida do aparelho panorâmico. Dezenove faculdades desinfetavam quimicamente os posicionadores e 24 faculdades desinfetavam os blocos de mordida. O químico mais comumente utilizado foi o glutaraldeído. Mesmo autoclavando ou desinfetando quimicamente, nove faculdades usavam também barreira descartável. Trinta e cinco faculdades (56%) rotineiramente não desinfetavam a bancada da câmara escura. Apesar de 100% dos entrevistados relatarem o uso de luvas descartáveis durante a exposição das radiografias intrabucais, 27% não usavam luvas no processamento das radiografias. Uma pequena porcentagem das faculdades exigia máscaras e óculos de proteção na clínica de Radiologia. Embora os resultados dessa pesquisa indicassem que muitas faculdades seguiam o protocolo de controle de infecção radiológico, melhorias ainda eram necessárias.

Hubar e Oeschger (1995) investigaram a eficiência da desinfecção de filmes radiográficos intrabucais, com o objetivo de eliminar a utilização de barreiras plásticas sobre eles. Para isso, 100 filmes periapicais foram contaminados pela imersão em uma suspensão de *E. coli* por 30 segundos e posteriormente imersos em desinfetante por 60 segundos em cuba ultrassônica. Dois desinfetantes foram utilizados: Vital Defense-D (Block Drug Corp, Jersey City, New Jersey, EUA) e solução de hipoclorito de sódio a 2,63%. Na sequência, os filmes foram colocados

individualmente em meios de cultura. A imersão dos filmes periapicais em solução de hipoclorito de sódio 2,63% por 1 minuto desinfetou efetivamente as embalagens. No entanto, a remoção do excesso do agente contaminante antes da imersão em hipoclorito de sódio foi essencial para a desinfecção completa. O hipoclorito de sódio foi considerado uma alternativa viável quando comparado ao uso de barreiras plásticas, que continuam, muitas vezes, a exigir imersão em uma solução desinfetante para eliminar possíveis contaminantes.

Segundo a Ada Council on Scientific Affairs and Ada Council on Dental Practice (1996), os equipamentos de raios X e os filmes radiográficos devem ser usados com barreiras protetoras para prevenir contaminação microbiana. No entanto, se contaminados, os filmes devem ser manipulados de forma a evitar contaminação cruzada. Recomenda-se que os mesmos sejam abertos na câmara escura usando-se luvas descartáveis. As películas devem ser retiradas dos invólucros sem tocar a embalagem. As embalagens devem ser descartadas e as luvas removidas, assim as películas podem ser processadas sem contaminação da câmara escura. Preferencialmente os filmes devem ser embalados em barreiras protetoras antes do uso. As superfícies dos aparelhos de raios X podem ser cobertas com proteção de plástico, papel alumínio ou papel absorvente. Estas coberturas protetoras devem ser substituídas entre os pacientes ou quando contaminadas. Alternativamente, as superfícies podem sofrer uma pré-limpeza, para remover material orgânico e após ser submetida à desinfecção. Isto inclui o uso de combinações de fenolíticos sintéticos e iodóforos, combinações fenólicas-alcoólicas e compostos a base de cloro. As superfícies devem ser desinfetadas entre os pacientes ou quando estiverem visivelmente contaminadas.

Segundo Carvalho e Papaiz (1999), a Radiologia Odontológica, apesar de não estar associada diretamente a instrumentos perfuro-cortantes e gotículas de sangue, apresenta a possibilidade de transmissão de doenças infecciosas pela contaminação dos materiais e equipamentos utilizados para a obtenção de radiografias intra e extrabucais. Os autores visaram orientar o profissional da Odontologia a aplicar os princípios de biossegurança em Radiologia para a redução e/ou eliminação de microrganismos durante a obtenção de radiografias. Os autores apresentaram um protocolo prático em que, antes do exame, o local de atendimento deve estar totalmente limpo, sendo necessário proteger ou desinfetar com um agente químico o aparelho de raios X, cadeira, avental de chumbo e protetor de

tireóide, além dos materiais usados nas tomadas radiográficas, como: filmes, posicionadores e colgaduras. Após o paciente ser posicionado na cadeira, o operador deverá lavar as mãos e colocar luvas de procedimento. Durante o exame, o filme deve ser seco com papel toalha, caso não seja utilizada barreira individual. E após os exames, antes de remover as luvas, os materiais contaminados devem ser dispensados, as coberturas dos equipamentos removidas e, depois da remoção das luvas, devem-se lavar as mãos e retirar o protetor de tireóide e o avental do paciente. O controle de infecção em Radiologia deve integrar os cuidados com o paciente, prevenindo a transmissão de doenças e mantendo a assepsia durante todo o procedimento radiográfico, que é de responsabilidade do operador.

Wenzel, Frandsen e Hintze (1999) compararam o sensor do tipo CCD e a placa de armazenamento de fósforo (PSP) em relação ao desconforto para o paciente e à eficácia do controle de infecção. Cento e trinta pacientes aceitaram submeter-se a radiografias interproximais de ambos os lados, sendo que em um lado utilizou-se como receptor de imagem a placa de fósforo do sistema Digora (Soredex, Helsink, Finlândia) e do outro, o sensor tipo CCD do sistema RVG XL (Trophy Radiologie Inc., Paris, França). Ambas as exposições foram realizadas pelo mesmo radiologista, com auxílio de um posicionador radiográfico. O sensor e seu cabo e a placa de fósforo foram desinfetados, assim como todas as superfícies envolvidas na obtenção das radiografias. Além disso, foram utilizadas barreiras nas superfícies tocadas pelo operador durante o exame. Depois que as radiografias foram obtidas, os pacientes foram questionados quanto à sensação de desconforto, utilizando uma escala visual analógica (EVA). As amostras para avaliação microbiológica foram coletadas de 14 pacientes em diferentes momentos e localidades. Sobre a avaliação de desconforto, 58% dos pacientes preferiram a placa de fósforo (sistema Digora), 30% o sensor CCD (RVG) e 12% não tinham preferência. Quanto à contaminação, o sensor CCD (RVG) e o envelope das placas (Digora) apresentaram um grande número de bactérias bucais imediatamente após a exposição, mas simples procedimentos de limpeza mostraram-se eficazes. Os autores afirmaram que a contaminação cruzada representava um problema menor para ambos os sistemas, uma vez que simples procedimentos de desinfecção poderiam ser suficientes para evitar a contaminação. Ainda assim, afirmaram que ambos os sistemas poderiam se beneficiar com o desenvolvimento de novas pesquisas neste aspecto.

Hokett et al. (2000) avaliaram a efetividade do envoltório plástico utilizado como barreira para sensores de sistemas de radiografia digital direta, com e sem proteção adicional de uma dedeira de látex, mensurada por meio de um teste de pressão por água. Quatrocentos envoltórios plásticos foram aleatoriamente distribuídos em quatro grupos, dependendo da utilização ou não de posicionadores radiográficos e de dedeiras de látex cobrindo o envoltório plástico. Dez envoltórios adicionais não utilizados serviram como controles. Cada envoltório plástico, independente do grupo, recebeu 30 cm<sup>3</sup> de água e foi torcido para criar um laço. Aplicou-se uma pressão digital moderada por 30 segundos e verificou-se visualmente se havia vazamento da água. Os resultados indicaram evidências de vazamento nos envoltórios, com um total de 47,5% nos grupos sem a utilização da dedeira de látex. Nenhum dos envoltórios do grupo controle vazou, sugerindo que o processo de montagem do envoltório sobre o sensor pode criar pontos vulneráveis. Observou-se uma diferença significativa entre presença ou ausência de dedeiras, sendo que a utilização desse envoltório extra reduziu o vazamento de água para 3%. Quando o posicionador radiográfico foi utilizado, a taxa de vazamento foi reduzida, mas a diferença não foi significativa. A integridade dos envoltórios pode ser um componente integral na prevenção da contaminação cruzada nos sensores. Dedeiras de látex usadas em conjunto com envoltórios plásticos podem evitar, de maneira mais eficaz, a contaminação cruzada. Cirurgiões-dentistas que utilizam sensores digitais durante procedimentos odontológicos são encorajados a considerar o uso suplementar de barreiras de proteção para estes sensores delicados, caros e não esterilizáveis.

Lino, Carvalho e Razuk (2002) avaliaram os métodos de controle de infecção utilizados no setor de Radiologia Odontológica do Hospital de Reabilitação de Anomalias Craniofaciais da Universidade de São Paulo e sugeriram aos cirurgiões-dentistas clínicos gerais e radiologistas procedimentos técnicos que podem ser aplicados nas diversas técnicas radiográficas. Foram enviados questionários para cada setor que dispunha de aparelho de raios X, com questões acerca dos procedimentos de biossegurança adotados em Radiologia Odontológica. Os resultados indicaram a utilização das seguintes medidas de controle de infecção: uso de luvas durante o exame radiográfico (100%); desinfecção do filme radiográfico com álcool 70% (75%); proteção do filme radiográfico e do aparelho de raios X com barreira plástica e uso de sobre-luvas para manipulação do aparelho (25%) e

processamento radiográfico realizado pelo auxiliar após desinfecção do filme com álcool 70% (50%).

Mota (2002) investigou o grau de contaminação dos materiais e equipamentos utilizados na clínica de graduação da Faculdade de Odontologia de Piracicaba, diagnosticando os locais onde possivelmente ocorre maior quebra da cadeia asséptica durante a execução dos procedimentos, determinando os microrganismos mais prevalentes, além de avaliar a resistência dos microrganismos encontrados frente aos antibióticos de maior uso na Odontologia. Foram avaliadas as superfícies externas dos seguintes materiais e equipamentos: botões das cadeiras odontológicas, cabeçotes dos aparelhos de raios X, luvas de procedimentos utilizadas por docentes e alunos, maçanetas da porta de entrada da clínica, alças dos refletores, seringas tríplex e teclas “*enter*” dos computadores. Foram realizadas coletas em três momentos distintos: antes do início do procedimentos clínicos, durante os procedimentos, uma hora após o término dos procedimentos clínicos e antes da entrada da equipe de limpeza. Foram considerados três ambientes clínicos diferentes: clínica de atendimento a adultos, clínica de atendimento a pacientes infantis e plantão de urgência. Em relação aos resultados, todos os grupos, independentemente do momento da coleta ou dos ambientes clínicos analisados, apresentaram crescimento de microrganismos. Nas coletas realizadas nos cabeçotes dos aparelhos de raios X foram observados principalmente fungos, e, em relação ao momento da coleta, apesar de não ser significativo, houve um aumento acentuado de contaminação durante e após as atividades clínicas, independente da clínica estudada. Em relação à susceptibilidade dos microrganismos, os que apresentaram maior resistência à penicilina foram os *S. aureus*, seguidos pelos *S. epidermidis* e *S. pneumoniae*. Mas, de maneira geral, observou-se um alto índice de resistência antimicrobiana, sendo que 80,8% dos microrganismos foram resistentes a pelo menos um tipo de antibiótico testado. Quanto às espécies de microrganismos encontrados, houve maior predominância de *S. epidermidis* e *Streptococcus* do grupo *viridans*. Dentro os bacilos, os *Bacillus subtilis* foram os mais encontrados. Durante e após a atividade clínica, houve maior predomínio de estreptococos em relação aos estafilococos, sendo que durante a atividade clínica essa diferença tornou-se mais evidente.

Bartoloni, Charlton e Flint (2003) afirmaram que desde o início da epidemia de AIDS surgiu uma preocupação em relação às práticas médicas e odontológicas, com

o objetivo de minimizar a exposição a patógenos veiculados pelo sangue. Os profissionais de saúde e seus pacientes estão expostos a doenças infecciosas durante o tratamento, pois o sangue e a saliva podem abrigar microrganismos que envolvem risco de vida. As práticas de controle de infecção tornaram-se significativas na Odontologia e são projetadas para criar e manter um ambiente clínico seguro, eliminando ou minimizando a transmissão de doenças durante o tratamento do paciente. Práticas de controle de infecção em Radiologia Odontológica são baseadas em precauções-padrão, incluindo: vestimenta apropriada de equipamentos de proteção individual; lavagem das mãos; uso de barreiras de superfície; limpeza e desinfecção dos equipamentos e superfícies circundantes e limpeza, desinfecção e esterilização dos instrumentos. O potencial de contaminação cruzada em Radiologia Odontológica é extremamente elevado, porque a tomada (exposição) e o processamento das radiografias intrabucais envolvem várias etapas. As práticas específicas de controle da infecção são recomendadas antes, durante e após a exposição de filmes. Não há nenhuma evidência direta que sugira que a propagação de microrganismos durante procedimentos radiográficos seja uma das principais causas de transmissão de doenças entre os profissionais e pacientes, mas a possibilidade não pode ser ignorada.

Pontual et al. (2004) avaliaram a eficácia de cinco agentes químicos utilizados na desinfecção de filmes intrabucais contaminados com saliva humana, realizando métodos de fricção e imersão. Foram testados os seguintes agentes: glutaraldeído a 2%, álcool a 70% e hipoclorito de sódio a 1, 2 e 5%. A desinfecção foi realizada pelos métodos de fricção e imersão em intervalos de 30 segundos, 2,5 minutos e 5 minutos, sendo cada grupo constituído por cinco filmes. Um total de 23 grupos foi avaliado, sendo 15 grupos para o método de imersão, cinco grupos para o método de fricção e três grupos como controle (controle positivo, controle negativo e controle para fricção). Os autores concluíram que a desinfecção de filmes intrabucais prévia ao processamento constitui um método simples e de baixo custo para controlar a infecção cruzada, sendo a desinfecção por imersão o método mais eficaz, especialmente quando utilizado o hipoclorito a 2 e 5% e álcool a 70%.

Silva et al. (2004) criaram um novo protocolo de controle de infecção e verificaram sua eficiência aplicando-o na Clínica de Radiologia Odontológica da Universidade Estadual Paulista Júlio de Mesquita Filho, por meio da contagem de

microrganismos em soluções de processamento e superfícies de contato durante a realização de radiografias intrabucais. As amostras foram coletadas em diferentes locais, antes e após a aplicação do novo protocolo de controle de infecção, que incluiu os seguintes procedimentos: 1. Procedimentos durante a sessão: lavar as mãos antes e após vestir as luvas, usar luvas descartáveis em todos os estágios, usar sobreluvas e empregar todos os demais equipamentos de proteção individual (máscaras, gorros, aventais e óculos de proteção); 2. Procedimentos relacionados com os equipamentos e ambiente: evitar tocar nas paredes e equipamentos com luvas contaminadas, desinfetar instrumentos e equipamentos com solução de clorexidina alcoólica, esterilizar posicionadores e blocos de mordida em autoclave ou em solução de glutaraldeído a 2% por 10 horas, empregar barreiras plásticas nos aparelhos de raios X (cabeçote e botões), nos filmes e braço da cadeira odontológica, descartar os filmes em copos plásticos após exposição, eliminar todo material que não será usado novamente em local apropriado; 3. Cuidados durante o processamento e na câmara escura: cobrir a superfície de trabalho (bancada) com material descartável, remover os filmes dos copos e colocá-los sobre a bancada previamente protegida, evitar a contaminação da película quando retirá-la da embalagem, remover as sobreluvas na câmara escura e manipular o filme com luvas limpas. As áreas utilizadas para a coleta foram: 1) na clínica - cabeçote do aparelho de raios X, cadeira odontológica (braço), avental de chumbo, botão disparador e barreira protetora; 2) na câmara escura - bancada (área de manipulação dos filmes); 3) nas soluções de processamento – solução reveladora, água e solução fixadora; e 4) no filme. Dez amostras foram coletadas de cada local, por dez dias não consecutivos, antes e após o estabelecimento do protocolo. Os autores verificaram um menor número de colônias quando empregado o novo protocolo de controle de infecção.

Hubar e Pelon (2005) afirmaram que computadores, monitores e negatoscópios fazem parte integral de um consultório odontológico e também estão sujeitos a contaminação, por estarem frequentemente em área operatória. Com o objetivo de detectar cepas de *S. aureus*, amostras foram coletadas de 44 monitores em diferentes áreas clínicas e não-clínicas da Faculdade de Odontologia da Universidade da Lousiana (EUA). As amostras foram plaqueadas em ágar sangue e depois transferidas em placas contendo ágar manitol salgado. Os resultados demonstraram um total de 1735 UFC hemolíticas e não-hemolíticas. Após

incubação, 84 colônias coradas foram suspeitas de serem do gênero *Staphylococcus*. A coloração de Gram foi realizada nessas colônias e a microscopia revelou que 74 delas eram cocos Gram positivos e 10 eram bacilos Gram positivos. Exames mais detalhados para cocos Gram positivos revelaram que 13 dos 74 cocos foram identificados como *S. aureus*, todos sensíveis a oxitilina. Quatro das 74 eram positivas para coagulase e consideradas patogênicas.

A American Dental Association Council on Scientific Affairs (2006) afirmou que as radiografias odontológicas são ferramentas úteis e necessárias no diagnóstico e tratamento das doenças bucais. Neste artigo é discutida a implementação de práticas radiográficas adequadas, enfatizando os seguintes itens: seleção de películas; colimação e filtração do feixe de raios X; equipamentos de proteção ao paciente como, por exemplo, aventais de chumbo e protetores de tireóide; uso de posicionadores, que devem ser esterilizados ou descartáveis; processamento preferencial em quartos escuros com adequada ventilação, evitando às câmaras escuras portáteis. Ainda sobre o controle de infecção, as recomendações foram as seguintes: devem ser utilizadas luvas ao manusear os filmes e itens contaminantes; as mãos devem ser lavadas sempre antes e após o uso das luvas; além da utilização de equipamentos protetores adicionais, como óculos de proteção e máscaras. Os sensores de radiografias digitais, que não podem ser esterilizados, devem ser cobertos com barreiras protetoras. Uma vez que a contaminação nas câmaras escuras portáteis é difícil de ser evitada, a barreira protetora de películas é recomendada. Os filmes não contaminados podem ser manuseados sem luvas. Todos os dispositivos extrabucais devem ser desinfetados ou protegidos por barreiras, substituídas a cada paciente.

Kalathingal et al. (2009) avaliaram a contaminação de placas de fósforo utilizadas em uma escola de Odontologia. A faculdade avaliada possuía 300 placas de fósforo (PSP) para uso dos alunos. Quarenta e cinco das 300 placas (15%) foram selecionadas aleatoriamente para exame. Das placas analisadas, 42% não estavam contaminadas, 57,8% apresentaram colônias bacterianas e 15,6% destas colônias demonstraram crescimento hemolítico. Seis colônias foram de bacilos Gram positivos e sete foram cocos Gram positivos. O crescimento de colônias concentrou-se mais nas periferias das placas. Com base nos resultados deste estudo, protocolos de controle de infecção foram alterados, incluindo uma esterilização a gás semanal. Os autores esclareceram que nem todas as instalações têm acesso ao

sistema de esterilização por óxido de etileno, assim sendo, um desinfetante que limpasse adequadamente sem prejudicar a placa, seria aceitável. Orientações sobre o manejo adequado durante a remoção e colocação da barreira nas placas também foram reforçadas.

Yüzbasioglu et al. (2009) investigaram os conhecimentos, atitudes e comportamentos dos cirurgiões-dentistas da cidade de Samsun (Turquia) em relação ao controle de infecção cruzada. Um questionário foi apresentado a todos os dentistas da cidade (n=184) e continha questões sobre procedimentos de controle de infecção. Dos 184 dentistas, 135 participaram do estudo (73,36%). Dos participantes, 74,1% expressaram preocupação sobre o risco de infecção cruzada. Quarenta e três por cento foram capazes de definir "infecção cruzada" corretamente. A grande maioria dos entrevistados (95,6%) afirmou que todos os pacientes têm de ser considerados como potencialmente infecciosos e precauções universais devem ser aplicadas a todos eles. Em relação aos métodos de esterilização, a autoclave estava disponível em 46,70% das instalações e estufas em 65,9%. Os cirurgiões-dentistas relataram o uso de barreiras na mesa odontológica e seringa tríplice (61,5%), apoio de cabeça da cadeira (45,2%), cabo do refletor (30,2%), equipamentos de Radiologia Odontológica (18,5%) e telefones, gavetas e puxadores (8,9%). Os agentes infecciosos mais importantes segundo os cirurgiões-dentistas participantes são: HIV, HBV/HCV, *Mycobacterium tuberculosis*, *Neisseria gonorrhoeae*, *Treponema pallidum*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Legionella pneumophilia*. De maneira geral, as respostas ao questionário mostraram que os cirurgiões-dentistas tinham conhecimento moderado sobre os procedimentos de controle de infecção, mas que o assunto não despertava interesse entre os profissionais, havendo uma deficiência na educação continuada sobre como evitar infecção cruzada na prática odontológica.

Kalathingal et al. (2010) avaliaram a taxa de contaminação microbiológica das placas de fósforo (PSP) bem como, se a esterilização a gás semanal, juntamente com protocolo de barreiras, poderia prevenir a contaminação dessas placas. Foram amostradas, durante duas semanas consecutivas, 50 placas utilizadas em uma Faculdade de Medicina da Georgia, 25 placas controle esterilizadas a gás. Os resultados indicaram que 28 (56%) placas testadas exibiram crescimento de colônias bacterianas em ágar sangue, 17 destas colônias foram selecionadas para crescimento em Ágar *Mitis Salivarius*, e 13 (76,47%) mostraram crescimento, 69%

destas eram Gram positivas. Assim, os problemas com a contaminação cruzada continuam a ser uma questão importante na radiografia digital. Reforçar normas técnicas de controle de infecção, bem como realizar a esterilização a gás das placas, parece ser uma solução em potencial para o problema nas Faculdades de Odontologia.

MacDonald e Waterfield (2011) enfatizaram a escassez de informações sobre a efetividade das barreiras tipo envelope utilizadas para isolar as placas de fósforo (PSP) dos sistemas digitais da contaminação por fluidos bucais. Uma vez que os detectores utilizados em radiografias digitais não podem ser autoclavados, normalmente barreiras são utilizadas no controle de infecção. Nesse estudo, 52 placas de fósforo foram assepticamente inseridas em barreiras-envelopes e colocadas na cavidade bucal de 30 voluntários, por 1 minuto, simulando uma exposição radiográfica periapical. Após esse período, as barreiras foram removidas e as placas foram avaliadas quanto a sua contaminação. As ocasiões nas quais as placas não puderam ser removidas sem contactar a borda do envelope foram anotadas. Em um segundo momento, as placas foram propositadamente contaminadas com saliva e, após essa contaminação, metade delas foi friccionada com gaze embebida em etanol e as restantes foram deixadas sem tratamento. As placas que sofreram o processo de desinfecção apresentaram-se totalmente livres de microrganismos. Os autores destacaram que uma fonte potencial de contaminação é o processo de remoção das placas de suas barreiras, uma vez que essas se encontram contaminadas. A contaminação média nas barreiras foi de  $1,68 \times 10^7$  UFC. A terceira análise deste estudo objetivou determinar se a habilidade clínica pode afetar a contaminação das placas. Das 44 placas testadas, 24 foram manipuladas por alunos de curso de Odontologia e 20 por radiologistas. Os resultados revelaram que duas (8%) das 24 placas colocadas pelos estudantes e uma (5%) das 20 placas colocadas pelo radiologista tinham contaminação. Os autores concluíram que o controle de infecção ainda permanece um desafio na área da radiografia digital intrabucal. Várias questões devem ser consideradas quando se utilizam placas de fósforo, pois estão contidas em envelopes que são uma fonte potencial de contaminação. Cada placa deve ser desinfetada entre a sua remoção da barreira contaminada e a colocação em um novo envelope. Além disso, a colocação da placa na barreira deve, idealmente, ser realizada sob condições

assépticas. Finalmente, a integridade do selamento da barreira deve ser inspecionada visualmente antes da liberação para o uso clínico.

Kuperstein (2012) verificou a eficácia do controle de infecção do sistema de barreira em envelope para placas de fósforo (PSP). Cinquenta e duas placas desinfetadas com etanol a 70% foram inseridas nas barreiras-envelope e avaliadas quanto à contaminação, após permanecerem 1 minuto na cavidade bucal de 30 voluntários. A presença de qualquer crescimento bacteriano foi considerada um indicativo de falha na barreira. A contaminação deu-se por defeito no selamento do envelope (barreira) e também como resultado do contato inadequado da placa com a barreira contaminada. O autor destacou a escassez da literatura acerca da questão do controle de infecção em sensores e placas digitais. Concluiu que placas de fósforo revestidas em barreira tipo envelope ainda permanecem como uma fonte potencial de contaminação e que as placas deveriam ser desinfetadas após a remoção da barreira contaminada. Além disso, a colocação da placa no envelope deve ser idealmente efetuada sob condições assépticas. A integridade de cada envelope selado deve ser verificada visualmente. Segundo o autor, estes resultados também devem ser extrapolados para práticas de controle de infecção que utilizam sensores digitais diretos (CCD e CMOS).

### 3 PROPOSIÇÃO

O presente estudo se propôs a:

- Comparar o índice de contaminação microbiológica, antes e depois dos atendimentos clínicos, nas superfícies de equipamentos radiológicos digitais da Faculdade de Odontologia da Universidade Federal de Juiz de Fora (FO/UFJF);
- Comparar o índice de contaminação da clínica de Radiologia com o das clínicas multidisciplinares da FO/UFJF;
- Correlacionar os métodos utilizados para coleta e isolamento de microrganismos.

## 4 METODOLOGIA

### 4.1 LOCAIS DA COLETA

As amostras foram coletadas em duas clínicas multidisciplinares e na clínica de Radiologia, três vezes e em três dias distintos, todas situadas na Faculdade de Odontologia da Universidade Federal de Juiz de Fora (FO/UFJF). As coletas foram realizadas em dois momentos diferentes: pela manhã, antes dos atendimentos clínicos, e ao final do dia, após os atendimentos e antes dos procedimentos de limpeza e desinfecção.

Foram coletadas amostras das seguintes superfícies dos aparelhos e acessórios radiológicos: no aparelho de raios X periapical (cabecote, braço articular, painel de controle e botão disparador), no sistema de radiografia digital (sensor) e no computador do sistema digital (teclado e *mouse*).

### 4.2 PROCEDIMENTO DE AMOSTRAGEM

A coleta do material foi realizada por meio de dois métodos distintos: o método convencional e o método de contato direto com a placa Petrifilm™ (3M Company, St Paul, Minnesota, EUA).

Denominou-se de método convencional o procedimento cujo esfregaço em superfície foi realizado com auxílio de *swab* estéril, embebido em 10 mL de solução salina estéril em tubo de ensaio (NaCl a 0,85%). Após a fricção do *swab*, este foi armazenado no mesmo tubo até o processamento. A fim de padronizar a área a ser amostrada foram utilizados moldes esterilizados de dimensão de 5x5 cm<sup>2</sup>. A área total amostrada por equipamento foi de 125 cm<sup>2</sup>, quando possível. No caso do botão disparador e do sensor, em que a superfície era muito pequena, toda a área foi utilizada para coleta.

Para o método de contato direto foram utilizadas placas Petrifilm™, previamente hidratadas com 1 mL de solução salina estéril (NaCl a 0,85%), conforme instruções do fabricante. As amostras foram acondicionadas sob-refrigeração e transportadas em seguida para o Laboratório de Pesquisa em Microbiologia do Departamento de Parasitologia, Microbiologia e Imunologia do Instituto de Ciências Biológicas da UFJF, onde foram processadas.

Durante toda a coleta foram utilizados equipamentos de proteção individual para evitar contaminação cruzada. Na Figura 1 estão ilustradas as coletas realizadas pelo método convencional, com *swab*, e por contato direto, com as placas Petrifilm™, nos diferentes locais amostrados.

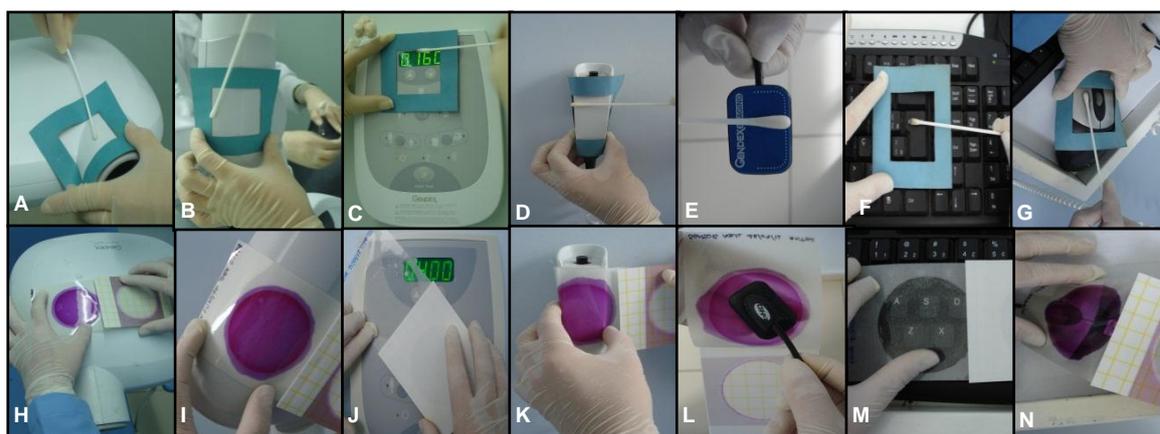


Figura 1. Coleta utilizando o método convencional com *swab*: cabeçote (A); braço articular (B); painel de controle (C); botão disparador (D); sensor (E); teclado (F) e *mouse* (G). Coleta utilizando o método Petrifilm™: cabeçote (H); braço articular (I); painel de controle (J); botão disparador (K); sensor (L); teclado (M) e *mouse* (N).

### 4.3 PLAQUEAMENTO E ISOLAMENTO SELETIVO DE MICRORGANISMOS

#### 4.3.1 Método convencional

As amostras coletadas com *swab* estéril foram submetidas à diluição seriada, onde alíquotas de 1 mL foram transferidas para tubos contendo 9 mL de solução salina estéril (NaCl a 0,85%) e assim sucessivamente, até a diluição  $10^{-2}$ . Após

homogeneização, alíquotas de 100 µL foram dispensadas com auxílio de ponteira e semeadas com alça de Drigalski, em duplicata, na superfície de placas com os seguintes meios de cultura:

- Ágar Manitol (Himeida, Mumbai, Índia): meio seletivo para isolamento de estafilococos.
- Ágar *MacConkey* (Himeida, Mumbai, Índia): meio seletivo para isolamento de enterobactérias e outros bacilos Gram negativos não fermentadores;
- Ágar *Sabouraud* dextrose (Himedia, Mumbai, Índia): para isolamento de bolores e leveduras;
- Ágar Sangue de Carneiro (Himedia, Mumbai, Índia): para recuperação de estreptococos e enterococos.

As placas semeadas nos meios de cultura ágar manitol e ágar *MacConkey*, foram incubadas a  $35 \pm 2^\circ\text{C}$  em estufa bacteriológica, por 24 a 48 horas. As placas contendo o meio ágar sangue foram submetidas a condições de microaerofilia com vela em atmosfera aumentada em 5% de  $\text{CO}_2$ , a  $35 \pm 2^\circ\text{C}$ , por 24 a 72 horas. As placas de ágar *Sabouraud* foram incubadas em estufa a  $27 \pm 2^\circ\text{C}$ , por até sete dias.

Passado o período de incubação, as colônias foram contadas e aplicou a fórmula para obtenção das unidades formadoras de colônia (UFC) de cada amostra. A fórmula para obtenção do valor final de UFC foi aplicada sobre a média da duplicata e o valor foi anotado.

#### 4.3.2 Método por contato direto

Foram utilizados na coleta três tipos de placas de contato direto: Petrifilm™ Staph Express (STX), Petrifilm™ para contagem de *Enterobacteriaceae* (EB) e Petrifilm™ para contagem de leveduras e bolores.

A placa Petrifilm™ STX contém o meio cromogênico *Baird Parker* modificado, em um composto gelificante solúvel em água fria. É seletivo e diferencial para *S. aureus* e contém também azul de toluidina para facilitar a visualização de reações desoxirribonucleases (DNAse). A placa pode detectar microrganismos DNAse positivos como *S. aureus*, *S. hyicus* e *S. intermedius*. As colônias vermelho-violetas nas placas são *S. aureus*. Ao identificar colônias diferentes das vermelho-violetas

como por exemplo, colônias pretas ou azuis-esverdeadas, utilizá-se o disco Petrifilm™ contendo o indicador e um ácido desoxirribonucleico, quando o disco é inserido na placa o *S. aureus*, por produzir DNAse (e ocasionalmente *S. hyicus* e *S. intermedius*), resulta em um halo rosado.

A Placa Petrifilm™ EB é um sistema que contém nutrientes modificados de Vermelho Violeta Bile Glicose (VRBG) e um indicador de tetrazólico que facilita a enumeração das colônias bacterianas. A área de crescimento circular é de aproximadamente 20 cm<sup>2</sup> com marcações quadriculadas para facilitar a contagem das colônias. Quanto à interpretação as Enterobacteriaceae são colônias bacterianas vermelhas com zonas amarelas, e/ou colônias vermelhas com bolhas de gás com ou sem zonas amarelas.

A Placa Petrifilm™ para contagem de bolores e leveduras contém nutrientes, suplementos com antibióticos, um agente gelificante solúvel em água fria e um indicador que facilita a contagem e a enumeração de bolores e leveduras. A área de crescimento circular é de aproximadamente 30 cm<sup>2</sup> com marcações quadriculadas para facilitar a contagem das colônias. Os bolores se caracterizavam por colônias grandes, com bordas difusas, planas, com centro escuro, e apresentavam cores variáveis. Já as leveduras se caracterizavam por colônias pequenas com bordas definidas, com elevações, centro uniforme e coloração marrom-rosada ou verde-azulada.

As placas Petrifilm™ STX e EB foram incubadas a  $35 \pm 2^\circ\text{C}$  em estufa bacteriológica, por 24 a 48 horas. A placa Petrifilm™ para contagem de bolores e leveduras foi incubada em estufa a  $27 \pm 2^\circ\text{C}$ , por até 7 dias.

Passado o período de incubação, as UFCs de cada placa de contato contadas visualmente por meio de um transluminador, foram anotadas.

#### **4.4 IDENTIFICAÇÃO BIOQUÍMICA DOS MICRORGANISMOS**

A identificação bioquímica dos microrganismos foi realizada por meio de testes de fermentação ou assimilação de carboidratos por enzimas específicas.

#### 4.4.1 Estafilococos

Colônias sugestivas de estafilococos no ágar manitol foram repicadas para o ágar triptona de soja - TSA (Himedia, Mumbai, Índia) para retirar a interferência dos agentes seletivos, confirmação da pureza pelo teste morfotintorial de Gram e confecção dos testes bioquímicos da catalase, coagulase e DNase.

No Gram, a observação de cocos Gram positivos agrupados é confirmatório do grupo. Para diferenciar estafilococos de estreptococos ou *enterobactérias* foi feita a prova da catalase, onde os primeiros se comportam como catalase-positivos. As provas da coagulase e DNase serviram para diferenciar *S. aureus* das demais espécies. Em todas as etapas foram utilizadas culturas de referência como controle positivo (*S. aureus* ATCC 33591 e *S. epidermidis* ATCC 12228). Para a diferenciação entre *S. epidermidis* e *S. saprophyticus* foi feito o teste de susceptibilidade ao antimicrobiano novobiocina, em ágar *Mueller Hinton*, cujo controle positivo para sensibilidade foi a presença de halo igual ou superior a 15 mm.

#### 4.4.2 Estreptococos e Enterococos

Colônias sugestivas do crescimento de estreptococos no meio ágar sangue foram repicadas para o TSA para confirmação da pureza pelo teste morfotintorial de Gram onde se observa cocos Gram positivos em cadeias longas.

Colônias sugestivas do crescimento de enterococos no meio ágar sangue foram repicadas para o TSA para confirmação da pureza pelo teste morfotintorial de Gram onde se observa cocos Gram positivos em cadeias curtas ou aos pares.

Visando diferenciar estafilococos e estreptococos/enterococos, as colônias repicadas em TSA foram submetidas ao teste da catalase, onde foram selecionadas colônias catalase-negativas. Estas foram novamente repicadas para o ágar sangue, incubadas em microaerofilia por mais 24 horas, para a observação do padrão de hemólise.

#### 4.4.3 Bacilos Gram negativos

Colônias identificadas presuntivamente como colônias lactose positivas e negativas em ágar *MacConkey*, foram repicadas para o TSA e submetidas ao teste morfotintorial de Gram, para a observação de BGNs. Para diferenciação entre bacilos fermentadores e não fermentadores de glicose, foi realizado teste fermentativo em caldo glicosado. As colônias identificadas como fermentadoras de glicose foram transferidas para um sistema miniaturizado de identificação de enterobactérias (Bactray 1, Laborclin, Pinhais, Paraná, Brasil) (Figura 2), conforme instruções do fabricante. Este sistema consiste em substratos desidratados para provas bioquímicas, distribuídos em microplacas, onde a identificação ocorre por meio de alterações de pH, hidrólise de substratos e produção de metabólicos. Foi realizada também a prova da oxidase em fita. As colônias identificadas como não fermentadoras de glicose foram transferidas para o sistema Bactray 3 (Laborclin, Pinhais, Paraná, Brasil).

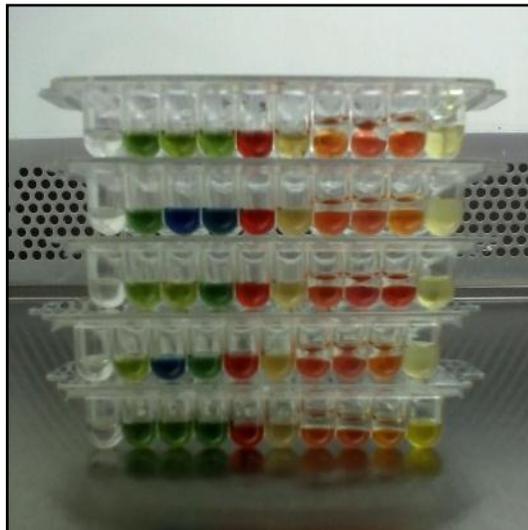


Figura 2. Sistema de identificação para enterobactérias e demais bacilos Gram negativos não fermentadores (Bactray 3)

#### 4.4.4 Bolores e Leveduras

Os fungos que obtiveram crescimento no ágar *Sabouraud* foram diferenciados visualmente em fungos filamentosos e leveduras. Tanto para o método convencional quanto para o método Petrifilm™. Nenhum teste bioquímico foi realizado.

#### 4.5 ANÁLISE ESTATÍSTICA

Os valores obtidos a partir das contagens e da fórmula da diluição foram convertidos à forma logarítmica [ $\log(x+1)$ ]. A transformação em logaritmo é uma forma alternativa para expressar os dados em microbiologia. O motivo de se transformar com o "+1" é que não existe logaritmo de zero, e o logaritmo de número entre 0 e 1 é negativo. Com essa transformação, os dados originais puderam ser trabalhados de uma forma mais fidedigna.

Para verificar se os valores apresentaram distribuição normal foi utilizado o teste de *Kolmogoriv-Smirnov*. O teste de *Wilcoxon* permitiu comparar as contagens de UFC antes e após os procedimentos clínicos. O teste de *Mann-Whitney* foi utilizado para comparar a contaminação entre as clínicas, para cada um dos métodos utilizados. Na tentativa de correlacionar os dois métodos de coleta foi calculado o coeficiente de *Spearman*.

Foi utilizado o programa SPSS versão 13.0 (SPSS Inc, Chicago, EUA). O nível de significância considerado foi de 5% ( $p \leq 0,05$ ).

## 5 RESULTADOS

Um total de 252 amostras foi coletado das clínicas da FO/UFJF, sendo que 126 amostras foram coletadas pelo método convencional e 126 foram coletadas pelo método de contato direto com placas Petrifilm<sup>TM</sup>. Metade das coletas foi realizada antes dos procedimentos clínicos e a outra metade após os atendimentos e antes dos procedimentos de limpeza e desinfecção.

Nas Tabelas 1, 2 e 3 estão apresentados os dados descritivos da distribuição quantitativa dos diferentes microrganismos nos respectivos locais de coleta para as clínicas de Radiologia e multidisciplinar. Nas amostras coletadas, não foram identificados estreptococos.

Tabela 1. Dados descritivos (mediana, mínimo e máximo) da distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta. Os dados são apresentados em log UFC.

		<b>MÉTODO CONVENCIONAL</b>								
		Clínica Radiologia			Clínica Multidisciplinar					
		Antes do uso		Após o uso	Antes do uso		Após o uso			
		Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx
MaxAparelho de raios X periapical	Cabeçote	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,18
	Braço articular	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	1,31
	Painel de controle	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,18
	Botão disparador	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,02
Sistema digital direto	Sensor	0,00	0,00	0,02	0,00	0,00	0,04	0,01	0,00	0,02
	Teclado	0,02	0,00	0,06	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,06
	Mouse	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,02
		<b>MÉTODO PETRIFILM™</b>								
		Clínica Radiologia			Clínica Multidisciplinar					
		Antes do uso		Após o uso	Antes do uso		Após o uso			
		Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx
MaxAparelho de raios X periapical	Cabeçote	0,00	0,00	1,36	0,30	0,00	1,30	0,95	0,60	1,18
	Braço articular	0,47	0,00	0,78	0,30	0,00	0,30	0,38	0,00	0,78
	Painel de controle	0,00	0,00	1,04	0,00	0,00	0,00	0,15	0,00	0,48
	Botão disparador	0,00	0,00	0,30	0,00	0,00	0,48	0,15	0,00	0,30
Sistema digital direto	Sensor	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00	0,00
	Teclado	0,30	0,00	1,04	0,60	0,00	0,70	0,38	0,00	0,60
	Mouse	0,30	0,00	0,70	0,30	0,00	0,60	0,65	0,48	1,23



Tabela 3. Dados descritivos (mediana, mínimo e máximo) da distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta. Os dados são apresentados em log UFC.

		<b>MÉTODO CONVENCIONAL</b>											
		Clínica Radiologia			Clínica Multidisciplinar								
		Antes do uso		Após o uso	Antes do uso		Após o uso						
		Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx			
MaxAparelho de raios X periapical	Cabeçote	0,13	0,02	2,40	0,02	0,00	0,06	0,00	0,00	0,30	0,02	0,00	0,65
	Braço articular	0,02	0,00	0,40	0,00	0,00	0,04	0,14	0,00	0,48	0,02	0,00	0,40
	Painel de controle	0,27	0,02	0,82	0,00	0,00	0,02	0,03	0,02	0,70	0,05	0,00	0,65
	Botão disparador	0,04	0,00	0,04	0,00	0,00	0,04	0,06	0,02	0,90	0,01	0,00	0,78
Sistema digital direto	Sensor	0,04	0,00	0,10	0,00	0,00	0,04	0,04	0,00	2,40	0,04	0,00	0,90
	Teclado	0,09	0,08	0,48	0,04	0,00	0,11	0,08	0,00	0,78	0,10	0,00	0,93
	Mouse	0,06	0,02	1,27	0,02	0,00	0,04	0,05	0,00	0,65	0,03	0,00	1,33
		<b>MÉTODO PETRIFILM™</b>											
		Clínica Radiologia			Clínica Multidisciplinar								
		Antes do uso		Após o uso	Antes do uso		Após o uso						
		Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx	Med	Mín	Máx			
MaxAparelho de raios X periapical	Cabeçote	1,20	0,30	1,76	0,69	0,00	1,18	1,47	0,48	1,70	1,54	1,04	1,85
	Braço articular	1,57	0,30	1,90	0,95	0,00	1,48	1,62	0,85	1,92	1,79	1,38	2,01
	Painel de controle	0,84	0,70	1,56	0,77	0,48	1,08	1,61	1,28	1,92	1,43	1,26	1,49
	Botão disparador	0,30	0,00	0,90	0,30	0,00	0,60	0,58	0,30	1,64	0,30	0,00	0,85
Sistema digital direto	Sensor	0,00	0,00	0,60	0,00	0,00	0,48	0,60	0,00	1,04	0,15	0,00	0,30
	Teclado	1,60	1,43	1,96	1,68	1,62	1,73	1,41	0,30	1,72	1,39	0,60	1,97
	Mouse	0,90	0,48	1,71	0,84	0,00	1,08	1,13	0,60	1,89	0,65	0,30	1,58

A distribuição quantitativa dos diferentes microrganismos encontrados também está ilustrada nos gráficos a seguir (Figuras 3-14).

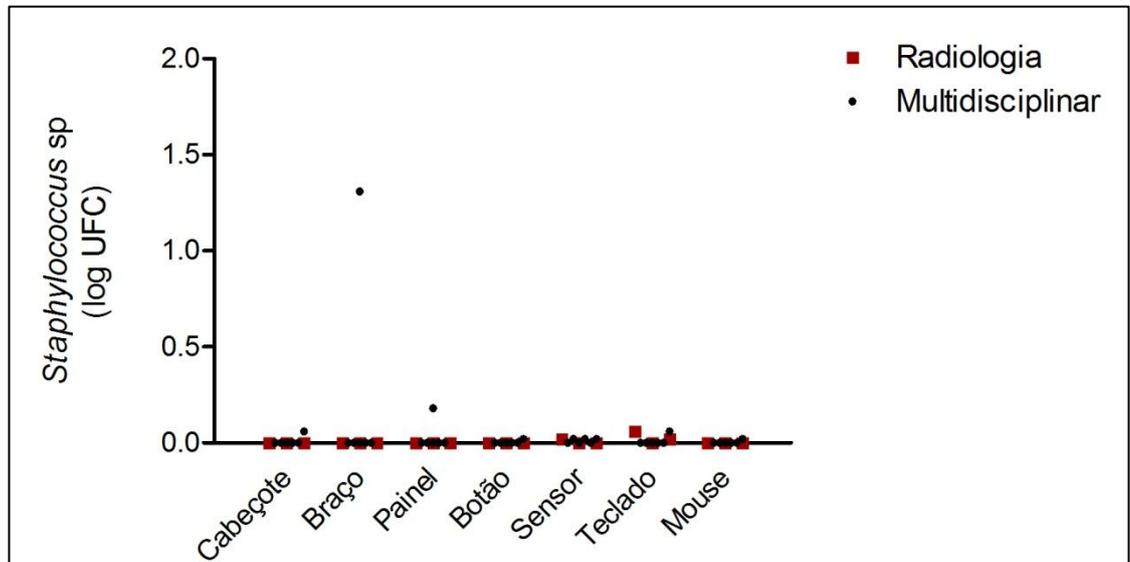


Figura 3. Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método convencional.

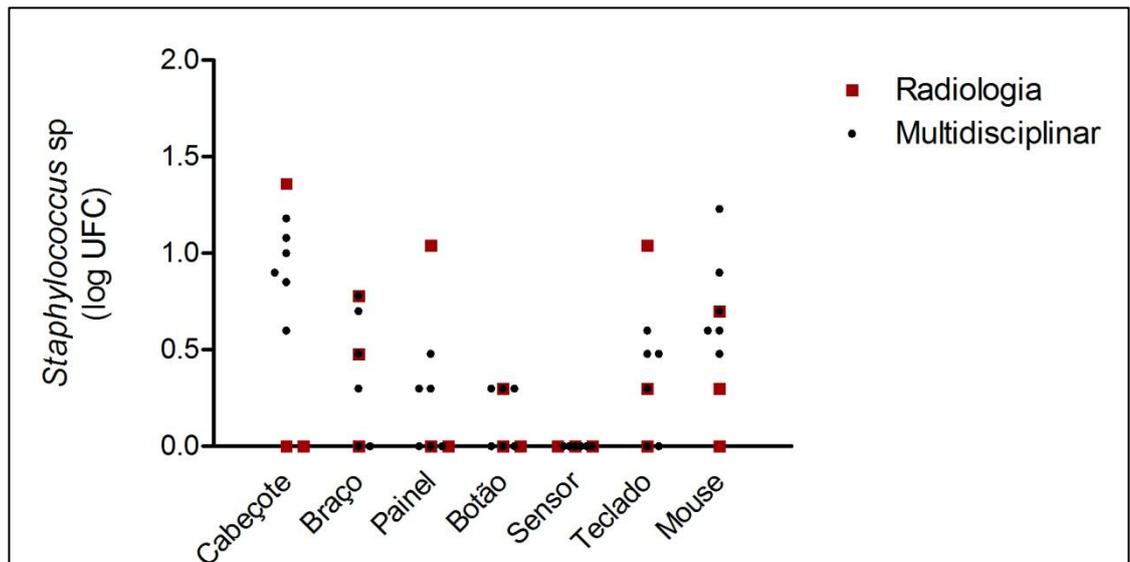


Figura 4. Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™).

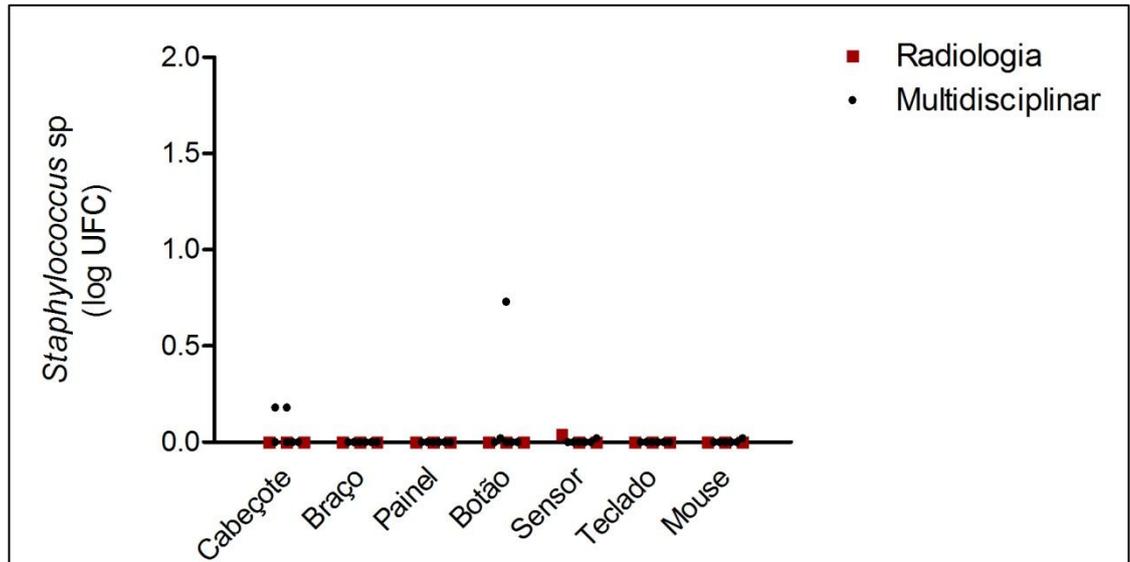


Figura 5. Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método convencional.

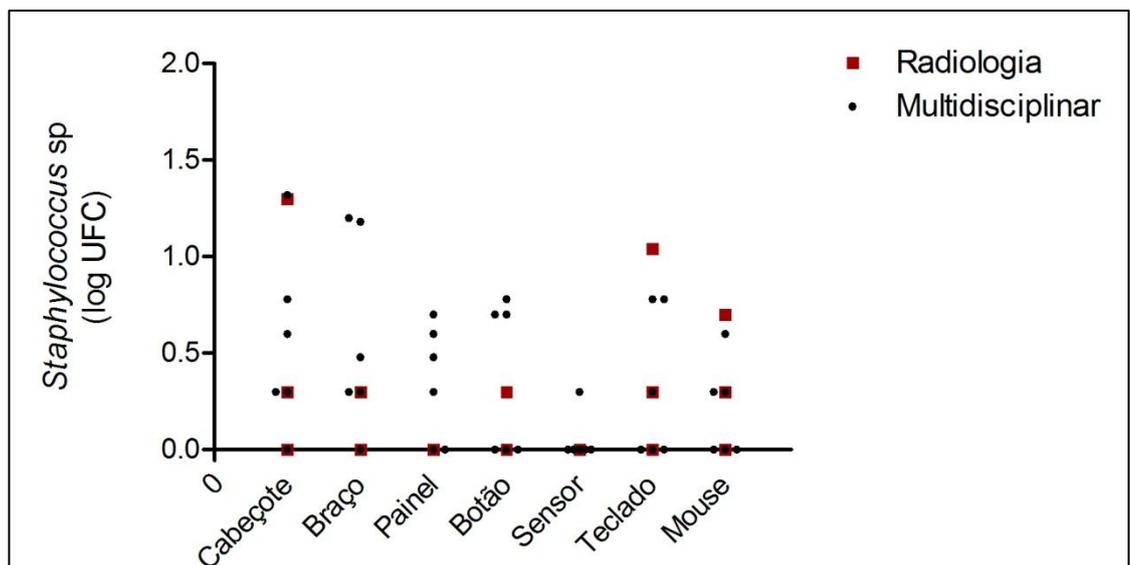


Figura 6. Distribuição quantitativa dos estafilococos nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™).



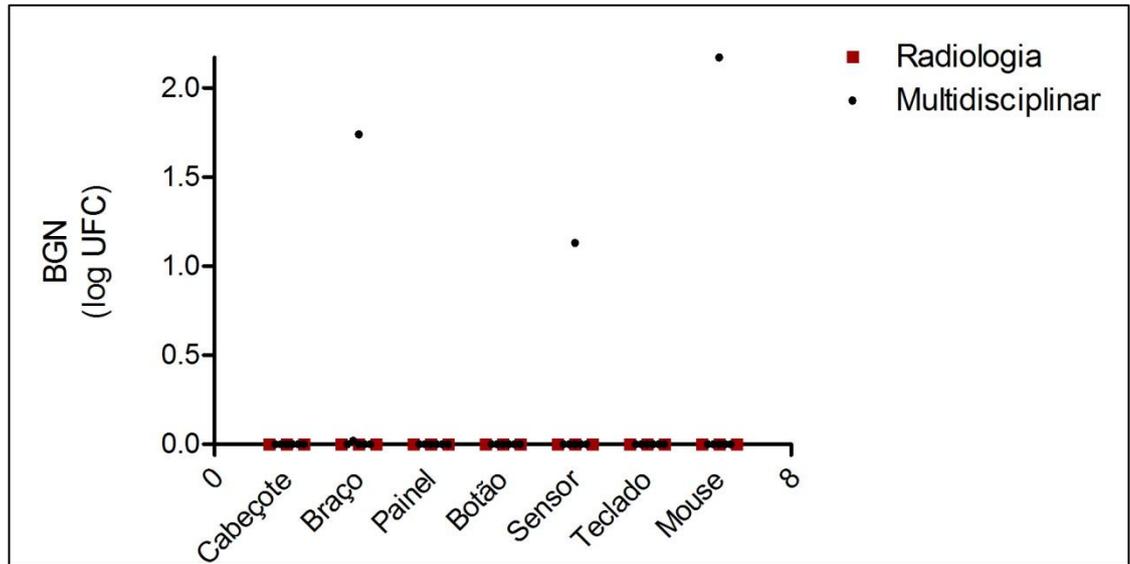


Figura 9. Distribuição quantitativa dos BGNs nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método convencional.

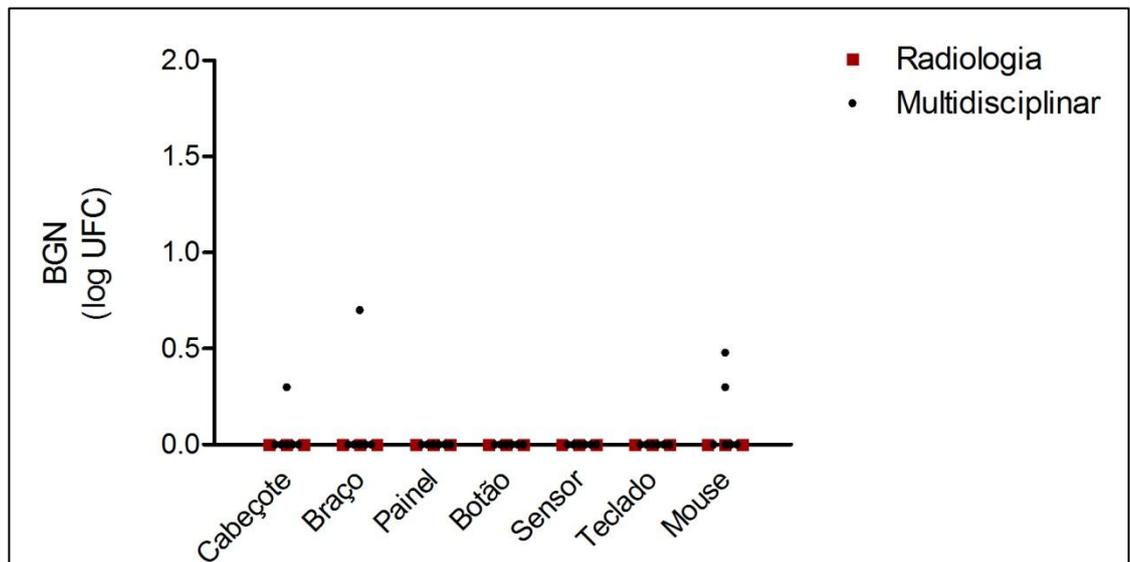


Figura 10. Distribuição quantitativa dos BGNs nos respectivos locais de coleta, realizada após os procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™).

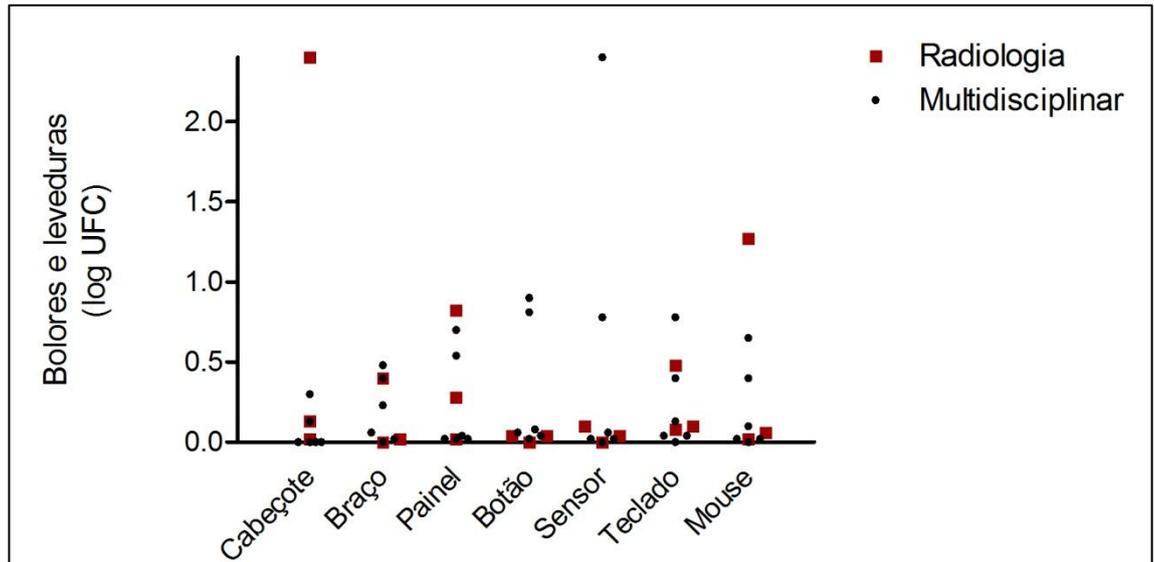


Figura 11. Distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método convencional.

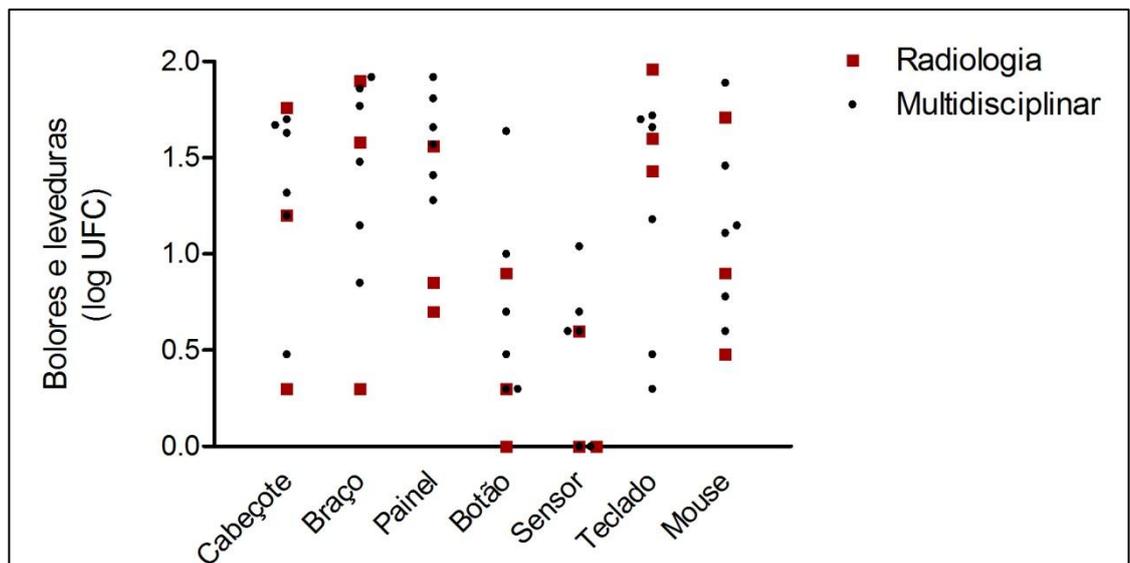


Figura 12. Distribuição quantitativa dos bolores/leveduras nos respectivos locais de coleta, realizada antes dos procedimentos clínicos, pelo método de contato direto (Petrifilm™).



Após teste da coagulase e DNase, houve identificação de apenas um *S. aureus* (1,25%) isolado do botão disparador da clínica multidisciplinar. Com relação ao perfil de susceptibilidade à Novobiocina, 16,25% mostraram-se resistentes, sendo identificados como *S. saprophyticus* e 82,50% mostraram-se sensíveis, sendo caracterizados como *S. epidermidis*.

Em relação às colônias de estafilococos quantificadas no Petrifilm™, não foi possível a recuperação dos microrganismos para aplicação dos testes bioquímicos.

Os BGNs isolados presuntivamente pelo método convencional do ágar *MacConkey* e ágar sangue foram submetidos a testes bioquímicos para confirmação e diferenciação das espécies. Foi realizado o teste de fermentação da glicose, onde apenas duas linhagens foram positivas. Das linhagens positivas, uma foi oxidase positiva e outra negativa. Todas as outras foram negativas, tanto para o teste de fermentação da glicose quanto para o teste da oxidase. Foi realizado ainda testes com o Sistema Bactray, destinado à identificação bioquímica de BGNs. O sistema identificou, com probabilidade de 64,84%, *Chromobacterium violaceum* no cabeçote e no braço articular do aparelho de raios X; e, com probabilidade de 52,46%, esse mesmo microrganismo foi identificado no sensor do sistema digital, ambos pertencentes à clínica de Radiologia e coletados antes dos atendimentos clínicos. O *Chromobacterium violaceum* foi identificado ainda, com probabilidade de 33,37%, no cabeçote, após os atendimentos clínicos e no braço articular do aparelho de raios, antes dos atendimentos clínicos, na clínica multidisciplinar. Foi identificado *Pseudomonas pseudoalcaligenes* (probabilidade de 52,56%) no painel de controle e no braço articular da clínica de Radiologia, antes dos atendimentos clínicos e no botão disparador e no sensor da clínica multidisciplinar, antes e após os atendimentos clínicos, respectivamente. Com 71,97% de probabilidade, identificou-se esse mesmo microrganismo no botão disparador antes dos atendimentos clínicos na clínica de Radiologia e no *mouse* após os atendimentos na clínica multidisciplinar. A *Ochrobactrum anthropi* também foi identificada, com a probabilidade de 54,46% e 49,05%, respectivamente, no braço articular e no *mouse* da clínica de Radiologia, antes dos atendimentos clínicos. Na clínica multidisciplinar, o mesmo microrganismo foi identificado, com probabilidade de 49,05%, no botão disparador e no sensor antes dos atendimentos clínicos e no braço após os atendimentos. Foi identificado ainda *Pseudomonas putida* (probabilidade de 29,56%) no cabeçote antes dos atendimentos clínicos e no *mouse* depois, na clínica

multidisciplinar. Com probabilidade de 27,50%, foi identificado *Brevundimonas vesiculares* no sensor da clínica multidisciplinar após os atendimentos clínicos.

Em relação às colônias de BGNs quantificadas no Petrifilm™, não foi possível a recuperação dos microrganismos para aplicação dos testes bioquímicos.

Quanto aos bolores/leveduras, a avaliação morfológica desses microrganismos não revelou nenhuma linhagem de importância clínico-patogênica, independente do método de coleta utilizado.

Para iniciar a comparação das quantidades de UFC antes e após os procedimentos clínicos e entre as clínicas de Radiologia e multidisciplinares, foi aplicado o teste de *Kolmogorov-Smirnov*, que indicou que os valores das contagens não apresentaram distribuição normal, sendo tratados como dados não paramétricos.

Foram coletadas amostras de duas clínicas multidisciplinares da FO/UFJF, no entanto os resultados puderam ser apresentados conjuntamente, uma vez que não foi observada diferença estatisticamente significativa para nenhum microrganismo, independente do método de coleta e do local avaliado. Pelo teste de *Mann-Whitney* observou-se que os valores de p variaram entre 0,06 (método convencional) e 1,00 (método de contato direto) tanto para os estafilococos como para os enterococos. Já para bolores/leveduras, os valores variaram entre 0,12 (método convencional) e 0,89 (método convencional).

Na comparação entre as contagens das UFC antes e depois dos procedimentos clínicos, o teste de *Wilcoxon* indicou que, independente da clínica avaliada (Radiologia ou multidisciplinar) e do local da coleta, a contagem dos microrganismos sempre foi maior antes dos procedimentos clínicos, no entanto apresentou diferença significativa apenas para a contagem dos BGNs pelo método de contato direto ( $z = -3,13$ ;  $p = 0,002$ ) e de bolores/leveduras pelo método convencional ( $z = -3,05$ ;  $p = 0,002$ ) e pelo método de contato direto ( $z = -2,45$ ;  $p = 0,01$ ).

Considerando a clínica avaliada e cada local de coleta, os resultados da comparação entre as contagens das UFC antes e depois dos procedimentos clínicos estão apresentados na Tabela 4. Pode-se notar, por meio do valor de z negativo, que a contagem dos microrganismos continuou sendo mais elevada antes dos procedimentos clínicos, no entanto, as diferenças foram significativas apenas para

os estafilococos coletados do *mouse* por meio do Petrifilm™ e para os bolores/leveduras coletados do botão disparador por ambos os métodos.

Tabela 4. Comparação entre as contagens das UFC antes e depois dos procedimentos clínicos, considerando a clínica avaliada e os métodos e locais de coleta.

CLÍNICA DE RADIOLOGIA								
		Estafilococos		BGNs		Bolores/leveduras		
		Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	
Aparelho de raios X periapical	Cabeçote	z	0,00	-0,44	-1,34	-1,00	-1,60	-1,06
		p	1,00	0,65	0,18	0,31	0,10	0,28
	Braço articular	z	0,00	-1,34	-1,00	-1,41	-0,53	-1,60
		p	1,00	0,18	0,31	0,15	0,59	0,10
	Painel de controle	z	0,00	-1,00	-1,34	0,00	-1,60	0,00
		p	1,00	0,31	0,18	1,00	0,10	1,00
Botão disparador	z	0,00	-1,00	-1,00	0,00	-1,00	-0,44	
	p	1,00	0,31	0,31	1,00	0,31	0,65	
Sistema digital direto	Sensor	z	-0,44	0,00	-1,00	0,00	-1,00	-1,00
		p	0,65	1,00	0,31	1,00	0,31	0,31
	Teclado	z	-1,34	-0,44	0,00	-1,00	-1,60	0,00
		p	0,18	0,65	1,00	0,31	0,10	1,00
	Mouse	z	0,00	-0,44	-1,00	-1,00	-1,60	-1,60
		p	1,00	0,65	0,31	0,31	0,10	0,10
CLÍNICA MULTIDISCIPLINAR								
		Estafilococos		BGNs		Bolores/leveduras		
		Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	
Aparelho de raios X periapical	Cabeçote	z	-1,08	-1,57	-1,00	-1,34	-0,53	-1,36
		p	0,27	0,11	0,31	0,18	0,59	0,17
	Braço articular	z	-1,00	-0,74	-1,34	-1,49	-1,62	-1,15
		p	0,31	0,45	0,18	0,13	0,10	0,24
	Painel de controle	z	-1,00	-1,21	0,00	-1,63	-0,13	-1,36
		p	0,31	0,22	1,00	0,10	0,89	0,17
Botão disparador	z	-1,34	-1,47	-1,00	-1,00	-2,20	-2,02	
	p	0,18	0,14	0,31	0,31	0,02*	0,04*	
Sistema digital direto	Sensor	z	-1,41	-1,00	-1,00	0,00	-0,13	-1,62
		p	0,15	0,31	0,31	1,00	0,89	0,10
	Teclado	z	-1,00	0,00	0,00	-1,34	-0,31	-1,15
		p	0,31	1,00	1,00	0,18	0,75	0,24
	Mouse	z	0,00	-2,20	-1,00	-0,44	0,00	-1,15
		p	1,00	0,02*	0,31	0,65	1,00	0,24

\*  $p \leq 0,05$ , indicando diferença estatisticamente significativa.

A comparação, pelo teste de *Mann-Whitney*, da contagem de UFC entre as duas clínicas avaliadas (Radiologia x multidisciplinar) está apresentada na Tabela 5. Pode-se notar, por meio do valor de  $z$  negativo, que a contagem dos microrganismos foi mais elevada na clínica multidisciplinar, no entanto, as diferenças foram significativas apenas para os BGNs coletados do painel de controle por meio do método convencional e para os bolores/leveduras coletados do painel de controle e do cabeçote por meio do Petrifilm™.

Tabela 5. Comparação entre as contagens das UFC nas duas clínicas avaliadas (Radiologia x multidisciplinar), considerando o momento, os métodos e os locais da coleta.

<b>ANTES DOS PROCEDIMENTOS CLÍNICOS</b>								
		Estafilococos		BGNs		Bolores/leveduras		
		Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	
Aparelho de raios X periapical	Cabeçote	Z	-0,70	-0,77	-1,38	-0,30	-1,49	0,38
		P	0,48	0,43	0,16	0,75	0,13	0,69
	Braço articular	Z	-0,70	-0,26	-1,41	-0,13	-0,65	-0,25
		P	0,48	0,79	0,15	0,89	0,51	0,79
	Painel de controle	Z	-0,70	0,00	-2,12	-1,38	-0,67	-1,80
		P	0,48	1,00	0,03*	0,16	0,50	0,07
Botão disparador	Z	-0,70	-0,44	-0,35	-0,70	-1,57	-1,05	
	P	0,48	0,65	0,72	0,48	0,11	0,29	
Sistema digital direto	Sensor	Z	-0,44	0,00	-1,41	0,00	-0,39	-1,09
		p	0,65	1,00	0,15	1,00	0,69	0,27
	Teclado	z	-1,23	-0,13	0,00	-0,30	-0,51	-0,77
		p	0,21	0,89	1,00	0,75	0,60	0,43
	Mouse	z	-0,70	-1,43	-1,41	-0,30	-0,52	-0,51
		p	0,48	0,15	0,15	0,75	0,59	0,60
<b>APÓS OS PROCEDIMENTOS CLÍNICOS</b>								
		Estafilococos		BGNs		Bolores/leveduras		
		Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	Convencional	Petrifilm™	
Aparelho de raios X periapical	Cabeçote	Z	-1,06	-0,39	0,00	-0,70	-0,13	-2,06
		P	0,28	0,69	1,00	0,48	0,89	0,03*
	Braço articular	Z	0,00	-1,21	-1,06	-0,70	-1,06	-1,81
		P	1,00	0,22	0,28	0,48	0,28	0,07
	Painel de controle	Z	0,00	-1,69	0,00	0,00	-1,21	-2,32
		P	1,00	0,09	1,00	1,00	0,22	0,02*
Botão disparador	Z	-1,06	-0,85	0,00	0,00	-0,56	-0,13	
	P	0,28	0,39	1,00	1,00	0,57	0,89	
Sistema digital direto	Sensor	Z	-0,70	-0,70	-0,70	0,00	-0,84	0,00
		P	0,48	0,48	0,48	1,00	0,39	1,00
	Teclado	Z	0,00	-0,13	0,00	0,00	-0,65	-0,77
		P	1,00	0,89	1,00	1,00	0,51	0,43
	Mouse	Z	-0,70	-0,55	-0,70	-1,06	-0,53	-0,25
		P	0,48	0,58	0,48	0,28	0,59	0,79

\*  $p \leq 0,05$ , indicando diferença estatisticamente significativa.

Em função da diferença entre os tamanhos das áreas avaliadas pelos dois métodos de coleta (convencional x Petrifilm™) não foi realizada uma comparação da quantidade de UFC entre os métodos. No entanto, foi avaliada a correlação entre ambos pelo cálculo do coeficiente de *Spearman*.

Do resultado da correlação dos métodos, não foi observada correlação significativa para nenhum dos três grupos de microrganismos (Estafilococos:  $p = 0,30$ ; BGNs:  $p = 0,63$  e bolores/leveduras:  $p = 0,30$ ).

## 6 DISCUSSÃO

Os sistemas digitais, seja direto ou semi-direto, possuem ferramentas que podem melhorar a qualidade da imagem para diagnóstico em Odontologia (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2001; AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS, 2006; FARMAN et al., 2008; VAN DER STELT, 2005). As tecnologias de imagens digitais vêm sendo utilizadas cada vez mais pelas suas vantagens (menor dose de radiação, não necessidade de processamento químico e eliminação dos filmes radiográficos) e facilidades (facilidade de armazenamento das imagens e compartilhamentos dos arquivos), constituindo uma realidade não somente em consultórios odontológicos ou clínicas privadas de Radiologia, mas também nas instituições de ensino odontológico no Brasil e no exterior.

No entanto, esses sistemas de aquisição de imagens não estão livres da contaminação cruzada, que poderá causar doenças infecciosas nos profissionais e nos pacientes. As medidas de precauções-padrão são necessárias para evitar ou reduzir os riscos que os profissionais de saúde estão expostos (PAZ et al., 2006). Embora existam diversas orientações e legislações (AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIR, 2006; BARTOLONI, CHARLTON e FLINT, 2003; BRASIL, 2002; CARVALHO e PAPAIZ, 1999; SILVA et al., 2004) quanto às medidas que devem ser tomadas para o controle de infecção em serviços de saúde, esse controle é ainda muito negligenciado.

Os seres humanos possuem uma abundante flora microbiana normal, que habitualmente não está associada a doenças. A cavidade bucal é um local com um número elevado de microrganismos e calcula-se que apresente mais de 500 diferentes espécies bacterianas. Cerca de 43 milhões a 5,5 bilhões de bactérias por mL podem estar presentes na saliva e no biofilme dentário (JORGE, 2012). Um mínimo desequilíbrio entre a resistência do hospedeiro e a virulência dos microrganismos pode ser um fator determinante para o aparecimento de condições infecciosas (BROOKS et al., 2012). Além disso, na prática odontológica, independente da especialidade, os indivíduos podem estar expostos a microrganismos patogênicos como HIV, HBV/HCV, *Mycobacterium tuberculosis*,

*Neisseria gonorrhoeae*, *Treponema pallidum*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Legionella pneumophila*, *Staphylococcus aureus*, *Streptococcus spp* entre outros.

Na Radiologia, essa contaminação pode ser potencializada em função de uma maior negligência por parte dos profissionais, já que não envolve materiais pérfuro-cortantes ou procedimentos invasivos (CARVALHO e PAPAIZ, 1999; HUBAR e PELON, 2005). Situação mais crítica ainda envolve as clínicas particulares de Radiologia e as Instituições de Ensino Superior em Odontologia, que apresentam uma elevada rotatividade de pacientes e um grande número de operadores para a realização dos exames de radiodiagnóstico. Dessa forma, o risco de infecção cruzada poderá ser intensificado, constituindo um problema em relação ao controle de infecção (HUBAR e PELON, 2005; KALATHINGAL et al., 2010; MACDONALD e WATERFIELD, 2011; MOTA, 2002; YÜZBASIOGLU et al., 2009).

Apesar de não haver na literatura informação que determine a quantidade máxima permitida de microrganismos em um ambiente clínico odontológico, espera-se que esse número seja reduzido ao máximo possível por ser uma instalação cuja finalidade é promover saúde e prevenir doenças. Mesmo porque nunca sabemos se estamos diante de um paciente imunocomprometido.

Assim sendo, o objetivo deste trabalho foi comparar o índice de contaminação microbiológica nos equipamentos radiológicos digitais antes e após os atendimentos clínicos nas Clínicas de Radiologia e multidisciplinares da FO/UFJF, por dois diferentes métodos de coleta de microrganismos.

Existem diferentes métodos para coleta e isolamento de microrganismos. O método de esfregaço com *swab* (método convencional) é o mais antigo e o mais utilizado para avaliação microbiológica ambiental (ANDRADE et al., 2008). Porém, os métodos de cultura convencionais têm limitações, pois demandam de muito trabalho e tempo, podendo ser também imprecisos pela seletividade dos meios (LEMARCHAND et al., 2005). Existem métodos alternativos para análise microbiológica rápida, que são mais utilizados na indústria de alimentos (CASILLAS-BUENOSTRO et al., 2012; FERRATI et al., 2005; TERAMURA, MIZUOCHI e KODAKA, 2010), e apresentam inúmeras vantagens como rapidez, facilidade e praticidade, especialmente em relação à conveniência de uso. Entretanto, o desempenho desses sistemas para contagem de microrganismos injuriados não é bem conhecido (FERRATI et al., 2005). Apesar das placas Petrifilm™ serem um

meio de cultura em forma de gel em um filme flexível que permite sua utilização por contato direto, há poucos estudos que aplicam esse sistema dessa forma, utilizando-o apenas para isolamento de microrganismos coletados pelo método convencional (ANDRADE et al., 2008). Além disso, não há estudos em Radiologia Odontológica que utilizam o Petrifilm™ para coleta e/ou identificação de microrganismos.

No presente estudo, as placas Petrifilm™ foram utilizadas, juntamente com o método convencional, para coletar microrganismos das superfícies dos sistemas de radiografias digitais. Apesar de não haver sido realizada a comparação estatística entre os métodos, em função do tamanho diferente da superfície amostrada, para todos os microrganismos avaliados, houve uma maior contagem no método de contato direto (Petrifilm™). A justificativa da maior contagem no Petrifilm™ pode ser elucidada pelo fato de tal método ser utilizado diretamente em contato com a superfície amostrada, enquanto que para o método convencional, realiza-se um esfregaço por meio do *swab*, imergindo-o em solução salina, provocando, desta forma, uma diluição da amostra. Além disso, os métodos não apresentaram correlação significativa no presente estudo. No entanto, Ferrati et al. (2005) observaram uma boa correlação entre o método convencional e o Petrifilm™ para a contagem de aeróbios totais e fungos em sucos de frutas. Casillas-Buenrostro et al. (2012) indicaram que as placas Petrifilm™ são reprodutíveis em comparação aos métodos convencionais, sendo compatíveis com as exigências industriais para controle de qualidade do leite.

Embora os resultados encontrados comprovem a maior quantificação pelo método de contato direto (Petrifilm™), foi observada limitações e dificuldades inerentes a esse método, como aderência do meio à superfície, dificuldade para diferenciação entre bolores/leveduras, dificuldade na recuperação das colônias para posterior testes bioquímicos de identificação, o que talvez justifique os estudos não o utilizarem por meio de contato direto.

Em relação à quantificação de microrganismos, na comparação entre as contagens de UFC antes e depois dos procedimentos clínicos, independente da clínica avaliada (Radiologia ou multidisciplinar) e do local da coleta, a contagem dos microrganismos foi superior antes dos procedimentos, apesar de apresentar diferença estatística em apenas três situações (estafilococos coletados do *mouse* por meio do Petrifilm™ e para os bolores/leveduras coletados do botão disparador por ambos os métodos). Como uma possível hipótese para justificar essa tendência

dos dados em apresentarem quantidades significativamente superiores antes dos procedimentos clínicos, pode-se citar o momento de realização da coleta, uma vez que a coleta prévia a utilização dos equipamentos pode ter ocasionado uma limpeza do local, pela fricção do *swab* e/ou pelo contato direto com o Petrifilm™. Uma segunda hipótese a ser considerada envolve a questão da limpeza, sugerindo que possa haver uma higienização deficiente dos equipamentos e superfícies.

Na comparação entre as contagens de UFC entre as duas clínicas avaliadas (Radiologia x multidisciplinar), pode-se notar que a contagem dos microrganismos foi mais elevada na clínica multidisciplinar, no entanto, as diferenças foram significativas apenas para os BGNs coletados do painel de controle por meio do método convencional e para os bolores/leveduras coletados do painel de controle e do cabeçote por meio do Petrifilm™. Como uma possível hipótese para justificar essa tendência dos dados em apresentarem quantidades significativamente elevada na clínica multidisciplinar, pode-se citar o maior número de operadores e a maior rotatividade de pacientes nessas clínicas. Além disso, os acadêmicos dispõem de maior atenção com os procedimentos inerentes à clínica, negligenciando o cuidado durante a obtenção das radiografias. Já na clínica de Radiologia, que é uma clínica especializada, existe um maior rigor no cumprimento das normas de biossegurança.

Apesar da pequena quantidade de microrganismos encontrada nesse estudo, o controle de infecção na prática odontológica continua sendo uma preocupação constante. Com a implantação de novas tecnologias e equipamentos, os procedimentos de biossegurança devem ser rigorosamente reavaliados. Pode-se sugerir a utilização de placas de contato direto, como o Petrifilm™, para avaliar a eficácia dos protocolos de biossegurança adotados nas diferentes instalações. Visto que, de maneira geral, há uma escassez de informações sobre a efetividade das barreiras utilizadas para isolar os sensores e as placas de fósforo dos sistemas digitais da contaminação por fluidos bucais, assim como há uma escassez de estudos que avaliem a contaminação dos aparelhos de raios X periapicais (cabeçote, braço articular, painel de controle e botão disparador) e os demais componentes dos sistemas de radiografias digitais. Com isso é de suma importância investir em uma educação continuada, envolvendo toda a equipe profissional, e elaborar um protocolo mais rigoroso e padronizado de controle de infecção, que seja constantemente avaliado quanto à sua eficácia.

## 7 CONCLUSÃO

A partir da análise dos resultados encontrados neste estudo foi possível concluir que:

- Na comparação das contagens de UFC antes e após os procedimentos clínicos, houve um maior número de microrganismos antes dos procedimentos, no entanto as diferenças foram significativas apenas para os estafilococos coletados do *mouse* por meio do Petrifilm™ e para os bolores/leveduras coletados do botão disparador por ambos os métodos;

- Na comparação das contagens de UFC entre as duas clínicas avaliadas (Radiologia x multidisciplinar), houve um maior número de microrganismos na clínica multidisciplinar, no entanto as diferenças foram significativas apenas para os BGNs coletados do painel de controle por meio do método convencional e para os bolores/leveduras coletados do painel de controle e do cabeçote por meio do Petrifilm™;

- Não foi observada correlação significativa entre os métodos de coleta (convencional x Petrifilm™) para nenhum dos três grupos de microrganismos avaliados.

## REFERÊNCIAS

AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS AND ADA COUNCIL ON DENTAL PRACTICE. Infection control recommendations for the dental office and the dental laboratory. **J Am Dent Assoc**, v. 127, n. 5, p. 672-680, 1996.

AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS. An update on radiographic practices: information and recommendations. **J Am Dent Assoc**, v. 132, n. 2, p. 234-238, 2001.

AMERICAN DENTAL ASSOCIATION COUNCIL ON SCIENTIFIC AFFAIRS. The use of dental radiographs: update and recommendations. **J Am Dent Assoc**, v. 137, n. 9, p. 1304-1312, 2006.

ANDRADE, N. J. et al. Metodologias convencionais para análises microbiológicas e equipamentos, utensílios e manipuladores na indústria de alimentos. In: ANDRADE, N.J. **Higiene na indústria de alimentos: avaliação e controle da adesão e formação de biofilmes bacterianos**. São Paulo: Editora Varela, 2008, v. 1, p. 334-358.

BARTOLONI, J. A.; CHARLTON, D. G.; FLINT, D.J. Infection control practices in dental radiology. **Gen Dent**, v. 51, n. 3, p. 264-271, 2003.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução RDC nº 50 de 21 de fevereiro de 2002. Regulamento técnico para planejamento, programação, elaboração e avaliação de projetos físicos de estabelecimentos assistenciais de saúde. **Diário Oficial da União**, Brasília, 20 de março de 2002.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Portaria nº 453 de 1º de junho de 1998. Aprova o regulamento técnico "Diretrizes de Proteção Radiológica em radiodiagnóstico médico e odontológico". **Diário Oficial da União**, 2 de junho de 1998.

BROOKS, G. E. et al. **Microbiologia médica de Jawetz, Melnick e Adelberg**. 25 ed. Porto Alegre: AMGH, 2012.

CASILLAS-BUENROSTRO, R. M. et al. Efficacy of 3M™ Petrifilm™ aerobic count plates for enumerating *Bacillus sporothermodurans* and *Geobacillus stearothermophilus* in UHT milk. **Intl Dairy J**, v. 25, n. 2, p. 147-149, 2012.

CARVALHO, P. L.; PAPAIZ, E. G. Controle de infecção em radiologia odontológica. **Rev Assoc Paul Cir Dent**, v. 53, n. 3, p. 202-204, 1999.

CURIALE, M. S. et al. Dry rehydratable film for enumeration of total aerobic bacteria in foods: collaborative study. **J Assoc Off Anal Chem**, v. 73, n. 2, p. 242-248, 1990.

DAMASCENO, N. N. L. **Avaliação da contaminação microbiológica dos equipamentos e acessórios utilizados em radiologia odontológica na Faculdade de Odontologia da UFJF**. 2010. 56f. Monografia (Graduação em Odontologia) – Faculdade de Odontologia, Universidade Federal de Juiz de Fora. Juiz de Fora, 2010.

FARMAN, A. G. et al. In Practice: how going digital will affect the dental office. **J Am Dent Assoc**, v. 139, n. 6, p. 14S-19S, 2008.

FERRATI, A. R.; et al. A comparison of ready-to-use systems for evaluating the microbiological quality of acidic fruit juices using non-pasteurized orange juice as an experimental model. **Int Microbiol**, v. 8, n. 1, p. 49-53, 2005.

GANGAR, V. et al. Dry rehydratable film method for enumerating confirmed *Escherichia coli* in poultry, meats, and seafood: collaborative study. **J AOAC Int**, v. 82, n. 1, p. 73-78, 1999.

GINN, R. E.; PACKARD, V. S.; FOX, T. L. Enumeration of total bacteria and coliforms in milk by dry rehydratable film methods: collaborative study. **J Assoc Off Anal Chem**, v. 69, n. 3, p. 527-531, 1986.

GITAU, G.K. et al. Evaluation of Petrifilms™ as a diagnostic test to detect bovine mastitis organisms in Kenya. **Trop Anim Health Prod**, v. 45, n. 3, p.883–886, 2013.

HOKETT, S. D. et al. Assessing the effectiveness of direct digital radiography barrier sheaths and finger cots. **J Am Dent Assoc**, v. 131, n. 4, p. 463-467, 2000.

HUBAR, J.S.; OESCHGER M.P. Optimizing efficiency of radiograph disinfection. **Gen dent**, v. 43, n. 4, p.360-362,1995.

HUBAR, J.S.; PELON, W. Low-cost screening for microbial contaminations in aerosols generated in a dental office. **Gen Dent**, v. 53, n. 4, p. 270-272, 2005.

JORGE, A. O. C. **Microbiologia e imunologia oral**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2012

KALATHINGAL, S. M. et al. An evaluation of microbiologic contamination on phosphor plates in a dental school. **Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod**, v. 107, n. 2, p. 279-282, 2009.

KALATHINGAL, S. et al. An evaluation of microbiologic contamination on a phosphor plate system: is weekly gas sterilization enough? **Oral Surg Oral Med Oral Pathol Oral Radiol Endod**, v. 109, n. 3, p. 457-462, 2010.

KATZ, J. O. et al. Infection control in dental school radiology. **J Dent Educ**, v. 53, n. 4, p. 222-225, 1989.

KIGHT, M. T. et al. Comparison of the Petrifilm dry rehydratable film and conventional culture methods for enumeration of yeast and molds in foods: collaborative study. **J AOAC Int**, v. 80, n. 4, p. 806-823, 1997.

KONEMAN, E. W. et al. **Diagnóstico Microbiológico: texto e atlas colorido**. 6 ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008.

KUPERSTEIN, A. S. Defective plastic infection-control barriers and faulty technique may cause PSP plate contamination used in digital intraoral radiography. **J Evid Base Dent Pract**, v. 12, n.3, p. 46-47, 2012.

LEMARCHANDA, K. et al. Optimization of microbial DNA extraction and purification from raw wastewater samples for downstream pathogen detection by microarrays. **J Microbiol Methods**, v. 63, n. 2, p. 115-126, 2005.

LINO, P. S.; CARVALHO, I. M. M.; RAZUK, C. G. Controle de infecção em radiologia odontológica. **Rev ABRO**, v. 3, n. 2, p. 53-58, 2002.

MACDONALD, D. S.; WATERFIELD, J. D. Infection control in digital intraoral R radiography: evaluation of microbiological contamination of photostimulable phosphor plates in barrier envelopes. **J Can Dent Assoc**, v. 77, n. b93, p. 1-5, 2011.

MARTINS, C. A. P.; KOGA-ITO, C. Y.; JORGE, A. O. C. Presence of *Staphylococcus* spp. and *Candida* spp. in the human oral cavity. **Braz. J. Microbiol**, v. 33, n. 3, p. 236-240, 2002.

MATURIN, L.J.; PEELER, J.T. Aerobic plate count. In: Bacteriological analytical manual online, 8th edn. Center for Food Safety & Applied Nutrition, US Food and Drug Administration, 2001. Disponível em: <<http://www.fda.gov/Food/ScienceResearch/LaboratoryMethods/BacteriologicalAnalyticalManualBAM/ucm063346.htm>> Acesso em: 27 set. 2012.

MOTA, R. H. L. **Resistência a antimicrobianos de microrganismos colhidos em artigos e equipamentos odontológicos**. 2002. 146f. Dissertação (Mestrado em Odontologia, Área de Farmacologia, Anestesiologia e Terapêutica) – Faculdade de Odontologia de Piracicaba, Universidade Estadual de Campinas. Piracicaba, 2002.

MCMAHON, W. A. et al. 3M™ Petrifilm™ Staph Express Count Plate method for the enumeration of *Staphylococcus aureus* in selected types of meat, seafood, and poultry: collaborative study. **J AOAC Int**, v. 86, n. 5, p. 947-953, 2003.

MURRAY, P.R.; ROSENTHAL, K. S.; PFALLER, M. A. **Microbiologia Médica**. 6 ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2009.

NASCIMENTO, F. M. S. **Aplicação da técnica PCR para detecção de bactérias potencialmente patogênicas em um Sistema UASB-Lagoas de polimento para tratamento de esgoto doméstico**. 2008. 76f. Dissertação (Mestrado em Saneamento, Meio Ambiente e Recursos Hídricos) - Universidade Federal de Minas Gerais. Belo Horizonte, 2008.

NATIONAL COUNCIL FOR RADIATION PROTECTION & MEASUREMENTS. Radiation protection in dentistry. Bethesda, Md.: National Council for Radiation Protection & Measurements, 2003.

PALENIK, C.J. Infection control practices for dental radiography. **Dent Today**, v. 23, n. 6, p. 52-55, 2004.

PAZ, C. R. P. et al. **Precauções-pradão e Riscos ocupacionais**. In: BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Serviços Odontológicos: Prevenção e controle de Riscos. 2 ed. Brasília: Ed Anvisa., 2006.

PONTUAL, M. L. A. et al. Eficácia de soluções desinfetantes em filmes radiográficos periapicais. **Rev Assoc Paul Cir Dent**, v. 58, n. 1, p. 47-51, 2004.

SILBERNAGEL, K.M.; LINDBERG, K.G. 3M™ Petrifilm™ Enterobacteriaceae Count Plate Method for enumeration of Enterobacteriaceae in selected foods: collaborative study. **J AOAC Int.**, v. 86, n. 4, 2003.

SILVA, M. A. S. et al. Evaluation of the efficiency of an infection control protocol in dental radiology by means of microbiological analysis. **Ciênc Odontol Bras**, v. 7, n. 3, p. 15-21, 2004.

TERAMURA, H.; MIZUOCHI, S.; KODAKA, H. Evaluation of the Compact Dry X-SA Method for Enumerating *Staphylococcus aureus* in Artificially Contaminated food samples. **Biocontrol Science**, v. 15, n. 4, p. 149-154, 2010.

TREASURE, P; TREASURE, E.T. Survey of infection control procedures in New Zealand dental practices. **Int Dent J**, v. 44, n. 4, p. 342-348, 1994.

VAN DER STELT, P. F. Filmless imaging: The uses of digital radiography in dental practice. **J Am Dent Assoc**, v. 136, n. 10, p. 1379-1387, 2005.

WENZEL, A.; FRANDSEN, E.; HINTZE, H. Patient discomfort and cross infection control in bitewing examination with a storage phosphor plate and a CCD-based sensor. **J Dent**, v. 27, n. 3, p. 243–246, 1999.

WU, S. et al. Evaluation of Petrifilm™ Select *E. coli* Count Plate medium to discriminate antimicrobial resistant *Escherichia coli*. **Acta Vet Scand**, v. 50, n. 1, p. 38, 2008.

YÜZBASIOGLU, E. et al. A survey of cross-infection control procedures: knowledge and attitudes of Turkish dentists. **J Appl Oral Sci**, v. 17, n. 6, p. 565-569, 2009.