

UNILEÃO
CENTRO UNIVERSITÁRIO
CURSO DE GRADUAÇÃO EM ODONTOLOGIA

JOÃO GABRIEL LIMA JUSTINO
MATEUS FERNANDES DA SILVA

**ANÁLISE BACTERIOLÓGICA E MICOLÓGICA DE UTENSÍLIOS CIRÚRGICOS
ODONTOLÓGICOS: VERIFICAÇÃO DOS MICRORGANISMOS E DO BIOFILME**

JUAZEIRO DO NORTE-CE
2025

JOÃO GABRIEL LIMA JUSTINO
MATEUS FERNANDES DA SILVA

**ANÁLISE BACTERIOLÓGICA E MICOLÓGICA DE UTENSÍLIOS
CIRÚRGICOS ODONTOLÓGICOS: VERIFICAÇÃO DOS
MICRORGANISMOS E DO BIOFILME**

Trabalho de conclusão de curso apresentado à
Coordenação do Curso de Graduação em
Odontologia do Centro Universitário Doutor
Leão Sampaio, como pré-requisito para
obtenção do grau de Bacharel.

Orientador(a): Prof. Me. José Walber
Gonçalves Castro

JUAZEIRO DO NORTE-CE
2025

JOÃO GABRIEL LIMA JUSTINO
MATEUS FERNANDES DA SILVA

ANÁLISE BACTERIOLÓGICA E MICOLÓGICA DE UTENSÍLIOS
CIRÚRGICOS ODONTOLÓGICOS: VERIFICAÇÃO DOS
MICROORGANISMOS E DO BIOFILME

Trabalho de conclusão de curso apresentado à
Coordenação do Curso de Graduação em
Odontologia do Centro Universitário Doutor
Leão Sampaio, como pré-requisito para
obtenção do grau de Bacharel.

Aprovado em 05/12/2025.

BANCA EXAMINADORA

PROFESSOR (A) MESTRE JOSÉ WALBER GONÇALVES CASTRO
ORIENTADOR (A)

PROFESSOR (A) DOUTOR (A) CLAUDIA LEAL SAMPAIO SUZUKI
MEMBRO EFETIVO

PROFESSOR (A) ESPECIALISTA FRANCISCO DE ASSIS ARRAIS DE LAVOR
MEMBRO EFETIVO

ANÁLISE BACTERIOLÓGICA E MICOLÓGICA DE UTENSÍLIOS CIRÚRGICOS ODONTOLÓGICOS: VERIFICAÇÃO DOS MICROORGANISMOS E DO BIOFILME

João Gabriel Lima Justino¹
Mateus Fernandes da Silva²
José Walber Gonçalves Castro³

RESUMO

A contaminação microbiana de instrumentos odontológicos representa uma ameaça silenciosa à biossegurança clínica, podendo comprometer a eficácia dos protocolos de esterilização e colocar em risco a saúde de pacientes e profissionais. Este estudo teve como objetivo investigar a presença de bactérias, fungos e biofilmes em utensílios cirúrgicos odontológicos utilizados em uma instituição de ensino superior de Juazeiro do Norte-CE. Foram analisadas 15 amostras coletadas de instrumentos clínicos, submetidas a identificação microbiológica, testes bioquímicos, avaliação micológica e análise de sensibilidade antimicrobiana. Todas as amostras apresentaram crescimento microbiano, com predominância de *Staphylococcus aureus* e *Streptococcus sp.*, além de fungos como *Candida sp.*, *Aspergillus sp.* e *Penicillium sp.*. Observou-se, ainda, a presença de cepas multirresistentes a antibióticos e a formação de biofilmes bacterianos altamente aderentes, evidenciando a persistência microbiana mesmo após processos convencionais de limpeza. Esses resultados expõem falhas críticas nos métodos de desinfecção e destacam a urgência de estratégias de biossegurança mais eficazes, aliando tecnologias de esterilização, monitoramento microbiológico e capacitação profissional. Conclui-se que os utensílios cirúrgicos odontológicos constituem potenciais reservatórios de microrganismos patogênicos e multirresistentes, reafirmando a necessidade de uma vigilância constante para assegurar a qualidade e a segurança dos atendimentos odontológicos.

Palavras-chave: Biossegurança. Contaminação microbiana. Biofilme. Resistência antimicrobiana. Odontologia.

1 INTRODUÇÃO

A biossegurança em ambientes odontológicos constitui um pilar essencial para a prática clínica segura, uma vez que os instrumentos cirúrgicos reutilizáveis podem atuar como vetores de disseminação de microrganismos patogênicos. A manipulação contínua desses utensílios, aliada à exposição a fluidos biológicos, como sangue e saliva, favorece

¹ Graduando do curso de Odontologia do Centro Universitário Dr. Leão Sampaio – Joagabriellima.odonto@gmail.com

² Graduando do curso de Odontologia do Centro Universitário Dr. Leão Sampaio – fernandesmateus210@gmail.com

³ Docente do curso de Odontologia do Centro Universitário Dr. Leão Sampaio

a adesão e o desenvolvimento microbiano, comprometendo a esterilidade e elevando o risco de infecções cruzadas (Ferreira *et al.*, 2020; Colombo *et al.*, 2023).

Assim, o controle rigoroso dos processos de limpeza, desinfecção e esterilização torna-se indispensável para a manutenção da segurança clínica e a prevenção de agravos infecciosos associados à prática odontológica (Vidana *et al.*, 2015; Feitosa *et al.*, 2023).

Entre os principais desafios enfrentados pela biossegurança está a formação de biofilmes bacterianos estruturas complexas e altamente resistentes, compostas por comunidades microbianas embebidas em matriz extracelular polimérica. Esses biofilmes, quando aderidos às superfícies metálicas ou plásticas dos instrumentos odontológicos, apresentam elevada tolerância a agentes antimicrobianos e aos processos convencionais de esterilização, dificultando sua completa erradicação (Oliveira *et al.*, 2018; Costa *et al.*, 2021). A persistência desses agregados microbianos representa uma ameaça potencial à saúde dos pacientes, pois podem servir como reservatórios de patógenos oportunistas, incluindo espécies bacterianas multirresistentes e fungos com potencial patogênico (Tonello *et al.*, 2022; Amann *et al.*, 2025).

Ademais, a contaminação micológica de instrumentos odontológicos tem recebido crescente atenção na literatura científica, em virtude da capacidade dos fungos de resistirem a condições ambientais adversas e sobreviverem por longos períodos em superfícies inertes (Navidi; Mirkeshavarz; Haghi, 2025). Espécies dos gêneros *Aspergillus*, *Penicillium* e *Candida*, frequentemente isoladas de equipamentos clínicos, estão associadas tanto a reações alérgicas quanto a infecções oportunistas em pacientes imunocomprometidos (Aquino *et al.*, 2016; Oliveira *et al.*, 2018). Tais evidências reforçam a necessidade de abordagens integradas de vigilância microbiológica que contemplem bactérias, fungos e biofilmes como fatores de risco inter-relacionados.

Nesse contexto, a investigação da carga microbiana presente em utensílios cirúrgicos odontológicos torna-se fundamental para a identificação dos principais agentes contaminantes, bem como para a avaliação da eficácia dos métodos de higienização e esterilização adotados nas clínicas (Freitas *et al.*, 2017; Maciel, 2021). A análise bacteriológica e micológica desses instrumentos fornece subsídios relevantes para a formulação de protocolos de biossegurança mais eficientes e para o desenvolvimento de estratégias preventivas baseadas em evidências científicas (Akbar *et al.*, 2023; Queiroz *et al.*, 2024).

Dessa forma, o presente estudo tem como objetivo verificar a presença de bactérias, fungos e biofilmes bacterianos em utensílios cirúrgicos odontológicos,

contribuindo para a compreensão dos riscos microbiológicos envolvidos e para o aprimoramento das práticas de controle de infecção em ambientes clínicos e acadêmicos.

2 DESENVOLVIMENTO

2.1 METODOLOGIA

2.1.1 Delineamento do estudo

A metodologia envolve a avaliação microbiológica qualitativa, quantitativa e descritiva de 15 amostras ($n = 15$) coletadas de utensílios cirúrgicos odontológicos de Instituição de Ensino Superior (IES) da cidade de Juazeiro do Norte-CE. A coleta é realizada por meio da fricção na fricção de um *swab* estéril embebido em solução salina sobre os objetos, em seguida, os *swabs* são acondicionados em caixa térmica e transportados até o laboratório de microbiologia do Centro Universitário Dr. Leão Sampaio, onde são feitas análises de isolamento, identificação e sensibilidade microbiana. Além disso, com o objetivo de obter-se uma melhor precisão e confiabilidade nos resultados, as análises de cada amostra são realizadas em triplicata.

2.1.2 Análise microbiológica

Para a contagem de colônias microbiana, são feitas diluições seriadas, compostas de 9ml de água peptona e 1ml da amostra, obtendo diluições de 10^{-1} , 10^{-2} e 10^{-3} , sendo 3 diluições para cada amostra. A contagem de Unidades Formadoras de colônias/ml é realizada de forma manual, obtendo os resultados multiplicando por 10 e pelo inverso da diluição selecionada (Fortuna; Nascimento; Franco, 2013; Oliveira *et al.*, 2018).

Quanto ao cultivo, são realizados os semeio em esteira no *Ágar Eosina Methylene Blue* - EMB, *Ágar Salmonella Shigella* - SS e *Ágar Sangue* e *Ágar Saboraud Dextrose*-SDA (fungos) onde após a multiplicação pelos fatores de diluição obtém o número de UFC/ mL dos utensílios. Após a realização dos semeio, as placas são incubadas na estufa por 24h (± 24) e em temperatura de 35°C ($\pm 2^{\circ}\text{C}$). Posteriormente ao período de incubação, são realizadas a quantificação e identificação dos microrganismos através da morfologia das colônias de bactérias crescidas no EMB, SS, AS e SDA.

2.1.3 Isolamento e identificação microbiana

Os *swabs* são utilizados para semeadura em esgotamento em meio de cultivo BHI (*Brain Heart Infusion Broth*), meio não seletivo que possibilita o crescimento de diversas bactérias e fungos passíveis de estudo. Após 24 horas de incubação, é realizada a

identificação de cada colônia pela técnica de GRAM, e cada colônia é replicada em um meio de cultivo específico para se obter culturas puras, GRAM negativos semeados em meio EMB e GRAM positivos semeados em meio ágar sangue e levadas a estufa 37 ° C por 24 h. Após isso, cada bactéria é submetida a um estudo microbiológico para caracterização de gênero e espécie. Para os cocos GRAM positivos são realizados teste de catalase, coagulase e Manitol, e para os bacilos Gram negativos são realizadas provas de oxidase e testes bioquímicos (TSI, CITRATO, MIO, FENIL, URÉIA).

A identificação dos fungos filamentosos ocorre a partir da análise das características morfológicas tanto coloniais quanto celulares (microscópicas), com ênfase na observação das estruturas reprodutivas. Para examinar a morfologia microscópica, utiliza-se a técnica de microcultivo (cultivo em lâmina).

2.1.4 Macrocultivo

As amostras obtidas dos utensílios cirúrgicos odontológicos foram semeadas em placas de Petri contendo *ágar Sabouraud dextrose* (SDA) suplementado com cloranfenicol (0,05 g/L), visando inibir o crescimento bacteriano. As placas foram incubadas a 25 ± 2 °C por um período de 7 a 14 dias, com observação diária do crescimento. A caracterização macroscópica foi realizada com base na morfologia colonial dos fungos, observando-se aspectos como cor, textura, topografia, reverso da colônia, velocidade de crescimento e presença de pigmentos difusíveis. Essas características permitiram a distinção preliminar entre fungos filamentosos e leveduriformes (Lacaz *et al.*, 2002; Hoog *et al.*, 2020).

A análise macroscópica é considerada uma etapa essencial na identificação fúngica, pois fornece informações fenotípicas importantes para o reconhecimento de gêneros como *Aspergillus*, *Penicillium*, *Fusarium* e *Curvularia*, que apresentam colônias típicas e de fácil diferenciação visual (Sidrim; Rocha, 2004).

2.1.5 Microcultivo

Para a observação das estruturas microscópicas, foi utilizada a técnica de microcultivo em lâmina, conforme descrita por Ridell (1950) e adaptada por Sidrim e Rocha (2004). Os cubos de aproximadamente 1 cm² de *ágar Sabouraud dextrose* (SDA) foram dispostos sobre uma lâmina de microscopia esterilizada, cobertos por uma lamínula e inoculados nas quatro extremidades com fragmentos do fungo previamente isolado. Os conjuntos foram colocados em câmaras úmidas (placas de Petri com papel filtro

umedecido) e incubados a 25 °C por 5 a 7 dias, evitando o ressecamento do meio. Após o crescimento, a lamínula foi cuidadosamente removida, colocada sobre uma nova lâmina contendo uma gota de lactofenol azul de algodão e observada ao microscópio óptico. A técnica de microcultivo permite a visualização *in situ* das estruturas vegetativas e reprodutivas dos fungos, como conidióforos, fialídes, conídios, artroconídios e clamidósporos, mantendo a disposição natural das hifas. Essa abordagem é considerada padrão ouro para a identificação morfológica de fungos filamentosos (Larone, 2018; Hoog *et al.*, 2020).

2.1.6 Análise de sensibilidade microbiana

Após a identificação de todas as cepas bacterianas isoladas, as mesmas são submetidas a teste de sensibilidade frente aos principais antibióticos para cada classe de microrganismos de importância clínica. O método utilizado é o antibiograma por difusão em disco como recomendadas pelo *Clinical and Laboratory Standards Institute* (CLSI, 2015), onde discos, contendo diferentes antibióticos são distribuídos em uma placa com *Ágar Mueller Hilton*. Após a incubação em estufa com temperatura de 37°C por 24 horas, é analisado o padrão de crescimento ou inibição ao redor de cada disco, para a identificação de sensibilidades ou resistência bacteriana aos antibióticos testados.

Os antibióticos utilizados são: Classe das enterobactérias: Ampicilina (AMP), Cefoxitina (CFO), Amoxicilina+ Ác. Clavulânico (AMC). Classe dos *Staphylococcus*: Tigeciclina (TIG), Linezolida (LNZ), Sulfa + Trimetopim (SUT), Eritromicina (ERI), Clindamicina (CLI), Penicilina G (PEN), Ciprofloxacina (CIP), Vancomicina (VAN), Oxacilina (OXA). Classes das Pseudomonas: Tetraciclina (TET), Ciprofloxacina (CIP), Gentamicina (GEN). A classificação em multirresistência é estabelecida segundo Magiorakos *et al.*, (2012).

2.1.7 Formação do biofilme bacteriano

Para provocar a formação do biofilme, os microrganismos são colocados em poços de uma placa de poliestireno (placa para microculturas). É usada uma placa com 24 poços, de fundo arredondado (Nuncion™, Nunc). Os poços são preenchidos com a suspensão de *S. aureus* em PBS com sacarose padronizada em espectrofotômetro. Na direção vertical são feitas as marcações para os 4 tipos de materiais e na horizontal são marcados os tempos de estudo, 1 dia, 4 dias e 7 dias.

Todo o teste para contagem de células viáveis é realizado em triplicata. O experimento é realizado uma vez, por completo, considerando os três tempos de incubação, e depois é repetido mais dois experimentos, concomitantemente. Os meios de todos os poços são trocados após as primeiras 24 horas por PBS com sacarose sem bactérias e a cada 24 horas são trocados novamente sucessivamente, para evitar esgotamento de nutrientes. Os meios são sugados dos poços da placa com ponteiros esterilizados de pipetadores automáticos, e novo meio esterilizado é adicionado da mesma forma (Agnelli, 2011).

2.1.8 Avaliação quantitativa de células viáveis dos biofilmes

Após os tempos de incubação designados para a formação e desenvolvimento do biofilme, 1 dia, 4 dias e 7 dias, são realizados os procedimentos de lavagem dos corpos de prova, desagregação do biofilme e sua avaliação quantitativa (ou contagem de UFC, ou, ainda, contagem de células viáveis). Para cada tempo são realizados os mesmos procedimentos. Para a lavagem dos materiais, após passado o tempo de incubação desejado, é retirado o meio (conteúdo de 2 mL) de cada poço, referente a este tempo, sugando-o com um pipetador automático de 1 mL. Em seguida é injetado 2 mL de PBS esterilizado em cada poço, também com pipetador, para fazer uma lavagem da superfície dos materiais, a mesma sendo repetida por 3 vezes.

Depois da lavagem os materiais são tirados dos poços com pinça esterilizada e colocados em um tubo com 10 mL de PBS. Estes tubos são agitados com auxílio de um agitador “*Vortex*” por 1 min, e colocados imersos em água dentro de uma cuba ultrassônica, por 8 min (*Digital Ultrasonic Cleaner*, produzida pela *Kondortech*, com força de limpeza de 160 W). Esse procedimento tem como finalidade a desagregação do biofilme e liberação das células bacterianas que estão aderidas ao material, e as células viáveis da solução resultante e após este procedimento são contadas. O método usado para esta contagem é o das diluições seriadas, onde a partir desta solução inicial, da qual se quer conhecer o número de células, são produzidas várias diluições, e depois plaqueamento das diluições (semeadura sobre meio de cultura sólido), seguida da contagem de unidades formadoras de colônias (UFC) presentes nas placas.

A partir da suspensão resultante após a desagregação de biofilme, suspensão considerada inicial para o procedimento de contagem, são feitas 5 diluições, 10^{-1} , 10^{-2} , 10^{-3} , 10^{-4} , 10^{-5} . Da solução inicial pipeta-se 100 μ L sobre um meio de cultura contido em placa de Petri (90 x 15 mm), o ágar sacarose, e este inóculo é espalhado sobre a superfície

deste meio com uma alça de *Drigalsky*. As placas são incubadas a 37°C por 24 h, para que ocorra a multiplicação bacteriana a ponto de surgirem colônias visíveis a olho nu, sendo que cada colônia visível corresponde a uma unidade formadora de colônia que existe inicialmente, no momento da inoculação, após ocorrência da multiplicação celular ao longo do tempo. Segundo esta técnica de contagem deve-se escolher as placas que apresentam de 30 a 300 UFC para cálculo do número de UFC.

Este número é multiplicado pelo fator da diluição para se obter o valor de UFC presentes na solução inicial a partir da qual são feitas as demais diluições em série; para cada diluição inocula-se duas placas de Petri, e é feita a média entre elas, para calcular com esta média o valor do número de células da solução inicial. Com os valores das contagens são feitas tabelas que mostram o número de UFC para cada mL. Estes números também são convertidos em UFC por mm de material, para facilitar a comparação com outros trabalhos nos quais os resultados possam estar descritos dessa forma. Tal conversão é obtida multiplicando-se por 10 o valor de UFC contidas em 1 mL, pois o biofilme total de cada corpo de prova sendo desagregado em um tubo com 10 mL de PBS, e dividindo-se esse valor pela área total de um corpo de prova cilíndrico.

A área total de cada cilindro é calculada de acordo com as suas medidas e é correspondente a 75.36 mm. Também é calculada a porcentagem que os números obtidos sobre as resinas experimentais ou modificadas representam em relação ao número obtido sobre a resina sem nanopartículas de prata, a resina não modificada (controle). Esta porcentagem é denominada porcentagem de sobrevivência. Isso permite comparar de uma outra forma, ou seja, em termos de porcentagem, o número de células que sobrevivem e permanecem aderidas sobre as diferentes amostras (Agnelli, 2011).

2.1.9 Análise estatística

Os dados obtidos são tabulados e analisados no *software Microsoft Excel*, utilizando o suplemento ‘Análise de Dados’ para aplicação do teste ANOVA (*Analysis of Variance*), com nível de significância de 5% ($p < 0,05$).

2.2 RESULTADOS/ DISCUSSÃO

O ambiente odontológico constitui um espaço altamente propício à proliferação de microrganismos patogênicos, devido ao contato direto e contínuo com fluidos biológicos, como saliva e sangue. Essas substâncias são fontes ricas em nutrientes, que

favorecem o crescimento microbiano quando ocorrem falhas nos protocolos de limpeza, desinfecção e esterilização dos instrumentos (Ferreira *et al.*, 2020; Abusalim, 2022).

Os resultados obtidos neste estudo confirmam essa vulnerabilidade, uma vez que todas as amostras de utensílios cirúrgicos odontológicos analisadas apresentaram crescimento bacteriano, demonstrando ampla contaminação microbiana após o uso clínico. Esses achados reforçam a necessidade de rigor e monitoramento contínuo dos procedimentos de biossegurança, a fim de garantir a eficácia dos processos de esterilização.

As amostras coletadas foram devidamente identificadas e codificadas, com o propósito de assegurar a rastreabilidade e a padronização dos dados obtidos durante a análise. Cada amostra recebeu um código alfanumérico específico, composto por letras e números que indicam o tipo de utensílio, o local de coleta e a sequência de amostragem, permitindo uma organização sistemática e confiável das informações laboratoriais.

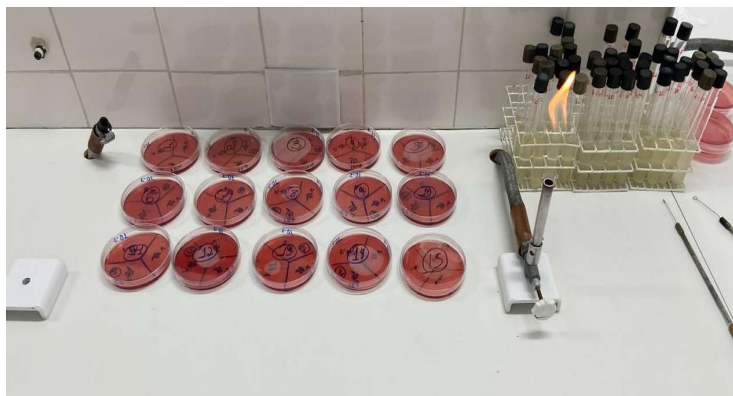
O quadro 1 apresenta a relação das amostras coletadas e suas respectivas identificações. Essa padronização visa garantir a organização sistemática das informações, prevenindo duplicidades e assegurando a confiabilidade dos resultados obtidos nas análises microbiológicas.

Quadro 1 Identificação das amostras coletadas

AMOSTRAS	UTENSÍLIOS CIRÚRGICOS ODONTOLÓGICOS
A-1	FORCEPS 151
A-2	ESPELHO CLÍNICO
A-3	PINÇA HEMOSTÁTICA MOSQUITO (CURVA)
A-4	SINDESMÓTOMOS DUPLO (Nº 1)
A-5	PINÇA MICRODENTADA (<i>DIETRICH</i>)
A-6	SERINGA CARPULE
A-7	CURETA ALVEOLAR DE LUCAS Nº 86
A-8	AFASTADOR DE MINESOTA
A-9	DESCOLADOR DE <i>FREER</i>
A-10	CURETA ALVEOLAR DE LUCAS Nº 85
A-11	ASPIRADOR CIRÚRGICO METÁLICO
A-12	ALAVANCA SELDIN (RETA)
A-13	DESCOLADOR DE MOLT Nº 09
A-14	PINÇA DE DISSECÇÃO
A-15	PORTA AGULHA

Fonte. Autoria própria.

A Figura 1 apresenta o meio de cultura Ágar Sangue utilizado na etapa inicial do isolamento e identificação dos microrganismos provenientes dos utensílios cirúrgicos odontológicos. Nesse estágio, o meio ainda não apresenta crescimento bacteriano, sendo exibido em sua forma estéril e preparatória para a inoculação das amostras.

FIGURA 1. Meio de Cultura Ágar Sangue.

Fonte. Autoria própria.

A análise microbiológica dos utensílios cirúrgicos odontológicos revelou crescimento bacteriano em todas as amostras cultivadas em meio Ágar Sangue, independentemente da diluição testada (10^{-1} , 10^{-2} e 10^{-3}). Esse achado demonstra que, mesmo após o uso clínico, microrganismos viáveis permaneceram aderidos às superfícies dos instrumentos, evidenciando o potencial de contaminação cruzada no ambiente odontológico.

A Tabela 1 apresenta a distribuição dos valores de Unidades Formadoras de Colônia por mililitro (UFC/mL) obtidos a partir das amostras analisadas. O Ágar Sangue foi selecionado por se tratar de um meio enriquecido e não seletivo, amplamente utilizado em microbiologia clínica por permitir o crescimento de uma grande variedade de microrganismos, incluindo espécies com potencial patogênico. Essa escolha metodológica possibilitou uma avaliação abrangente da diversidade e intensidade do crescimento bacteriano presente nos instrumentos avaliados

Tabela 1. Distribuição dos valores de Unidades Formadoras de Colônias por mililitro (UFC/mL) no meio Ágar Sangue.

AMOSTRAS	UFC/MI		
	10^{-1}	10^{-2}	10^{-3}
A-1	9.360	21.000	110.000
A-2	5.500	43.800	275.000
A-3	2.520	37.500	95.000
A-4	5.760	23.500	276.000
A-5	5.160	49.800	90.000
A-6	4.200	23.200	64.000
A-7	7.080	3.400	268.000
A-8	1.960	6.400	228.000
A-9	3.120	1.800	84.000

A-10	3.600	2.800	152.000
A-11	4.250	31.500	20.000
A-12	3.900	24.000	75.000
A-13	5.500	52.500	415.000
A-14	3.900	37.500	11.000
A-15	5.150	36.500	265.000

Fonte. Autoria própria.

De modo geral, observou-se que alguns utensílios apresentaram valores expressivamente elevados de Unidades Formadoras de Colônia por mililitro (UFC/mL). O Descolador de Molt nº 09 apresentou a maior contagem registrada, atingindo 415.000 UFC/mL na diluição 10^{-3} , seguido pelo Sindesmótomo duplo nº 1 (276.000 UFC/mL), pela Cureta alveolar de Lucas nº 86 (268.000 UFC/mL), pelo Porta-agulha (265.000 UFC/mL) e pelo Espelho clínico (275.000 UFC/mL). Esses instrumentos destacaram-se por apresentar as maiores médias de crescimento bacteriano, indicando elevada concentração microbiana residual.

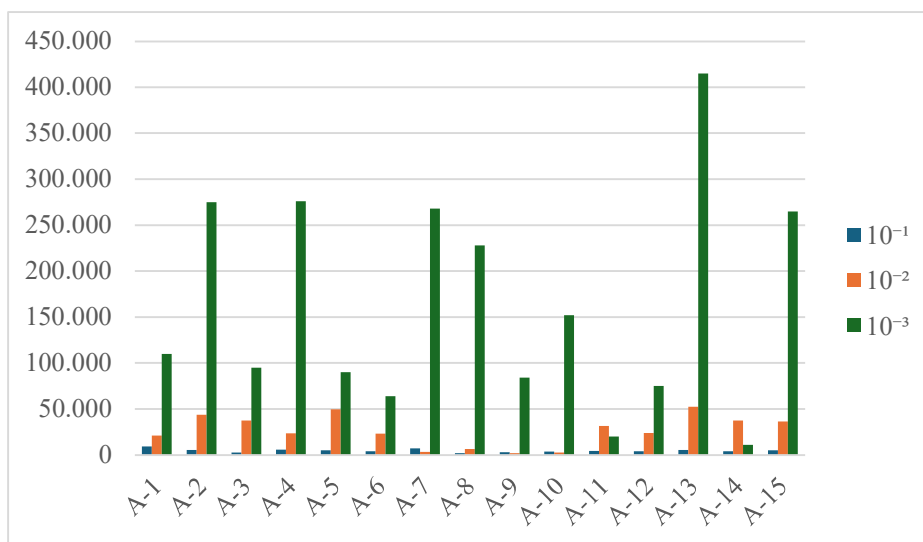
Por outro lado, alguns utensílios apresentaram menores índices de crescimento, ainda que microbiologicamente significativos. A Pinça de dissecação registrou 11.000 UFC/mL na maior diluição, enquanto o Aspirador cirúrgico metálico apresentou 20.000 UFC/mL em 10^{-3} . Embora esses valores sejam inferiores aos observados em outros instrumentos, eles confirmam a presença de microrganismos viáveis, demonstrando que mesmo materiais considerados menos suscetíveis à contaminação devido à sua estrutura lisa e de fácil limpeza não estavam completamente isentos de carga microbiana.

Resultados semelhantes foram descritos em estudos anteriores. Pesquisas internacionais apontam que instrumentos odontológicos reutilizáveis frequentemente apresentam níveis significativos de contaminação microbiana, especialmente quando não são submetidos a processos de limpeza e esterilização adequados. (Smith *et al.*, 2014; Venâncio *et al.*, 2017).

Assim, os resultados obtidos neste estudo revelam níveis de contaminação superiores aos relatados na literatura, o que reforça a necessidade de aperfeiçoamento contínuo dos protocolos de biossegurança e esterilização. O monitoramento microbiológico regular e a validação dos métodos de higienização são essenciais para garantir a eliminação eficaz dos microrganismos e prevenir infecções cruzadas em ambientes odontológicos. (Tonello *et al.*, 2022; Schalli *et al.*, 2023).

O Gráfico 1 ilustra a distribuição das Unidades Formadoras de Colônias por mililitro (UFC/mL) observadas nas amostras de utensílios cirúrgicos odontológicos, considerando as três diluições avaliadas (10^{-1} , 10^{-2} e 10^{-3}). A representação gráfica permite visualizar de forma comparativa a intensidade do crescimento bacteriano entre os diferentes instrumentos analisados, evidenciando as variações na carga microbiana presente em cada um deles.

Gráfico 1. Distribuição das contagens de UFC/ML por amostras e suas diluições



Fonte. Autoria própria.

No Quadro 2, considerando as três diluições analisadas (10^{-1} , 10^{-2} e 10^{-3}), observou-se um total de 45 ocorrências microbianas. O gênero *Staphylococcus* foi o mais frequente, com 27 isolados (61%), seguido por *Streptococcus*, com 8 isolados (18%), e pelos gêneros *Streptobacilos*, *Candida* e Bacilos, cada um representando 7% das ocorrências. Também foram identificadas presenças menos expressivas de floras mistas formadas por cocos e bacilos curtos Gram-negativos (2,2%).

Ao comparar as diferentes diluições, verificou-se que o *Staphylococcus* esteve presente em todas as concentrações, variando de 8 a 10 ocorrências por diluição, evidenciando sua ampla disseminação nas amostras. O gênero *Streptococcus* apresentou comportamento crescente a partir da diluição 10^{-1} , estabilizando-se nas concentrações subsequentes, enquanto o fungo *Candida* foi detectado com maior frequência na diluição 10^{-3} , o que pode indicar maior sensibilidade de isolamento em amostras mais diluídas. Já os bacilos curtos Gram-negativos foram observados apenas na diluição 10^{-3} , reforçando

a importância das diluições seriadas na ampliação do espectro de microrganismos detectados.

Quanto à diversidade microbiana por utensílio, notou-se que alguns instrumentos, como a seringa carpule e a pinça microdentada, apresentaram contaminação restrita ao gênero *Staphylococcus*, indicando um perfil microbiológico mais específico. Em contrapartida, o descolador de Molt nº 09, a pinça de dissecação e o porta-agulha apresentaram crescimento de *Candida*, sugerindo a coexistência de fungos e bactérias. O espelho clínico e o sindesmótomo duplo, por sua vez, demonstraram maior diversidade microbiana, com presença de bacilos Gram-positivos e Gram-negativos, evidenciando contaminação mista.

Os resultados semelhantes foram relatados em estudos anteriores. Pesquisas internacionais indicam que instrumentos odontológicos reutilizáveis frequentemente apresentam elevada contaminação por *Staphylococcus* e *Streptococcus*, microrganismos comumente associados à microbiota da cavidade oral e a processos infecciosos quando há falhas na esterilização (Smith *et al.*, 2014; Colombo *et al.*, 2023). De modo semelhante, investigações realizadas em clínicas odontológicas universitárias no Brasil identificaram predominância desses mesmos gêneros, além da presença de fungos do gênero *Candida*, reforçando o potencial de contaminação cruzada em ambientes clínicos (Venâncio *et al.*, 2017).

Assim, a predominância de *Staphylococcus* nas amostras deste estudo está em conformidade com os achados descritos na literatura, demonstrando que esses microrganismos permanecem entre os principais contaminantes de instrumentos e superfícies odontológicas. Esses resultados evidenciam a necessidade de aperfeiçoamento dos protocolos de biossegurança e esterilização, visando a redução efetiva da carga microbiana e a prevenção de infecções cruzadas em ambientes clínicos.

Quadro 2. Etapas do processo de isolamento, identificação e caracterização microbiológica de bactérias e fungos a partir de amostras obtidas com *swabs*.

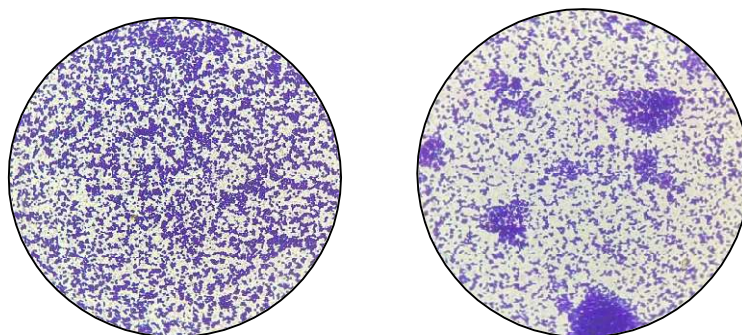
AMOSTRAS	DILUIÇÕES		
	10 ⁻¹	10 ⁻²	10 ⁻³
A-1	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)
A-2	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)	Gram Negativos (Bacilos Curtos)
A-3	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (Flora Mista)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)
A-4	Gram Positivo (Bacilos)	Gram Positivo (Bacilos)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)
A-5	Gram Positivo	Gram Positivo	Gram Positivo

	(<i>Staphylococcus</i>)	(<i>Staphylococcus</i>)	(<i>Staphylococcus</i>)
A-6	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)
A-7	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)
A-8	Gram Positivo (<i>Streptobacilos</i>)	Gram Positivo (<i>Streptobacilos</i>)	Gram Positivo (<i>Streptobacilos</i>)
A-9	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)
A-10	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)
A-11	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)
A-12	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)
A-13	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Streptococcus</i>)	F. Filamentoso (<i>Candida</i>)
A-14	Fungo Filamentoso (<i>Candida</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)
A-15	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	Gram Positivo (<i>Staphylococcus</i>)	F. Filamentoso (<i>Candida</i>)

Fonte. Autoria própria.

A Figura 2 apresenta as etapas do processo de isolamento, identificação e caracterização microbiológica das bactérias obtidas a partir das amostras dos utensílios cirúrgicos odontológicos analisados. O procedimento foi conduzido em ambiente laboratorial controlado, seguindo os princípios de biossegurança e esterilidade necessários para evitar contaminações externas e garantir a fidedignidade dos resultados.

Figura 2. Lâminas observadas em microscópio com coloração de Gram, evidenciando cocos Gram-positivos do gênero *Staphylococcus* dispostos em agrupamentos característicos.



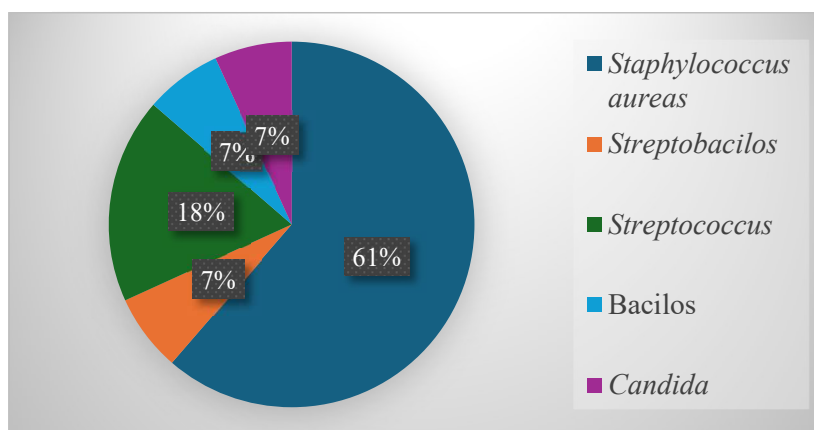
Fonte. Autoria própria.

Na sequência, procedeu-se à identificação microbiológica por meio da realização de testes bioquímicos diferenciais, incluindo os testes de catalase, coagulase e fermentação do manitol, que permitiram caracterizar os microrganismos quanto ao gênero e às principais propriedades metabólicas.

Os resultados obtidos nos testes bioquímicos de catalase, coagulase e manitol evidenciaram variações na positividade entre as amostras analisadas. O Fórceps 151 (A-1) apresentou resultados positivos em todas as diluições testadas (10^{-1} , 10^{-2} e 10^{-3}); o Espelho clínico (A-2) foi positivo apenas na diluição 10^{-1} ; a Pinça microdentada *Dietrich* (A-5) mostrou positividade em todas as diluições (10^{-1} , 10^{-2} e 10^{-3}); a Cureta alveolar de Lucas nº 86 (A-7) foi positiva nas diluições 10^{-2} e 10^{-3} ; o Descolador de *Freer* (A-9) apresentou positividade nas diluições 10^{-1} e 10^{-2} ; a Cureta alveolar de Lucas nº 85 (A-10) foi positiva em todas as diluições testadas; o Aspirador cirúrgico metálico (A-11) apresentou resultados positivos apenas na diluição 10^{-1} ; a Alavanca Seldin reta (A-12) também foi positiva na diluição 10^{-1} ; o Descolador de *Molt* nº 09 (A-13) demonstrou positividade nas diluições 10^{-1} e 10^{-2} ; e o Porta-agulha (A-15) foi positivo nas diluições 10^{-1} e 10^{-2} . A associação dos resultados positivos de catalase, coagulase e fermentação do manitol permitiu identificar que os cocos Gram positivos isolados pertencem majoritariamente à espécie *Staphylococcus aureus*.

O gráfico a seguir apresenta a distribuição das ocorrências microbianas observadas em três diluições (10^{-1} , 10^{-2} e 10^{-3}) e em diferentes utensílios odontológicos. *Staphylococcus aureus* foi o gênero mais frequente, presente em todas as diluições, seguido por *Streptococcus*, *Streptobacilos*, *Candida* e outros bacilos.

Gráfico 2. Distribuição das ocorrências microbianas observadas



Fonte. Autoria própria.

A análise microbiológica qualitativa demonstrou que o gênero *Staphylococcus aureus* foi o mais frequente entre os microrganismos isolados, representando 61% do total de amostras. Em seguida, destacaram-se os gêneros *Streptococcus* (18%), *Streptobacillus* (7%), *Candida* (7%) e *Bacillus* (7%).

Considerando que muitos desses microrganismos são habitantes comuns da pele e das vias nasais, especialmente o *S. aureus*, sua presença em instrumentos odontológicos pode estar relacionada à transferência por aerossóis, fômites ou contato manual inadequado durante o manuseio dos materiais (Colombo *et al.*, 2023; Franz *et al.*, 2024).

A elevada prevalência de *S. aureus* observada neste estudo reforça seu papel como patógeno oportunista relevante na odontologia, devido à sua capacidade de formar biofilmes aderidos a superfícies metálicas e plásticas, o que dificulta a eliminação completa mesmo após processos de desinfecção e esterilização (Passariello *et al.*, 2012).

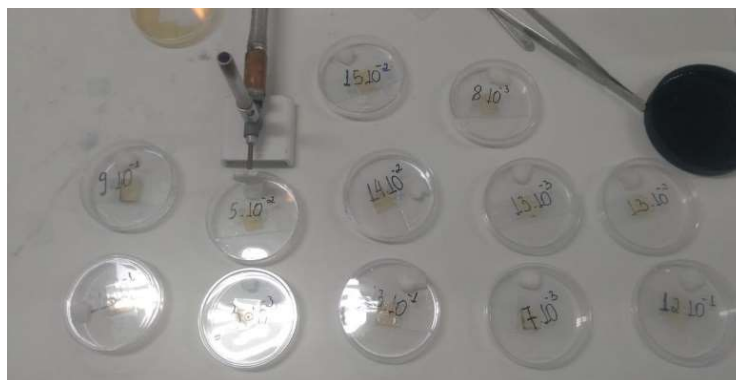
De acordo com a literatura, cepas de *S. aureus* isoladas de superfícies e instrumentos odontológicos podem estar associadas a infecções orais e sistêmicas, especialmente quando envolvidas na formação de biofilmes subgengivais, que servem como reservatórios microbianos de difícil remoção (Passariello *et al.*, 2012; Colombo *et al.*, 2023).

Dessa forma, os resultados deste estudo enfatizam a importância do monitoramento microbiológico contínuo e da validação periódica dos métodos de esterilização, com o objetivo de garantir a efetividade dos protocolos de biossegurança e reduzir o risco de contaminação cruzada em clínicas odontológicas (Ferreira *et al.*, 2020; Almeida *et al.*, 2020).

A Figura 3 ilustra a técnica de microcultivo (cultivo em lâmina) empregada para a identificação morfológica de fungos presentes nas amostras analisadas. O método consiste em inocular o microrganismo sobre um pequeno bloco de meio de cultura sólido disposto entre uma lâmina e uma lamínula, mantendo o sistema em câmara úmida para evitar o ressecamento durante o crescimento.

Essa técnica permite o crescimento ordenado e limitado das colônias fúngicas, preservando as estruturas reprodutivas e vegetativas em sua disposição natural. Após o período de incubação, as lâminas são coradas e observadas ao microscópio, possibilitando a visualização detalhada das estruturas características de cada gênero.

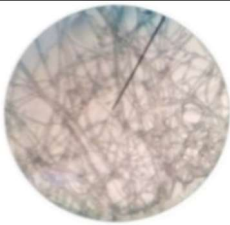
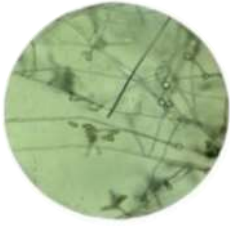

FIGURA 3. Técnica de microcultivo (cultivo em lâmina) utilizada para observação de estruturas fúngicas.

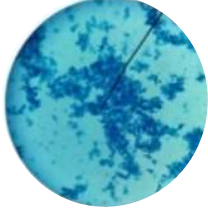
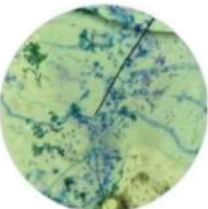
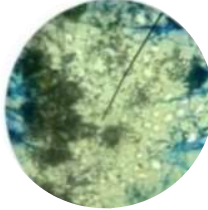
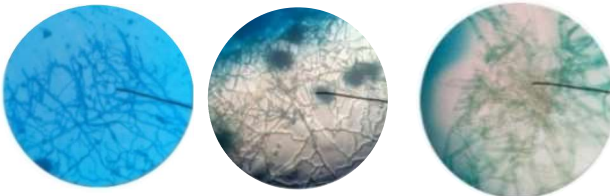
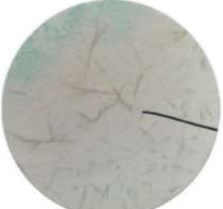



Fonte. Autoria própria.

O Quadro 3 apresenta a distribuição da identificação dos fungos isolados a partir das amostras de utensílios cirúrgicos odontológicos analisadas. A caracterização fúngica foi realizada por meio de análises morfológicas e microscópicas, utilizando a técnica de microcultivo (cultivo em lâmina), que possibilitou a observação detalhada das estruturas reprodutivas e vegetativas dos isolados.

Quadro 3. Distribuição da identificação dos fungos.

AMOSTRAS	ANÁLISE MICROSCÓPICA	DESCRIÇÃO
(A-3) PINÇA HEMOSTÁTICA MOSQUITO (CURVA)		Reprodução tipo <i>rhinocladiella</i> . Provavelmente <i>Fonsecaea pedrosoi</i> . Hifas septadas castanhas e conidióforo com conídios implantados ao longo e na extremidade.
(A-5) PINÇA MICRODENTA DA (DIETRICH)		<i>Curvularia sp.</i> Hifas septadas castanhas e esporos com um lado plano e outro convexo, castanhos, com três septos e quatro células, sendo uma maior, fazendo o esporo ficar encurvado
(A-7) CURETA ALVEOLAR DE LUCAS Nº 86		<i>Penicillium sp.</i> Hifa septada hialina e conidióforo sem vesícula, com fiáldes e conídios

<p>(A-8) AFASTADOR DE MINESOTA</p>		<p><i>Paracoccidioidomicose. Paracoccidioides brasiliensis.</i> Presença de estruturas arredondadas com parede birrefringente ou dupla e gemulação múltipla e criptosporulação</p>
<p>(A-9) DESCOLADOR DE FREER</p>		<p><i>Sporothrix schenckii.</i> Hifas septadas hialinas e conidióforos com conídios implantados</p>
<p>(A-11) ASPIRADOR CIRÚRGICO METÁLICO</p>		<p><i>Penicillium sp.</i> Hifa septada hialina e conidióforo sem vesícula, com fiáldes e conídios</p>
<p>(A-13) DESCOLADOR DE MOLT N° 09</p>		<p><i>Sporothrix schenckii.</i> Hifas septadas hialinas e conidióforos com conídios implantados; <i>Trichophyton rubrum.</i> Hifas septadas hialinas e microconídios em gotas pequenas implantados paralelamente na hifa; <i>Malassezia sp.</i> - Pitíriase versicolor – Presença de hifas curtas e curvas e blastoconídios em cacho.</p>
<p>(A-14) PINÇA DE DISSECÇÃO</p>		<p><i>Aspergillus sp.</i> Hifas septadas hialinas e conidióforo com vesícula, fiáldes e conídios</p>
<p>(A-15) PORTA AGULHA</p>		<p><i>Sporothrix schenckii.</i> Hifas septadas hialinas e conidióforos com conídios implantados</p>

Fonte. Autoria própria.

A análise micológica das amostras revelou uma diversidade considerável de fungos filamentosos e leveduriformes presentes nos utensílios cirúrgicos odontológicos

avaliados. Foram identificados gêneros como *Penicillium sp.*, *Aspergillus sp.*, *Curvularia sp.*, *Sporothrix schenckii*, *Trichophyton rubrum*, *Fonsecaea pedrosoi*, *Malassezia sp.* e *Paracoccidioides brasiliensis*. Essa variedade demonstra que a contaminação fúngica pode ocorrer mesmo após a limpeza e desinfecção rotineiras, reforçando a necessidade de protocolos mais rigorosos de esterilização.

A presença de *Penicillium sp.* e *Aspergillus sp.* fungos ambientais amplamente distribuídos indica contaminação proveniente do ar e de superfícies clínicas, já que esses microrganismos são comuns em poeira e materiais orgânicos. Ambos podem atuar como patógenos oportunistas em indivíduos imunossuprimidos e são frequentemente associados a infecções respiratórias e reações alérgicas (Aquino *et al.*, 2016; Oliveira *et al.*, 2018). Além disso, estudos relatam que *Aspergillus sp.* é resistente a alguns desinfetantes químicos utilizados na rotina odontológica, o que pode explicar sua persistência em determinados instrumentos (Amann *et al.*, 2025).

A detecção de *Sporothrix schenckii*, *Trichophyton rubrum* e *Fonsecaea pedrosoi* sugere contaminação por fungos de origem cutânea, possivelmente transferidos por meio do contato manual inadequado durante o manuseio dos instrumentos. Esses fungos são agentes etiológicos de micoses subcutâneas e dermatofitoses, podendo representar risco ocupacional para os profissionais de odontologia. Já a presença de *Malassezia sp.*, comumente associada à microbiota da pele humana, reforça a hipótese de contaminação cruzada decorrente de falhas na higienização prévia ao processo de esterilização (Navidi; Mirkesavarz; Haghi, 2025).

Outro achado relevante foi a identificação de *Paracoccidioides brasiliensis*, fungo dimórfico responsável pela paracoccidioidomicose. Embora raro em ambiente odontológico, sua detecção pode estar associada à contaminação ambiental do ar ou de partículas de poeira aderidas às superfícies metálicas dos instrumentos. A identificação desse agente reforça a importância do controle da qualidade do ar e da manutenção adequada dos sistemas de ventilação em clínicas e laboratórios (Oliveira *et al.*, 2018).

A variedade de fungos identificados demonstra que a contaminação micológica de instrumentos odontológicos não se limita a leveduras oportunistas como *Cândida spp.*, mas envolve também espécies ambientais e patogênicas. Isso confirma a necessidade de incluir a análise micológica nos protocolos de biossegurança, uma vez que os fungos podem resistir a condições adversas e permanecer viáveis por longos períodos em superfícies inertes (Özarlan *et al.*, 2024; Amann *et al.*, 2025).

Esses resultados estão de acordo com os achados na literatura, que relataram presença de esporos fúngicos em instrumentos e equipamentos odontológicos mesmo após a desinfecção. Além disso, a topografia irregular de instrumentos como curetas e pinças pode favorecer a retenção de resíduos orgânicos e a aderência de esporos, dificultando a eliminação completa desses microrganismos (Oliveira *et al.*, 2018; Costa *et al.*, 2021; Le *et al.*, 2024).

Portanto, os achados deste estudo evidenciam que os fungos isolados nos utensílios odontológicos representam um potencial risco de infecção e sensibilização fúngica, tanto para pacientes quanto para profissionais. A implementação de medidas complementares, como o uso de desinfetantes com ação fungicida comprovada, a esterilização por autoclave devidamente validada e o monitoramento ambiental periódico, é essencial para garantir a segurança microbiológica nos ambientes clínicos (Oliveira *et al.*, 2018; Le *et al.*, 2024; Amann *et al.*, 2025).

Para a formação de biofilmes, as suspensões foram inoculadas em placas de poliestireno de 24 poços com fundo arredondado. Cada poço foi preenchido com a suspensão bacteriana em PBS contendo sacarose, padronizada por espectrofotometria. O quadro 4 apresenta a descrição das amostras de biofilmes obtidas, incluindo as condições experimentais aplicadas a cada poço.

Quadro 4. Identificação das amostras/diluições que foram inoculadas em placas de poliestireno.

SUSPENÇÕES	AMOSTRAS/DILUIÇÕES		
BF-1	A-1/10 ⁻¹	A-1/10 ⁻²	A-1/10 ⁻³
BF-2	A-5/10 ⁻¹	A-5/10 ⁻²	A-5/10 ⁻³
BF-3	A-10/10 ¹	A-10/10 ⁻²	A-10/10 ⁻³
BF-4	A-4/10 ⁻³	A-7/10 ⁻²	A-7/10 ⁻³
BF-5	A-2/10 ⁻¹	A-9/10 ⁻¹	A-9/10 ⁻³
BF-6	A-11/10 ⁻¹	A-13/10 ⁻¹	A-13/10 ⁻²
BF-7	A-12/10 ⁻¹	A-15/10 ⁻¹	A-15/10 ⁻²

Fonte. Autoria própria.

Os biofilmes microbianos constituem um dos principais desafios no controle de infecções em ambientes odontológicos, por se tratar de estruturas complexas, organizadas e altamente resistentes aos métodos convencionais de limpeza e desinfecção. Sua

presença favorece a persistência de microrganismos em superfícies e aumenta a resistência a agentes antimicrobianos, além de possibilitar a transferência horizontal de genes de resistência entre diferentes espécies bacterianas (Ardila; Bedoya-García, 2023; Fulford; Stankiewicz, 2023).

Entre as sete amostras de biofilmes avaliadas, apenas as amostras BF1, BF2, BF5 e BF7 apresentaram resultados positivos para a formação de biofilme, evidenciando uma variação na capacidade de adesão e desenvolvimento entre as populações bacterianas analisadas. Essa heterogeneidade pode estar relacionada a características fenotípicas e genéticas específicas das cepas, que influenciam o comportamento microbiano frente às condições ambientais e à disponibilidade de nutrientes.

Apesar dessas particularidades, todas as amostras testadas apresentaram sensibilidade à clorexidina, independentemente da presença de biofilme, demonstrando a eficácia desse agente antimicrobiano na inibição do crescimento bacteriano. Esses resultados reforçam a relevância da clorexidina como recurso preventivo e terapêutico no controle de biofilmes orais, contribuindo significativamente para a redução do risco de cáries, gengivites e outras doenças associadas à placa bacteriana.

A Figura 4 apresenta o meio de cultura *Ágar Mueller-Hinton* utilizado na realização do teste de sensibilidade antimicrobiana (antibiograma). Esse meio foi empregado no método de difusão em disco, conforme as diretrizes do *Clinical and Laboratory Standards Institute* (CLSI, 2015), possibilitando a avaliação da eficácia dos antibióticos frente às cepas bacterianas isoladas dos utensílios cirúrgicos odontológicos.

Esse procedimento permitiu avaliar o perfil de sensibilidade, resistência e resposta intermediária das bactérias frente aos principais antibióticos de uso odontológico, possibilitando a caracterização do comportamento microbiano diante de diferentes agentes antimicrobianos. Na imagem, observam-se os discos impregnados com antibióticos distribuídos sobre a superfície do meio de cultura e as zonas de inibição do crescimento bacteriano, que indicam a eficácia de cada fármaco testado.

A análise dos halos de inibição obtidos fornece subsídios importantes para a seleção racional de antibióticos e para o monitoramento da resistência microbiana, contribuindo com estratégias de biossegurança e controle de infecções em ambientes odontológicos.

FIGURA 4. Meio de cultura *Ágar Mueller-Hinton* utilizado no teste de sensibilidade antimicrobiana (antibiograma).



Fonte. Autoria própria.

A Tabela 2 apresenta os resultados obtidos, expressos em função dos diâmetros dos halos de inibição (mm) observados ao redor dos discos impregnados com diferentes agentes antimicrobianos.

TABELA 2. Resultados do teste de sensibilidade antimicrobiana (antibiograma) das amostras bacterianas isoladas de utensílios cirúrgicos odontológicos. Os resultados foram obtidos pelo método de difusão em disco, conforme protocolo do *Clinical and Laboratory Standards Institute* (CLSI, 2015). As amostras foram classificadas como sensíveis (S), intermediárias (I) ou resistentes (R), de acordo com os diâmetros dos halos de inibição observados para cada antibiótico testado.

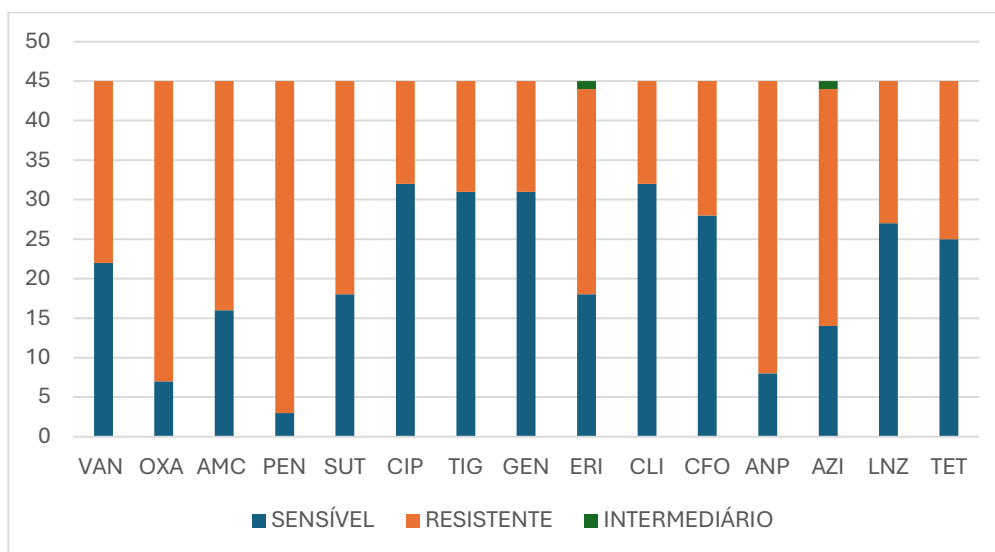
AMOSTRAS E DILUIÇÕES		VAN	OXA	AMC	PEN	SUT	CIP	TIG	GEN	ERI	CLI	CFO	ANP	AZI	LNZ	TET
A-1	10 ⁻¹	S	S	S	R	S	S	S	S	R	S	S	S	I	S	R
	10 ⁻²	R	S	R	R	R	R	R	S	I	S	R	R	R	R	R
	10 ⁻³	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	R
A-2	10 ⁻¹	S	S	R	R	R	S	S	S	R	S	S	R	R	S	S
	10 ⁻²	R	R	S	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R
	10 ⁻³	S	R	R	R	R	R	R	R	S	S	R	R	S	R	R
A-3	10 ⁻¹	S	R	R	R	R	S	S	S	R	S	R	S	R	S	S
	10 ⁻²	S	R	R	R	R	S	S	S	S	S	R	R	S	S	S
	10 ⁻³	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R
A-4	10 ⁻¹	S	R	S	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S
	10 ⁻²	S	R	R	R	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	S
	10 ⁻³	R	R	R	R	S	S	S	S	R	S	S	R	R	R	R
A-5	10 ⁻¹	R	R	R	R	R	S	S	S	S	S	S	R	R	R	R
	10 ⁻²	S	R	R	R	R	S	S	S	R	S	S	R	R	S	S
	10 ⁻³	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R	R	R	R
A-6	10 ⁻¹	S	R	S	R	R	S	S	S	R	R	S	R	R	S	S
	10 ⁻²	S	R	S	R	R	S	S	S	S	S	S	R	S	S	S

	10^{-3}	S	R	S	R	S	S	S	S	S	S	S	R	R	S	S
A-7	10^{-1}	R	R	R	R	R	S	S	S	R	R	S	R	R	R	S
	10^{-2}	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R	R	R	R
	10^{-3}	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R
A-8	10^{-1}	S	R	R	R	R	S	S	S	S	S	R	R	S	S	S
	10^{-2}	R	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R	R	R	R
	10^{-3}	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R	R
A-9	10^{-1}	S	R	R	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S
	10^{-2}	R	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	R	R	S	S
	10^{-3}	S	S	S	R	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	S
A-10	10^{-1}	R	R	S	R	S	S	S	S	R	S	S	R	R	S	S
	10^{-2}	S	R	R	R	R	S	S	S	R	S	S	S	R	S	R
	10^{-3}	R	R	S	S	R	R	R	R	R	S	S	R	R	R	R
A-11	10^{-1}	S	R	S	R	R	S	R	S	S	S	S	S	S	S	S
	10^{-2}	S	S	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	S	S	S
	10^{-3}	R	R	S	R	S	R	R	R	S	R	S	R	R	S	R
A-12	10^{-1}	S	R	S	R	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S	S
	10^{-2}	S	R	R	R	S	S	S	S	S	S	S	R	S	S	S
	10^{-3}	R	R	R	R	S	S	S	S	R	S	S	R	R	R	R
A-13	10^{-1}	S	R	S	R	R	S	S	S	S	R	R	S	S	S	S
	10^{-2}	R	R	R	R	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	S
	10^{-3}	R	R	R	R	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	S
A-14	10^{-1}	R	R	R	R	R	S	S	S	R	R	S	R	R	S	S
	10^{-2}	R	R	R	R	S	S	S	S	R	R	S	R	R	S	S
	10^{-3}	R	R	R	R	S	S	S	S	R	S	S	R	R	S	S
A-15	10^{-1}	S	R	R	R	S	S	S	S	R	S	S	R	R	S	R
	10^{-2}	R	R	R	R	R	R	R	R	R	S	R	R	R	R	R
	10^{-3}	R	R	R	R	R	R	S	R	R	S	R	R	R	R	R

Fonte. Autoria própria.

O Gráfico 3 apresenta a distribuição dos resultados obtidos no teste de sensibilidade antimicrobiana (antibiograma), demonstrando o comportamento das cepas bacterianas isoladas frente aos diferentes antibióticos testados. A partir da análise visual, observa-se a proporção de amostras classificadas como sensíveis (S), intermediárias (I) e resistentes (R), permitindo identificar os padrões predominantes de resistência entre os microrganismos presentes nos utensílios cirúrgicos odontológicos avaliados.

De maneira geral, nota-se uma alta frequência de resistência aos antibióticos pertencentes às classes das penicilinas e cefalosporinas, especialmente à penicilina G, oxacilina e amoxicilina, o que sugere a presença de cepas multirresistentes. Em contrapartida, agentes como ciprofloxacina, gentamicina e tigeciclina apresentaram melhores índices de sensibilidade, evidenciando maior eficácia frente às bactérias testadas.

Gráfico 3. Distribuição dos resultados encontrados no antibiograma.

Fonte. Autoria própria.

Esses resultados reforçam a importância da realização periódica de testes de sensibilidade microbiana como instrumento essencial de vigilância epidemiológica e de apoio à prescrição racional de antimicrobianos. Tal prática contribui para a prevenção da disseminação de microrganismos resistentes e para o aperfeiçoamento dos protocolos de biossegurança em ambientes odontológicos. (Fulford; Stankiewicz, 2023).

Além disso, observou-se variabilidade na resposta das cepas bacterianas aos diferentes antibióticos testados, indicando um comportamento heterogêneo frente aos fármacos avaliados. Essa diversidade de perfis de sensibilidade evidencia a necessidade de realizar antibiogramas de rotina, de modo a orientar o uso criterioso dos antibióticos e evitar prescrições empíricas que possam favorecer o surgimento e a propagação da resistência microbiana (Korello *et al.*, 2023; Colombo *et al.*, 2023).

Adicionalmente, o fenômeno de resistência bacteriana associada à formação de biofilmes ressalta a importância de uma abordagem clínica fundamentada em evidências, contemplando a seleção criteriosa de agentes antimicrobianos e estratégias eficazes de controle de infecção no contexto odontológico (Bourgi *et al.*, 2023).

De maneira geral, os achados deste estudo evidenciam que os instrumentos cirúrgicos odontológicos podem atuar como importantes reservatórios de microrganismos patogênicos e multirresistentes, representando um risco direto à segurança do paciente e do profissional. Essa constatação reforça a relevância clínica de se adotar protocolos de biossegurança mais rigorosos e constantemente revisados, com ênfase em práticas

efetivas de esterilização, desinfecção e controle de infecção cruzada (Franz *et al.*, 2024; Queiroz *et al.*, 2024).

A realização de avaliações periódicas da eficácia dos métodos de desinfecção, associada ao treinamento contínuo das equipes odontológicas e à adoção de tecnologias modernas de descontaminação, como esterilização automatizada e monitoramento microbiológico, é essencial para minimizar a transmissão de agentes infecciosos e garantir a segurança dos procedimentos clínicos (Maciel, 2021; Queiroz *et al.*, 2024).

Ao correlacionar os resultados obtidos com a literatura científica, torna-se evidente que a contaminação microbiana e a resistência antimicrobiana em utensílios odontológicos configuram um problema de relevância clínica crescente, que exige abordagens baseadas em evidências para o controle efetivo. A implementação de métodos de desinfecção adaptados à estrutura dos biofilmes, aliada à avaliação microbiológica de rotina, deve ser considerada parte integrante dos protocolos clínicos de prevenção de infecções, contribuindo não apenas para a segurança do paciente, mas também para a qualidade e confiabilidade dos atendimentos odontológicos (Fulford; Stankiewicz, 2023; Chen *et al.*, 2023; Franz *et al.*, 2024).

3 CONCLUSÃO

Os resultados deste estudo demonstraram que os utensílios cirúrgicos odontológicos analisados apresentaram contaminação microbiológica significativa, evidenciando a presença de bactérias e fungos potencialmente patogênicos mesmo após procedimentos rotineiros de limpeza e desinfecção. A predominância do gênero *Staphylococcus aureus*, bem como a detecção de *Candida spp.*, reforça a importância da adoção de protocolos de biossegurança mais eficazes e de práticas de esterilização devidamente validadas.

A formação de biofilmes bacterianos observada em determinados instrumentos representa um fator agravante para o controle da contaminação, uma vez que essas estruturas conferem maior resistência aos agentes antimicrobianos e dificultam a remoção completa dos microrganismos. Tal condição evidencia a necessidade de técnicas complementares de higienização, como o uso de limpeza ultrassônica, agentes antimicrobianos específicos e monitoramento microbiológico periódico.

A análise de sensibilidade antimicrobiana revelou a presença de cepas multirresistentes, sobretudo aos antibióticos das classes das penicilinas e cefalosporinas, indicando um risco adicional para a disseminação de infecções cruzadas em ambientes

odontológicos. Esse achado reforça a importância do uso racional de antimicrobianos e da constante atualização dos protocolos de controle de infecção.

Dessa forma, conclui-se que a contaminação bacteriológica e micológica de utensílios cirúrgicos odontológicos constitui um desafio relevante à biossegurança clínica. A implementação de protocolos de esterilização rigorosos, o treinamento contínuo dos profissionais e a incorporação de novas tecnologias de desinfecção são medidas indispensáveis para garantir a segurança do paciente, prevenir infecções cruzadas e assegurar a qualidade dos serviços odontológicos prestados.

REFERÊNCIAS

ABUSALIM, G. S. Prevalence and investigations of bacterial contamination in dental healthcare associated environment. **Journal of King Saud University - Science**, v. 34, n. 6, 102153, 2022. Disponível em:

<https://www.sciencedirect.com/science/article/pii/S1018364722003342>.

AGNELLI, P. B. **Redução do biofilme de Streptococcus mutans sobre um material restaurador dentário modificado com nanopartículas de prata – estudo in vitro**. 2011. Dissertação de Mestrado (Programa de Pós-Graduação em Biotecnologia) – Universidade Federal de São Carlos, São Carlos. 2011.

AKBAR, J.H.; BEHBEHANI, J.; KARCHED, M. Biofilm growth and microbial contamination of dental unit waterlines at Kuwait University dental center. **Frontiers in Oral Health**, v. 3, 2023. Disponível em:

<https://www.frontiersin.org/articles/10.3389/froh.2022.1071018/full>.

ALMEIDA, A.S.; RODRIGUES, B.H.; SOUZA, C.M.; FERREIRA, D.A.; LIMA, E.C.; PEREIRA, F.O. Avaliação microbiológica de fórceps odontológicos após diferentes métodos de esterilização. **Revista de Odontologia da UNESP**, v. 49, n. 6, p. 365-371, 2020.

AMANN, V. Biofilm-Associated Candidiasis: Pathogenesis, Prevalence, Challenges and Therapeutic Options. **Pharmaceuticals (Basel)**. 2025 Mar 25;18(4):460. doi: 10.3390/ph18040460. PMID: 40283897; PMCID: PMC12030374.

AQUINO, I.S.; PORTO, J.C.S.; SILVA, J.L.; MORAIS, K.F.C.; COELHO, F.A.; LOPES, T.S.; OLIVEIRA, A.M.A.V. Evaluation of disinfectants for elimination of fungal contamination of patient beds in a reference hospital in Piauí, Brazil. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 188, n. 11, p. 644, 2016.

ARDILA, C.M.; BEDOYA-GARCÍA, J.A. Bacterial resistance to antiseptics used in dentistry: A systematic scoping review of randomized clinical trials. **International Journal of Dental Hygiene**, v. 21, n. 1, p. 141–148, 2023. Disponível em:

<https://onlinelibrary.wiley.com/doi/abs/10.1111/idh.12629>.

BOURGI, R.; CUEVAS-SUAREZ, C.E.; DEVOTO, W.; MONJARÁS-ÁVILA, A.J.; MONTEIRO, P.; KHARMA, K.; LUKOMSKA-SZYMANSKA, M.; HARDAN, L. Effect of contamination and decontamination methods on the bond strength of adhesive systems to dentin: A systematic review. **Journal of Esthetic and Restorative Dentistry**, v. 35, n. 8, p. 1218–1238, 2023. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/10.1111/jerd.13078>.

BRAVO, E.; ARCE, M.; RIBEIRO-VIDAL, H.; HERRERA, D.; SANZ, M. O impacto de *Candida albicans* no desenvolvimento, cinética, estrutura e viabilidade celular de biofilmes em superfícies de implantes — um estudo in vitro com um modelo de biofilme multiespécies validado. **International Journal of Molecular**. 2024, 25 , 3277. <https://doi.org/10.3390/ijms25063277>

CHEN, A.; GHAFFAR, H.; TAIB, H.; HASSAN, A. A Review of Bacterial Colonization on Dental Implants With Various Hygiene Instruments. **Cureus**, v. 15, n. 10, e47483, 2023. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/38021779/>.

COLOMBO, A. P. V.; SOUTO, R. M. DO.; ARAÚJO, L. L.; ESPÍNDOLA, L. C. P.; HARTENBACH, F. A. R. R.; MAGALHÃES, C. B.; ALVES, G. DA S. O.; LOURENÇO, T. G. B.; BOGHOSSIAN, C. M. DA S. Resistência antimicrobiana e virulência de estafilococos subgingivais isolados de condições periodontais saudáveis e doentes. **Sci Rep** 13, 11613 (2023). <https://doi.org/10.1038/s41598-023-38599-4>

COSTA, M.O.; SANTOS, N.P.; OLIVEIRA, O.F.; MARTINS, P.S.; LIMA, R.G.; ALVES, S.T. Contaminação microbiana em bandejas de instrumentais odontológicos: uma comparação entre métodos de desinfecção. **International Journal of Dentistry**, v. 2021, p. 1-7, 2021.

FEITOSA, J.P.D.; GUIMARÃES, S.W.L.; OLIVEIRA, G.S.L.; SOTERO, V.R.L.; SANTOS, T.M.P.; SOUZA, L.I.O.; SANTOS JÚNIOR, J.A. Análise microbiológica da contaminação da água das tubulações de torneiras e equipamentos odontológicos de unidades de saúde de Maceió, Alagoas. **Research, Society and Development**, v. 12, n. 2, p. e13612240102, 2023. Disponível em: <https://rsdjournal.org/index.php/rsd/article/view/40102>.

FERREIRA, T.L.; GOMES, U.S.; PEREIRA, V.S.; OLIVEIRA, W.M.; MARTINS, X.R.; LIMA, Y.D. Eficácia de agentes antimicrobianos na desinfecção de espelhos bucais contaminados: um estudo in vitro. **Journal of Applied Oral Science**, v. 28, p. e20200372, 2020.

FIOR, B. W.; DUTRA, M. J.; PIZZOLATTO G.; CORRALO, D. J. Análise da presença de biofilme em canetas de alta rotação após diferentes métodos de esterilização. **Brazilian Oral Research**, v. 34, p. e002, 2020.

FORTUNA, J. L.; NASCIMENTO, E. R.; FRANCO, R. M. Correlação entre contagem de bactérias heterotróficas aeróbias mesófilas e isolamento de *Salmonella* spp. em hambúrgueres crus. **Revista bras. Ci. Vet.**, v. 20, n. 1, p. 59-63. 2013. DOI: 10.4322/rbcv.2014.041

FRANZ, J.; SCHEIER, T.C.; AERNI, M.; GUBLER, A.; SCHREIBER, P.W.; BRUGGER, S.D.; SCHMIDLIN, P.R. Bacterial contamination of air and surfaces during dental procedures—An experimental pilot study using *Staphylococcus aureus*. **Infection Control & Hospital Epidemiology**, v. 45, n. 5, p. 658–663, 2024. Disponível em: <https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/38263751/>.

FREITAS, M.L.O.; PRONI, L.S.; FACO, F.P.P.; SOUZA, A.E.M. **Análise da contaminação microbiana em instrumentos das clínicas odontológicas das Faculdades Integradas de Santa Fé do Sul - SP**. Anais de Odontologia do UNIFUNEC, v. 4, n. 4, 2017. Disponível em: <https://seer.unifunec.edu.br/index.php/AJOF/article/view/2732>.

FULFORD, M.R.; STANKIEWICZ, N.R. Cleaning methods for dental instruments. **British Dental Journal**, v. 235, p. 105–111, 2023. Disponível em: <https://www.nature.com/articles/s41415-023-6061-9>.

HOOG, G. S. DE; GUARRO, J.; GENÉ, J.; FIGUEIRAS, M. J. **Atlas of Clinical Fungi**. 4th ed. Utrecht: Centraalbureau voor Schimmelcultures, 2020.

LACAZ, C. DA S.; PORTO, E.; MARTINS, J. E. C. **Micologia Médica: Fungos, Actinomicetos e Algas de Interesse Médico**. 9. ed. São Paulo: Sarvier, 2002.

LARONE, D. H. **Medically Important Fungi: A Guide to Identification**. 6th ed. Washington, DC: ASM Press, 2018.

RIDELL, R. W. Permanent stained mycological preparations obtained by slide culture. **Mycologia**, v. 42, n. 2, p. 265-270, 1950.

SIDRIM, J. J. C.; ROCHA, M. F. G. **Micologia Médica à Luz de Autores Contemporâneos**. 2. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2004.

KORELLO, K.; EICKHOLZ, P.; ZUHR, O.; RATKA, C.; PETSOS, H. In vitro efficacy of non-surgical and surgical implant surface decontamination methods in three different defect configurations in the presence or absence of a suprastructure. **Clinical Implant Dentistry and Related Research**, v. 25, n. 3, p. 549–563, 2023. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111/cid.13198>.

LE P.H.; LINKLATER D.P.; MEDINA A.A.; MACLAUGHLIN S.; CRAWFORD R.J.; IVANOVA E.P. Impact of multiscale surface topography characteristics on *Candida albicans* biofilm formation: From cell repellence to fungicidal activity. **Acta Biomater**. 2024 Mar 15;177:20-36. doi: 10.1016/j.actbio.2024.02.006. Epub 2024 Feb 9. PMID: 38342192.

MACIEL, J.G. **Efetividade antimicrobiana de protocolos de higienização de próteses totais de pacientes hospitalizados: ensaio clínico randomizado**. 2021. 123 f. Tese (Doutorado em Reabilitação Oral) – Faculdade de Odontologia de Bauru, Universidade de São Paulo, Bauru, 2021. Disponível em: <https://www.teses.usp.br/teses/disponiveis/25/25146/tde-08122021-163318/pt-br.php>.

MAGIORAKOS A.P.; SRINIVASAN A.; CAREY R.B.; CARMELI Y.; FALAGAS M.E.; GISKE C.G.; HARBARTH S.; HINDLER J.F.; KAHLMETER G.; OLSSON-LILJEQUIST B.; PATERSON D.L.; RICE L.B.; STELLING J.; STRUELENS M.J.; VATOPOULOS A.; WEBER J.T.; MONNET D.L. Multidrug-resistant, extensively drug-resistant and pandrug-resistant bacteria: an international expert proposal for interim standard definitions for acquired resistance. **Clin Microbiol Infect.** 2012 Mar;18(3):268-81. doi: 10.1111/j.1469-0691.2011.03570.x. Epub 2011 Jul 27. PMID: 21793988.

NAVIDI, M.; MIRKESHAVARZ, M.; HAGHI, F. Assessment of Candida Species Contamination on Dental Unit Surfaces: Prevalence, Risk Factors, and Infection Control Strategies. **Journal of Inflammation Diseases**, v. 29, n. 2, e161445, 2025. DOI: <https://doi.org/10.5812/jid-161445>.

OLIVEIRA, A.M.A.V.; ALENCAR, R.M.D.; PORTO, J.C.S.; RAMOS, I.R.B.F.; NOLETO, I.S.; SANTOS, T.C.; AQUINO, I.S. Analysis of fungi in aerosols dispersed by high-speed pens in dental clinics from Teresina, Piauí, Brazil. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 190, n. 56, 2018.

OLIVEIRA, A.M.A.V.; ALENCAR, R.M.D.; PORTO, J.C.S.; RAMOS, I.R.B.F.; NOLETO, I.S.; SANTOS, T.C.; AQUINO, I.S. Analysis of fungi in aerosols dispersed by high-speed pens in dental clinics from Teresina, Piauí, Brazil. **Environmental Monitoring and Assessment**, v. 190, n. 56, 2018.

OLIVEIRA, L.D.C.; BORGES-PALUCH, L.R. Alergias respiratórias: uma revisão dos principais fungos anemófilos e fatores desencadeantes. **Revista Baiana de Saúde Pública**, v. 39, n. 2, p. 426-441, 2015.

ÖZARSLAN M.; AVCIOGLU N.H.; BILGILI CAN D. ÇALIŞKAN A. Biofilm Formation of Candida albicans on Occlusal Device Materials and Antibiofilm Effects of Chitosan and Eugenol. **Journal of Prosthetic Dentistry**, v. 131, n. 1, p. 144.e1–144.e9, 2024. DOI: 10.1016/j.prosdent.2023.10.005.

PASSARIELLO C, LUCCHESI A, VIRGA A, PERA F, GIGOLA P. Isolation of Staphylococcus Aureus and Progression of Periodontal Lesions in Aggressive Periodontitis. **European Journal of Inflammation**. 2012;10(3):501-513. doi:10.1177/1721727X1201000326

QUEIROZ, A.L.F.G.; ALVES, G.Q.; BRITO, J.K.C.; SILVA, I.A.; CORDEIRO, R.P. Perfil bacteriológico de superfícies de canetas odontológicas. **Revista Eletrônica Acervo Científico**, v. 47, 2024. Disponível em: <https://acervomais.com.br/index.php/cientifico/article/view/15881>

SCHALLI, M.; KOGLER, B.; MIORINI, T.; GEHRER, M.; REINTHALER, F.F. High-Speed Dental Instruments: An Investigation of Protein-Contaminated Dental Handpieces with the Bicinchoninic Acid Assay in Dental Offices in Styria, Austria. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 20, n. 3, 1670, 2023. Disponível em: <https://pmc.ncbi.nlm.nih.gov/articles/PMC9914004/>.

SILVA, A.L.; MARTINS, B.O.; FERREIRA, C.E.; GOMES, D.S.; OLIVEIRA, E.F.; PEREIRA, F.L. Avaliação da eficácia de diferentes protocolos de desinfecção de instrumentos odontológicos na remoção de biofilme microbiano. **Journal of Dental Research**, v. 98, n. 5, p. 523-529, 2019.

SILVA, M.F.; SOUSA, M.A.; DAMASCENO, I.; RIBEIRO, A.L.R. Eficiência da limpeza e desinfecção de superfícies de uma clínica-escola de Odontologia: visão macroscópica e microscópica. **ResearchGate**, 2022.

SMITH, G.; SMITH, A. Microbial contamination of used dental handpieces. **Am J Infect Control**. 2014 Sep;42(9):1019-21. doi: 10.1016/j.ajic.2014.06.008. PMID: 25179340.

TONELLO, S.C.M.; DUTRA, M.J.; PIZZOLATTO, G.; GIACOMINI, L.A.; CORRALO, D.J. Microbial contamination in dental equipment and disinfection potential of different antimicrobial agents. **Revista Gaúcha de Odontologia**, v. 70, e20220016, 2022. Disponível em: <https://www.scielo.br/j/rgo/a/8hJJmVfGj7HGZkZzRGbCFyd/>.

VENÂNCIO, G.N.; COELHO, V.H.M.; CESTARI, T. F.; ALMEIDA, M.E.A. DE; CRUZ, C. B.N.DA. Contaminação microbiana de uma clínica odontológica universitária no Brasil. **Revista Brasileira de Ciências Bucais**, Limeira, SP, v. 4, pág. 248–251, 2017. DOI: [10.20396/bjos.v15i4.8650030](https://doi.org/10.20396/bjos.v15i4.8650030). Disponível em: <https://periodicos.sbu.unicamp.br/ojs/index.php/bjos/article/view/8650030>

VIANA, F.L.P. **Atividade antimicrobiana de cimentos obturadores endodônticos biocerâmicos frente a Enterococcus faecalis em biofilme: estudo in vitro**. 2019. 46 f. Dissertação (Mestrado em Odontologia) – Faculdade de Farmácia, Odontologia e Enfermagem, Universidade Federal do Ceará, Fortaleza, 2019. Disponível em: <http://www.repositorio.ufc.br/handle/riufc/40259>.

VIDANA, R.; SILLERSTRÖM, E.; AHLQUIST, M.; LUND, B. Potential for nosocomial transmission of Enterococcus faecalis from surfaces in dental operatories. **International Endodontic Journal**, v. 48, p. 518-527, 2015.