



UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIAS DA SAÚDE

LUERCE NASCIMENTO SILVA

**AVALIAÇÃO DA CONTAMINAÇÃO DE PRANCHETAS EM USO
EM UNIDADES DE TERAPIA INTENSIVA**

Goiânia

2019

TERMO DE CIÊNCIA E DE AUTORIZAÇÃO PARA DISPONIBILIZAR
VERSÕES ELETRÔNICAS DE TESES E DISSERTAÇÕES
NA BIBLIOTECA DIGITAL DA UFG

Na qualidade de titular dos direitos de autor, autorizo a Universidade Federal de Goiás (UFG) a disponibilizar, gratuitamente, por meio da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações (BDTD/UFG), regulamentada pela Resolução CEPEC nº 832/2007, sem ressarcimento dos direitos autorais, de acordo com a Lei nº 9910/98, o documento conforme permissões assinaladas abaixo, para fins de leitura, impressão e/ou download, a título de divulgação da produção científica brasileira, a partir desta data.

1. Identificação do material bibliográfico: Dissertação Tese

2. Identificação da Tese ou Dissertação:

Nome completo do autor: Juice Nascimento Siba

Título do trabalho: Análise da Contaminação de Pranchetas em uso em Unidades de Terapia Intensiva.

3. Informações de acesso ao documento:

Concorda com a liberação total do documento SIM NÃO

Havendo concordância com a disponibilização eletrônica, torna-se imprescindível o envio do(s) arquivo(s) em formato digital PDF da tese ou dissertação.

Juice N. Siba
Assinatura do(a) autor(a)

Ciente e de acordo:

André F. V. Travençolo
Assinatura do(a) orientador(a)

Data: 18/01/2020

LUERCE NASCIMENTO SILVA

**AVALIAÇÃO DA CONTAMINAÇÃO DE PRANCHETAS EM USO
EM UNIDADES DE TERAPIA INTENSIVA**

Dissertação de Mestrado
apresentada ao Programa de Pós-
Graduação em Ciências da Saúde
da Universidade Federal de Goiás
para obtenção do Título de Mestre
em Ciências da Saúde.

Orientadora: Dra. Anaclara
Ferreira Veiga Tipple

Coorientadora: Dra. Dayane de Melo
Costa

Goiânia

2019

Ficha de identificação da obra elaborada pelo autor, através do Programa de Geração Automática do Sistema de Bibliotecas da UFG.

Nascimento Silva, Luerce
AVALIAÇÃO DA CONTAMINAÇÃO DE PRANCHETAS EM USO EM UNIDADES DE TERAPIA INTENSIVA [manuscrito] / Luerce Nascimento Silva. - 2019.
CX, 110 f.: il.

Orientador: Prof. . Anaclara Ferreira Veiga Tipple; co-orientador Dayane de Melo Costa.
Dissertação (Mestrado) - Universidade Federal de Goiás, Faculdade de Medicina (FM), Programa de Pós-Graduação em Ciências da Saúde, Goiânia, 2019.
Bibliografia. Anexos.
Inclui abreviaturas, tabelas, lista de figuras, lista de tabelas.

1. Contaminação de equipamentos. 2. Registros médicos. 3. Biofilmes. 4. Infecção hospitalar. 5. Desinfecção. I. Ferreira Veiga Tipple, . Anaclara, orient. II. Título.

CDU 616-083

ATA DE DEFESA DE DISSERTAÇÃO

Ata nº 06/2019 da sessão de Defesa de Dissertação de **Luerce Nascimento Silva**, que confere o título de Mestre em Ciências da Saúde, na área de concentração em **Patologia, Clínica e Tratamento das Doenças Humanas**.

Aos dezoito dias do mês de dezembro de dois mil e dezanove, a partir das 9:00 horas, no Mini-auditório da Faculdade de Enfermagem, realizou-se a sessão pública de Defesa de Dissertação intitulada "AVALIAÇÃO DA CONTAMINAÇÃO DE PRANCHETAS EM USO EM UNIDADES DE TERAPIA INTENSIVA". Os trabalhos foram instalados pela Orientadora, Professora Doutora **Anaclara Ferreira Veiga Tipple** (PPGCS/UFG) com a participação dos demais membros da Banca Examinadora: Professora Doutora Dulcelene de Sousa Melo (FEN/UFG), membro titular externo; Professora Doutora **Sheila Araújo Teles** (PPGCS/UFG), membro titular interno. Durante a arguição os membros da banca **não fizeram** sugestão de alteração do título do trabalho. A Banca Examinadora reuniu-se em sessão secreta a fim de concluir o julgamento da Dissertação, tendo sido a candidata **aprovada** pelos seus membros. Proclamados os resultados pela Professora Doutora **Anaclara Ferreira Veiga Tipple**, Presidente da Banca Examinadora, foram encerrados os trabalhos e, para constar, lavrou-se a presente ata que é assinada pelos Membros da Banca Examinadora, aos **dezoito dias do mês de dezembro de dois mil e dezanove**.

TÍTULO SUGERIDO PELA BANCA



Documento assinado eletronicamente por **Anaclara Ferreira Veiga Tipple**, Professor do Magistério Superior, em 18/12/2019, às 11:46, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **Dulcelene De Sousa Melo**, Professor do Magistério Superior-Substituto, em 18/12/2019, às 11:48, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **Sheila Araújo Teles**, Professor do Magistério Superior, em 18/12/2019, às 11:49, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



Documento assinado eletronicamente por **LUERCE NASCIMENTO SILVA**, Discente, em 18/12/2019, às 12:19, conforme horário oficial de Brasília, com fundamento no art. 6º, § 1º, do [Decreto nº 8.539, de 8 de outubro de 2015](#).



A autenticidade deste documento pode ser conferida no site https://sei.ufmg.br/sei/controlador_externo.php?acao=documento_conferir&id_orgao_acesso_externo=0, informando o código verificador **1064974** e o código CRC **AC5C83AE**.

**Programa de Pós-Graduação em Ciências da Saúde
da Universidade Federal de Goiás**

BANCA EXAMINADORA DA DISSERTAÇÃO DE MESTRADO

Aluno(a): Luerce Nascimento Silva

Orientador(a): Dra. Anaclara Ferreira Veiga Tipple

Coorientador(a): Dra. Dayane de Melo Costa

Membros:

1. Dra. Dulcelene de Sousa Melo

2. Dra. Sheila Araújo Teles

Suplentes:

4. Dra. Heliny Carneiro Cunha Neves

5. Dra. Lara Stefânia Netto de Oliveira Leão-Vasconcelos

Data: 18/12/2019

DEDICATÓRIA

Dedico este trabalho à Deus, aos meus pais e a todos profissionais de enfermagem que se encontram comprometidos com a arte, a ética e a ciência do cuidado.

*Ando devagar, porque já tive
pressa*

*Levo esse sorriso, porque já
chorei demais*

*Hoje me sinto mais forte, mais
feliz quem sabe?*

*Só levo a certeza de que muito
pouco eu sei,*

Ou nada sei.

(Tocando em frente, Almir Sater)

AGRADECIMENTOS

Agradeço a Deus por sua infinita misericórdia e bênçãos concedidas, por me presentear com excelentes pessoas que tornaram minha trajetória mais leve e feliz.

Agradeço aos meus pais Janeclair do Nascimento Silva e Waldir Rodrigues da Silva, pelo apoio, pelo incentivo ao meu crescimento, pelo colo concedido nos momentos difíceis e pelo auxílio de me tornar uma pessoa melhor a cada dia.

Agradeço à minha avó Erasma Tereza, por ser tão amável, pelos conselhos, pelos maravilhosos momentos quando estamos juntas, por ser a paz em forma de abraço.

Agradeço aos meus professores da graduação em especial à Dra. Fernanda Alves Ferreira Gonçalves, pelo incentivo desde o início da graduação aos dias atuais. Foi minha professora e hoje tenho o prazer de chamar de amiga.

Agradeço à Camila Lucas de Souza, pelo carinho e ajuda, que mesmo sem me conhecer pessoalmente dedicou horas do seu tempo para me auxiliar durante o processo seletivo.

Agradeço ao IRG hospital, toda minha equipe e aos colegas de trabalho, pelo auxílio, incentivo e disposição de me cobrir nos plantões quando necessário.

Agradeço à minha orientadora Dra. Anaclara Ferreira Veiga Tipple, por sua disponibilidade e credibilidade em me aceitar como orientanda, pelo carinho de sempre me inserir nos projetos, por acreditar no meu melhor mesmo com toda minha inexperiência no mundo acadêmico.

Agradeço à toda equipe do projeto mãos limpas, meu primeiro contato em 2017 com um grupo na Universidade Federal de Goiás - UFG, obrigada pela recepção e carinho que tiveram comigo, em especial Tauana Souza, Camila Batista, Clery Júnior, Michele Augusta, Luís Antônio, Alexia, Daniel Ferreira, Ávila Clícia e Jeenna Spagnoli.

Agradeço à minha coorientadora Dra. Dayane de Melo Costa, por tanta dedicação, compreensão, competência, perseverança e incentivo. Obrigada por ampliar minha visão sobre esta trajetória e por acompanhar meu processo de amadurecimento. Obrigada por estar sempre presente!

Agradeço aos professores do Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública - IPTSP, Dra. Lara Stefânia Netto de Oliveira Leão, Dr. Evandro Leão Ribeiro, Dra. Lilian Carla Carneiro e Dr. José Daniel Gonçalves Vieira, obrigada pela gentileza de me permitir aprender com vocês. Agradeço à equipe laboratorial do IPTSP e da Faculdade de Odontologia.

Agradeço aos meus colegas de laboratório, Mariusa Primo, Simone Guadagnin, Michele Augusta, Luís Antônio e Emerson, obrigada pela companhia, pelo aprendizado e pela parceria de aprendermos juntos.

Agradeço à Débora Goulart e Elisângela Boeira, obrigada pela amizade, disposição, incentivo, carinho, inúmeros momentos alegres que passamos juntas, pelos auxílios e conselhos que levarei para vida!

Agradeço à Dra. Heliny Carneiro Cunha Neves e Dra. Silvana de Lima Vieira dos Santos, por me permitirem aprender com vocês no estágio de docência.

Agradeço à Dra. Dulcelene de Sousa Melo, pela atenção e disposição em esclarecer minhas dúvidas, obrigada por cada abraço e sorriso que a senhora sempre me ofereceu no momento certo.

Agradeço ao meu marido Gustavo Dias Lopes, por sempre me apoiar, pela credibilidade, por seu amor e respeito, por compreender minhas ausências e *stress* e por ver em mim mais do que realmente sou.

Agradeço a toda equipe da Faculdade de Enfermagem - FEN, alunos, professores e equipe do setor administrativo, mesmo pertencendo a outro programa de pós-graduação, sempre fui muito bem recebida.

Agradeço à toda equipe do Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução - LABMIC e do Centro Regional para Desenvolvimento Tecnológico e Inovação - CRTI, pela disposição e auxílio durante as análises de MEV.

Agradeço à toda equipe do Programa de Pós- Graduação em Ciências da Saúde - PPGCS, por todo auxílio. Em especial ao Dr. Ruffo de Freitas

Júnior pela atenção e disposição com os detalhes para finalização deste trabalho.

Agradeço minha irmã Karen Nascimento Silva e sobrinha Maria Vitória Hayne do Nascimento, aos meus amigos, Crislayne Feitosa, Aureliano Rezende, Gisele, Renilda Rodrigues, Sueldes Ramos, Adrielle Priscila, Marcela Fabiana, Roni, Ludmila e Guttyane Andrade, aos meus sogros Divina de Lourdes e Sebastião Lopes e aos meus cunhados Débora Lopes e José Paulo, pelo incentivo, pelos conselhos, pelos almoços e jantares sempre regados a muita felicidade e por sempre me fazer sentir acolhida e querida.

Agradeço à banca, por dedicar seu tempo e colaborar com a lapidação desde trabalho.

Sou grata às dificuldades, que permitiram que eu pudesse enxergar minhas limitações e assim pude me moldar e me refazer na busca por ser aluna, profissional, filha, esposa e amiga melhor.

À todos meu sincero carinho e gratidão!

TABELAS, FIGURAS E ANEXOS

- Figura 1.** Fases da formação do biofilme.....25
- Figura 2.** Modos de transmissão de micro-organismos a partir de superfícies contaminadas para pacientes susceptíveis.....27
- Figura 3.** Relação entre carga microbiana e infecções relacionadas à assistência à saúde em Unidade de Terapia Intensiva (UTI) cirúrgica.....44
- Figura 4.** Visão panorâmica da disposição das pranchetas utilizadas para fixar prescrição e evolução diária de pacientes nas unidades de terapia intensiva cirúrgica (A) e clínica (B) de um hospital de ensino de grande porte. Setas indicam a bancada.....55
- Figura 5.** Visão panorâmica da identificação feita em uma prancheta utilizada para fixar prescrição e evolução diária de paciente em unidades de terapia intensiva de um hospital de ensino de grande porte, após embalagem em manta de *Spunbonded-Meltblow-Spunbonded* (SMS).....56
- Figura 6.** Fluxograma da coleta de pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes de unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte.....57
- Figura 7.** Visão panorâmica do aparelho de micro retífica com lâmina de corte, para obtenção dos fragmentos das pranchetas acrílicas (7A), e momento de corte dos fragmentos, em cabine de segurança biológica, das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte (7B).....58
- Figura 8.** Esquema de secção de quatro fragmentos (1,5x1,5cm) das pranchetas utilizadas para fixar prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte.....58
- Figura 9.** Processo de agitação e enxágue em *Tryptic Soy Broth* (TSB) ou *Phosphate Buffered Saline* (PBS) dos fragmentos das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte.....59
- Figura 10.** Etapa de enxágue e sonicação em *Phosphate Buffered Saline* (PBS) dos fragmentos das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia
-

intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte.....	63
Figura 11. Vista panorâmica do sistema para deposição de filmes de ouro, <i>Denton Vacuum, Desk V (Morristown; New Jersey, USA)</i> equipado com acessório de carbono (Figura 11A) e Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV), (JEOL, JSM – 6610, Tokyo, Japão) (Figura 11B)	64
Figura 12. Imagens obtidas de microscopia eletrônica de varredura de sujidade e/ou danos estruturais na superfície das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte.....	70
Figura 13. Imagens obtidas de microscopia eletrônica de varredura de estruturas sugestivas de biofilme ou células aderidas isoladamente na superfície de pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte.....	71
Figura 14. Imagens obtidas de microscopia eletrônica de varredura de biofilme extenso na superfície das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva (UTI) cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte.....	72
Quadro 1. Tempo de sobrevivência em superfícies e dose infecciosa de bactérias patogênicas.....	24
Quadro 2. Estudos que reportaram a presença de bactérias relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies de unidades de terapia intensiva.....	34
Quadro 3. Estudos que investigaram a presença de bactérias específicas relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies em Unidade de Terapia Intensiva. Goiânia, 2019.....	37
Quadro 4. Frequência mínima para realização de limpeza nas áreas dos estabelecimentos assistenciais de saúde.....	46
Quadro 5. Níveis de desinfecção relacionado a morte microbiana.....	47
Quadro 6. Principais produtos recomendados para limpeza ou desinfecção de superfícies de estabelecimentos assistenciais de saúde, suas vantagens e desvantagens.....	48
Quadro 7. Distribuição das bactérias isoladas na cultura do primeiro enxágue e do fragmento de pranchetas (n = 08) utilizadas em unidades	

de terapia intensiva (UTI) cirúrgica e clínica e perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos (ATB) das bactérias* isoladas.....66

Tabela 1. Número de bactérias isoladas de pranchetas (n = 08) utilizadas em unidades de terapia intensiva (UTI) cirúrgica e clínica.....68

SÍMBOLOS, SIGLAS E ABREVIATURAS

ATCC: American Type Culture Collection

ANVISA: Agência Nacional de Vigilância Sanitária

BGNF: Bacilo Gram Negativo não Fermentador

CCIH: Comissão de Controle de Infecções Hospitalares

CIM: Concentração Inibitória Mínima

CLT: Consolidação Leis Trabalhistas

CSB: Cabine de Segurança Biológica

DNA: Desoxyribonucleic acid/Ácido Desoxirribonucleico

EAS: Estabelecimento Assistencial de Saúde

ESKAPE: Enterococcus faecium, Staphylococcus aureus, Klebsiella pneumoniae, Acinetobacter baumannii, Pseudomonas aeruginosa and Enterobacter sp.

EPS: Extracellular polymeric substances

ESBL: Extended-Spectrum Beta-Lactamase

EUA: Estados Unidos da América

FDA: Food and Drug Administration

GP: Gram - positivo

GN: Gram - negativo

HM: Higienização de Mãos

IPTSP: Instituto de Patologia Tropical de Saúde Pública

IRAS: Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde

LABMIC: Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução

LAMSA: Laboratório de Análises Microbiológicas em Saúde

MEC: Ministério da Educação

MEV: Microscopia Eletrônica de Varredura

MDF: Medium-Density Fiberboard

MLSb: Macrolídeos, Lincosamina e Estreptogramina b

MRSA: Methicilin-resistant Staphylococcus aureus (Staphylococcus aureus
Resistente à Meticilina)

MSSA: Methicillin-Susceptible Staphylococcus. Aureus

MLST: Multilocus sequence typing

MRSE: Methicillin-resistant Staphylococcus epidermidis

NSP: Núcleo de Segurança do Paciente

OMS: Organização Mundial da Saúde

PBS: Phosphate Buffered Saline

PCR: Polimerase Chain Reaction

PFGE: Pulsed field gel electrophoresis

QSR: Quality System Regulation

RNA: Ribonucleic acid/Ácido Ribonucléico

SMS: Spunbonded + Meltblow + Spunbonded

SNC: Staphylococcus coagulase-negativa

SUS: Sistema Único de Saúde

TAS: Trabalhadores da área da saúde

TSB: Tryptic Soy Broth

UFG: Universidade Federal de Goiás

UTI: Unidade de Terapia Intensiva

VRE: Vancomycin-resistant Enterococcus/Enterococcus Resistente à
Vancomicina

VSE: Vancomycin-Susceptible Enterococci/Enterococos Suscetível à
Vancomicina.

WHO: World Health Organization

RESUMO

SILVA, L. N. Avaliação da contaminação de pranchetas em uso em unidades de terapia intensiva. Dissertação de mestrado – Programa de Pós-Graduação em Ciências da Saúde, Universidade Federal de Goiás – UFG, 2019.

INTRODUÇÃO: As superfícies de estabelecimentos de assistência à saúde vêm sendo amplamente reconhecidas como reservatórios de micro-organismos relevantes no contexto das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde. As superfícies mais tocadas/manuseadas por diferentes trabalhadores da área de saúde (TAS) são apontadas como as mais frequentemente contaminadas, sobretudo, pela baixa adesão desses profissionais à higienização das mãos. Dentre as superfícies mais amplamente tocadas, encontram-se as pranchetas destinadas ao armazenamento da prescrição e evolução de pacientes. **OBJETIVO:** Avaliar as condições microbiológicas de pranchetas em uso em unidades de terapia intensiva (UTI) clínica e cirúrgica. **MATERIAIS E MÉTODO:** Trata-se de um estudo descritivo, de corte transversal, realizado em outubro de 2018, em um hospital de ensino de grande porte (246 leitos ativos), situado na região Centro-Oeste. Oito pranchetas acrílicas, quatro de cada UTI, foram coletadas em técnica asséptica. Dois fragmentos de 1,5cmX1,5cm foram extraídos da parte superior, onde se encontra o clipe, e do lado direito das pranchetas, os quais foram previamente definidos como os mais tocados pelos TAS por meio de observação não participante nas unidades investigadas. Um fragmento superior e um lateral de cada prancheta, totalizando 16 amostras, foram selecionados aleatoriamente e submetidos à cultura bacteriológica. Um fragmento superior ou lateral de cada prancheta, totalizando oito amostras, foi selecionado para análise por Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV). **RESULTADOS:** Crescimento bacteriano foi verificado na parte superior e/ou lateral direita de todas as pranchetas (n=8). Um total de 32 bactérias foram isoladas, sendo que a parte superior apresentou maior número (n = 19). A maioria das bactérias isoladas pertencia aos gêneros *Staphylococcus* (n = 15) e *Bacillus* (n = 7). Bactérias patogênicas, como *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* e *Enterococcus faecium*, e multirresistentes, incluindo *S. epidermidis* resistente à oxacilina e ao grupo Macrolídeos, Lincosamina e Streptogramina b, foram isoladas de pranchetas das duas UTI. Estrutura sugestiva de biofilme ou com presença de células aderidas isoladamente, presença de sujidade e/ou danos estruturais foram detectados em todas as pranchetas analisadas por MEV. A presença de biofilme foi detectada em duas pranchetas, uma de cada UTI. **CONCLUSÃO:** Contaminação por bactérias patogênicas e potencialmente patogênicas, incluindo multirresistentes, e a presença de sujidade, danos estruturais e biofilme foram detectados em pranchetas destinadas ao armazenamento da prescrição e evolução de pacientes classificados como de alto risco para infecção. Esses resultados indicam a necessidade de protocolos de limpeza/desinfecção dessas superfícies, bem como de medidas educativas visando à adesão à higienização das mãos pela equipe multiprofissional.

Palavras-chave: Contaminação de equipamentos, Registros médicos, Biofilmes, Infecção hospitalar, Desinfecção, Higiene das mãos.

ABSTRACT

SILVA, L. N. Avaluation of contamination of clipboards in use in intensive units. Master's thesis - Postgraduate Program in Health Sciences, Federal University of Goiás - FUG, 2019.

INTRODUCTION: Healthcare facility surfaces have been widely recognized as reservoirs of relevant microorganisms in the context of healthcare associated infections. Surfaces most frequently touched/handled by healthcare workers (HCW) are pointed as the most frequently contaminated, mainly due to the low adherence of these professionals to hand hygiene. Clipboards designed for prescribing storage and patient evolution are one of the most widely touched surfaces. **AIM:** To evaluate the microbiological conditions of clipboards used in clinical and surgical intensive care units (ICU). **MATERIALS AND METHODS:** This is a descriptive, cross-sectional study, conducted in October 2018, in a large teaching hospital (246 active beds) in the Midwest region. Eight acrylic clipboards, four from each ICU, were collected using aseptic technique. Two 1.5cmX1.5cm fragments were extracted from the upper, where the clip is located, and from the right hand side of the clipboards, which were previously defined as the most touched by HCW through non-participant observation in the investigated units. One upper and one right hand side fragment of each clipboard, totaling 16 samples, were randomly selected and subjected to bacteriological culture. One upper or right hand side fragment of each clipboard, totaling eight samples, were selected for analysis by Scanning Electron Microscopy (SEM). **RESULTS:** Bacterial growth was observed in the upper and/or right hand side area of all clipboards (n = 8). A total of 32 bacteria were isolated, and most of them were isolated from the upper area (n = 19). Most of the isolated bacteria belonged to the *Staphylococcus* (n = 15) and *Bacillus* (n = 7) genera. Pathogenic bacteria, such as *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* and *Enterococcus faecium*, and multidrug resistant bacteria, including oxacillin-resistant *S. epidermidis* and the Macrolides, Lincosamine and Streptogramin b group, were isolated from clipboards from both ICUs. Structure suggestive of biofilm or singly adhered cell, presence of soil and/or structural damage were detected in all clipboards analyzed by SEM. Biofilms were detected on two clipboards, one from each ICU. **CONCLUSION:** Contamination by pathogenic and potentially pathogenic bacteria, including multidrug-resistant, and the presence of soil, structural damage, and biofilm were detected on clipboards intended to hold records of patients classified as at high risk for infection. These results indicate the need for cleaning/disinfection protocols for these surfaces, as well as educational measures aimed to improve hand hygiene adherence by the multiprofessional team.

Keywords: Equipment contamination, Medical records, Biofilms, Hospital infection, Disinfection, Hand hygiene.

RESUMEN

SILVA, L. N. Contaminación de microbiológica en tablas en uso en unidades de terapia intensiva. Tesis de maestría - Programa de posgrado en Ciencias de la Salud, Universidad Federal de Goiás - UFG, 2019.

INTRODUCCIÓN: Las superficies de los establecimientos de atención de salud han sido ampliamente reconocidas como reservorios de microorganismos relevantes en el contexto de las infecciones relacionadas con la atención médica. a menudo contaminados, especialmente por la poca adherencia de estos profesionales a la higiene de manos. Entre las superficies más tocadas se encuentran las mesas de trabajo diseñadas para prescribir el almacenamiento y la evolución del paciente. **OBJETIVO:** Evaluar las condiciones microbiológicas de los portapapeles utilizados en unidades de cuidados intensivos clínicos y quirúrgicos (UCI). **MATERIALES Y MÉTODOS:** Este es un estudio descriptivo de corte transversal, realizado en octubre de 2018, en un gran hospital docente (246 camas activas) en el Medio Oeste. Se recogieron ocho mesas de trabajo acrílicas, cuatro de cada UCI, utilizando una técnica aséptica. Se extrajeron dos fragmentos de 1,5 cm x 1,5 cm de la parte superior, donde se encuentra el clip, y del lado derecho de los portapapeles, que previamente se definieron como los más afectados por TAS a través de la observación no participante en las unidades investigadas. Un fragmento superior y uno lateral de cada portapapeles, con un total de 16 muestras, fueron seleccionados al azar y sometidos a cultivo bacteriológico. Se seleccionó un fragmento superior o lateral de cada tablero de dibujo, con un total de ocho muestras, para el análisis por microscopía electrónica de barrido (SEM). **Resultados:** Se observó crecimiento bacteriano en la parte lateral superior y / o derecha de todas las mesas de trabajo (n = 8). Se aisló un total de 32 bacterias, y la parte superior tuvo el número más alto (n = 19). La mayoría de las bacterias aisladas pertenecían a los géneros *Staphylococcus* (n = 15) y *Bacillus* (n = 7). Se aislaron bacterias patógenas, como *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus epidermidis* y *Enterococcus faecium*, y bacterias resistentes a múltiples fármacos, incluida *S. epidermidis* resistente a oxacilina y el grupo Macrólido, Lincosamina y Estreptogramina b, de portapapeles de ambas UCI. Estructura sugestiva de biopelícula o con la presencia de células adheridas solas, se detectó presencia de suciedad y / o daño estructural en todos los portapapeles analizados por SEM. La presencia de biopelícula se detectó en dos portapapeles, uno de cada UCI. **CONCLUSIÓN:** La contaminación por bacterias patógenas y potencialmente patógenas, incluidas las bacterias resistentes a múltiples fármacos, y la presencia de suciedad, daños estructurales y biopelículas se detectaron en los artefactos destinados al almacenamiento con receta y la evolución de pacientes clasificados como de alto riesgo de infección. Estos resultados indican la necesidad de protocolos de limpieza / desinfección de estas superficies, así como medidas educativas dirigidas a adherirse a la higiene de manos por parte del equipo multiprofesional.

Contaminación del equipo, registros médicos, biopelículas, infección hospitalaria, desinfección, higiene de manos.

1. INTRODUÇÃO	22
1.1 Superfícies de estabelecimentos de assistência à saúde como reservatório/fonte de agentes infeccioso.....	23
1.1.1 Biofilme microbiano.....	25
1.1.2 Vias de transmissão de agentes infecciosos a partir de superfícies contaminadas.....	27
1.1.2.1 <i>Mãos de profissionais de saúde como veículo para transmissão de agentes infecciosos</i>	28
1.2 Superfícies contaminadas no contexto das Unidade de Terapia Intensiva.....	32
1.3 Limpeza e desinfecção de superfícies de serviços de saúde.....	43
1.4 Justificativa.....	50
2. OBJETIVO	53
2.1 Objetivo geral.....	53
2.2 Objetivos específicos.....	53
3. MATERIAIS E MÉTODOS	54
3.1 Tipo, período e local do estudo.....	54
3.2 Coleta e transporte das amostras.....	55
3.2.1 Seleção da área de amostragem da prancheta.....	56
3.3 Procedimentos laboratoriais.....	57
3.3.1 Secção das pranchetas	57
3.3.2 Isolamento das bactérias (Fragmento 1): Cultura bacteriológica.....	59
3.3.3 Isolamento e identificação das bactérias.....	60
3.3.4 Identificação dos bacilos gram-positivos	61
3.3.5 Perfil de suscetibilidade das bactérias isoladas aos antimicrobianos (antibiograma).....	61
3.3.6 Detecção de biofilme (Fragmento 2) - Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)	62
3.4 Aspectos éticos-legais.....	64
4. RESULTADOS	65
5. DISCUSSÃO	73

6. CONCLUSÕES.....	83
7. REFERÊNCIAS.....	85
8. ANEXOS.....	99

1 INTRODUÇÃO

As superfícies dos Estabelecimento de Assistência à Saúde (EAS) vêm sendo amplamente reconhecidas como reservatórios de micro-organismos patogênicos, sobretudo, diante de evidências da presença de bactérias relevantes no contexto das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS) e resistentes aos antimicrobianos em superfícies desses serviços de saúde (WILSON *et al.*, 2006; WHITTINGTON *et al.*, 2009; FERREIRA *et al.*, 2011; VICKERY *et al.*, 2012; HU *et al.*, 2015; ADAMS *et al.*, 2017; JOHANI *et al.*, 2018; LEDWOCH *et al.*, 2018; COSTA *et al.*, 2019). Consequentemente, o risco de transmissão de agentes causadores de IRAS a partir dessas superfícies contaminadas também têm sido alvo de discussões e investigações (BOYCE, 2007, 2016; DANCER, 2014; PRICE *et al.*, 2017).

As IRAS estão entre os eventos adversos que mais frequentemente interferem na segurança do paciente e são definidas como infecções que ocorrem durante o processo de cuidado em um EAS, que não estavam presentes ou em período de incubação no momento da admissão, sendo que podem ocorrer após a alta, desde de que tenham relação com o período de internação ou procedimentos realizados em EAS (BRASIL, 1998; SIEGEL *et al.*, 2007). No Brasil, as diretrizes e normas para a prevenção e o controle de IRAS estão dispostas na Portaria 2.616 de 12 de maio de 1998 (BRASIL, 1998).

A prevalência de IRAS em países desenvolvidos é estimada em 7%, enquanto nos países em desenvolvimento é cerca de duas vezes maior, 15% (ALLEGIANZI *et al.*, 2010). No Brasil, estudo realizado em dez capitais estimou a prevalência global de IRAS em 10,8%, sendo que a região Centro-Oeste apresentou o maior índice global (1,59%) e a região Sul o menor (0,78%) (FORTALEZA *et al.*, 2017). Em setores de internação de pacientes de alto risco para IRAS, como Unidades de Terapia Intensiva (UTI), a prevalência desse tipo de infecção no Brasil (15,2 - 62%) pode alcançar um valor até dez vezes maior que nos Estados Unidos da América (EUA) (6 - 9%) (ALLEGIANZI *et al.*, 2010).

O desenvolvimento das IRAS traz consequências negativas tanto para o paciente, incluindo o prolongamento do tempo de internação (SOUZA *et al.*, 2015; GLIED *et al.*, 2016), como para os EAS, a exemplo o elevado custo

decorrente de seu tratamento (ZIMLICHMAN *et al.*, 2013). Estudo realizado nos EUA evidenciou que o custo decorrente do tratamento de pacientes acometidos por IRAS foi de 10 mil dólares a mais quando comparado aos demais pacientes, sendo a taxa de mortalidade e tempo de internação também mais elevados para pacientes com infecção (GLIED *et al.*, 2016). Não foram encontrados estudos sobre o custo das IRAS para o sistema de saúde brasileiro. Porém, presume-se gastos maiores em países de baixa a média renda, como o Brasil, tendo em vista a maior prevalência desse tipo de infecção nesses países (ALLEGIANZI *et al.*, 2016).

Diante do seu impacto na segurança do paciente, as IRAS foram alvo do Primeiro Desafio Global para Segurança do Paciente, da Aliança Mundial para a Segurança do Paciente, lançado em 2005, com o tema “Cuidado Limpo é Cuidado mais Seguro” (“*Clean Care is Safer Care*”) (WORLD HEALTH ORGANIZATION - WHO, 2005). A higienização das mãos (HM) foi um dos enfoques principais dessa campanha, uma vez que é considerada o principal veículo para transmissão de micro-organismos aos pacientes.

Entretanto, sabe-se que a adesão dos Trabalhadores da Área de Saúde (TAS) à HM ainda é baixa (RODRIGUEZ *et al.*, 2015; DIEGEL-VACEK; RYAN, 2016; ADEGBOYE *et al.*, 2018; BELELA-ANACLETO *et al.*, 2019; HAMMERSCHMIDT; MANSER, 2019). Esse fato, atrelado aos resultados de estudos que reportaram a contaminação de mãos/luvas de TAS por micro-organismos presentes em superfícies (BOYCE, 2007; TAJEDDIN *et al.*, 2016), e, ainda, estudos que evidenciaram a transmissão direta de micro-organismos de superfícies a pacientes (CARLING; BARTLEY, 2010; MITCHELL *et al.*, 2015) reforçam o papel que as superfícies de EAS contaminadas exercem como potencial reservatório/fonte de agentes infecciosos aos pacientes e profissionais.

1.1 Superfícies de estabelecimentos de assistência à saúde como reservatório/fonte de agentes infecciosos

Vários estudos têm evidenciado que bactérias clinicamente e epidemiologicamente relevantes no contexto das IRAS podem sobreviver por dias e até mais de um ano em superfícies secas (KRAMER; SCHWEBKE; KAMPLF, 2006; BOYCE, 2007; DANCER, 2014). O quadro 1 (p. 24) apresenta

o tempo de viabilidade em superfícies e a carga infecciosa de algumas bactérias patogênicas.

Quadro 1. Tempo de sobrevivência em superfícies e dose infecciosa de bactérias patogênicas.

Bactéria	Tempo de sobrevivência	Dose infecciosa
<i>Staphylococcus aureus</i> resistente à metilicina (MRSA)	7 dias – 7 meses	4 UFC
<i>Acinetobacter</i> sp.	3 dias – 5 meses	250 UFC
<i>Clostridium difficile</i>	>5meses	5 esporos
<i>Enterococcus</i> resistente à vancomicina (VRE)	5 dias – 4 meses	<10 ³ UFC
<i>Escherichia coli</i>	2h - 16 meses	10 ² – 10 ⁵ UFC
<i>Klebsiella</i> sp.	2h - 30 meses	10 ² UFC

UFC: Unidade formadora de colônia. Fonte: Adaptado de Dancer (2014).

Estudo clássico de Colbeck, publicado em 1960, relatou a capacidade de persistência e a manutenção da virulência de agentes infecciosos em superfícies secas, ao evidenciar que *Staphylococcus* sp. mantiveram-se viáveis e virulentos mesmo após diferentes tempos de exposição, que variou de um a 14 dias, a temperatura ambiente, em condições que simulavam as condições encontradas em enfermarias. A viabilidade e a virulência dessas bactérias foram verificadas por meio do implante subcutâneo de fragmentos de tecidos (têxtil) contaminados, expostos aos tempos de secagem acima mencionados, em coelhos, os quais desenvolveram infecção (abcessos).

Revisão sistemática evidenciou que as características do ambiente, como baixa temperatura (4 a 6°C), alta umidade (>70%) e alta carga microbiana, favorecem a persistência prolongada de micro-organismos nas superfícies (KRAMER; SCHWEBKE; KAMP, 2006). Além destes, outro fator amplamente reconhecido como essencial para sobrevivência de micro-organismos em condições adversas, como em superfícies secas (dessecação), é a capacidade de formação de biofilme (WILSON; OSTRO; MAGNUSSEN, 2008; VICKERY *et al.*, 2012; HU *et al.*, 2015; JOHANI *et al.*, 2018; LEDWOCH *et al.*, 2018; COSTA *et al.*, 2019). Este tipo de biofilme, denominado biofilme de superfícies secas,

difere do biofilme tradicional, aquele que se forma sob condições constantes de hidratação/umidade, como em dispositivos invasivos, por exemplo, cateteres intravenosos (VICKERY, 2019).

1.1.1 Biofilme microbiano

Biofilme consiste numa agregação tridimensional de micro-organismos aderidos a uma superfície e entre si, inseridos em uma matriz de substâncias poliméricas extracelulares (*Extracellular Polymeric Substances* - EPS), em oposição à forma planctônica ou “de vida livre” (COSTERTON; STEWART; GREENBERG, 1999; FLEMMING; WINGENDER, 2010; VICKERY *et al.*, 2012). Esse consórcio de micro-organismos é reconhecido como o “tipo de vida microbiana mais proeminente” e estima-se que 40 a 80% das células microbianas (bactérias e *archaea*) do planeta Terra encontram-se organizadas nessa estrutura (FLEMMING; WERTZ, 2019).

A formação de biofilme é um processo lento e dinâmico, pois o aglomerado de micro-organismos exige a presença de nutrientes e de oxigênio para seu desenvolvimento (COSTERTON; STEWART; GREENBERG, 1999; BOYLE *et al.*, 2013). Sua formação pode ser dividida em quatro etapas: aderência reversível, aderência irreversível, desenvolvimento e diferenciação, e disseminação, conforme apresentado na figura 1.

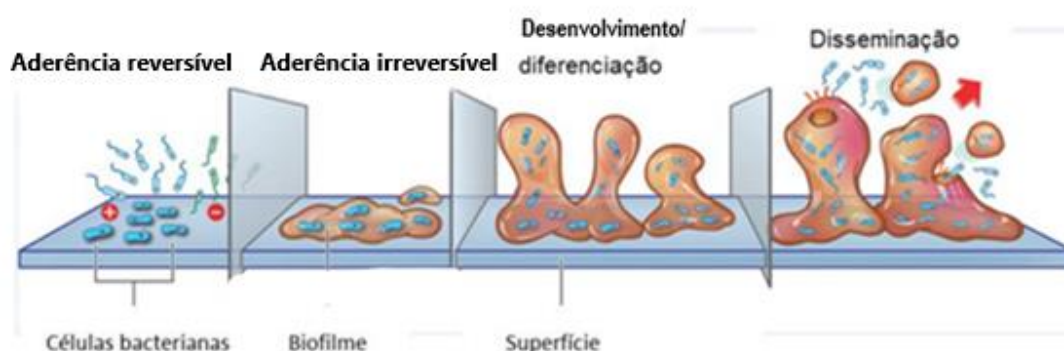


Figura 1. Fases da formação de biofilme. Fonte: Adaptado de Deva, Adams e Vickery (2012).

As células no interior do biofilme comunicam entre si por meio da produção de moléculas de sinalização, em uma interação celular denominada *quorum-sensing*. Esta tem a função de auxiliar no desenvolvimento do biofilme,

atuando na expressão genética, no processo de diferenciação e na maturação, interferindo também na dispersão de células ou aglomerado de células do biofilme maduro, que poderão formar um novo biofilme (COSTERTON; STEWART; GREENBERG,1999; SINGH; RAY, 2014). Esse sistema de comunicação têm sido alvo de estratégias para desestabilizar o biofilme. A exemplo, o uso de moléculas de dicetopiperazina mostrou interferir no gene *cepl*, responsável pela síntese de moléculas de comunicação e, assim, na atividade enzimática e na capacidade de *Burkholderia cenocepacia* de produzir proteases e formar biofilmes *in vitro* (SCOFFONE *et al.*, 2016).

A EPS, “a casa das células em biofilme” (FLEMMING, WINGENDER, 2010), é composta por proteínas, lipídios, carboidratos e ácidos nucleicos, e pode compor até 90% da massa seca do consórcio microbiano (BRANDA *et al.*, 2005; VU *et al.*, 2009). Essa matriz possui diferentes funções, entre elas, a de aderência do biofilme à superfície, o armazenamento de nutrientes e a proteção dos micro-organismos nela inseridos contra a ação de agentes antimicrobianos e biocidas, como desinfetantes (SUTHERLAND, 2001; DONLAN; COSTERTON, 2002; BRANDA *et al.*, 2005; VU *et al.*, 2009; BOLES; HORSWILL, 2011; VICKERY *et al.*, 2012; XUE *et al.*, 2012; VICKERY *et al.*, 2013). A natureza monomicrobiana ou polimicrobiana dos biofilmes também influencia na proteção das células neles contidas, uma vez que aqueles compostos por micro-organismos de espécies diferentes são mais complexos e mais resistentes, fato relacionado à maior produção de EPS (JAHID; SANG-DO, 2014; OTTER *et al.*, 2015; PUGA *et al.*, 2018).

No ambiente dos serviços de saúde, biofilmes podem ser classificados em três formas: biofilmes tradicionais, hidratados, que se formam em superfícies úmidas, cateteres venosos e feridas; biofilmes de acumulação (*buildup*), formados em produtos para saúde, como instrumental cirúrgico, que estão sujeitos a ciclos de uso, descontaminação (limpeza e desinfecção) e secagem durante o armazenamento; e biofilmes de superfícies secas, como aqueles presentes em bancadas (VICKERY *et al.*, 2019).

Um dos principais desafios decorrentes da formação de biofilme em superfícies secas de EAS é o fato de conferirem “abrigo” a micro-organismos multirresistentes. Agentes infecciosos resistentes aos antimicrobianos, incluindo *Staphylococcus* resistente à meticilina (*Methicillin-resistant Staphylococcus aureus*

- *MRSA*) e *Enterococcus* resistente à vancomicina (*Vancomycin-resistance Enterococcus - VRE*), foram isolados de fragmentos de superfícies de EAS em que foi detectada a presença de biofilme em fragmento adjacente (VICKERY *et al.*, 2012; HU *et al.*, 2015; COSTA *et al.*, 2019).

A capacidade de agentes infecciosos persistirem viáveis por longo período de tempo em superfícies de EAS resulta no aumento da chance de transmissão dos mesmos aos pacientes e TAS, visto que a área contaminada atua como uma fonte contínua desses micro-organismos (KRAMER; SCHWEBKE; KAMP, 2006).

1.1.2 Vias de transmissão de agentes infecciosos a partir de superfícies contaminadas

Agentes infecciosos presentes em superfícies de EAS podem ser transmitidos aos pacientes de forma direta ou indireta. A figura 2 apresenta as etapas do processo de transmissão de micro-organismos a partir das superfícies contaminadas para pacientes susceptíveis, proposto por Kramer, Schwebke e Kampf (2006).

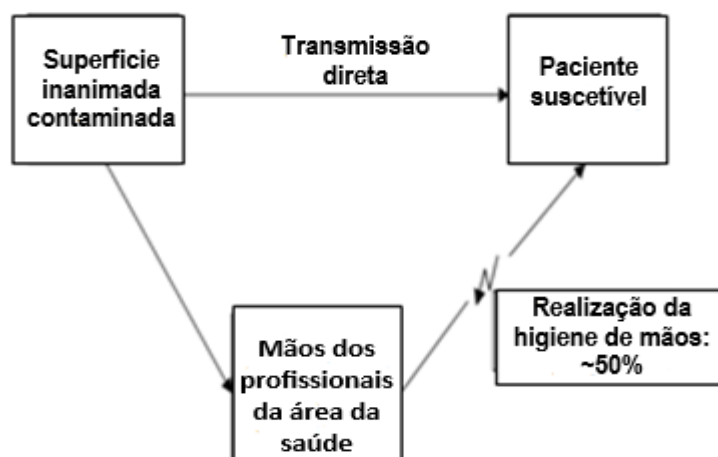


Figura 2. Modos de transmissão de micro-organismos a partir de superfícies contaminadas para pacientes susceptíveis. Fonte: Traduzido de Kramer, Schwebke e Kampf (2006).

Em relação à forma direta de transmissão, o papel chave de superfícies contaminadas como fonte direta de micro-organismos aos pacientes é reforçado pela literatura diante do aumentado risco de aquisição de agentes infecciosos por pacientes em leitos previamente ocupados por pacientes sabidamente

colonizados/infectados pelos mesmos patógenos (HUANG; DATTA; PLATT, 2006; WILKS *et al.*, 2006; DRESS *et al.*, 2008; DANCER, 2009; CARLING; BARTLEY, 2010; NSEIR *et al.*, 2011; SHAUGNESSY *et al.*, 2011; DANCER, 2014; MITCHELL *et al.*, 2015). Em revisão de literatura, Carling e Bartley (2010) evidenciaram um aumento em 73% no risco de desenvolvimento de IRAS para pacientes que ocupavam leitos anteriormente ocupados por pacientes colonizados/infectados por *MRSA*, assim como *VRE*, *Clostridium difficile* e *Acinetobacter baumannii*.

Outra revisão de literatura estimou que a chance de aquisição de patógenos era de 2,14 vezes maior quando um paciente ocupava um leito cujo paciente anterior era portador de uma infecção (MITCHELL *et al.*, 2015). Enfermarias ocupadas por pacientes infectados por *MRSA* e com diarreia apresentaram maior nível de contaminação de superfícies (58,8% - 47/80) do que aquelas com pacientes do grupo controle, colonizados por *MRSA* em outros sítios e não apresentavam diarreia (23,3% - 14/60), em estudo realizado em um hospital de ensino dos EUA. As superfícies mais frequentemente contaminadas foram: grades da cama (100%), controles de televisão (75%), manguitos de esfigmomanômetro (88%), assento do vaso sanitário (63%), mesas de cabeceira (63%), trilhos (50%), armários (50%), maçanetas de portas (38%) e bombas de infusão (25%) (BOYCE *et al.*, 2007).

Ao investigar o papel da contaminação de superfícies para aquisição de *VRE* por pacientes, Martínez *et al.*, (2003) evidenciaram que internação por mais de sete dias e ocupar leito em que *VRE* foi isolado de superfícies (com mesmo perfil genético dos isolados do paciente) foram fatores estatisticamente associados à aquisição de *VRE*, reforçando as superfícies contaminadas como fonte para transmissão de agentes infecciosos aos pacientes.

Quanto à forma de transmissão indireta, ressalta-se as mãos dos TAS, visto que são consideradas o principal veículo para transmissão de agentes infecciosos em EAS (ANVISA, 2014; ANVISA, 2010; CDC, 2019).

1.1.2.1 Mãos de trabalhadores da área de saúde como veículo para transmissão de agentes infecciosos

Sabe-se que o corpo humano é colonizado a partir do nascimento e possui mais micro-organismos do que células (10^{13} de células para 10^{14} de micro-

organismos) e que muitos desses micro-organismos coabitam nosso sistema, auxiliando em diversas funções do organismo (TORTORA *et al.*, 2010; MURRAY *et al.*, 2017). Dentre os órgãos colonizados, encontra-se a pele, que está constantemente em contato ambiente e é colonizada por diversos tipos de micro-organismos. A microbiota da pele é classificada como residente ou transitória (PRICE, 1938). A residente é aquela encontrada nas camadas mais profundas da pele e permanece por longo período de tempo, já a transitória coloniza a camada superficial e permanece por curto período (TORTORA *et al.*, 2010).

No caso de TAS, a microbiota transitória da pele pode ser composta por micro-organismos adquiridos por meio do contato com pacientes e superfícies dos EAS (JARVIS *et al.*, 1979; LARSON, 1985; ANVISA, 2014). Assim, a pele, sobretudo das mãos desses profissionais, pode servir como reservatório e, conseqüentemente, veículo de agentes causadores de IRAS.

Assim, a HM constitui uma importante forma de interromper a transmissão cruzada de micro-organismos nos EAS. São preconizados quatro modos de HM de acordo com a finalidade: higienização simples das mãos, com uso de água e sabão, que remove os micro-organismos e sujidade; higienização antisséptica das mãos, reduz a carga microbiana com uso de um antisséptico; fricção antisséptica das mãos, não remove sujidade, mas reduz a carga microbiana com uso de solução alcoólica; e antisepsia cirúrgica ou preparo pré-operatório das mãos, elimina microbiota transitória e reduz a residente com auxílio de um antisséptico (ANVISA, 2014).

A transmissão de agentes infecciosos de superfícies de EAS para as mãos ou luvas dos TAS tem sido evidenciada (BOYCE *et al.*, 1997; TENNORIO *et al.*, 2001; RAY *et al.*, 2002; BHALLA *et al.*, 2004; VERNON *et al.*, 2006). Bhalla *et al.* (2004) apresentaram culturas negativas ao coletarem amostras das mãos dos profissionais antes do contato com superfícies da zona do paciente (cabeceira e grades da cama) após à limpeza/desinfecção terminal, posteriormente a mesma análise apresentaram-se positivas para crescimento microbiano em 24% após o contato com as mesmas superfícies e a ocupação dos leitos. Dentre as bactérias isoladas, identificaram VRE (*Enterococcus faecium*) e MRSA.

Quanto à contaminação de luvas, pesquisas realizadas por Boyce *et al.* (1997) e Tenorio *et al.* (2001) demonstraram que as luvas de TAS foram

contaminadas por *MRSA* ou *VRE*, respectivamente, após o contato com superfícies da zona do paciente.

A capacidade de transmissão de micro-organismos a partir de mãos contaminadas foi demonstrada por Duckro *et al.* (2005). Após tocar a pele de pacientes infectados por *VRE* e superfícies contaminadas por esse agente infeccioso, TAS foram solicitados a tocar superfícies que não estavam previamente contaminadas. A transmissão de *VRE* para estas superfícies ocorreu em 10,6% dos casos. Denton *et al.* (2004) relataram um surto de infecção por *A. baumannii* em uma UTI. Os isolados dos pacientes apresentaram o mesmo perfil genético, identificado por *Pulsed Field Gel Electrophoresis* (PFGE), que aqueles isolados de superfícies. Os autores estabeleceram uma correlação entre o número de *A. baumannii* isolados de superfícies e o número de pacientes que desenvolveram infecção ou foram colonizados por essa bactéria no mesmo período ($p = 0,004$).

Para minimizar a propagação de patógenos no ambiente dos EAS e prevenir IRAS, a HM é considerada a ação mais simples e com maior impacto (WHO, 2006; ANVISA, 2014, 2012). Nesse contexto, vale destacar o postulado de Ignaz Philip Semmelweis (1818-1865) que, em 1846, apontou as mãos de estudantes de medicina como veículos de “partículas cadavéricas” da sala de necropsia para parturiente que desenvolviam febre puerperal. Após instituir que os estudantes higienizassem as mãos com solução clorada após as necropsias e antes de examinar as pacientes, a taxa de mortalidade das parturientes reduziu de 12,2 para 1,2% (SEMMELEWEIS, 1847; ANVISA, 2014).

Aplicando à realidade atual, estudo realizado no México em um hospital terciário pediátrico, reportou a diminuição nas taxas de IRAS causadas por micro-organismos do grupo *E. faecium*, *S. aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *A. baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* e *Enterobacter sp.* (ESKAPE) de 7,5% para 6,5%, especificamente infecções de corrente sanguínea de 0,5% para 0,2%, após intervenção de estratégias multimodais de HM para toda equipe assistencial em todos setores do EAS, que resultou em aumento da adesão a essa medida de 34% para 80% (ZAMBONI *et al.*, 2018).

Outro estudo, realizado na Austrália, evidenciou uma redução nas taxas de infecção e colonização por *MRSA* em pacientes de UTI de 9,3% para 6,7% ($p = 0,047$), após implantação de estratégias que incluiu a HM com uso de

solução à base de álcool em gel a 70%, clorexidina 0,5% e um programa de *feedback* sobre a vigilância de MRSA por meio de gráficos de fácil entendimento pelos TAS, tais ações resultaram em um aumento de 32% no uso de volume do produto para HM. Ademais, as estimativas para redução percentual na taxa de novos pacientes colonizados e com episódios de bacteremia por MRSA foram de 79,5% e 87,4%, respectivamente (HARRINGTON *et al.*, 2007).

Apesar de sua relevância e comprovada eficácia para prevenção de IRAS, a adesão de TAS à HM ainda é baixa (ADEGBOYE *et al.*, 2018; BELELA-ANACLETO *et al.*, 2019; HAMMERSCHMIDT; MANSER, 2019). Embora a maioria desses profissionais possua conhecimento acerca da técnica de HM e sua importância, ainda permanece a baixa adesão nos treinamentos, a desatenção quanto à realização da técnica e, quando esses profissionais se propõem a participar de treinamentos, a técnica não é mais seguida, em média, cinco meses após (ADEGBOYE *et al.*, 2018).

Neves *et al.* (2006) relataram o déficit da adesão à HM após o período de intervenção, e destacaram que, apesar do quantitativo inadequado de TAS possa colaborar para o baixo desempenho do cuidado oferecido, a prática de HM também está relacionada a fatores inerentes à compreensão individual da necessidade de sua execução.

Frente a realidade mundial em relação a baixa adesão à HM e suas possíveis consequências relatadas nos estudos supracitados, a *WHO* propôs indicadores de HM em 2009 (*WHO*, 2009), agrupando em cinco os momentos para realização da HM nos EAS, inicialmente, direcionados para ambientes hospitalares e estendidos aos diferentes níveis e espaços da assistenciais (*WHO*, 2012). São eles: antes de tocar o paciente; antes de realizar procedimentos; após risco de exposição a fluidos corporais; após tocar o paciente e após tocar as superfícies próximas aos pacientes (*WHO*, 2009). Ambos os guias foram adotados oficialmente no Brasil (ANVISA, 2009, 2014).

Entretanto, quase uma década após, os dados não são animadores. No Brasil, Souza *et al.* (2015) observaram a HM em uma UTI e identificaram que o momento de maior adesão aos cinco momentos para HM se deu “após o contato com paciente” e a menor adesão “antes da realização de procedimento asséptico”, mais da metade dos profissionais não realizaram HM nos momento preconizados (446/793). Silva *et al.* (2017), ao avaliarem a adesão aos cinco

momentos para HM em quatro UTI contataram que o momento de maior adesão se deu “após o contato com paciente” e o de menor “após contato com áreas próximas ao paciente”.

A realidade é semelhante em outros países, em um estudo realizado no Canadá, observou que dos cinco momentos para HM em UTI, a maior adesão estava relacionada ao contato com pele não íntegra e secreções dos pacientes e a menor quando do contato com a zona do paciente, demonstrando uma maior preocupação dos TAS em realizar a HM em situações consideradas de maior risco para eles mesmos, como o contato com fluidos corporais (MERTZ *et al.*, 2010). Achado similar foi reportado na Índia por Sastry e Bhat (2017) estes observaram que dos cinco momentos para HM houve maior adesão ao quarto (após contato com o paciente) comparado ao primeiro (antes do contato com o paciente).

Outro aspecto importante a considerar em relação às mãos é a necessidade do uso de luvas nas práticas assistenciais. Embora seja um equipamento de proteção individual, as luvas também têm importante papel tanto na prevenção da contaminação das mãos dos trabalhadores, quanto para a proteção do paciente. Porém, ao serem utilizadas de forma inadequada, ou seja, ao não considerar os riscos coletivo e ambiental, podem se transformar em um equipamento de disseminação coletiva (TIPPLE *et al.*, 2003; JAIN *et al.*, 2018). Ademais, o uso contínuo e demasiado de luva pode resultar na diminuição na frequência de HM (JANG *et al.*, 2010).

Outro aspecto importante a considerar em relação ao uso das luvas é processo de retirada, pois se não executada de forma correta pode resultar na contaminação das mãos (TENÓRIO *et al.*, 2001; SNYDER *et al.*, 2008).

1.2 Superfícies contaminadas no contexto das Unidade de Terapia Intensiva

Pacientes internados em UTI, em sua maioria, encontram-se debilitados, em condição de imunossupressão, e são submetidos a procedimentos invasivos (SIEGEL *et al.*, 2007; ANVISA, 2017; WIRZ *et al.*, 2018). Um organismo imunodeprimido não dispõe totalmente de suas defesas para suprimir ou erradicar agentes infecciosos (SALOMÃO *et al.*, 2017). Dispositivos invasivos (cateteres, drenos e outros) propiciam o rompimento de barreiras de defesa,

como a pele, ou permanecem por longo período (ventilação mecânica, sondas e outros) e alcançam sítios sem microbiota colonizante própria (RICE *et al.*, 2008; POTTIER *et al.*, 2012; ZHOU *et al.*, 2014). Por conseguinte, pacientes internados nessas unidades são classificados como de alto risco para desenvolvimento de infecção.

O maior risco para infecção em UTI pode ser exemplificado nos achados de um estudo realizado na Alemanha, envolvendo 22.613 pacientes de diferentes setores de um hospital de ensino. A incidência cumulativa de infecção em UTI foi de 18% (n=620/3.435), sendo maior do que para outros setores, 1,4% (n=273/19.178). Adicionalmente, o custo diário para o tratamento das infecções foi maior em UTI, aproximadamente US\$2.500 dólares, quando comparado aos demais setores, clínica médica (\$775), clínica cirúrgica (\$811), neurológica (\$687), ginecológica (\$781) e geriátrica (\$357) (AREFIAN *et al.*, 2016).

Diante das particularidades de pacientes internados em UTI, que os tornam mais vulneráveis ao desenvolvimento de infecção, a contaminação de superfícies dessas unidades têm sido alvo de diversas investigações. Os quadros 2 (p. 33) e 3 (p. 36) apresentam estudos que reportaram a presença de bactérias relevantes no contexto das IRAS em superfícies de UTI e estudos que investigaram a presença de bactérias específicas, também relevantes neste contexto, em superfícies de UTI, respectivamente, nos últimos 10 anos.

Quadro 2. Estudos que reportaram a presença de bactérias relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies de unidades de terapia intensiva. Goiânia, 2019. (Continua)

Autor, ano de publicação/País Objetivo do estudo	Tipo de UTI/ Sítios coletados (superfícies/profissional/paciente)	Bactérias isoladas relevantes no contexto das IRAS	Achados adicionais
<p>1. Costa <i>et al.</i>, 2019 / Brasil.</p> <p>Objetivo: - Determinar a epidemiologia microbioma, presença de biofilme e patógenos do grupo ESKAPE e a suscetibilidade antimicrobiana de micro-organismos nas superfícies de UTI.</p>	<p>UTI pediátrica, neonatal e clínica/cirúrgica de dois EAS de diferentes regiões do país (Norte e Centro-oeste)</p> <p>Superfícies: cama, superfícies próximas ao paciente e equipamentos fixos, por exemplo, colchão, teclado do telefone, recipiente de armazenamento de mamadeiras e teclado de computador.</p> <p>- 57 amostras</p>	<p>Gêneros: <i>Pseudomonas</i>, <i>Acinetobacter</i> e <i>Staphylococcus</i>.</p> <p>Micro-organismos multirresistentes isolados por cultura: <i>Klebsiela</i> produtora de ESBL, VRE e <i>Proteus</i> sp. produtora de ESBL.</p>	<p>Biofilme presente em todas as superfícies avaliadas por microscopia eletrônica de varredura (MEV) ou confocal a laser (n=56) com presença de micro-organismos viáveis em 76,7% das amostras que foram negativas para cultura (fragmento pareado).</p> <p>Micro-organismos do grupo ESKAPE foram detectados em 51,8% das superfícies.</p>
<p>2. Ledwoch <i>et al.</i>, 2018 / Reino Unido.</p> <p>Objetivo: - Investigar a ocorrência, prevalência e diversidade de biofilme em superfícies secas de hospitais.</p>	<p>UTI adulto e demais departamentos de três EAS.</p> <p>Superfície: frascos para produtos para higienização das mãos, teclados, prontuários, pranchetas, vaso sanitário, cadeira e bandeja de comida de madeira.</p> <p>- 61 amostras.</p>	<p>Gênero: <i>Staphylococcus</i>.</p> <p>Demais gênero relevante para IRAS: <i>Pseudomonas</i>.</p> <p>A única bactéria gram-negativa isolada foi <i>Pseudomonas</i> spp.</p> <p>Uma média de 18 espécies foram isoladas de cada amostra de superfícies seca avaliada.</p>	<p>Presença de biofilme sugerida em 95% das amostras a partir de cultura dos fragmentos após enxágue para remoção de células planctônicas. Presença de biofilme confirmada por microscopia eletrônica de varredura.</p>
<p>3. Johani <i>et al.</i>, 2018/ Arábia Saudita.</p> <p>Objetivo: - Caracterizar a composição do microbioma, a suscetibilidade aos antimicrobianos e a presença de biofilme em superfícies hospitalares.</p>	<p>Duas UTI adulto e duas UTI pediátricas de um EAS.</p> <p>Superfície: não discriminadas, mas identificadas como as mais frequentemente tocadas.</p> <p>- 95 amostras.</p>	<p>75% (71/95) dos swabs apresentaram cultura positiva, destes, 16 (22,5%) apresentaram micro-organismos multirresistentes: <i>Staphylococcus aureus</i> resistente à metilina, <i>Proteus</i> produtora de ESBL, <i>Enterococcus faecalis</i>, VRE, <i>Klebsiela</i> produtora de ESBL.</p>	<p>Biofilme confirmado por meio de (MEV) em 70% (14/20) das amostras.</p>

VRE: Vancomycin-Resistant Enterococci; ESBL: Extended-Spectrum Beta-Lactamase; UTI: Unidade de Terapia Intensiva; ESKAPE: *Enterococcus faecium*, *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella pneumoniae*, *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* and *Enterobacter* sp.; IRAS: Infecções Associadas à Assistência à Saúde; ESBL: Extended-Spectrum Beta-Lactamase; MEV: Microscopia Eletrônica de Varredura.

Quadro 2. Estudos que reportaram a presença de bactérias relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies de unidades de terapia intensiva. Goiânia, 2019. (Continuação)

Autor, ano de publicação/País Objetivo do estudo	Tipo de UTI/ Sítios coletados (superfícies/profissional/paciente)	Bactérias isoladas relevantes no contexto das IRAS	Achados adicionais
<p>4. Tajeddin <i>et al.</i>, 2016/ Irã.</p> <p>Objetivo: - Investigar a presença e a multiresistência de micro-organismos responsáveis pelas IRAS presentes nas mãos dos trabalhadores e nas superfícies de UTI.</p>	<p>Seis UTI</p> <p>Superfícies: cama, roupa de cama, ressuscitador manual, ventilador, telefone, máscara de oxigênio, mesa auxiliar e prontuários. - 605 amostras.</p> <p>Profissionais: swab das mãos de enfermeiros (79), médicos (6), equipe de higiene e limpeza (23), secretárias (4) técnicos e auxiliares de enfermagem (16).</p>	<p>As bactérias isoladas do ambiente foram: <i>Acinetobacter baumannii</i>, <i>Staphylococcus aureus</i>, <i>S. epidermidis</i> e <i>Enterobacter</i>, <i>K. pneumoniae</i>, <i>S. saprophyticus</i>, <i>P. aeruginosa</i>, <i>Streptococcus</i>, <i>E. coli</i>, <i>Bacillus sp</i>, <i>Enterococcus</i>, <i>Proteus sp</i>.</p> <p>Bactérias identificadas nas mãos dos TAS: <i>S. aureus</i>, <i>S. epidermidis</i>, <i>A. baumannii</i>, <i>S. saprophyticus</i>, <i>Streptococcus</i>, <i>Bacillus sp</i>, <i>Enterococcus sp</i>.</p> <p><i>A. baumannii</i> resistente ao imipenem, <i>MRSA</i> e <i>VRE</i> foram os micro-organismos resistentes identificados.</p>	<p>As superfícies com maior nível de contaminação foram: máscaras de oxigênio, ventiladores e roupas de cama dos pacientes.</p> <p>Similaridade do perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos sugere transmissão cruzada de bactérias entre mãos dos profissionais e as superfícies.</p>
<p>5. Hu <i>et al.</i>, 2015/ Austrália.</p> <p>Objetivo: - Investigar a presença de micro-organismos multiresistentes e biofilmes nas superfícies de UTI.</p>	<p>UTI adulto</p> <p>Superfícies: Cama do paciente (colchão e travesseiro), área próxima ao paciente (cortina, prancheta, caixa de materiais, caixa de luva, mural de aviso) e móveis fixos (piso, borracha da pia, bancada, porta, paredes). - 44 amostras.</p>	<p><i>MRSA</i>, <i>VRE</i> e bastonetes gram-negativos produtores de <i>ESBL</i>.</p> <p>Bactérias mais comumente detectadas em biofilme incluiu <i>S. aureus</i>, <i>Staphylococcus coagulase negativa</i> e <i>Pseudomonas sp</i>.</p>	<p>Biofilme detectado por microscopia eletrônica de varredura em 93% das amostras.</p> <p>Bactérias multiresistentes foram cultivadas em 53% (23/44) das amostras.</p>
<p>6. Whiteley <i>et al.</i>, 2015/Austrália.</p> <p>Objetivo: -Avaliar a presença de micro-organismos multiresistentes em superfícies secas, bem como se os dispositivos de ATP podem ser utilizados com segurança na avaliação do processo de limpeza.</p>	<p>UTI adulto</p> <p>Superfície: cadeira, bomba de infusão, grade da cama, suporte de soro, mesa auxiliar, fluxômetro e oxigênio, <i>dispenser</i> de sabão do banheiro, maçaneta da porta do banheiro.</p> <p>Superfícies da área de trabalho dos profissionais: Prontuários, pasta de exames, mesa, cadeira, carrinho auxiliar, telefone, teclado mouse, maçaneta.</p> <p>Superfícies do expurgo: maçaneta da porta.</p>	<p>13/59 superfícies foram positivas para bactérias resistentes aos antimicrobianos, sendo eles: <i>MRSA</i>, <i>VRE</i> e <i>Enterobacter cloacae</i> produtora de <i>ESBL</i>.</p> <p>Outras bactérias sensíveis aos antimicrobianos, incluiu: <i>A. baumannii</i>, <i>Enterococcus faecalis</i>, <i>Acinetobacter sp.</i> e <i>Enterococcus faecium</i>.</p>	<p>A leitura do teste de ATP foi significativamente associada com a presença de micro-organismo multiresistente (n=12/13 das superfícies contaminadas).</p>

VRE: *Vancomycin-Resistant Enterococci*; UTI: Unidade de Terapia Intensiva *ESBL*: *Extended-Spectrum Beta-Lactamase*; MEV: Microscopia Eletrônica de Varredura; *MRSA*: *Methicillin-resistant Staphylococcus aureus*.

Quadro 2. Estudos que reportaram a presença de bactérias relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies de unidades de terapia intensiva. Goiânia, 2019. (Conclusão)

Autor, ano de publicação/País Objetivo do estudo	Tipo de UTI/ Sítios coletados (superfícies/profissional/paciente)	Bactérias isoladas relevantes no contexto das IRAS	Achados adicionais
<p>7. Moore <i>et al.</i>, 2013/ Reino Unido.</p> <p>Objetivo: -Investigar os micro-organismos mais significativos presentes nas superfícies de enfermaria gastrointestinal e UTI.</p>	<p>UTI médica-cirúrgica e enfermaria de cirurgia gastrointestinal</p> <p>Superfície: grade da cama, controle da cama, ventilador, braço da cadeira, cortina, entre outras, e superfícies de áreas comuns, como: teclado, refrigerador de medicamentos, chuveiro, entre outras.</p> <p>-123 amostras, sendo 61 da UTI e 62 da enfermaria.</p>	<p>UTI: <i>MRSA</i>, <i>MSSA</i>, <i>K. pneumoniae</i>, <i>S. aureus</i> e <i>Acinetobacter baumannii</i>.</p> <p>Enfermaria gastrointestinal: <i>MRSA</i>, <i>MSSA</i>, <i>VRE</i>.</p>	<p>Superfícies próximas ao paciente tanto da UTI como da enfermaria foram as mais contaminadas, sendo que na UTI, as mais tocadas pelos profissionais, nas enfermarias, as mais tocadas pelos pacientes.</p>
<p>8. Vickery <i>et al.</i>, 2012/Austrália.</p> <p>Objetivo: - Estabelecer se existem reservatórios de micro-organismos multirresistentes na forma de biofilme em superfícies de UTI.</p>	<p>UTI clínica</p> <p>Superfície: cortina, corta da persiana, colchão, plástico da porta, borracha do lavatório, recipiente para produtos esterilizados.</p>	<p><i>MRSA</i> e <i>VRE</i></p>	<p>De seis amostras, apenas uma não foi positiva para biofilme, detectado por microscopia eletrônica de varredura.</p> <p>Quatro de seis amostras de superfícies foram positivas para crescimento microbiano.</p>
<p>9. Whittington <i>et al.</i>, 2009/ Reino Unido.</p> <p>Objetivo: - Avaliou a frequência em que estetoscópios de UTI são descontaminados e sua colonização por bactérias potencialmente patogênicas.</p>	<p>UTI clínica</p> <p>Superfície: Olivas e diafragma de estetoscópio da UTI e nos estetoscópios de propriedade dos técnicos em enfermagem, enfermeira, médicos, fisioterapeutas e estudantes de medicina.</p> <p>- 46 amostras.</p>	<p>Olivas: <i>Acinetobacter spp</i>, <i>MRSA</i>, <i>MSSA</i> e <i>Pseudomonas. luteola</i></p> <p>Diafragma: <i>A. baumannii</i> e <i>MRSA</i>.</p>	<p><i>Acinetobacter spp.</i> foram cultivados de vários estetoscópios, incluindo um isolado pan-resistente a antibióticos do diafragma de um estetoscópio na UTI.</p>

VRE: *Vancomycin-Resistant Enterococci* / ESBL: *Extended-Spectrum Beta-Lactamase* / UTI: Unidade de Terapia Intensiva / *ESKAPE: Enterococcus faecium, Staphylococcus aureus, Klebsiella pneumoniae, Acinetobacter baumannii, Pseudomonas aeruginosa and Enterobacter sp.* / *MRSA: Methicillin-resistant Staphylococcus aureus* / *MSSA: Methicillin-susceptible Staphylococcus aureus*

Quadro 3. Estudos que investigaram a presença de bactérias específicas relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies em Unidade de Terapia Intensiva. Goiânia, 2019. (Continua).

Autor/ Ano de publicação/ País/ Objetivo	Tipo de UTI/ Sítios coletados (superfícies/profissional/paciente)	Micro-organismos isolados nas superfícies	Achados adicionais
<p>1.Price <i>et al.</i>, 2017/ Inglaterra.</p> <p>Objetivo: -Determinar a frequência de transmissão de <i>S. aureus</i> entre profissionais x pacientes e superfícies x pacientes em uma UTI de alta dependência.</p>	<p>UTI adulto e UTI de alta dependência.</p> <p>Superfície: Botões do monitor, teclado, cortina descartável, piso atrás da cama, parte inferior da cama, aparelho de gasometria e amostras de ar. - 2.153 amostras.</p> <p>Profissionais: foi realizada coleta de <i>swab</i> nasal e garganta de 198 profissionais a cada quatro semanas e, posteriormente, coleta de <i>swab</i> em axila, virilha e pele não íntegra a cada seis meses de médicos, enfermeiros, fisioterapeutas e residentes.</p> <p>Paciente: <i>swab retal</i>, nasal e perineal (em alguns casos) na admissão, semanalmente e no momento da alta.</p>	<p><i>S. aureus</i> e MRSA</p>	<p>Taxa de profissionais colonizados por <i>S. aureus</i> pelo menos uma vez - 58% (n=115).</p> <p>Isolados de <i>S. aureus</i> nas superfícies foram demonstrados de 8 a 50% (n=178), destes 23 eram MRSA.</p> <p>25 casos de transmissão para pacientes (sete a partir dos profissionais, dois do ambiente e 16 de outros pacientes).</p>
<p>2.Adams <i>et al.</i>, 2017/ Canadá.</p> <p>Objetivo: -Examinar quais áreas próximas ao paciente são mais frequentemente tocadas em UTI e se existe uma relação entre a frequência de toque e a presença de micro-organismos encontrados nesses locais, incluindo MSSA e MRSA.</p>	<p>UTI adulto</p> <p>Superfícies: grade da cama (lado esquerdo e direito), painel da bomba de infusão, monitor cardíaco e mesa auxiliar. - 500 amostras (50 por mês durante 10 meses).</p>	<p>MRSA e <i>Methicillin-Susceptible Staphylococcus aureus</i> (MSSA).</p>	<p>Sete dos 10 <i>Staphylococcus</i> sp. isolados foram associados à presença de sujidade grosseira e às superfícies mais tocadas.</p> <p>As superfícies mais contaminadas foram grade da cama e mesa auxiliar.</p> <p>A frequência de toque nas superfícies por hora foi de 6 vezes para monitor cardíaco e 37 vezes para mesa auxiliar.</p>

VRE: *Vancomycin-Resistant Enterococci*; UTI: Unidade de Terapia Intensiva; MRSA: *Methicillin-resistant Staphylococcus aureus*; MSSA: *Methicillin-susceptible Staphylococcus aureus*.

Quadro 3. Estudos que investigaram a presença de bactérias específicas relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies em Unidade de Terapia Intensiva. Goiânia, 2019. (Continuação)

Autor/ Ano de publicação/ País/ Objetivo	Tipo de UTI/ Sítios coletados (superfícies/profissional/paciente)	Micro-organismos isolados nas superfícies	Achados adicionais
<p>3. Shimose <i>et al.</i>, 2016/ EUA.</p> <p>Objetivo: - Determinar o nível de contaminação do ar e do ambiente por <i>Acinetobacter baumannii</i> com base na fonte de colonização e no tipo de <i>layout</i> de UTI (leitos de isolamento ou de área conjunto).</p>	<p>Seis UTI adulto</p> <p>Superfícies: Grade da cama, mesa auxiliar, painel do ventilador e bomba de infusão. - 1.185 amostras.</p> <p>Amostras do ar: 184 amostras.</p> <p>Pacientes: <i>swab</i> retal e do trato respiratório para os pacientes intubados.</p>	<p><i>A. baumannii</i> resistente a carbapenem.</p>	<p>11,1% (160) amostras das superfícies foram positivas para cultura.</p> <p>13 isolados do ar (59%) foram intimamente relacionados aos isolados correspondentes do paciente.</p> <p>33 isolados das superfícies (77%) estavam intimamente relacionados aos correspondentes isolados do paciente.</p> <p>A contaminação das superfícies foi significativamente maior entre os pacientes com colonização retal comparado aos colonizados no trato respiratório.</p>
<p>4. Moraes <i>et al.</i>, 2014/ Brasil.</p> <p>Objetivo: - Detectar a presença de <i>Staphylococcus coagulase negativa</i> em equipamentos e superfícies de UTI.</p>	<p>Três UTI pediátrica e neonatal.</p> <p>Superfície: bomba de infusão, telefone, estetoscópio, incubadora, monitores, almotolias, bancadas, berços, maçanetas e torneiras. - 93 amostras.</p>	<p><i>Staphylococcus coagulase negativa</i>.</p>	<p><i>Staphylococcus coagulase negativa</i> identificado em 32 (66,7%) equipamentos e 30 (66,7%) superfícies.</p> <p>Incubadoras e bancadas foram as superfícies mais contaminadas (90,9% e 88,9%, respectivamente)</p>
<p>6. Thom <i>et al.</i>, 2011/ EUA.</p> <p>Objetivo: - Determinar a frequência com que o ambiente ao redor do paciente é contaminado e quais superfícies são mais comumente contaminadas.</p>	<p>UTI médica, cirúrgica, cardíaca e trauma.</p> <p>Superfície: maçaneta, grade da cama, mesa de cabeceira, monitor, botão chamada de enfermagem, pia, superfícies que circundam pacientes colonizados por <i>A. baumannii</i> multirresistente. Total de 479 amostras.</p> <p>50 quartos foram amostrados, destes 10 superfícies de cada quarto foram analisadas.</p>	<p><i>A. baumannii</i> (não foi pesquisado perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos dos isolados)</p>	<p>9,8% (47/479) das amostras foram positivas para <i>A. baumannii</i>.</p> <p>85% (17/20) dos casos, os isolados das superfícies foram classificados como geneticamente semelhantes aos isolados do paciente.</p>

UTI: Unidade de Terapia Intensiva.

Quadro 3. Estudos que investigaram a presença de bactérias específicas relevantes no contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde em superfícies em Unidade de Terapia Intensiva. Goiânia, 2019. (Conclusão)

Autor/ Ano de publicação/ País/ Objetivo	Tipo de UTI/ Sítios coletados (superfícies/profissional/paciente)	Micro-organismos isolados nas superfícies	Achados adicionais
<p>7. Markogiannakis <i>et al.</i>, 2008/ Grécia.</p> <p>Objetivo: - Investigar o modo de transmissão de <i>Acinetobacter baumannii</i> resistentes a imipenem.</p>	<p>UTI de trauma</p> <p>Superfície: cama, respirador, monitor multi-paramétrico, torneira do acesso central, mesa auxiliar, pés da cama e parte externa do tubo endotraqueal. - 70 amostras.</p> <p>Profissional: coleta de <i>swab</i> das mãos da equipe médica, enfermagem e fisioterapia,</p>	<p><i>Acinetobacter baumannii</i> resistente à imipenem</p>	<p><i>A. baumannii</i> resistente à imipenem isolado de 29 (41,4%) das 70 culturas de superfícies e de 12 (28,6%) de 42 culturas das mãos dos profissionais.</p> <p>Foram isolados 3 tipos genótipos, sendo um deles com dois subtipos (Ia e Ib; II; III) de <i>A. baumannii</i> resistentes a imipenem entre pacientes, profissionais de saúde e das superfícies.</p> <p><i>Acinetobacter baumannii</i> resistente à imipenem contribuiu para o óbito de três pacientes.</p>
<p>8. Wilson <i>et al.</i>, 2005/ Reino Unido.</p> <p>Objetivo: - Determinar a incidência de contaminação de teclado de computadores ao lado do leito do paciente por MRSA.</p>	<p>UTI clínica</p> <p>Superfície: Teclados de computadores da UTI. - 51 amostras de 17 teclados.</p>	<p>MRSA</p>	<p>O MRSA foi detectado em 11 (21%) amostras. MRSA isolados dos teclados próximos a pacientes MRSA-positivos foram semelhantes aos isolados dos pacientes. No entanto, três dos teclados positivos foram utilizados apenas para pacientes não colonizados/infetados por MRSA.</p>

MRSA: *Methicillin-resistant Staphylococcus aureus*; UTI: Unidade de Terapia Intensiva.

A presença de micro-organismos patogênicos multirresistentes, incluindo aqueles que fazem parte do grupo *ESKAPE*, tem sido relatada em superfícies de UTI de países que representam quatro continentes (MARKOGIANNAKIS *et al.*, 2008; WHITTINGTON *et al.*, 2009; THOM *et al.*, 2011; FERREIRA *et al.*, 2011; VICKERY *et al.*, 2012; MOORE *et al.*, 2013; WHITELEY *et al.*, 2015; HU *et al.*, 2015; SHIMOSE *et al.*, 2016; TAJEDDIN *et al.*, 2016; PRICE *et al.*, 2017; LEDWOCH *et al.*, 2018; JOHANI *et al.*, 2018; COSTA *et al.*, 2019). Esse grupo de bactérias (*ESKAPE*) é assim denominado devido à resistência aos antimicrobianos, ou seja, “escapam” da ação desses medicamentos, e são frequentemente causadoras de IRAS (RICE, 2008; SANTAJOIT; INDRAWATTANA, 2016).

Whiteley *et al.* (2015) identificaram a presença de micro-organismos multirresistentes em 13 de 62 (21%) superfícies secas de UTI avaliadas, entre eles: *MRSA*, *VRE* e *Enterobacter cloacae* produtor de *Extended-spectrum beta-lactamase (ESBL)*. Estudo realizado por Whittington *et al.* (2009), em uma UTI clínica, também identificou a presença de micro-organismo multirresistente em superfície seca *A. baumannii* foi identificado em um estetoscópio utilizado pelos TAS e apresentou pan-resistência aos antimicrobianos, com exceção a polimixina.

A presença de biofilme em superfícies dessas unidades também têm sido reportada (VICKERY *et al.*, 2012; HU *et al.*, 2015; JOHANI *et al.*, 2018; LEDWOCH *et al.*, 2018; COSTA *et al.*, 2019). Vickery *et al.* (2012) e Hu *et al.* (2015), em estudos realizados em UTI na Austrália, identificaram a presença de biofilme mesmo após limpeza e desinfecção das superfícies com produto a base de cloro. Resultado similar foi reportado por Costa *et al.* (2019) que avaliaram o microbioma e a presença de biofilme em duas UTI do Brasil. Esses autores detectaram a presença de micro-organismos viáveis no interior do biofilme em amostras em que a cultura bacteriológica (fragmento pareado) foi negativa. Esses achados ressaltam a proteção conferida pela estrutura do biofilme aos patógenos nele contidos contra a ação de agentes biocidas.

A transmissão de agentes infecciosos a pacientes em UTI envolvendo superfícies contaminadas tem sido sugerida em diversas investigações

(WILSON *et al.*, 2005; MARKOGIANNAKIS *et al.*, 2008; THOM *et al.*, 2011; SHIMOSE *et al.*, 2016; ADAMS *et al.*, 2017; PRICE *et al.*, 2017). Wilson *et al.* (2005), em uma UTI do Reino Unido, investigaram a contaminação de teclados de computador e detectaram que MRSA isolados dessas superfícies foram semelhantes aos isolados dos pacientes. Evidenciaram também que três dos teclados positivos para MRSA estavam próximos e foram utilizados apenas para pacientes não colonizados/infectados por MRSA, sugerindo a transmissão desse patógeno multirresistente entre os teclados, possivelmente, pelas mãos dos TAS. Tajeddin *et al.* (2016) identificaram homologia do perfil de resistência aos antimicrobianos entre bactérias *A. baumannii*, *S. aureus*, *S. epidermidis* e *Enterococcus* sp. isoladas de superfícies de UTI e mãos de TAS o que reforça a transmissão de agentes infecciosos por meio das mãos dos trabalhadores.

Estudos realizados em UTI nos EUA e Reino Unido evidenciaram que bactérias isoladas, *A. baumannii* e *S. aureus*, de superfícies foram geneticamente relacionadas aos de pacientes em 17/20 e 2/30 dos casos, respectivamente (THOM *et al.*, 2011; PRICE *et al.*, 2017). A transmissão cruzada de *A. baumannii* em uma UTI dos EUA foi sugerida por técnica de biologia molecular (PFGE) a partir de amostras do ar (similaridade genética em 59%) e de superfícies (similaridade genética em 77%), sendo que superfícies dos quartos de pacientes internados com colonização retal apresentaram maior prevalência de contaminação que os de pacientes com colonização do trato respiratório (SHIMOSE *et al.*, 2016). Um estudo realizado na Grécia, utilizando-se também a técnica de biologia molecular (PFGE), demonstrou a presença de três genótipos de *A. baumannii* resistente a imipenem geneticamente similares entre pacientes, mãos de TAS e de superfícies de UTI. Este patógeno foi responsável pelo óbito de três pacientes (MARKOGIANNAKIS *et al.*, 2008).

Alguns estudos relataram surtos de infecção em UTI, evidenciando a transmissão cruzada de *A. baumannii* resistente a imipenem (TANKOVIC *et al.*, 1994) e *K. pneumoniae* (STARLANDER *et al.*, 2012), entre pacientes e superfícies por PFGE.

As superfícies de UTI que são mais rotineiramente tocadas/manuseadas por TAS são identificadas como as mais frequentemente contaminadas

(BHALLA *et al.*, 2004; THOM *et al.*, 2011; VICKERY *et al.*, 2012; MOORE *et al.*, 2013; MORAES *et al.*, 2014; WHITELEY *et al.*, 2015; COSTA *et al.*, 2019), reforçando as mãos desses profissionais como o principal veículo para transmissão de agentes infecciosos, sobretudo devido à baixa adesão à HM (RODRIGUEZ *et al.*, 2015; DIEGEL-VACEK; RYAN, 2016; ADEGBOYE *et al.*, 2018).

Moore *et al.* (2013) revelou que as superfícies da zona do paciente em UTI são mais manuseadas/tocadas por TAS. Adams *et al.* (2017) identificaram que a superfície mais tocada por hora em UTI foi a mesa de cabeceira na zona do paciente, tocada 37 vezes, e a grade das camas, tocada 20 vezes. Neste mesmo estudo, das dez superfícies contaminadas por *Staphylococcus*, sete apresentavam sujidade grosseira e uma correlação foi verificada entre frequência do toque e contaminação ($> 12\text{UFC}/\text{cm}^2$) em quatro das superfícies investigadas (monitor cardíaco, bomba de infusão e lado direito e esquerdo das grades de cama). Destaca-se que a presença de biofilme foi reportada em estudos que avaliaram superfícies mais frequentemente tocadas em UTI (JOHANI *et al.*, 2018; LEDWOCH *et al.*, 2018; COSTA *et al.*, 2019).

Cheng *et al.* (2015) demonstraram que a cabeceira da cama, mesa auxiliar, prontuário, roupa de cama, cortina, grade da cama, armário, manguito, seringa e o corpo do paciente são as 10 superfícies na zona do paciente mais tocadas por pacientes, visitantes e profissionais, e que a enfermagem é responsável pela maior quantidade de toques. Em uma UTI de um EAS do Centro-oeste brasileiro, a contaminação de superfícies frequentemente tocadas por TAS, como bandeja, grades da cama e equipo de soro foi evidenciada, sendo *P. aeruginosa* a bactéria mais isolada (CARDOSO *et al.*, 2016).

Verifica-se assim que inúmeras superfícies em uma UTI tornam-se contaminadas, dentre elas, destacam-se aquelas que são rotineiramente tocadas, que podem ser utilizadas na assistência direta ou indireta ao paciente. Neste último caso, encontram-se aquelas manuseadas diariamente por toda a equipe multiprofissional e que são destinadas à prescrição e à evolução diária dos pacientes, como teclados de computadores, no caso de EAS com sistema informatizado e que possuem prontuários eletrônicos, assim como fichários ou

pranchetas com clipe, confeccionadas de acrílico ou metal, que também são utilizados para armazenar a documentação do paciente (prontuário). Esta última representa a realidade em EAS de países de média a baixa renda, como o Brasil (*THE WORLD BANK*, 2019).

Independentemente do tipo, tratam-se de superfícies repetidamente manuseadas pelas equipes assistenciais e, portanto, com maior risco de contaminação e de atuarem como fonte para transmissão de agentes infecciosos. Estudos que visaram a recuperação de micro-organismos de prontuários ou teclados de computadores em diversos setores de EAS enfatizam a importância dessas superfícies como reservatórios de micro-organismos (BEBBINGTON *et al.*, 2003; PANHOTRA *et al.*, 2005; WOOD; LUND; STEVENSON, 2007; DANCER *et al.*, 2008; WILSON *et al.*, 2008; CHEN *et al.*, 2014).

Adicionalmente, vale destacar os achados de Oelberg *et al.* (2000). Estes autores demonstraram, por meio de marcadores de DNA (nt 62-368) colocado em aparelho telefônico de uma UTI neonatal, como as mãos dos TAS podem disseminar micro-organismos por todo ambiente. Dentre as superfícies mais “contaminadas” com o marcador após tempo zero, quatro, oito, 24 e 48 horas durante sete dias, estavam os prontuários dos pacientes. Outras superfícies também “contaminadas” como o marcador foram: aparelho de gasometria, maçaneta das portas, monitores de pacientes e até mesmo a área de repouso dos profissionais.

1.3 Limpeza e desinfecção de superfícies de serviços de saúde

A limpeza e desinfecção de superfícies de EAS, além de proporcionar conforto e bem-estar, faz parte do conjunto de medidas de precauções padrão para prevenção e controle de IRAS (SIEGEL *et al.*, 2007; ANVISA, 2010; CDC, 2019). Falhas na realização dessa prática tem sido relacionada ao aumento da incidência de colonização de pacientes e/ou ocorrência de IRAS, o que reforça a importância dessa medida (BOYCE, 2007; DANCER, 2014).

A relação entre limpeza e desinfecção de superfícies em UTI e o desenvolvimento de IRAS foi avaliada em estudo realizado no Reino Unido. Falhas na limpeza/desinfecção foram detectadas em 23% das superfícies

avaliadas (n=200), sendo que a maioria das áreas contaminadas eram aquelas frequentemente tocadas, como posto de trabalho, cadeira, cortinas, camas e equipamentos (botões do monitor cardíaco, telefone, aparelho de gasometria e teclado de computador) ($p = 0,008$), majoritariamente por *S. aureus* ou MRSA. Os padrões considerados para falha na limpeza/desinfecção das superfícies foram isolamento de $>2,5$ UFC/cm² e isolamento de *S. aureus* em locais frequentemente tocados, podendo relacionar as infecções adquiridas nesta UTI a permanência desta bactéria em suas superfícies mais tocadas. Bactérias geneticamente indistinguíveis isoladas das superfícies e do paciente também foram detectadas (WHITE *et al.*, 2008). A figura 3 apresenta resultados deste estudo segundo Dancer (2014).

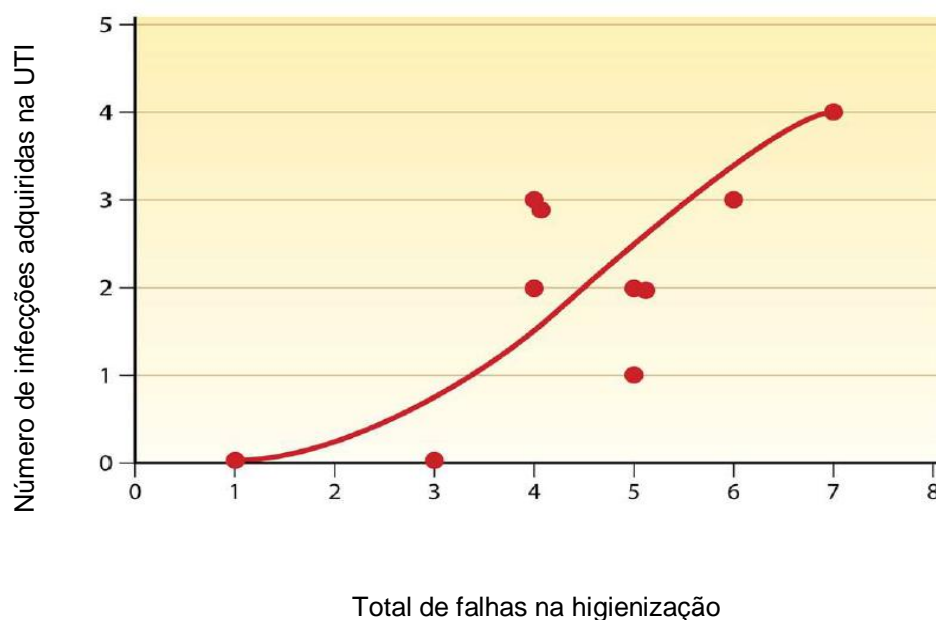


Figura 3. Relação entre carga microbiana e infecções relacionadas à assistência à saúde em Unidade de Terapia Intensiva (UTI) cirúrgica. Fonte: traduzido de Dancer (2014).

De acordo com o potencial risco para transmissão de patógenos e as atividades realizadas na unidade, as superfícies dos EAS são classificadas como: críticas, semicríticas e não críticas (ANVISA, 2002; 2010). Essa categorização foi proposta por Spaulding originalmente para produtos para saúde, entretanto, foi adaptada e norteia a classificação das superfícies no momento da elaboração de protocolos e manuais de limpeza/desinfecção de superfícies para que esse processo seja adequado ao risco. Embora o risco de IRAS esteja relacionado aos procedimentos em que os pacientes estão

submetidos, esta classificação tem a função de conduzir os supervisores na definição da melhor conduta no processo de limpeza/desinfecção (ANVISA, 2010; CDC, 2019). O manual do CDC (2003) aborda esta classificação como superfícies ambientais altamente manuseadas e pouco manuseadas, além de superfícies clínicas (equipamentos médicos).

Áreas críticas são aquelas que oferecem maior risco de transmissão de agentes infecciosos, caracterizam-se pela realização de procedimentos invasivos, onde são admitidos pacientes imunocomprometidos e “há frequente contato da equipe assistencial”, por exemplo: UTI, centro cirúrgico, serviço de oncologia, serviço de hemodiálise, banco de sangue, entre outros. São classificadas como áreas semicríticas aquelas em que há baixo risco de transmissão de agentes infecciosos, possuem maior rotatividade de pacientes e acompanhantes e “há pouco contato da equipe assistencial”, como enfermarias, posto de enfermagem, corredores hospitalares, ambulatórios, elevadores, entre outros. Já as áreas não-críticas são todas aquelas em que não há realização de procedimentos invasivos e assistência ao paciente, incluindo setores administrativos, copa, rouparia e almoxarifado (ANVISA, 2002; 2010).

A limpeza das superfícies do ambiente, de equipamentos e mobília de EAS é realizada no intuito de promover a remoção de matéria orgânica/inorgânica e antecede o processo de desinfecção, quando este é indicado (ANVISA, 2010; CDC, 2019). Uma limpeza inadequada compromete a eficácia do processo de desinfecção, pois a ação de agentes desinfetantes, como o hipoclorito de sódio, é inativada na presença de matéria orgânica (ANVISA, 2010, CDC, 2019).

A limpeza de superfícies inclui a limpeza concorrente, que consiste na limpeza diária das superfícies ambientais (piso e bancadas), de equipamentos de saúde e mobília de EAS, e a limpeza terminal, que corresponde à limpeza que engloba todas as superfícies horizontais e verticais, internas e externas, incluindo teto, paredes e janelas, e é realizada após alta, transferência, óbito de pacientes ou internação de longa duração (ANVISA, 2010; CDC, 2019). A

frequência dos tipos de limpeza do ambiente de EAS recomendada pela ANVISA encontra-se descrita no quadro 4.

Quadro 4. Frequência mínima para realização de limpeza nas áreas dos estabelecimentos assistenciais de saúde.

LIMPEZA CONCORRENTE		LIMPEZA TERMINAL PROGRAMADA	
Áreas	Frequência mínima	Áreas	Frequência mínima
Áreas críticas	3x por dia; data e horário preestabelecidos e sempre que necessário.	Áreas críticas	Semanal (data, horário, dia da semana preestabelecido).
Áreas semicríticas	2x por dia; data e horário preestabelecidos e sempre que necessário.	Áreas semicríticas	Quinzenal (data, horário, dia da semana preestabelecido).
Áreas não-críticas	1x por dia; data e horário preestabelecidos e sempre que necessário.	Áreas não-críticas	Mensal (data, horário, dia da semana preestabelecido).
Áreas comuns	1x por dia; data e horário preestabelecidos e sempre que necessário.	Áreas comuns	Data, horário, dia da semana preestabelecido
Áreas externas	2x por dia; data e horário preestabelecidos e sempre que necessário	-	-

Elaborado segundo recomendações do Manual de Limpeza e Desinfecção de Superfícies (ANVISA, 2010).

A etapa da limpeza pode ser realizada manualmente por meio da fricção das superfícies com panos associada ao uso de produtos tensoativos, ou de forma automatizada, utilizando-se, por exemplo, lavadoras de pisos e enceradeiras (ANVISA, 2010; CDC, 2019). Para a aquisição dos produtos para limpeza, deve-se avaliar detalhes como toxicidade, verificar registro na ANVISA, a diluição correta, tempo de ação, se é corrosivo, se seu manuseio apresenta risco, sensibilidade à luz, entre outros, sendo que tais especificações devem estar contidas no rótulo do produto (ANVISA, 2010; CDC, 2019).

A desinfecção consiste em um processo que elimina a maioria dos microorganismos das superfícies, com exceção de esporos. É realizada após o processo de limpeza e pode ser classificada em desinfecção de alto,

intermediário ou baixo nível (RUTALA *et al.*, 2008, 2019; ANVISA, 2010), conforme descrito no quadro 5.

Quadro 5. Níveis de desinfecção relacionado a morte microbiana.

Nível de desinfecção	Bactérias Vegetativas	Bacilo da Tuberculose	Esporos	Fungo	Vírus (lipídicos, tamanho médio)	Vírus (não lipídicos, tamanho pequeno)
Alto Nível	+	+	+	+	+	+
Nível Intermediário	+	+	-	+	+	+/-
Baixo Nível	+	-	-	+/-	+	+/-

+: Morte microbiana, se aplicados de forma correta/ -: pouco ou nenhum efeito/ +/-: Efeito variável. Quadro adaptado do manual *Guidelines for Environmental Infection Control in Health-Care Facilities*, Centers of Diseases of Control and Prevention (2003).

No Brasil, a desinfecção de superfícies de EAS é recomendada para as seguintes situações: superfícies que contenham matéria orgânica, presença de micro-organismos multirresistentes, como áreas de isolamento de contato, e superfícies altamente manuseadas/tocadas ou outras situações indicadas pelo Comissão de Controle de Infecções Hospitalares (CCIH) (ANVISA, 2010). Vale destacar a controvérsia sobre a realização de desinfecção de superfícies de EAS consideradas não-críticas, pelo fato de não estarem em constante contato pacientes ou manuseio pelos TAS, sendo necessário apenas uso de água e sabão (RUTALA *et al.*, 2008, 2019; ANVISA, 2010).

A seleção do método de desinfecção deve estar de acordo com a compatibilidade da superfície/material a ser aplicada e faz-se necessária a definição de alguns aspectos para que não haja falha ou inativação no processo, como avaliar a presença de matéria orgânica, observar a necessidade de diluição do produto, verificar o tempo de ação, entre outros. Esse processo pode ser manual, por exemplo uso de panos com produto desinfetante, ou automatizado, por meio do uso de máquinas lavadoras e extratoras (ANVISA, 2010; CDC, 2019). Outro aspecto importante a considerar é a dificuldade de controlar a efetividade do agente germicida quando aplicado em superfícies pela impossibilidade de garantir o tempo de contato com a superfície.

O quadro 6 apresenta os principais produtos utilizados para limpeza e desinfecção de superfícies de EAS e suas vantagens e desvantagens.

Quadro 6. Principais produtos recomendados para limpeza ou desinfecção de superfícies de estabelecimentos assistenciais de saúde, suas vantagens e desvantagens.

Produto	Limpeza	Desinfecção	Vantagem	Desvantagem
Sabão	X	-	Baixo custo	Uso doméstico
Detergente	X	-	Remove sujidade hidrossolúvel e não hidrossolúvel	-
Álcool isopropílico	-	X	Fácil aplicação, ação imediata.	Inflamável, volátil, resseca plástico, borracha e pele. Inativado na presença de matéria orgânica.
Hipoclorito (sódio, cálcio e lítio)	-	X	Amplo espectro, baixo custo, ação rápida	Odor desagradável, instável a luz e temperatura, desnatura na presença de material orgânico e oxida metal.
Ácidos dicloroisocianúrico (DCCA) e tricloroisocianúrico (TCCA)	-	X	Mais estável que o hipoclorito.	-
Quaternário de amônio (Formulação de primeira à quarta geração)	X (terceira e quarta geração)	X	Alta performance biocida	Inativado na presença de matéria orgânica e sabões tensoativos (primeira e segunda geração).
Monopersulfato de potássio		X	Não corrosivo em metais, ativo na presença de matéria orgânica	Demora agir.
Biguanidina polimérica		X	Amplo espectro, pouco tóxico, pouco corrosivo, forma pouca espuma, solúvel em água.	Pode ser tóxico.
Glucoprotaminae		X	Biodegradável, não tóxico, solúvel em água, não teratogênico	-
Ácido peracético		X	Ação rápida, baixa toxicidade, ativo na presença de matéria orgânica. Pode ser associado a peróxido de hidrogênio	Corrosivo para metais, instável quando diluído, pode apresentar irritação ocular e respiratória

Quadro elaborado segundo Rutala *et al.* (2008, 2019) e Anvisa (2010).

Atualmente, estão disponíveis comercialmente produtos denominados “detergentes desinfetantes”, indicados para realização de limpeza e desinfecção de superfícies concomitantemente, contendo, por exemplo, quaternário de amônio, peróxido de hidrogênio e/ou biguanida polimérica. Vale destacar que a aplicação desses produtos deve seguir rigorosamente as recomendações do fabricante quanto à técnica necessária para o alcance da descontaminação esperada pelo espectro do agente germicida.

Diante do reconhecimento do papel das superfícies de EAS no contexto das IRAS, novas tecnologias têm sido desenvolvidas e propostas para a desinfecção automatizada, como luz germicida ultravioleta (UV), peróxido de hidrogênio e ozônio. Adicionalmente, o uso de superfícies confeccionadas ou revestidas por prata ou cobre e coberturas adesivas com propriedades antimicrobianas têm sido investigados. Entretanto, essas superfícies não são totalmente eficientes para eliminar micro-organismos e as superfícies revestidas de antimicrobianos expõem ao risco de indução e/ou seleção de micro-organismos resistentes (DANCER, 2014).

Outro aspecto que merece destaque no que se refere à descontaminação das superfícies é o monitoramento da limpeza e desinfecção, sendo rotineiramente realizado por meio da inspeção visual. Um estudo realizado em uma UTI médico-cirúrgica de Ribeirão Preto demonstrou a ineficiência deste método, visto que a maioria das superfícies monitoradas por meio de inspeção visual foram aprovadas (80/100), sendo que a maioria foi reprovada pelo teste de ATP (81/100). Destas, 26/81 superfícies apresentaram cultura positiva para *S. aureus* ou *MRSA* (FERREIRA *et al.*, 2011).

Em 2010, o CDC lançou um manual para implementação do monitoramento da limpeza e desinfecção de superfícies de ambiente de EAS, no qual recomenda a composição de uma equipe para capacitação e treinamento de profissionais dos EAS contribuída por gestores e membros do SCIRAS, juntamente com epidemiologista hospitalar, e a demonstração da evolução do trabalho por meio de cálculos amostrais e planilhas. A monitorização é classificada em dois níveis. O nível I, mais simples, consiste em integrar a equipe e os profissionais do EAS a fim de melhorar o nível de limpeza/desinfecção de

superfícies e elaborar protocolos específicos de acordo com a necessidade da instituição. O nível II, mais completo, envolve a monitorização por meio de cultura microbiológica das superfícies (coleta de *swab* e lâminas impregnadas com ágar), uso de marcadores fluorescentes com auxílio de luz negra para detecção de sujidade e a presença de ATP por meio de bioluminescência, sendo a escolha do tipo monitorização a critério do EAS (GUH *et al.*, 2010).

Na Austrália, um estudo demonstrou a eficácia de uma intervenção para controle de surto causado por *A. baumanini* e *A. baumannii* resistente a carbapenem em UTI por meio implementação e monitoramento da limpeza/desinfecção rigorosa de superfícies. Não houve casos de infecção pelo mesmo micro-organismo seis meses após a intervenção (DOIDGE *et al.*, 2010). Ações como monitorização da limpeza com luz negra, capacitação dos profissionais da UTI envolvidos na assistência e na higiene e limpeza, mudança de produtos para limpeza e desinfecção têm sido descritas como medidas eficazes na prevenção e controle de surtos por *A. baumannii* (MARKOGIANNAKIS *et al.*, 2008; DOIDGE *et al.*, 2010; NARANJO *et al.*, 2013).

A associação de intervenções comportamentais, como adesão à HM e práticas sistematizadas de limpeza/desinfecção, também obtiveram êxito na redução de incidência de contaminação de superfícies em UTI, como redução de MRSA e VRE de 45% para 27% (GOODMAN *et al.*, 2008). Hota *et al.* (2008), obteve êxito na redução da contaminação de superfícies de UTI por VRE por meio de intervenção educativa, sem mudança dos produtos utilizados para limpeza/desinfecção de superfícies. Evidenciaram-se um aumento na realização de limpeza/desinfecção de 49% para 85% (dados obtidos por meio da observação da realização desses procedimentos) e uma redução no número de culturas positivas para VRE, após limpeza/desinfecção, de 13% para 8% após a intervenção. Os autores concluem que a falha está na técnica de realização e não na ausência de protocolos ou no tipo de produto utilizado.

1.4 Justificativa

Considerando a classificação dos setores de EAS segundo o potencial para transmissão de agentes infecciosos e procedimentos realizados, as UTI são

áreas críticas (ANVISA, 2010; CDC, 2019). As pranchetas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diárias de paciente internados nessas unidades são objetos manuseados/tocados várias vezes em um mesmo dia e por profissionais de diferentes categorias, e, por esse motivo, apesar de não estarem especificadas em manuais que tratam de cuidados com superfícies (ANVISA, 2010; CDC, 2019), presume-se que devem ser submetidas às rotinas de descontaminação.

Todavia, as pranchetas nem sempre são incluídas nas rotinas de limpeza e desinfecção em EAS. Isso pode relacionar-se ao fato de que a responsabilidade pela limpeza e desinfecção de equipamentos de saúde e móveis, principalmente de áreas próximas ao paciente, não ser padronizada e dependerem da rotina e procedimentos de cada instituição (ANVISA, 2010; CDC, 2019). Geralmente, essa atividade é atribuída à equipe de enfermagem e não aos trabalhadores de serviço de higiene e limpeza, sendo que quando estes são responsabilizados, capacitação específica para essas atividades deve ser realizada (ANVISA, 2010; CDC, 2019). A falta de definição da responsabilidade de quem executa ou deverá executar, por vezes, resulta no “esquecimento” desses objetos quanto ao processo de limpeza/desinfecção.

Assim, a ausência ou à inadequada limpeza/desinfecção de pranchetas aliada ao seu frequente manuseio sem ou após inadequada HM colocam este objeto como reservatório/fonte potencial de agentes infecciosos que podem ser transmitidos a pacientes de alto risco para infecção. Diante disso, justifica-se a investigação da contaminação deste objeto rotineiramente utilizado em UTI, quanto ao tipo e o perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos de bactérias presentes, bem como à forma em que se apresentam (planctônica e/ou biofilme).

Os resultados deste estudo poderão subsidiar discussões e a elaboração de estratégias para o uso seguro de pranchetas em unidades de cuidado à pacientes de alto risco para infecção bem como para segurança dos TAS ao prestar assistência, incluindo rotinas de limpeza e desinfecção e cuidados para manuseio.

Destaca-se a contribuição diretamente para a atuação da equipe de Enfermagem, visto que esses profissionais estão entre os que manuseiam com

maior frequência as pranchetas. Além disso, compete ao enfermeiro a elaboração de rotinas, protocolos, capacitação de equipes e participação na escolha de produtos para limpeza/desinfecção de superfícies, enquanto integrante da CCIH, bem como do Núcleo de Segurança do Paciente (NSP).

2 OBJETIVO

2.1 Objetivo geral

- Avaliar as condições microbiológicas de pranchetas em uso em unidades de terapia intensiva clínica e cirúrgica

2.2 Objetivos específicos

- Identificar bactérias presentes em pranchetas em uso em unidades de terapia intensiva clínica e cirúrgica.
 - Avaliar o perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos das bactérias presentes em pranchetas em uso em unidades de terapia intensiva clínica e cirúrgica.
 - Verificar a presença de danos estruturais e biofilme em pranchetas em uso em unidades de terapia intensiva clínica e cirúrgica.
-

3 MATERIAIS E MÉTODO

3.1 Tipo, período e local do estudo

Estudo descritivo, de corte transversal, realizado no período de outubro de 2018 em um EAS de ensino de grande porte, situado na região Centro-Oeste do Brasil. Este dispõe de 246 leitos ativos e presta atendimento pelo Sistema Único de Saúde (SUS), para comunidade em geral, extrapolando os limites territoriais do estado, englobando atendimento para cidades vizinhas, pois conta com programas de atendimento de âmbito estadual e federal. É administrado por uma Organização Estatal vinculada ao Ministério da Educação (MEC) desde 2014 e conta com colaboradores regidos pela Consolidação das Leis Trabalhistas (CLT), bem como pelo próprio Estado (estatutário).

O EAS conta com três UTI (cirúrgica, clínica e neonatal) e o estudo foi realizado nas UTI cirúrgica e clínica, que possuem oito e seis leitos, respectivamente, e atendem pacientes do próprio hospital e regulados pelo SUS. Nas UTI, são utilizadas pranchetas de acrílico e de metal (estas em menor número) para suporte dos formulários para prescrição e evolução diárias dos pacientes. Estas pranchetas são manuseadas diariamente pela equipe multiprofissional de assistência.

No período do estudo, oito pranchetas estavam em uso na UTI cirúrgica, sendo quatro de acrílico e quatro de metal, dispostas sobre uma bancada de granito no corredor de circulação da unidade (Figura 4A, p.55)). Na UTI clínica, havia seis pranchetas em uso, sendo quatro de acrílico e duas de metal, dispostas em prateleiras, uma para cada prancheta que possuía em um dos lados, uma bancada confeccionada de Medium-Density Fiberboard (MDF) para uso das pranchetas (Figura 4B, p. 55). Em ambas unidades, no momento da diluição dos medicamentos, as pranchetas eram levadas à sala de preparo de medicamentos e devolvidas aos locais de permanência (prateleiras) após uso.

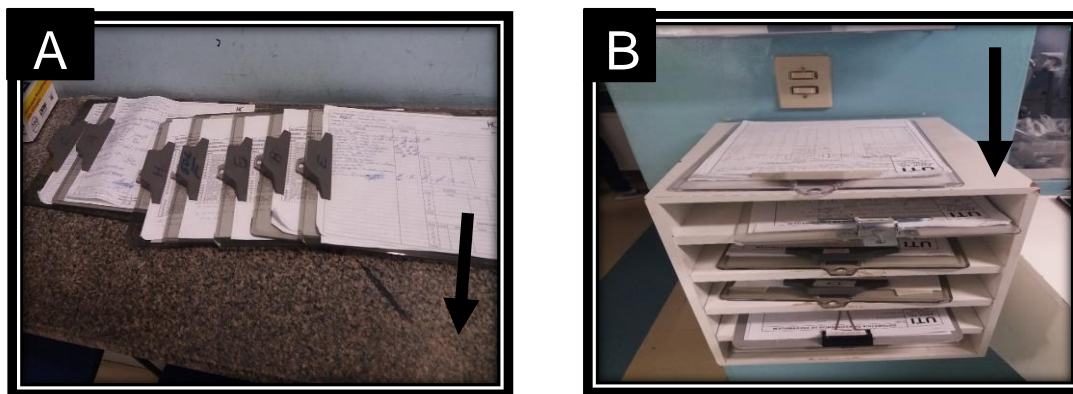


Figura 4. Visão panorâmica da disposição das pranchetas utilizadas para fixar prescrição e evolução diária de pacientes nas unidades de terapia intensiva cirúrgica (A) e clínica (B) de um hospital de ensino de grande porte. Seta indica a bancada. Goiânia, 2019. Fonte: Arquivo pessoal.

3.2 Coleta e transporte das amostras

Para o estudo, foram analisadas exclusivamente as pranchetas acrílicas (polimetil-metacrilato - PMMA) nas dimensões 330mm x 230mm x 3,2mm que já estavam em uso nas UTI. As pranchetas confeccionadas em metal não foram incluídas devido à dificuldade de secção em fragmentos necessários para realização dos testes analíticos propostos. O período para a retirada das pranchetas foi previamente acordado com os responsáveis técnicos pelas unidades.

Foram coletadas oito pranchetas de acrílico, sendo quatro da UTI cirúrgica e quatro da UTI médica. Não foram encontrados registros da data de início do uso das pranchetas nas unidades, portanto não foi possível estimar o tempo prévio de uso. Pranchetas novas, do mesmo tamanho e material, previamente submetidas à limpeza com água e sabão e desinfecção com álcool a 70%, sob fricção, foram fornecidas à unidade em substituição.

Durante a coleta, as pranchetas foram manuseadas com luvas estéreis (um par de luvas por prancheta) e depositadas, individualmente, em manta de *Spunbonded-Meltblow-Spunbonded* (SMS) esterilizadas a vapor saturado sob pressão (134° por 5 minutos), e lacradas com fita crepe. As embalagens de SMS foram identificadas com número arábico, letras do alfabeto romano e pelo tipo de UTI (Figura 5, p. 56).



Figura 5. Visão panorâmica da identificação feita em uma prancheta utilizada para fixar prescrição e evolução diária de paciente em unidades de terapia intensiva de um hospital de ensino de grande porte, após embalagem em manta de *Spunbonded-Meltblow-Spunbonded* (SMS). Goiânia, 2019. Fonte: Arquivo pessoal do autor.

Posteriormente, as pranchetas embaladas foram acondicionadas em contêiner plástico com tampa, previamente submetido à limpeza com água e sabão e desinfecção com álcool a 70%, sob fricção. Em seguida as amostras foram transportadas a temperatura ambiente ao Laboratório de Análises Microbiológicas em Saúde (LAMSA) do Instituto de Patologia Tropical de Saúde Pública (IPTSP) da Universidade Federal de Goiás (UFG).

Uma prancheta nova, com características similares às que foram repostas às UTI, foi selecionada, aleatoriamente, submetida à limpeza e desinfecção com álcool à 70%, sob fricção, para realização dos mesmos testes analíticos que as pranchetas coletadas nas UTI (controle negativo).

Uma prancheta nova, com características similares às que foram repostas às UTI, foi selecionada, aleatoriamente, submetida à limpeza e desinfecção com álcool à 70%, sob fricção, para realização dos mesmos testes analíticos que as pranchetas coletadas nas UTI (controle negativo).

3.2.1 Seleção da área de amostragem da prancheta

Para determinação da área de amostragem (áreas mais tocadas/manuseadas) da prancheta, foi realizado um período de observação direta não participante da rotina de uso/manuseio das pranchetas pelos profissionais nas UTI investigadas, durante dois dias em diferentes turnos de trabalho. A região central da parte superior (onde se encontra o clipe) e a lateral direita da prancheta (manuseada com a mão esquerda do profissional) foram as

mais tocadas/manuseadas e definidas como área da investigação. Durante este período de observação, não foi realizada limpeza/desinfecção das pranchetas por trabalhadores do hospital e também não foi identificada rotina de limpeza/desinfecção deste tipo de objeto. A figura 6 apresenta o fluxograma das etapas de observação, coleta e fragmentação das pranchetas avaliadas nas unidades de terapia intensiva.

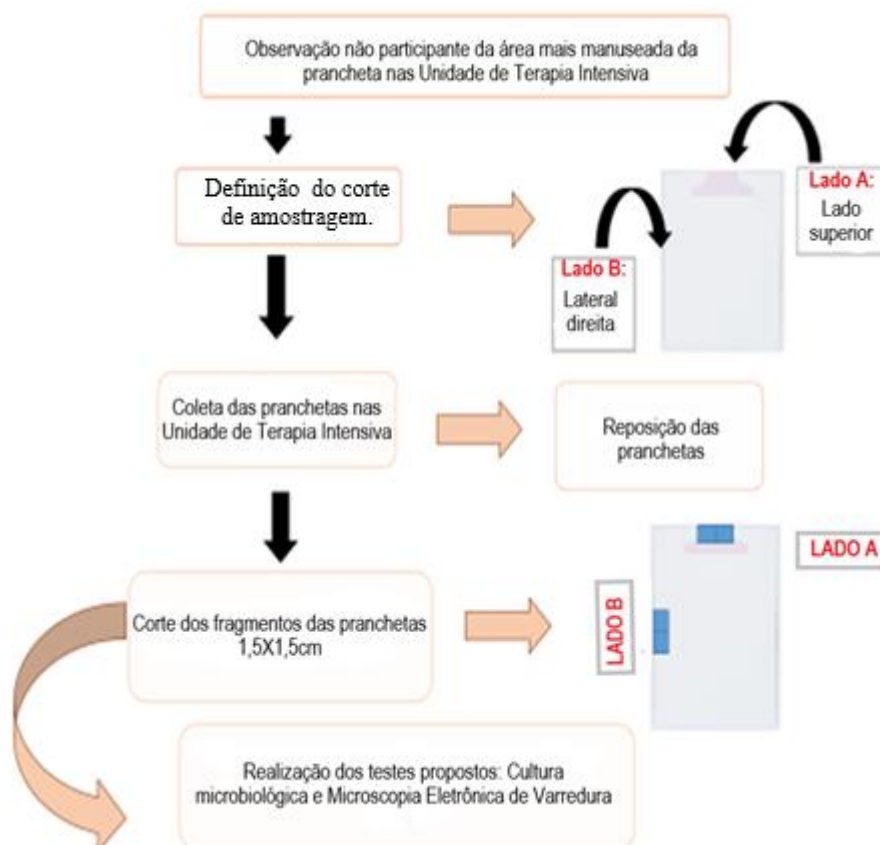


Figura 6. Fluxograma da coleta de amostras das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes de unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte. Goiânia, 2019.

3.3 Procedimentos laboratoriais

3.3.1 Secção das pranchetas

As amostras coletadas foram submetidas ao corte em fragmentos de 1,5x1,5cm (LEDWOCH *et al.*, 2018) da região central da parte superior (local do clipe) e da lateral direita (Figura 6). O corte das pranchetas foi realizado em Cabine de Segurança Biológica (CSB) (Pachane 720, São Paulo, Brasil), por meio de um disco de corte (Dremel® A420, Wisconsin, EUA), previamente submetido a esterilização por vapor saturado sob pressão (134°C por 5 minutos),

acoplada a uma ferramenta rotativa (Dremel® série 3000/F0130300- 127-220V, Wisconsin, EUA) (Figuras 7A e 7B) (COSTA *et al.*, 2018).

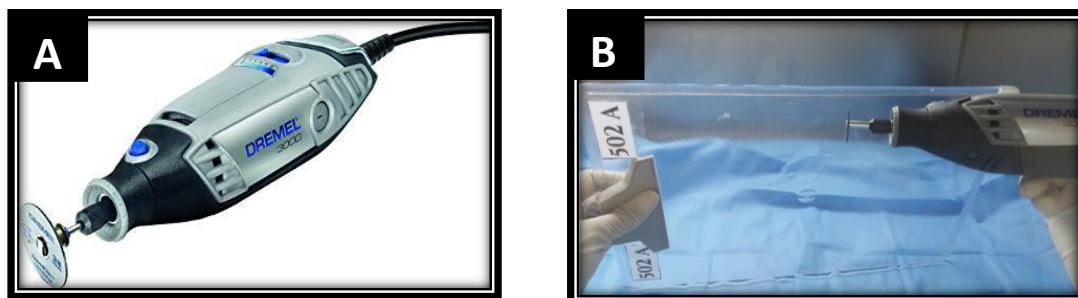


Figura 7. Visão panorâmica do aparelho de micro retífica com lâmina de corte, para obtenção dos fragmentos das pranchetas acrílicas (7A), e momento de corte dos fragmentos, em cabine de segurança biológica, das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte (7B). Goiânia, 2019. Fonte: Google Imagens/Arquivo pessoal.

Um total de quatro fragmentos foram obtidos de cada prancheta, sendo dois da parte superior (fragmentos pareados) e dois da lateral direita (fragmentos pareados), conforme ilustrado na figura 8 . Para retirada dos fragmentos da parte superior, o clipe foi removido. Os fragmentos foram selecionados aleatoriamente e submetidos aos seguintes testes analíticos:

- 1º Fragmento - Cultura microbiológica - fragmento do meio (1,5x1,5cm);
- 2º Fragmento - Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV) - fragmento do meio (1,5x1,5cm);

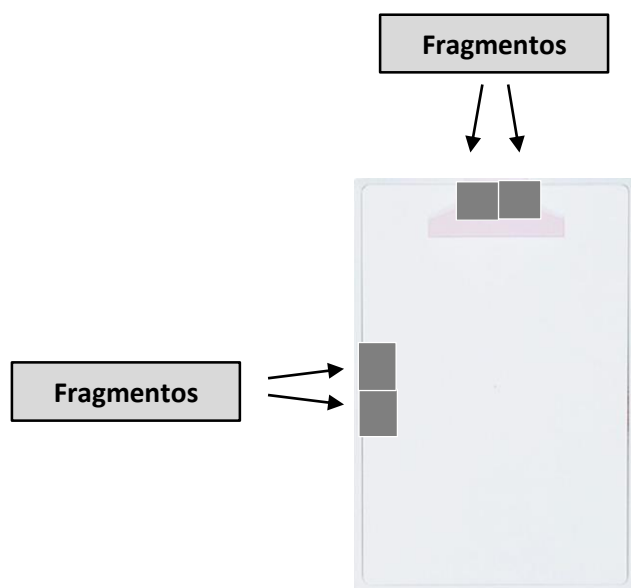


Figura 8. Esquema de secção de quatro fragmentos (1,5x1,5cm) das pranchetas utilizadas para fixar prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte. Goiânia, 2019.

3.3.2 Isolamento das bactérias (Fragmento 1): Cultura bacteriológica

Para a realização da cultura de bactérias na forma planctônica (Frasco 1) e sésseis/aderidas (Frasco 4) presentes em um mesmo fragmento (Figura 9 - p. 59), as seguintes etapas foram realizadas:

- 1º Etapa - cultura de células planctônicas (Frasco 1): os fragmentos foram imersos individualmente em 10mL de caldo de triptona de soja (*Tryptic Soy Broth* - TSB) (Figura 9 - p. 59) e submetidos à agitação em movimentos circulares (100 rpm) (*Incubator Shaker*, Tecnal 420, 220V, São Paulo, Brasil).
- 2º Etapa – os fragmentos foram submetidos a enxágues sequenciais em *Phosphate Buffered Saline* (PBS) (Frascos 2 e 3): foram transferidos, individualmente, por meio do uso de pinças ou mão enluvada com luvas cirúrgicas, para outro frasco contendo 10mL de PBS e submetidos a uma nova agitação sob as mesmas condições descritas anteriormente. Esse procedimento foi repetido entre os frascos 2 e 3, conforme figura 9 (p. 59).
- 3º Etapa – cultura de células sésseis/aderidas (Frasco 4): os fragmentos foram, individualmente, imersos em 10mL de TSB e submetido à sonicação por 10 minutos (Ultronic 1600, Brasil). O fragmento foi mantido no meio de cultura no frasco 4 para favorecer o crescimento de bactérias em biofilme.

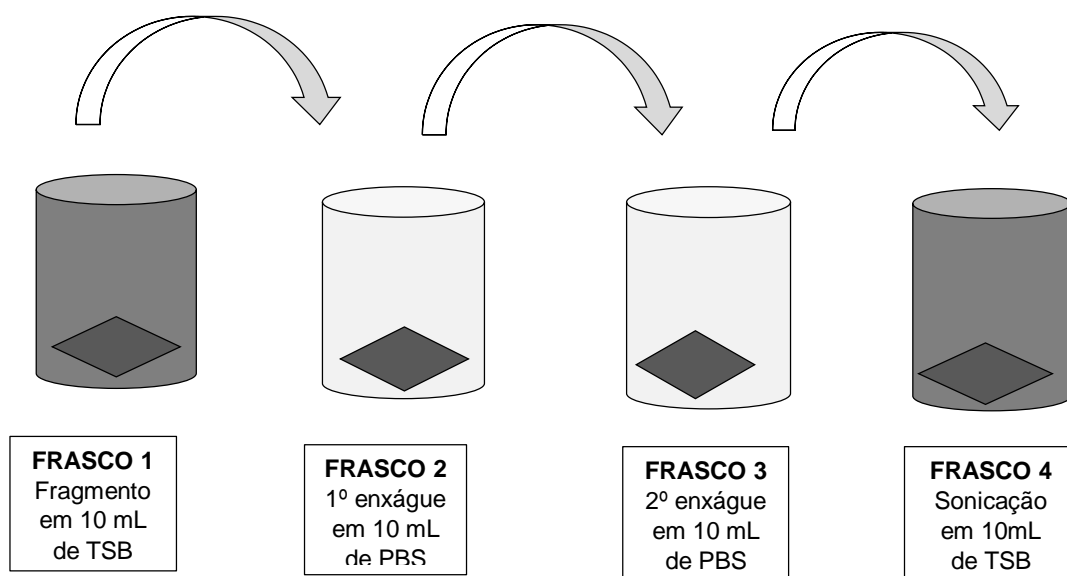


Figura 9. Processo de agitação e enxágue em *Tryptic Soy Broth* (TSB) ou *Phosphate Buffered Saline* (PBS) dos fragmentos das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte. Goiânia, 2019.

Posteriormente, os frascos 1 e 4, contendo TSB, foram incubados a 35°C por até 15 dias, sendo verificada a cada 24 horas a presença de crescimento bacteriano visível (turbidez e/ou depósito de colônias).

3.3.3 Isolamento e identificação das bactérias

Os procedimentos para isolamento e identificação de bactérias foram realizados segundo Oplustil *et al.* (2010), Winn Jr *et al.* (2012) e ANVISA (2013).

Dos meios de cultura que apresentaram turbidez (Frascos 1 e 4), 50µL foram semeados em ágar nutriente, que foi incubado a 35°C por até 48 horas. As colônias formadas foram submetidas à análise das características macroscópicas (tamanho, aspecto, cor, odor e forma) e microscópicas (coloração de Gram). De acordo com a leitura da microscopia, as colônias foram semeadas em ágar manitol salgado, se cocos gram-positivos arranjados em cachos, ágar MacConkey, se bastonetes gram-negativos, ou em ágar nutriente, se bacilos gram-positivos, e incubadas a 35°C por até 48 horas. Em seguida, as colônias puras foram semeadas em ágar nutriente e incubadas a 35°C por 24 horas. Os isolados foram então transferidos para tubos tipo *ependorfs*, em triplicata, com 1 mL de TSB, contendo 20% de glicerol, e armazenados a - 20°C, para posterior identificação bioquímica.

A identificação bioquímica dos isolados foi realizada de forma automatizada pelo sistema *Vitek 2 Compact*[®] (BioMérieux, Carolina do Norte, EUA), conforme o Manual do Sistema (2013) e em conformidade com os requisitos da norma ISO 13485, da *Food and Drug Administration* (FDA) e do *Quality System Regulation* (QSR). O equipamento é composto por um sistema de carta de microtitulação de plástico e tamanho padronizado, no qual se encontram vários orifícios/poços em formato arredondado ou cônico que abrigam os reativos responsáveis pela identificação de bactérias gram-positivas e gram-negativas. A carta para identificação fenotípica de espécies de *Staphylococcus* é a *Vitek*[®] 2 (GP). As cartas para identificação fenotípica das enterobactérias e dos bastonetes gram-negativos não fermentadores é a *Vitek*[®] 2 (GN). Para monitorar a precisão e acurácia da análise bacteriológica, cepas padrão da *American Type Culture Collection* (ATCC), como *Staphylococcus aureus* (ATCC[®] 29213), *Escherichia coli* (ATCC[®] 25922) e *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC[®] 27853) foram utilizadas como controle de qualidade das cartas do

sistema de identificação. O método de identificação automatizada das bactérias encontra-se descrito no Anexo 1 (p. 98).

3.3.4 Identificação dos bacilos gram-positivos

Os bacilos gram-positivos, armazenados conforme descrito no segundo parágrafo do item 3.3.3, foram semeados em ágar *Brain Heart Infusion (BHI)* e incubados a 35°C por 48 horas (processo de “stress” das bactérias) em aerobiose. Em seguida, colônias puras foram submetidas à análise macroscópica (pigmento, tamanho, cheiro e consistência) e à análise microscópica pela coloração de Gram, para verificar a formação, morfologia (cilíndricos, ovais, redondos ou riniformes) e disposição intracitoplasmática (central, terminal ou subterminal) dos esporos. A identificação dos bacilos se deu da seguinte forma:

- Esporulados: *Bacillus* sp.
- Irregulares ou Corineformes não esporulados: Grupo Corineforme.

A presença de *Clostridium* foi desconsiderada, pois o mesmo necessita de ambiente anaeróbio para crescimento, e de *Coxiella burnetii*, por se tratar de um bastonete gram-negativo.

Foram ainda realizadas a coloração de Ziehl-Neelsen, com a finalidade de pesquisar bactérias com álcool-ácido resistência, e a prova de produção da enzima catalase. Para este teste, parte da colônia foi misturada a uma gota de água oxigenada 3% e observada a formação de bolhas (catalase-positiva) (ANVISA, 2008; ANVISA, 2010; ANVISA, 2013).

3.3.5 Perfil de suscetibilidade das bactérias isoladas aos antimicrobianos (antibiograma)

A avaliação da suscetibilidade das bactérias aos antimicrobianos também foi realizada por método automatizado pelo sistema *Vitek 2 Compact*[®] (*BioMérieux*), segundo instruções de uso do fabricante, que é baseada na detecção da Concentração Inibitória Mínima (CIM). Os valores da CIM são determinados para cada antimicrobiano de acordo com o *Clinical and Laboratory Standards Institute* (2018).

Para realização do teste, foi preparado um inóculo conforme já descrito para a identificação. Foi transferido o volume fixo de 280µL, utilizando uma pipeta automática padronizada, para um tubo de plástico esterilizado contendo 3,0 mL de solução salina.

Em seguida, foi adicionado em cada tubo uma colônia pura por meio de *swab* esterilizado, homogeneizada pelo vórtex e sua turbidez comparada a escala de MacFarland (0,5 - 0,63 McF) e confirmada pelo *densicheck*. Após a confirmação da escala, os inóculos foram transferidos para a cassete do *Vitek 2 Compact*[®] para prosseguir a análise. Para o antibiograma dos *Staphylococcus* spp., foram utilizadas cartas ASTP585 e para o antibiograma das *Enterobacteriaceae* e BGNNF, foram utilizadas cartas AST-N239.

Para monitorar a precisão e acurácia da análise bacteriológica, cepas padrão da *American Type Culture Collection* (ATCC), como *Staphylococcus aureus* (ATCC[®] 29213), *Escherichia coli* (ATCC[®] 25922) e *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC[®] 27853) foram utilizadas como controle de qualidade das cartas do sistema de antibiograma *Vitek 2 Compact*[®]. O método automatizado para determinar o perfil de suscetibilidade das bactérias aos antimicrobianos encontra-se descrito no Anexo 2 (p. 101). O perfil de suscetibilidade bacteriana ao antimicrobiano foi classificado como recomendado por Magiorakos *et al.* (2012).

Bacilos gram-positivos e bactérias identificadas como do gênero *Micrococcus* não foram submetidos ao teste de suscetibilidade aos antimicrobianos.

3.3.6 Detecção de biofilme (Fragmento 2) - Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)

A presença de danos e de biofilme foi verificada por meio de MEV em um fragmento de cada prancheta (parte superior ou lateral), incluindo da prancheta sem uso prévio, totalizando nove fragmentos. Para seleção dos fragmentos em cada prancheta, utilizou-se como critério aquele que apresentava bactéria(s) mais relevante(s) em relação à patogenicidade e no contexto das IRAS.

Para realização da microscopia, os fragmentos foram seccionados nas dimensões de 1,5x1,5cm (Figura 8 - p. 58) (LEDWOCH *et al.*, 2018). Cada fragmento foi submetido a quatro processos de enxágue em 10mL de PBS e

agitação em movimentos circulares (100 rpm) (*Incubator Shaker, Tecnal 420*, 220V, São Paulo, Brasil), por um minuto cada (Frascos 1, 2, 3 e 4) (Figura 10). A transferência dos fragmentos de um frasco para outro se deu por meio do uso de mão enluvada com luvas cirúrgicas.

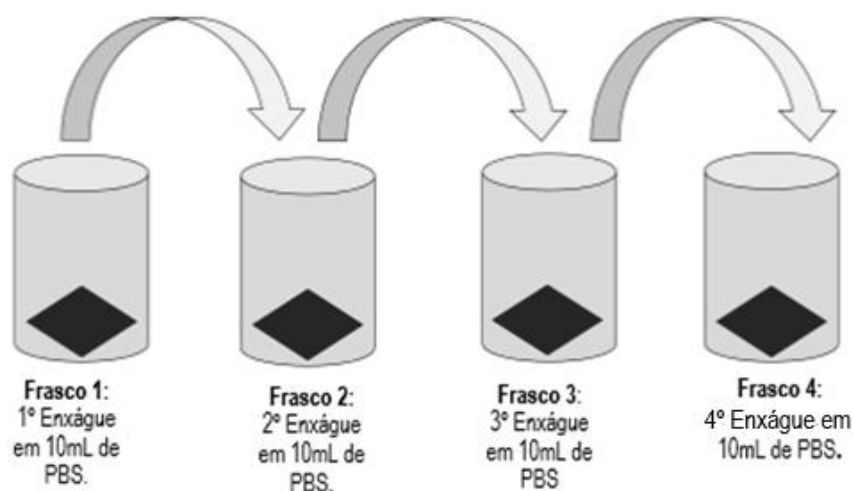


Figura 10. Etapa de enxágue e sonicação em *Phosphate Buffered Saline* (PBS) dos fragmentos das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte. Goiânia, 2019.

Em seguida, os fragmentos foram preparados por meio de fixação em glutaraldeído a 2,5% em tampão fosfato de sódio (0,1M pH 7.2) durante 24 horas. Após esse período, as amostras foram encaminhadas ao Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução da Universidade Federal de Goiás (LabMic/UFG).

Os fragmentos foram lavados por três vezes, por 10 minutos, em tampão fosfato de sódio (0,1M pH 7.2) e, posteriormente, foram desidratados em diferentes concentrações de etanol (50%, 70%, 80%, 90% e 100%), durante 5 minutos cada, seguidas por três enxágues em *Hexamethyldisilazane* (*Sigma-Albrich*, EUA), por 6 minutos cada, e secagem em CSB Classe II durante 24 horas. As amostras foram montadas, com a parte posterior da prancheta para cima (parte mais tocada e não coberta pelos formulários), em bases de metal (*stubs*), com auxílio de tinta condutora *Colloidal Graphite* (Cat. #12660, Pennsylvania, EUA), seguida por revestimento por pulverização com filme de ouro (20nm) (*Denton Vacuum - Desk V; Morristown; New Jersey, USA*) (Figura 11^a – p. 64).

Os fragmentos foram analisados por microscópio modelo *JSM-6610* (JEOL, Tóquio, Japão) (Figura 11B), com tensão de aceleração de 05 kV e *spot size* 30-40. O escaneamento padronizado para todas as amostras foi realizado em linhas retas horizontais (380 μ m cada *frame*), com distância de 280 μ m entre elas, em movimento de vai e vem (da direita para esquerda). A presença de um aglomerado de células aderidas à superfície e imersas em EPS foram consideradas biofilme (VICKERY *et al.*, 2012).



Figura 11. Vista panorâmica do sistema para deposição de filmes de ouro, *Denton Vacuum, Desk V* (Morristown; New Jersey, USA) equipado com acessório de carbono (Figura 11A) e Microscópio Eletrônico de Varredura (MEV), (JEOL, JSM – 6610, Tokyo, Japão) (Figura 11B). Goiânia, 2019. Fonte: <https://www.labmic.ufg.br/n/45787> - Laboratório Multiusuário de Microscopia de Alta Resolução da Universidade Federal de Goiás (LabMic/ UFG).

3.4 Aspectos ético-legais

Antecedendo o início do período de observação para definição dos locais de coleta das amostras, obteve-se a autorização mediante solicitação do consentimento dos enfermeiros responsáveis técnicos pelas UTI, das enfermeiras assistenciais que acompanharam o processo de observação e das enfermeiras da CCIH.

Este trabalho integra o projeto âncora, intitulado “Biofilmes e microbioma em superfícies de unidades de terapia”, aprovado em Comitê de Ética em Pesquisa, sob protocolo 1.447.439, segundo recomendações brasileiras (BRASIL, 2012) (Anexo 3, p. 102).

4. RESULTADOS

Foram avaliadas um total de oito pranchetas em uso nas UTI cirúrgica e clínica (quatro de cada unidade) e uma prancheta nova (sem uso prévio).

Um total de 16 fragmentos (das áreas mais frequentemente tocadas/manuseadas) das oito pranchetas acrílicas em uso nas UTI foram submetidos à cultura bacteriológica, sendo oito fragmentos da parte superior e oito da lateral direita. Os resultados das culturas bacteriológicas encontram-se apresentados no quadro 7 (p. 66 e 67).

Crescimento bacteriano foi verificado na parte superior e/ou lateral direita de todas as pranchetas em uso em ambas as UTI. Em uma prancheta da UTI clínica (Prancheta 1) não houve crescimento bacteriano na lateral direita. Na maioria dos casos ($n = 6$), o tipo de bactéria isolado da parte superior e da lateral direita da mesma prancheta foi diferente. O isolamento do mesmo tipo de micro-organismo foi verificado em duas pranchetas da UTI cirúrgica (Pranchetas 2 e 4) (Quadro 7 - p. 66 e 67).

Quanto à cultura do primeiro enxágue (Frasco 1) e do fragmento (Frasco 4), foi observado crescimento bacteriano apenas na cultura do primeiro enxágue ou apenas na cultura do fragmento ($n = 2/16$) na lateral direita de uma prancheta da UTI clínica (prancheta 4) e de uma prancheta da UTI cirúrgica (prancheta 3), respectivamente (Quadro 7 - p. 66 e 67). Para os demais casos, em que houve crescimento em ambas as culturas (primeiro enxágue e fragmento) ($n = 14/16$), na maioria ($n = 9/14$), o tipo de bactéria isolada no primeiro enxágue (Frasco 1) foi diferente daquele isolado na cultura do fragmento (Frasco 4).

Quadro 7. Distribuição das bactérias isoladas na cultura do primeiro enxágue e do fragmento de pranchetas (n = 08) utilizadas em unidades de terapia intensiva (UTI) cirúrgica e clínica perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos (ATB) das bactérias* isoladas. Goiânia-GO, 2019. (Continua)

Pranchetas em uso na UTI cirúrgica					
Prancheta	Parte	Bactérias isoladas na cultura do primeiro enxágue	Perfil de suscetibilidade aos ATB (ATB que apresentou resistência)	Bactérias isoladas na cultura do fragmento	Perfil de suscetibilidade aos ATB (ATB que apresentou resistência)
01	Superior	<i>Bacillus</i> sp.	-	<i>Staphylococcus aureus</i>	Sensível a todos
	Lateral Direita	<i>Micrococcus luteus/lylae</i>	-	<i>Staphylococcus pseudintermedius</i>	Multirresistente: Eritromicina e Oxacilina**
				<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Multirresistente: Clindamicina e Eritomicina (MLS _b) #
02	Superior	<i>Bacillus</i> sp.	-	Grupo Corineformes	-
	Lateral direita	<i>Staphylococcus warneri</i>	Multirresistente: Clindamicina e Eritomicina (MLS _b) #	<i>Bacillus</i> sp.	-
03	Superior	<i>Staphylococcus aureus</i>	Resistente: Eritromicina	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	Multirresistente: Oxacilina**
		<i>Staphylococcus warneri</i>	Resistente: Vancomicina		
	Lateral Direita	-	-	<i>Bacillus</i> sp.	-
04	Superior	<i>Staphylococcus haemolyticus</i>	Multirresistente: Clindamicina, Eritomicina, Gentamicina, Oxacilina e Levofloxacino	Grupo Corineformes	-
				<i>Staphylococcus warneri</i>	Sensível a todos ATB
	Lateral Direita	<i>Staphylococcus warneri</i>	Resistente: Eritromicina	<i>Staphylococcus warneri</i>	Sensível a todos ATB

*Não foi realizado antibiograma dos *Micrococcus* e *Bacillus*. ** Resistência à oxacilina confere resistência às demais classes de ATB β-lactâmico. #Resistência induzida aos Macrolídeos, Lincosamina e Estreptogramina b.

Quadro 7. Distribuição das bactérias isoladas na cultura do primeiro enxágue e do fragmento de pranchetas (n = 08) utilizadas em unidades de terapia intensiva (UTI) cirúrgica e clínica e perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos (ATB) das bactérias* isoladas. Goiânia-GO, 2019. (Conclusão)

Pranchetas em uso na UTI clínica					
Prancheta	Parte	Bactérias isoladas na cultura do primeiro enxágue	Perfil de suscetibilidade aos ATB (ATB que apresentou resistência)	Bactérias isoladas na cultura do fragmento	Perfil de suscetibilidade aos ATB (ATB que apresentou resistência)
01	Superior	<i>Bacillus</i> sp. <i>Bacillus</i> sp.	- -	<i>Pantoea agglomerans</i>	Resistente: Ampicilina e Cefoxitina
	Lateral Direita	-	-	-	-
02	Superior	<i>Bacillus</i> sp.	-	<i>Pantoea agglomerans</i>	Resistente: Ampicilina e Cefoxitina
	Lateral Direita	<i>Micrococcus luteus/lylae</i>	-	<i>Micrococcus luteus/lylae</i>	-
03	Superior	Grupo Corineformes	-	Grupo Corineformes	-
	Lateral Direita	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	***	<i>Staphylococcus warneri</i>	Multirresistente: Oxacilina**
04	Superior	<i>Staphylococcus haemolyticus</i>	Multirresistente: Clindamicina, Eritomicina, Gentamicina, Oxalinina, Levofloxacino e Trimetropim/Sulfametoxazol	<i>Staphylococcus capitis</i>	Resistente: Rifampicina
	Lateral Direita	<i>Enterococcus faecium</i>	Sensível a todos ATB	-	-

*Não foi realizado antibiograma dos *Micrococcus* e *Bacillus*. ** Resistência à oxacilina confere resistência às demais classes de ATB β -lactâmico *** Não identificado devido falha na carta de identificação.

Um total de 32 bactérias foram isoladas das pranchetas das duas UTI investigadas (Quadro 7, p. 66 e 67 e Tabela 1), sendo que a parte superior apresentou maior número de isolados (n = 19). Dois tipos de bactérias foram isolados na cultura do primeiro enxágue (Frasco 1) de uma prancheta (prancheta 3) e da cultura do fragmento (Frasco 4) de duas pranchetas (pranchetas 1 e 4) da UTI cirúrgica (Quadro 7 - p. 66).

A maioria das bactérias isoladas era gram-positiva (n = 30) e pertencia aos gêneros *Staphylococcus* (n = 15) e *Bacillus* (n = 7) (Tabela 1). Bactérias patogênicas, *S. aureus*, *S. epidermidis* e *E. faecium*, foram isoladas de quatro pranchetas distintas, sendo duas pranchetas da cirúrgica e duas da clínica (Quadro 7 – p. 66 e 67).

Tabela 1. Número de bactérias isoladas de pranchetas (n = 08) utilizadas em unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica. Goiânia-GO, 2019.

Espécies, gêneros ou grupo bacteriano	N
<i>Bacillus</i> sp.	07
<i>Staphylococcus warneri</i>	06
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	03
<i>Micrococcus luteus/lylae</i>	03
Grupo Corineformes	04
<i>Staphylococcus haemolyticus</i>	02
<i>Staphylococcus aureus</i>	02
<i>Pantoea agglomerans</i>	02
<i>Staphylococcus pseudintermedius</i>	01
<i>Staphylococcus capitis</i>	01
<i>Enterococcus faecium</i>	01
TOTAL	32

Quanto ao perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos das bactérias avaliadas (n = 17), sete bactérias multirresistentes foram isoladas de seis pranchetas da UTI cirúrgica e duas da clínica, incluindo: *S. epidermidis* resistente à oxacilina e ao grupo Macrolídeos, Lincosamina e Estreptogramina B (MLSb). *S. haemolyticus* isolados apresentam resistência a uma ampla gama de antimicrobianos de diferentes classes (Quadro 7, p. 66). Resistência à vancomicina foi verificada em *S. warneri*. *Pantoea agglomerans* isoladas de

duas pranchetas da UTI clínica (Pranchetas 1 e 2) apresentaram-se resistentes à ampicilina e à cefoxitina.

A cultura do fragmento (Frasco 4) da parte superior da prancheta nova (sem uso prévio) foi positiva para *Pasteurella pneumotropica*, que foi sensível a todos os antimicrobianos avaliados.

Os fragmentos de todas as pranchetas apresentaram danos estruturais e/sujidade (Figura 12 – p. 70), como orifícios, fissuras, ranhuras e/ou irregularidades, incluindo o fragmento da prancheta nova (sem uso prévio), que apresentou orifícios e irregularidades. Estrutura sugestiva de biofilme ou presença de células aderidas isoladamente foi observada em seis pranchetas (Figura 13 – p. 71). A presença de biofilme foi detectada em duas pranchetas, no fragmento da parte superior de uma prancheta da UTI cirúrgica (Prancheta 1) e da lateral direita de uma prancheta da UTI clínica (Prancheta 3) (Figura 14 – p. 72).

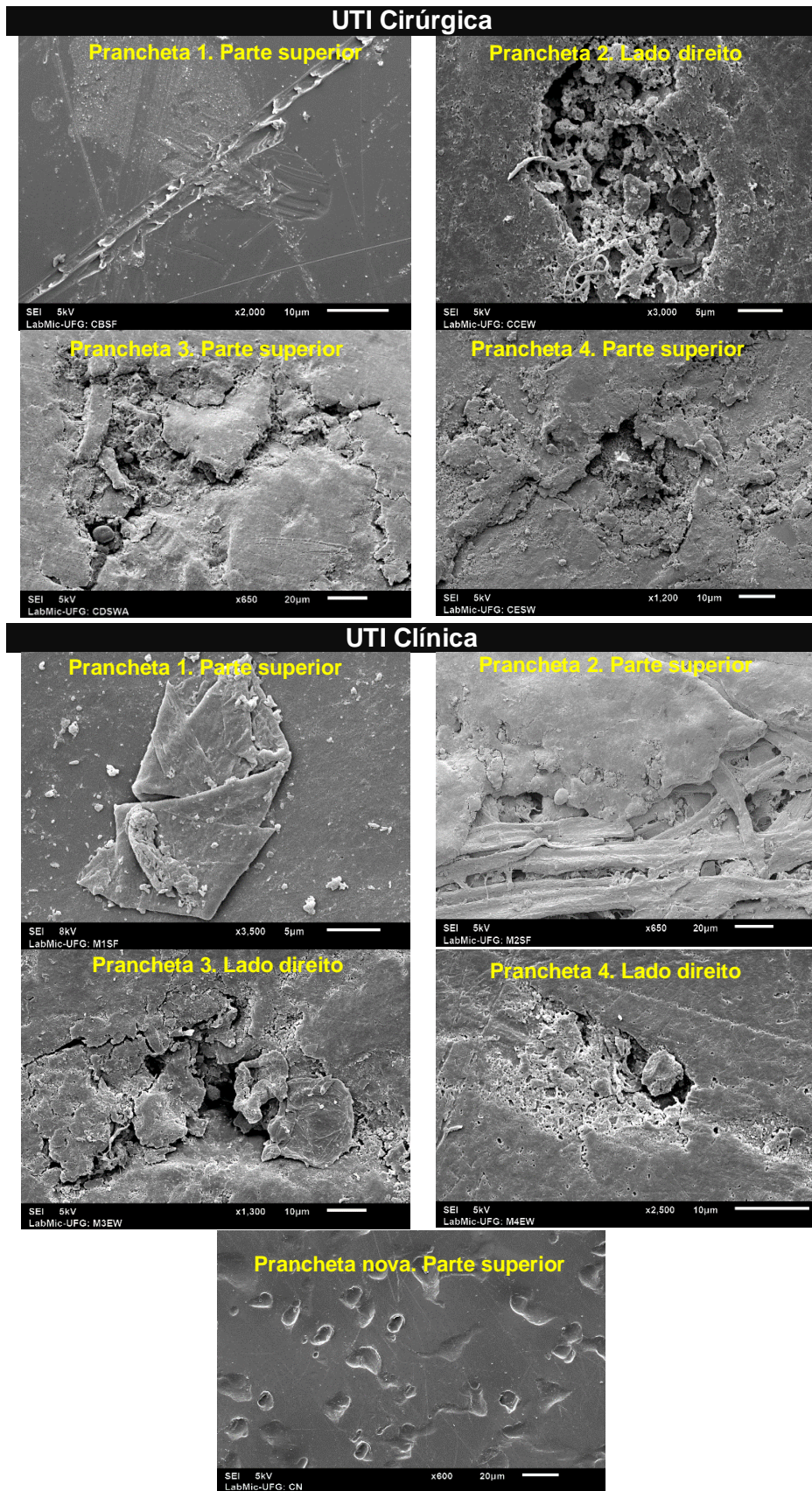


Figura 12. Imagens obtidas de microscopia eletrônica de varredura de sujidade e/ou danos estruturais na superfície das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte. Goiânia-GO, 2019.

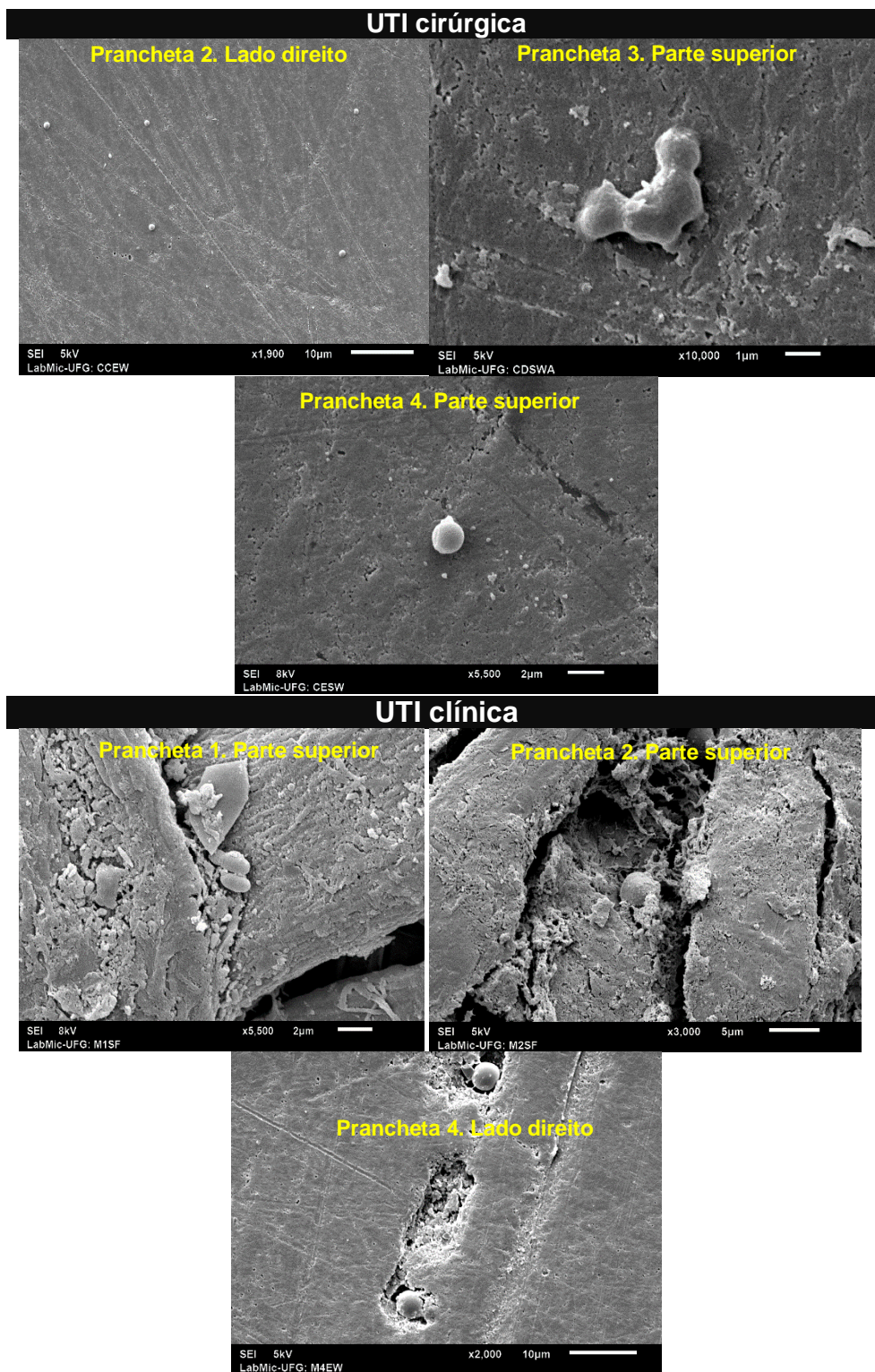


Figura 13. Imagens obtidas de microscopia eletrônica de varredura de estruturas sugestivas de biofilme ou células aderidas isoladamente na superfície de pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte. Goiânia-GO, 2019.

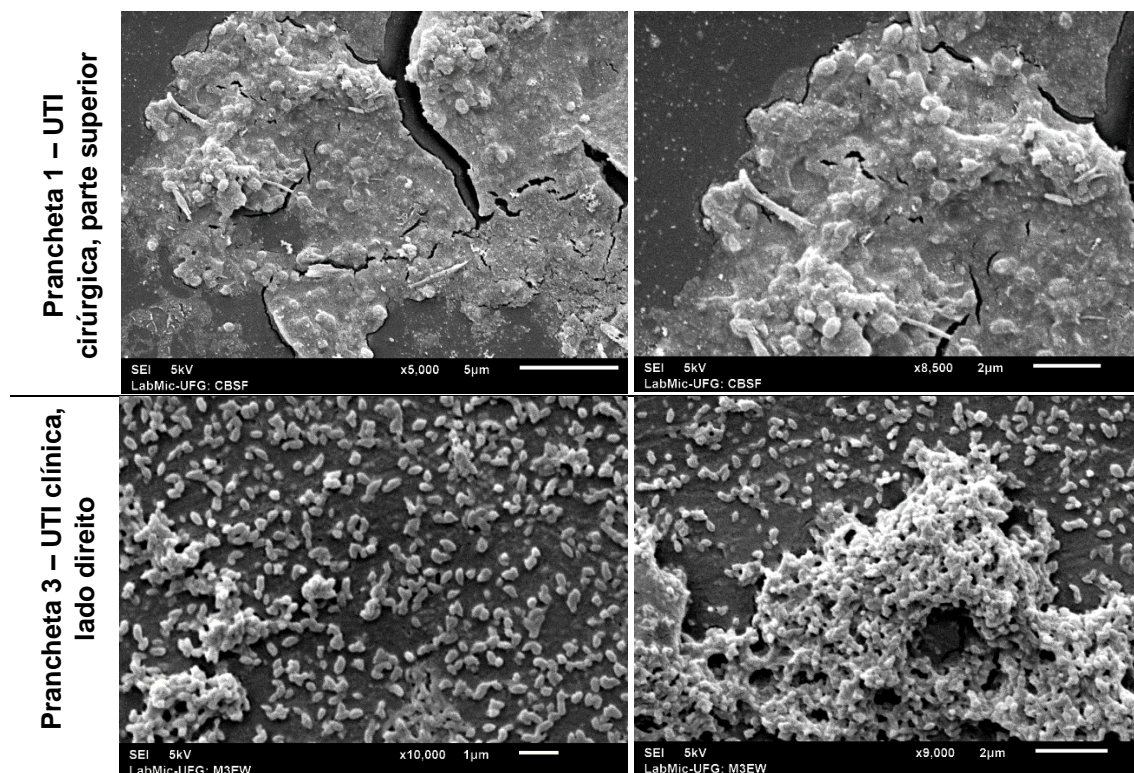


Figura 14. Imagens obtidas de microscopia eletrônica de varredura de biofilme extenso na superfície das pranchetas acrílicas utilizadas para fixar a prescrição e evolução diária de pacientes das unidades de terapia intensiva (UTI) cirúrgica e clínica de um hospital de ensino de grande porte. Goiânia-GO, 2019.

5. DISCUSSÃO

A contaminação de pranchetas acrílicas utilizadas para fixar prescrição e evolução diárias de pacientes internados em UTI, portanto de alto risco para infecção, foi avaliada neste estudo. Esses objetos são diariamente tocados/manuseados com elevada frequência por diferentes categorias profissionais, uma vez que a descrição e/ou a consulta à prescrição e à evolução dos pacientes são ações essenciais para a assistência em saúde.

Na realidade encontrada em muitos países de média a baixa renda, como o Brasil, e até mesmo em países desenvolvidos como Reino Unido (*THE WORLD BANK*, 2019), esses registros encontram-se em formulários impressos e, uma das formas utilizadas para fixá-los/armazená-los, é por meio de prancheta (LEDWOCH *et al.*, 2018)

A elevada frequência de manuseio desses objetos destinados ao armazenamento de formulários para prescrição e evolução de pacientes foi evidenciada por Cheng *et al.* (2015), em um hospital de ensino de Hong Kong. Estes autores observaram que entre os itens mais manuseados pelos Trabalhadores da área de Saúde (TAS) em três enfermarias destinadas a cuidados de clínica médica, cirúrgica e neurologia (30 leitos), as superfícies destinadas ao registro de informações de pacientes (*patient's files*) foi uma das 10 mais tocadas, sendo que médicos e enfermeiros tocaram esses objetos 1,35 e 1,32 vezes mais do que tocaram o paciente, respectivamente. Nesse mesmo estudo, essas superfícies foram mutualmente tocadas por pacientes, profissionais e visitantes, por 617 vezes (durante 33 dias/66 horas de observação), que corresponde a um média de 9,3 toques por hora.

No Reino Unido, Smith *et al.* (2012) demonstrou que aproximadamente 2 de cada 3 TAS (n= 77) que entraram em uma enfermaria manusearam superfícies próxima ao paciente, sendo prontuários os mais tocados (n=37/74). Ainda, foi evidenciado que apenas 25% desses trabalhadores realizaram HM antes e depois de adentrar na enfermaria.

Para fins de discussão desta pesquisa, devido à similaridade quanto à finalidade de uso e frequência de manuseio, foram reportados achados de investigações sobre a contaminação de diferentes objetos utilizados para

armazenar a prescrição e a evolução diárias de pacientes, como fichários, pastas, papeletas e mesmo teclados de computadores (prontuário eletrônico).

Contaminação bacteriana foi verificada nas áreas mais tocadas de todas as pranchetas (parte superior e/ou lateral direita) em uso nas UTI investigadas no presente estudo. Resultados similares foram reportados em outros estudos realizados com objetos que possuem a mesma finalidade em uso em UTI (ALOTHMAN *et al.*, 2003; PANHOTRA *et al.*, 2005; TENG *et al.*, 2009; CHEN *et al.*, 2014; TOPALDI *et al.*, 2014; TAJEDDIN *et al.*, 2016; LEDWOCH *et al.*, 2018). Vale destacar que prontuários de UTI evidenciaram maior frequência de contaminação do que os utilizados em enfermarias. Panhotra *et al.* (2005) demonstraram que prontuários de UTI eram 17,6 vezes mais contaminados que os de enfermarias cirúrgicas. Teng *et al.* (2009) e Chen *et al.* (2014) também verificaram que prontuários de UTI apresentaram maior frequência de contaminação que os de enfermarias, 90% e 72,2%, e 83,2% e 63,5%, respectivamente.

A maior frequência de contaminação dos prontuários no ambiente restrito de UTI pode estar relacionada ao tipo de paciente crítico que recebem, frequentemente com quadros infecciosos. Pacientes graves requerem mais cuidados, incluindo procedimentos invasivos, e, conseqüentemente, mais contato com as mãos de TAS, o que propicia a maior transferência de micro-organismos (TENG *et al.*, 2009; CHEN *et al.*, 2014; PANHOTRA *et al.*, 2015).

A predominância de bactérias diferentes na parte superior e lateral direita de uma mesma prancheta, bem como na cultura do primeiro enxágue e do fragmento de uma mesma amostra, revela a heterogeneidade da microbiota presente nas UTI, assim como a diversidade de bactérias capazes de persistirem viáveis em superfícies secas. Por meio de técnicas de biologia molecular (sequenciamento genético), tem sido evidenciada ampla diversidade da composição da microbiota presente em fragmentos de superfícies tocadas em UTI. Ledwoch *et al.* (2018) identificaram uma média de 18 espécies de bactérias por amostra coletada de três hospitais do Reino Unido, incluindo prontuários/teclados de UTI. Johani *et al.* (2018), em uma UTI da Arábia Saudita, detectaram até 85 gêneros bacterianos por amostra coletada, totalizando 115 gêneros em todas as amostras, de UTI adulto e pediátrica, sendo que pranchetas

e arquivos de pacientes estavam entre as amostras avaliadas. Costa *et al.* (2019) evidenciaram 170 gêneros de bactérias, considerando todas as amostras coletadas de UTI de dois hospitais gerais brasileiros.

A parte superior das pranchetas apresentou crescimento bacteriano em todas as culturas (100%) e maior número de diferentes bactérias isoladas. Esse achado pode estar relacionado ao fato de que essa área contém um clipe, que recobre a parte frontal da superfície de onde os fragmentos para as análises deste estudo foram extraídos/removidos (porção central) (Figura 9 - p. 59). Esse clipe é preso à superfície por duas molas metálicas, não desmontáveis/removíveis, que não permitem limpeza/desinfecção da área onde estão fixadas, apesar de permitirem a entrada de sujeira, propiciando assim a permanência/reservatório de micro-organismos.

Nesse sentido, vale destacar que a implementação de prontuários eletrônicos, uma tendência mundial, também impõe desafio para o processo de limpeza e desinfecção de superfícies, visto que os teclados de computadores, geralmente, possuem reentrâncias entre as teclas que são acessíveis à sujeira, porém não permitem ou dificultam o processo de limpeza e desinfecção. Vários estudos têm demonstrado a presença de bactérias patogênicas nestas superfícies (WILSON *et al.*, 2005; ANDERSON *et al.*, 2009; LEDWOCH *et al.*, 2018; COSTA *et al.*, 2019).

A maioria das bactérias isoladas das pranchetas avaliadas neste estudo pertencia aos gêneros *Staphylococcus*, predominantemente aqueles do grupo *Staphylococcus* coagulase-negativa (SCN), e *Bacillus*, em concordância com os achados de outras investigações similares realizadas em UTI e/ou enfermarias (TENG *et al.*, 2009; CHEN *et al.*, 2014; TOPALDI *et al.*, 2014; THAPA *et al.*, 2017; LEDWOCH *et al.*, 2018). Ambos os gêneros possuem espécies de bactérias que integram a microbiota da pele dos seres humanos, o que inclui as mãos (ANVISA, 2014; MURRAY *et al.*, 2017), ressaltando assim o papel das mãos dos TAS como fonte/veículo de micro-organismos e a importância de sua higienização antes e após o contato com prontuários (BEBBIGTON *et al.*, 2003; PANHOTRA *et al.*, 2005; TENG *et al.*, 2009), além das outras situações descritas nos “cinco momentos para HM” em EAS (WHO, 2009).

A realização da HM antes e após manusear uma superfície evita a disseminação de patógenos, bem como contribui para não elevação da carga microbiana na superfície, o que favorece os processos de limpeza e desinfecção. Entretanto, como evidenciado por Wilson *et al.* (2006) e Fitzgerald *et al.* (2013), a taxa de adesão à HM após tocar o paciente e antes de tocar a superfície destinada à prescrição e evolução do paciente em UTI (prontuário eletrônico) é baixa (9,3% e 14%, respectivamente). Estudo realizado na Inglaterra por Wilson *et al.* (2008) revelou que teclados de computadores e “*mouse*” foram tocados em média de 15,7 vezes por hora, sendo 4,7 com e 11 sem luvas, e a HM realizada em 27% dessas oportunidades.

Embora os TAS terem conhecimento acerca da necessidade e da importância da HM, a adesão a essa prática nos momentos oportunos é baixa em decorrência de diversos fatores (ADEGBOYE *et al.*, 2018; HAMMERSCHMIDT; MANSER, 2019, BELELA-ANACLETO *et al.*, 2019), incluindo aqueles relacionados a crenças, como o fato de não crer no potencial de transmissão de patógenos por meio das mãos, o que os leva agir de forma insegura ao não higienizá-las (ARAGON *et al.*, 2005). Essa premissa aponta que mais que elaborar estratégias multimodais para aumento da adesão à HM, faz-se necessário que estas estratégias sejam rotineiras nos EAS (ADEGBOYE *et al.*, 2018; BELELA-ANACLETO *et al.*, 2019; HAMMERSCHMIDT; MANSER, 2019).

Pantoea agglomerans com mesmo perfil de resistência aos antimicrobianos, ampicilina e cefoxitina, foram isoladas de duas pranchetas da UTI clínica (Pranchetas 1 e 2) no presente estudo. Essa bactéria pertence ao grupo das *Enterobacteriaceae* e é frequentemente encontrada em plantas, animais, água, solo, poeira e ar e, ocasionalmente, em seres humanos (DUTKIEWICZ *et al.*, 2015), podendo atuar como agente infeccioso oportunista em pacientes imunocomprometidos (MAKI *et al.*, 1976; YABLON *et al.*, 2017; BÜYÜKCAM *et al.*, 2018).

Bactérias isoladas de pacientes internados nas UTI não foram avaliadas no presente estudo. Entretanto, similaridade do perfil de multirresistência aos antimicrobianos entre bactérias isoladas de prontuários e pacientes foi reportada em estudos realizados por Panhotra *et al.* (2005) e Teng *et al.* (2009), sugerindo

transmissão dos micro-organismos, possivelmente por meio das mãos dos TAS. Tajeddin *et al.* (2016) demonstraram a similaridade do perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos entre as bactérias isoladas das mãos de TAS e superfícies da zona do paciente em UTI, sendo que prontuários foram incluídos entre as superfícies investigadas.

Dentre as espécies bacterianas patogênicas relevantes no contexto das IRAS e que foram isoladas das pranchetas de ambas as UTI investigadas neste estudo, encontram-se *S. aureus*, *E. faecium* e *S. epidermidis*. Destaca-se que outros estudos que investigaram a contaminação de prontuários reportaram o isolamento de MRSA e/ou VRE dessas superfícies (ALOTHMAN *et al.*, 2003; BEBBINGTON *et al.*, 2003; PANHOTRA *et al.*, 2005; TENG *et al.*, 2009; CHEN *et al.*, 2014; TOPALDI *et al.*, 2014; THAPA *et al.*, 2017; LEDWOCH *et al.*, 2018).

S. epidermidis pertence ao grupo SCN, cujas espécies integrantes foram, no passado, consideradas como contaminantes (KLOOS; BANNERMAN, 1994; PIETTE; VERSCHRAEGEN, 2009). Todavia, atualmente, SCN, principalmente *S. epidermidis* e *S. haemolyticus*, encontram-se entre os agentes etiológicos mais frequentemente envolvidos em casos de IRAS, predominante em clientes imunocomprometidos (MACK *et al.*, 2007; ROGERS; FEY; RUPP, 2009; NAHA *et al.*, 2015; BOROONI *et al.*, 2019). Sobretudo, em virtude do uso mais frequente de dispositivos implantáveis e aos avanços de métodos laboratoriais que permitem a identificação de bactérias envolvidas em processos infecciosos (KLOOS; BANNERMAN, 1994; DIEKEMA *et al.*, 2001; MACK *et al.*, 2007; PIETTE; VERSCHRAEGEN, 2009; ROGERS; FEY; RUPP, 2009).

Adicionalmente, as espécies bacterianas integrantes do grupo SCN têm se destacado devido ao perfil de resistência que apresentam aos antimicrobianos (DIEKEMA *et al.*, 2001; MACK *et al.*, 2007; ROGERS; FEY; RUPP, 2009). Esse fato foi confirmado no presente estudo, visto que 10 dos 13 SCN isolados das pranchetas apresentaram resistentes ou multirresistentes aos antimicrobianos. Dentre eles, predominou o perfil de resistência à oxacilina, como *S. epidermidis* (*Methicillin-resistant Staphylococcus epidermidis* - MRSE), *S. pseudintermedius*, *S. warneri* e *S. haemolyticus*, sendo a maioria da UTI cirúrgica. A resistência a esse antimicrobiano é importante, pois confere resistência cruzada aos demais antimicrobianos beta-lactâmicos, entre outros

amplamente empregados na prática terapêutica das infecções causadas por *Staphylococcus* sp. (ROSSI; ANDREAZZI, 2005; CLSI, 2019). Nesse sentido, ressalta-se ainda o perfil de resistência dos *S. haemolyticus* isolados de pranchetas das duas UTI investigadas neste estudo a cinco ou seis classes de antimicrobianos.

Resistência induzível ao grupo MLS_b também foi detectada entre os SCN, *S. epidermidis* e *S. warneri*, assim como *S. warneri* resistente à vancomicina, isolados das pranchetas da UTI cirúrgica. A importância desses resultados se traduz na atuação de superfícies amplamente tocadas por TAS como reservatórios de agentes patogênicos e potencialmente patogênicos com fenótipos de resistência a múltiplos antimicrobianos, o que reduz as opções terapêuticas em caso de infecções.

Outro fato relevante em relação ao perfil de resistência de SCN aos antimicrobianos é a atuação das espécies desse grupo como reservatórios de genes de resistência que podem ser transferidos a outras espécies, como para *S. aureus* (HANSSEN; SOLLID, 2006; IBRAHEM *et al.*, 2009). Berglund e Söderquist (2008) identificaram a possível transferência horizontal de *Staphylococcal Cassette Chromosome mec* (SCCmec) de *S. haemolyticus* resistente à metilina para *S. aureus*, resultando em um novo clone de MRSA, sendo que esse novo clone causou surto em uma UTI neonatal. Lin *et al.* (2018) também relataram a transferência horizontal do gene *SCC fusC* entre SCN resistente ao ácido fusídico e MRSA, através de testes de *PCR*, *PFGE* e *MLST*, ao analisarem hemoculturas de um laboratório de bacteriologia de um hospital de ensino de Taiwan.

A transferência genética é uma característica particularmente ressaltada entre micro-organismos em biofilme, visto que a condição de aglomeração das células propicia a ocorrência desse fenômeno (COSTERTON; STEWART; GREENBERG, 1999; BOYLE *et al.*, 2013), que pode resultar no surgimento ou fortalecimento de resistência antimicrobiana dentro do biofilme (BALCAZAR *et al.*, 2015).

A presença desse consórcio microbiano foi confirmada em duas pranchetas, uma de cada UTI, e, estrutura sugestiva de biofilme ou com presença de células aderidas isoladamente foi evidenciada nas demais

pranchetas avaliadas neste estudo. A presença de biofilme também foi detectada em prontuários de pacientes em estudo realizado no Reino Unido (LEDWOCH *et al.*, 2018).

A evidência de bactérias em biofilme nas pranchetas avaliadas no presente estudo também foi reforçada pelas culturas positivas do fragmento (Frasco 4), o qual, após enxágues em movimentos giratórios para remoção de células na forma planctônica, foi submetido à ação da sonicação, que promove o desprendimento das células aderidas. Estratégia similar foi empregada por Ledwoch *et al.* (2018) para evidenciar a presença de bactérias em biofilme em superfícies mais tocadas de EAS, porém a remoção das células planctônicas foi realizada por meio de fricção com *swab*.

Devido à grande preocupação com a formação de biofilmes em superfícies molhadas/úmidas, biofilme tradicional, sua presença em superfícies secas tem sido pouco abordada/enfocada (ALMATROUDI *et al.*, 2015). Yezli *et al.* (2012) ressaltam que a presença desse consórcio microbiano em superfícies secas pode ser o motivo da permanência de bactérias por longos períodos nos EAS (surtos), da dificuldade de remoção de bactérias das superfícies, bem como da resistência que os micro-organismos presentes nessas estruturas apresentam aos agentes desinfetantes.

A presença de biofilme em superfícies secas tem implicações para o controle de infecção, uma vez que protegem os micro-organismos da ação de detergentes e desinfetantes, bem como liberam células ou aglomerados de células de forma intermitente (HALL-STOODLEY; STOODLEY, 2005), que podem ser transferidas aos pacientes, TAS e outras superfícies. A carga microbiana em biofilme em uma superfície pode atingir 10^7 células/cm² (HALL-STOODLEY; LAPPIN-SCOTT, 1998).

Vale ressaltar o papel de bactérias do gênero *Bacillus*, entre as mais isoladas neste estudo, como “protetoras” de outras espécies bacterianas, como *S. aureus*, em biofilme polimicrobiano, da ação de desinfetantes, fenômeno que tem sido apontado como alvo de investigações (BRIDIER *et al.*, 2012).

Danos estruturais podem conferir abrigo aos micro-organismos, como evidenciado em pranchetas (Prancheta 1, 3 e 4) da UTI clínica, assim como para o acúmulo de sujidade. Esses resultados revelam a não realização ou realização inadequada da limpeza/desinfecção dessas superfícies e, ainda, o desafio que

que esses locais impõem a esse processo, devido a sua conformação. Destaca-se também que o conjunto desses fatores, presença de micro-organismo e sujidade, oferece condições para os micro-organismos se manterem viáveis e formarem biofilme.

Em relação às culturas do primeiro enxágue (Frasco 1), as bactérias isoladas representam aquelas que estavam em sua forma planctônica e que são mais facilmente removidas pelo processo de limpeza, bem como alcançadas pelos agentes desinfetantes. Porém, se não removidas por meio de limpeza, também são mais facilmente transferidas para as mãos de TAS durante o manuseio das superfícies.

Nesse sentido, vale ressaltar que, apesar de efetivos para remoção de micro-organismos na forma planctônica e de sujidades, os processos e produtos atuais/convencionais de limpeza e desinfecção são pouco efetivos para alcançar as células em biofilme, devido à proteção conferida por essa estrutura (VICKERY, PAJKOS, COSSART, 2004; HADI *et al.*, 2010; VICKERY *et al.*, 2012; OTTER *et al.*, 2015). Em revisão de literatura, Bridier *et al.* (2011) verificaram que várias espécies de bactérias em biofilme podem sobreviver mais de 50 vezes a concentração necessária para destruir as mesmas bactérias quando na forma planctônica. Parvin *et al.* (2019) demonstraram que um movimento de fricção (pressão de 28 g/cm²), utilizando um lenço umedecido com água estéril, removeu > 99,9% de bactérias (*S. aureus*) planctônicas secas da superfície de cupons. Por outro lado, foram necessários 50 movimentos de fricção sob as mesmas condições para remoção de 96,6% das bactérias em biofilme. Esses achados indicam a urgente necessidade de desenvolvimento e validação de novas estratégias para descontaminação de superfícies, considerando as especificidades desse consórcio microbiano.

Destaca-se ainda que *Pasteurella pneumotropica*, um cocobacilo gram-negativo, geralmente encontrado nas mucosas de animais, como roedores (TORTORA *et al.*, 2010), foi identificada na cultura do fragmento (Frasco 4) da parte superior da prancheta nova (controle), submetida à limpeza com água e sabão e desinfecção com álcool à 70%, sob fricção. Além dos fatores supracitados em relação à conformação da parte superior das pranchetas, em virtude da presença de molas metálicas para fixação do clipe (Figura 7 - p. 58), esse achado pode ser explicado por possível contaminação da prancheta ainda

na fábrica ou no estabelecimento comercial onde a prancheta foi adquirida, devido ao contato com roedores por exemplo. Nesse contexto, ressalta-se o relato de Frebourg *et al* (2002) sobre um caso de septicemia relacionada à *P. pneumotropica* em uma idosa que convivia com cinco gatos e um cão em más condições sociais e que admitiu sofrer lesões causadas por esses animais.

Apesar de não ter sido evidenciada a presença de biofilme no fragmento desta prancheta (nova) submetido à MEV, esse consórcio microbiano poderia estar presente no fragmento pareado submetido à cultura bacteriológica e, portanto, ter protegido as bactérias da ação do álcool, desinfetante de nível intermediário, que tem ação bactericida sobre esta bactéria em sua forma vegetativa. Esses resultados advertem para a necessidade de se observar as condições em que os objetos são armazenados e embalados no ato de sua aquisição, de realização de limpeza e desinfecção prévia ao primeiro uso no EAS, bem como de zelar pela integridade durante o manuseio e condições de higiene destas superfícies.

Nesse sentido, destaca-se ainda a ausência de uma padronização quando à responsabilidade de limpeza e desinfecção de alguns equipamentos e objetos em EAS entre trabalhadores do Serviço de Higienização e Limpeza e profissionais da área da saúde, que é deixada a cargo de cada instituição (DANCER, 2009; ANDERSON *et al.* 2011; KENTERS *et al.* 2018). Essa variação/sobreposição de responsabilidades/atribuições resulta em confusão e, por vezes, na não realização da limpeza das superfícies (GOODMAN *et al.*, 2008; DANCER, 2009; ANDERSON *et al.*, 2011).

As pranchetas fazem parte desta realidade. A responsabilidade da limpeza/desinfecção deste tipo de superfície ainda não é bem delimitada, sendo, assim, muitas vezes ignorada (WILSON *et al.*, 2006; TENG *et al.*, 2009; FITZGERALD *et al.* 2013; TOPALDI *et al.*, 2014). Anderson *et al.* (2011), em estudo que verificou, entre outros, a responsabilidade para limpeza de superfícies em uma enfermaria cirúrgica, evidenciaram que a limpeza de 12/41 itens incluídos na investigação, incluindo prontuários, não era atribuída a algum trabalhador.

Realidade similar foi encontrada na instituição local do estudo, em que os técnicos em enfermagem poderiam ser os responsáveis pela limpeza/desinfecção das pranchetas, porém não há registro desta rotina e

também parece não haver fiscalização de sua realização, ficando a critério do profissional realizá-la. O que sinaliza a necessidade de claramente atribuir responsabilidades quanto ao processo de limpeza e desinfecção de superfícies de EAS, assim como monitorar sua realização (COSTA *et al.* 2019). De fato, os suportes de prontuários hospitalares, a exemplo das pranchetas avaliadas nesse estudo, tornaram-se fontes de patógenos com potencial para o desenvolvimento de IRAS (CHEN *et al.*, 2014).

Em relação ao monitoramento do processo de limpeza e desinfecção de superfícies de EAS, alguns autores sugerem que é possível beneficiar dos protocolos de limpeza/desinfecção utilizados na indústria alimentícia, que devem ser estabelecidos para avaliar os riscos associados à IRAS antes que um surto aconteça, a exemplo, monitorar a limpeza de superfícies frequentemente manuseadas rotineiramente (GRIFFITH, 2006; DANCER, 2009).

Faz-se necessário ainda enfatizar que, ao se delegar atribuições quanto ao processo de limpeza e desinfecção à equipe de enfermagem, deve-se considerar que os profissionais dessa equipe enfrentam frequentemente sobrecarga de trabalho e estão em menor número do que o necessário, o que propicia a “quebra” de protocolos ou ignorar etapas (HUANG; DATTA; PLATT, 2006; WILSON *et al.*, 2006; GOODMAN *et al.*, 2008; DANCER, 2009; TENG *et al.*, 2009; COSTA *et al.*, 2019).

Independentemente de quem será a responsabilidade, os resultados deste estudo reforçam que a necessidade de protocolos de descontaminação das pranchetas e de avaliação de métodos que atendam às necessidades de uma UTI com todas suas especificidades. Estão disponíveis no mercado novas formulações de germicidas químicos que dispensam a limpeza prévia com água e sabão, aplicados com técnicas específicas, e podem ser avaliados como uma alternativa para esse tipo suporte.

Este estudo apresenta limitações quanto à impossibilidade de estabelecer o tempo em que as pranchetas estavam em uso nas UTI e quanto à realização dos testes analíticos propostos em fragmentos diferentes, apesar de pareados. Não incluir a análise microbiológica de amostras dos TAS nem de pacientes internados nas UTI, impossibilitou afirmar a transmissão dos isolados das pranchetas investigadas.

6. CONCLUSÕES

Contaminação por bactérias potencialmente patogênicas e patogênicas, como *S. aureus*, *S. epidermidis* e *E. faecium*, foi detectada em pranchetas destinadas ao armazenamento da prescrição e evolução diárias de pacientes classificados como de alto risco para infecção. Dentre as bactérias isoladas de ambas as UTI, verificou-se perfil de resistência ou multirresistência aos antimicrobianos, incluindo *S. epidermidis* resistente à oxacilina e ao grupo Macrolídeos, Lincosamina e Estreptogramina B (MLSb), *S. warneri* resistente à vancomicina e *S. haemolyticus* resistente a seis classes de antimicrobianos. Adicionalmente, a presença de danos estruturais foi detectada em todas as pranchetas avaliadas (em uso nas UTI e a prancheta nova) e a presença de biofilme verificada em uma prancheta de cada UTI.

Por se tratar de uma superfície amplamente tocada diariamente por profissionais de diferentes categorias, os resultados deste estudo apontam para o risco potencial que a contaminação desse objeto representa ao paciente, frente à possibilidade de transferência de micro-organismos das mãos dos profissionais para esse objeto e vice-versa. Diante disso, faz-se necessária a implementação de medidas visando a adesão aos protocolos, treinamentos e fiscalização relacionadas à limpeza/desinfecção dessas superfícies, incluindo a responsabilização de uma categoria profissional que deverá realizá-la. Ademais, são fundamentais a disponibilização dos recursos necessários à higiene de mãos pelos serviços de saúde, o constante incentivo à adesão pelos profissionais de saúde, bem como o monitoramento dessa adesão já que seu déficit é de fato o principal fator relacionado à contaminação das pranchetas.

Os demais achados demonstram a importância de avaliar as condições em que este objeto no momento em que é colocado em uso nas unidades e necessidade de descontaminação antecedendo o uso, visto que podem vir contaminados do fabricante ou distribuidor.

Destaca-se ainda que os resultados deste estudo não justificam a descontinuação do uso de pranchetas e substituição por teclados de computador (prontuário eletrônico) como solução, uma vez que estes, em sua maioria,

possuem conformação, como reentrâncias, que também dificulta o processo de limpeza/desinfecção.



7. REFERÊNCIAS

ADAMS, C. E, et al. Examining the association between surface bioburden and frequently touched sites in intensive care. **Journal of Hospital Infection**, v.95, p. 76-80, nov, 2017. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

ADEGBOYE, M. B, et al. Knowledge, awareness and practice of infection control by health care workers in the intensive care units of a tertiary hospital in Nigeria. **African Health Sciences**, v. 18, n.1, mar, 2018. Disponível em: <https://www.ajol.info>

ALLEGIANZI, B, et al. Global Guidelines for the Prevention of Surgical Site Infection. Switzerland: **World Health Organization Document Production Services**, 2016. Disponível em: <https://www.who.int>

ALLEGIANZI, B. et al. Burden of endemic health-care-associated infection in developing countries: systematic review and meta-analysis. **Lancet Infect**, v. 377, p. 228-41, dec, 2010. Disponível em: <https://www.thelancet.com>

ALMATROUDI, A, et al. A new-dry surface biofilm model: Na essential tool for efficacy testing of hospital surface decontamination procedures. **Journal of Microbiological Methods**, v. 117, p. 171-176, 2015. Disponível em: www.sciencedirect.com

ALLOTHMAN, A, et al. Contamination of patient hospital charts by bacteria. **Journal of Hospital Infection**, v. 55, n. 304-305, 2003. Disponível em: <https://www.elsevierhealth.com>

ANDERSON, R.E, et al. Cleanliness audit of clinical surfaces and equipment: who cleans what? **Journal of Hospital Infection**, v. 78, p.178-181, apr, 2011. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

AREFIAN, H, et al. Extra length of stay and cost because of health care – associated infections at Germani university hospital. **American Journal of Infection Control**, v. 44, p. 160-66, 2016. Disponível em: <https://www.researchgate.net>

BALCAZAR, J.L; SUBIRATS, J; BORREGO, C.M. The role biofilms as environmental reservoirs of antibiotic resistance. **Frontiers in Microbiology**, v.6, p.1216, oct, 2015. Disponível em: <https://www.frontiersin.org/>

BEBBINGTON, A, et al. Patients' case-notes: look but don't touch. **Journal of Hospital Infection**, v. 55, p. 299-301, aug, 2003. Disponível em: <https://www.elsevierhealth.com>

BELELA-ANACLETO, A.S.C, et al. Hand hygiene compliance and behavioural determinants in a pediatric intensive care unit: an observational study. **Australian Critical Care**, v. 32, p. 21-27, feb, 2018. Disponível em: www.elsevier.com/locate/aucc

BOLES, B. R; HORSWILL, A.R. Staphylococcal biofilm disassembly. **Trends in Microbiology**, v. 9, n. 19, p. 449-455, sep, 2011. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

BOROONI, S, et al. Biofilm Formation and Its Genes Expressions in Staphylococcus epidermidis Isolated from Urinary Tract Infections of Children in Isfahan. **International Archives of Health Sciences**, v. 6, n.1, p.41, 2019. Disponível em: <https://go.gale.com/>

BOYCE, J.M, et al. Environmental contamination due to methicillin-resistant staphylococcus aureus: possible infection control implications. **Infection control and hospital Epidemiology**, v.18, n.9, p. 622-627, sep, 1997. Disponível em: <http://www.jstor.org/stable/30141488>

BOYCE, J. M. Environmental contamination makes an important contribution to hospital infection. **Journal of Hospital Infection**, v. 65, p. 50-54, 2007. Disponível em: www.sciencedirect.com

BOYCE, J.M. Modern technologies for improving cleaning and disinfection of environmental surfaces in hospitals. **Antimicrobial Resistance and Infection Control**, v.5, p.1-10, 2016. Disponível em: <https://aricjournal.biomedcentral.com>

BOYLE, K. et al. Exploiting social evolutions in biofilms. **Current Opinion in Microbiology**, v. 16, p.207-212, jan, 2013. Disponível em: www.sciencedirect.com

BERGLUND, C; SODERQUIST, B. The origin of a methicillin-resistant Staphylococcus aureus isolate at a neonatal ward in Sweden –possible horizontal transfer of a staphylococcal cassette chromosome mec between methicillin-resistant Staphylococcus haemolyticus and Staphylococcus aureus. **Clin Microbiol Infect**, v. 14, p. 1048-1056, 2008. Disponível em: <https://www.clinicalmicrobiologyandinfection.com/>

BRANDA, S. S. et al. Biofilms: the matrix revisited. **Trends Microbiol**, v. 13, n. 1, p. 20-6, jan, 2005. Disponível em: www.sciencedirect.com

BRASIL. Ministério da Saúde. **PORTARIA Nº 2616, DE 12 DE MAIO DE 1998**. Brasília, 1998. Disponível em: bvsms.saude.gov.br

BRASIL. Ministério da Saúde. Conselho Nacional de Saúde. **Resolução da Diretoria Colegiada Nº 466/12** – Normas regulamentadoras de pesquisa envolvendo seres humanos. Brasília, 2012.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária - ANVISA. **Nota técnica nº 01/2013. Medidas de prevenção e controle de infecções por enterobactérias multiresistentes**. Brasília (Brasil): Ministério da Saúde; 2013c

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária- ANVISA. **Segurança do paciente em serviços de saúde: limpeza e desinfecção de superfícies**. 1º Edição, 2010.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária- ANVISA. **SEGURANÇA DO PACIENTE EM SERVIÇOS DE SAÚDE: Higienização das mãos**. 1º Edição, 2014.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária- ANVISA. **Plano Nacional para a Prevenção e o Controle da Resistência Microbiana nos Serviços de Saúde**. 1º Edição, 2017.

BHADADE, R, et al. Emerging trends of nosocomial pneumonia in intensive care unit of a tertiary care public teaching hospital in Western India. **Ann Afr Med**, v. 16, n. 3, p. 107-113, Jul-Sep, 2017. Disponível em: <http://www.annalsafmed.org>

BHALLA, A. et al. Acquisition of Nosocomial Pathogens on Hands After Contact With Environmental Surfaces Near Hospitalized Patients. **Infection Control & Hospital Epidemiology**, v. 25, n. 02, p. 164-167, 2004. Disponível em: <https://www.cambridge.org/>

BRIDIER, A, et al. Biofilms of a *Bacillus subtilis* Hospital Isolate Protect Staphylococcus aureus from Biocide Action. **PLOS ONE**, v.7, n. 9, sep, 2009. Disponível em: <https://www.plosone.org>

CARLING, P. C; BARTLEY, J. M. Evalueting hygienic cleaning in health care settings: what you do not know can harm your patients. **American Journal of Infection Control**, v.38, n.5, jun, 2010. Disponível em: www.ajicjournal.org

CARDOSO, A. M; REIS, C. Contaminação de superfícies inanimadas de UTI por bactérias Gram negativas multirresistentes em hospital universitário de Goiânia, GO. **RBAC**, v. 48, n.3, p. 59-65, fev, 2016. Disponível em: <http://sbac.org.br/rbac>

Centers for Disease Control and Prevention-National Center for Emerging and Zoonotic Infectious Diseases- CDC. **Best Practices for Environmental Cleaning in Healthcare Facilities: in Resource-Limited Settings**. 1º version, nov, 2019

COLBECK, C. J. Environmental aspects of staphylococcal Infections acquired in hospitals. **Am J Public Health Nations Health** , v. 50, n. 4, p.468-473, apr, 1960. Disponível: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov>

CORDEIRO, A. L. A. O, et al. Contaminação de equipamentos em unidade de terapia intensiva. **Acta Paul Enferm**, v. 28, n. 2, p. 160-5, nov, 2014. Disponível em: www.scielo.br

COSTA, D. M. et al. Biofilm contamination of high-touched surfaces in intensive care units: epidemiology and potential impacts. **Lett Appl Microbiol**, v. 68, n. 4,

p. 269-276, apr, 2019. Disponível em: <https://sfamjournals.onlinelibrary.wiley.com>

COSTERTON, J.W; STEWART, P. S; GREENBERG, E.P. Bacterial Biofilms: A Common Cause of Persistent Infections. **SCIENCE**, v. 284, n. 21, p.1318-1321, may, 1999. Disponível em: <https://sciencemag.org>

CHENG, V.C.C et al. Hand-touch contact assessment of high-touch and mutual-touch surfaces among healthcare workers, patients and visitors. **Journal of Hospital Infection**, v. 90, p. 220-225, mar, 2015. Disponível em: <https://www.journalofhospitalinfection.com>

CHEN, K-H; CHEN, L-R, WANG, Y-K. Contamination of Medical Charts: An Important Source of Potential Infection in Hospitals. **PLOS ONE**, v. 9, n.2, feb, 2014. Disponível em: www.plosone.org

CLSI. **Performance standards for antimicrobial susceptibility testing**. 26th ed. CLSI supplement M100S. Wayne PA: Clinical and Laboratory Standards Institute, 2019.

DANCER, S. J. The role of environmental cleaning in the control of hospital-acquired infection. **Journal of Hospital Infection**, v. 73, p. 378- 385, 2009. Disponível em: www.sciencedirect.com

DANCER, S. J. Controlling Hospital-Acquired Infection: Focus on the Role of the Environment and New Technologies for Decontamination. **CMR Journals**, v. 27, nº 4, p. 665-690, oct, 2014. Disponível em: www.cmr.asm.org

DENTON, M. et al. Role of environmental cleaning in controlling an outbreak of *Acinetobacter baumannii* on a neurosurgical intensive care unit. **Journal of Hospital Infection**, v. 56, p. 106-110, 2004. Disponível em: www.elsevierhealth.com/journals/jhin

DIEGEL- VACEK, L; RYAN, C. Promoting Hand Hygiene With a Lighting Prompt. **Health Environments Research & Design Journal**, v.10, n. 1, p. 65-75, 2016. Disponível em: <https://journals.sagepub.com>

DIEKEMA, D.J, et al. Survey of Infections Due to *Staphylococcus* Species: Frequency of Occurrence and Antimicrobial Susceptibility of Isolates Collected in the United States, Canada, Latin America, Europe, and the Western Pacific Region for the SENTRY Antimicrobial Surveillance Program, 1997–1999. **Clin Infect Dis**, v.32, p. 114-132, 2001. Disponível em: <https://academic.oup.com>

DOIDGE, M. et al. Control of an Outbreak of Carbapenem-Resistant *Acinetobacter baumannii* in Australia after Introduction of Environmental Cleaning with a Commercial Oxidizing Disinfectant. **Infection Control and Hospital Epidemiology**, v. 31, n. 4, apr, 2010.

Disponível em: <http://www.jstor.org/stable/10.1086/651312>

DONLAN, R. M. Biofilms: Microbial Life on Surfaces. **Emerging Infectious Diseases**, v. 8. n. 9, p. 881-887, sep, 2002. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov>

DUCKRO, A.N. Transfer of Vancomycin-Resistant Enterococci via Health Care Worker Hands. **Arch Intern Med**, v. 165, p. 302-307, 2005. Disponível em: www.archinternmed.com

DREES, M, et al. Antibiotic exposure and room contamination among patients colonized with vancomicina-resitant enterococci. **Infect Control Hosp Epidemiol**, v.29, n.8, p. 709-715, aug, 2008. Disponível em: <http://www.jstor.org/stable>

FERREIRA, A. M, et al. Condições de limpeza de superfícies próximas ao paciente, em uma unidade de terapia intensiva. **Rev. Latino-Am. Enfermagem**, v. 19, nº 3, p. 1-8, maio-jun, 2011. Disponível: www.eerp.usp.br/rlae

FORTALEZA, M. C. B. et al. Multi-state survey of healthcare-associated infections in acute care hospitals in Brazil. **Journal of Hospital Infection**, v. 96, p. 139-144, mar, 2017. Disponível em: www.elsevierhealth.com/journals/jhin

FLEMMING, H.C; WINGENDER, J. The biofilm matrix. **Nature Reviews**, v. 8, 623-631, sep, 2010. Disponível em: www.nature.com/reviews/micro

GLIED, S.et al. Trends in mortality, length of stay, and hospital charges associated with health care–associated infections, 2006-2012. **American Journal of Infection Control**, v. 44, p.983-9, 2016. Disponível em: www.ajicjournal.org

GRIFFITH, C. HACCP and the management of healthcare associated infections Are there lessons to be learnt from other industries? HACCP and the management of healthcare associated infections Are there lessons to be learnt from other industries? **International Journal of Health Care Quality Assurance**, v. 19, n. 4, p. 351-367, 2006. Disponível em: <https://www.emerald.com>

GOODMAN, E. R. et al. Impact of an Environmental Cleaning Intervention on the Presence of Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus and Vancomycin Resistant Enterococci on Surfaces in Intensive Care Unit Rooms. **Infect Control Hosp Epidemiol**, v. 29, n.7, p. 593-599, jul, 2008. Disponível em: <https://www.cambridge.org>

GUH, A; CARLING, P. Options for Evaluating Environmental Cleaning. **Centers of Diseases Control and Preventions – CDC**, oct, 2010. Disponível em: <https://www.cdc.gov/hai>

HADI, R, et al. Biofilm removal by medical devices cleaners: comparison of two biorreactor detections assays. **Journal of Hospital Infection**, v. 74, p.160-167, 2010. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

HAMMER, J; MANSER, T. Nurses' knowledge, behaviour and compliance concerning hand hygiene in nursing homes: a cross-sectional mixed methods study. **BMC Health Services Research**, v. 19, n.547, 2019. Disponível em: <https://www.bmchealthservres.biomedcentral.com>

HAMMERSCHMIDT, J; MANSER, T. Nurses' knowledge, behaviour and compliance concerning hand hygiene in nursing homes: a cross-sectional mixed methods study. **BMC Health Services Research**, v. 19, n. 547, 2019. Disponível em: <https://bmchealthservres.biomedcentral.com>

HANSSEN, A.M, KJELDEN, G, SOLLID, J.U.E. Local Variants of Staphylococcal Cassette Chromosome mec in Sporadic Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus and Methicillin-Resistant Coagulase-Negative Staphylococci: Evidence of Horizontal Gene Transfer? **Antimicrob. Agents Chemother**, v. 48, p. 285-296, 2004. Disponível em: <https://aac.asm.org/>

HARRINGTON, G, et al. Reduction in Hospital wide Incidence of Infection or Colonization with Methicillin-Resistant Staphylococcus aureus With Use of Antimicrobial Hand-Hygiene Gel and Statistical Process Control Charts. **Infection Control And Hospital Epidemiology**, v. 28, n.7, july, 2007. Disponível em: <https://www.cambridge.org>

HAVILL, N. L. Best practices in disinfection of noncritical surfaces in the health care setting: Creating a bundle for success. **American Journal of Infection Control**, v.41, p.S26-S30, 2013. Disponível em: www.sciencedirect.com

HOTA, B; BLOM, D. W; LYLE, E. A. Interventional evaluation of environmental contamination by vancomycin-resistant enterococci: failure of personnel, product or procedure? **Journal of Hospital Infection**, v. 71, p. 123-131, 2009. Disponível em: www.elsevierhealth.com/journals/jhin

HU, H, et al. Intensive care unit environmental surfaces are contaminated by multidrug-resistant bacteria in biofilms: combined results of conventional culture, pyrosequencing, scanning electron microscopy, and confocal laser microscopy. **J Hosp Infect**, v. 91, p. 35-44, 2015. Disponível: www.sciencedirect.com

HUANG, S.S; DATTA, R; PLATT, R. Risk of Acquiring Antibiotic-Resistant Bacteria From Prior Room Occupants. **Arch Intern Med**, v.166, p. 1945-1951, 2006. Disponível em: <https://jamanetwork.com>

IBRAHEM, S, et al. Carriage of Methicillin-Resistant Staphylococci and Their SCCmec Types in a Long-Term-Care Facility. **J. Clin. Microbiol**, v. 47, p. 37-37, 2009. Disponível em: <https://jcm.asm.org/>

JAIN, S; CLEZY, K; MCLAWS, M.L. Safe removal of gloves from contact precautions: The role of hand hygiene. **Sou J Controle de Infecção**, v. 46, n.7, p.764-767, jul, 2018. Disponível em: <https://www.ajicjournal.org>

JAHID, I. K; SANG-DO H. The paradox of mixed-species biofilms in the context of food safety. **Comprehensive Reviews in Food Science and Food Safety**, v.13, n.5, p. 990–1011, 2014. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com>

JARVIS, J.D. Handwashing and antiseptic-containing soaps in hospital. *Journal of Clinical Pathology*, v. 32, p.732- 737, jan, 1979. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov>

JANG, T. H, et al. Focus Group Study of Hand Hygiene Practice among Healthcare Workers in a Teaching Hospital in Toronto, Canada. **Infect Control Hosp Epidemiol**, v.31, n.02, feb, 2010. Disponível em: <http://www.cambridge.org>

JOHANI, K. et al. Characterization of microbial community composition, antimicrobial resistance and biofilm on intensive care surfaces. **Journal of Infection and Public Health**, v.11, p. 418-424, 2018. Disponível em: www.sciencedirect.com

KENTERS, N, et al. An international survey of cleaning and disinfection practices in the healthcare environment. **The Journal Hospital Infection**, v. 100, n.2, p.236-241, oct, 2018. Disponível em: <https://www.journalofhospitalinfection.com/>

KLOOS, W.E; BANNERMAN, T.L. Update on clinical significance of coagulase-negative staphylococci. **Clin. Microbiol. Rev**, v. p.117-140, 1994. Disponível em: <https://cmr.asm.org/>

KRAMER, A; SCHEWEBKE, I; KAMPF, G. How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. **BMC Infectious Diseases**, v. 6, n. 130, aug, 2006.

HALL-STOODLEY, L; LAPPIN-SCOTT, H. Biofilm Formation by the rapidly growing mycobacterial species *Mycobacteria fortuitum*. **FEMS Microbiol. Lett**, v. 168. P. 77-84, 1998. Disponível em: <https://academic.oup.com/>

LARSON, E. Handwashing and Skin Physiologic and Bacteriologic Aspects. **INFECTION CONTROL**, v. 6, n. 1, p.14-23, jan, 1985. Disponível em: <http://www.jstor.org/stable/25700043>

LEDWOCH, K, et al. Beware Biofilm! Dry biofilms containing bacterial pathogens on multiple healthcare surfaces; a multicentre study. **Journal of Hospital Infection**, v. 100, n.3, p.47-56, nov, 2018. Disponível em: <https://www.journalofhospitalinfection.com>

LIN, Y-T, et al. Wide dissemination of SCCfusC in fusidic acid resistant coagulase-negative staphylococci and implication for its spreading to methicillin-resistant *S. aureus* in Taiwan. **International Journal of Antimicrobial Agents**, v.56, n. 1, p.875-880, jun, 2018. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com/>

LONCARIC, I, et al. Typing of *Pantoea agglomerans* isolated from colonies of honey bees (*Apis mellifera*) and culturability of selected strains from honey. **Apidologie**, v. 40, n. 1, p. 40-54

MACK, D, et al. Microbial interactions in *Staphylococcus epidermidis* biofilms. **Anal Bioanal Chem**, v. 2, n. 387, p. 399-408, Jan, 2007.

Disponível em: <https://link.springer.com> >

MAGIORAKOS, A.P, et al. Multidrug-resistant, extensively drug-resistant and pandrug-resistant bacteria: an international expert proposal for interim standard definitions for acquired resistance. **Clin Microbiol Infect**, v.18, p.268-281, 2012. Disponível em: <https://www.clinicalmicrobiologyandinfection.com>

MARKOGIANNAKIS, A, et al. Cross-Transmission of Multidrug-Resistant *Acinetobacter baumannii* Clonal Strains Causing Episodes of Sepsis in a Trauma Intensive Care Unit. **Infection Control and Hospital Epidemiology**, v. 29, n. 5, p. 410-417, may, 2008. Disponível em: <https://www.cambridge.org>

MARTÍNEZ, J. A, et al. Role of environmental contamination as a risk factor for acquisition of vancomycin-resistant enterococci by inpatients treated in a medical intensive care unit. **Arch Intern Med**, v.163, n.16, p. 1905–1912, sept, 2003. Disponível em: <http://www.jamanetwork.com/journals/jamainternalmedicine>

MERTZ, D, et al. Effect of a Multifaceted Intervention on Adherence to Hand Hygiene among Healthcare Workers: A Cluster-Randomized Trial. **Infection Control And Hospital Epidemiology**, v.31, n. 11, nov, 2010. Disponível em: <http://www.jstor.org/page/info/about/policies/terms.jsp>

MITCHELL, B. G; DANCER, S. J; ANDERSON, M. Risk of organism acquisition from prior room occupants: a systematic review and metaanalysis. **Journal of Hospital Infection**, v.91, n. 3, p. 211-7, nov, 2015. Disponível em: <https://journalofhospitalinfection.com>

MOORE, G; MUZLAY, M; WILSON, A. P. R. The Type, Level, and Distribution of Microorganisms within the Ward Environment: A Zonal Analysis of an Intensive Care Unit and a Gastrointestinal Surgical Ward. **Infect Control Hosp Epidemiol**, v. 35, n. 5, p. 500-506, may, 2013. Disponível em : <http://www.jstor.org/stable/10.1086/670219>

MORAES, C. L. et al. Contaminação de equipamentos e superfícies de Unidade de Terapia Intensiva de uma maternidade pública por *Staphylococcus coagulase negativa*. **Rev Patol Trop**, v. 42, n. 4, p. 387-394, oct-dec, 2013. Disponível em: <https://www.basesbireme.br>

MURRAY, P.R; ROSENTHAL, K.S; PFALLER, M.A. Microbiologia médica. Elsevier Editora Ltda, 6th ed., 2017.

NAHA, A, et al. *Staphylococcus haemolyticus* under reported because of false positive slide coagulase test: implications from two case reports. **J of Evolution of Med and Dent Sci**, v. 4, n. 21, mac, 2015. Disponível em: <https://go.gale.com>

NARANJO, D. J, et al. Control of a Clonal Outbreak of Multidrug-Resistant *Acinetobacter baumannii* in a Hospital of the Basque Country after the Introduction of Environmental Cleaning Led by the Systematic Sampling from Environmental Objects. **Interdisciplinary Perspectives on Infectious Diseases**, nov, 2013.

NEVES, Z. C. P, et al. Hand hygiene: the impact of incentive strategies on adherence among healthcare workers from a newborn intensive care unit. **Revista Latino-Americana de Enfermagem**, v.14, n. 4, p.546-552, aug, 2006. Disponível em: <http://www.scielo.br/scielo.php?script>

OELBERG, D. G, et al. Detection of Pathogen Transmission in Neonatal Nurseries Using DNA Markers as Surrogate Indicators. **PEDIATRICS**, v. 105, n. 2, feb, 2000. Disponível em: <https://pediatrics.aappublications.org/>

OPLUSTIL, C.P, et al. **Procedimentos básicos em microbiologia clínica**. 3ª ed. São Paulo: Editora Sarvier; 2010.

OTTER, J. A; YEZLI, S; FRECH, G. L. The Role Played by Contaminated Surfaces in the Transmission of Nosocomial Pathogens. **Infection control and hospital epidemiology**, v. 32, n.7, jul, 2011. Disponível em: <http://www.jstor.org/stable/10.1086/660363>

OTTER, J. A. et al. Surface-attached cells, biofilms and biocide susceptibility: implications for hospital cleaning and disinfection. **Journal Hospital of Infection**, v. 89, n. 1, p. 1-12, 2015. Disponível em: <https://www.us.elsevierhealth.com>

PANHOTRA, B.R, et al. Contamination of patients files in intensive care units: Na indication of strict handwashing after entering case notes. **American Journal Infect Control**, v. 33, n. 7, sep, 2005. Disponível em: <https://www.ajicjournal.org>

PARVIN, F, et al. The difficulty in removing biofilms from dry surfaces. **Journal of Hospital Infection**, v. 103, p.465-467, 2019. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

PIETTE, A; VERSCHRAEGEN, G. Role of coagulase-negative staphylococci in human disease. **Vet Microbiol**, v. 132, n.1-2, p. 45-54, 2009. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

POTTIER, V et al. Overview of adverse events related to invasive procedures in the intensive care unit. **American Journal of Infection Control**, v.40, p. 240-6, 2012. Disponível em: <https://www.ajicjournal.org>

PUGA, C. H. et al. *Listeria monocytogenes* Colonizes *Pseudomonas fluorescens* Biofilms and Induces Matrix Over-Production. **Frontiers in Microbiology**, v. 9, july, 2018. Disponível em: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov>

PRICE, P. B. The bacteriology of normal skin: a new quantitative test applied to a study of the bacterial flora and the disinfectant action of mechanical cleansing. **J Infect Dis**, Chicago, v. 63, n. 3, p. 301-318, Nov.-Dec. 1938.

PRICE, J. R. et al. Transmission of *Staphylococcus aureus* between health-careworkers, the environment, and patients in an intensive careunit: a longitudinal cohort study based on whole-genome equencing. **Lancet Infect**, v.17, p. 207-214, n.17, feb, 2017. Disponível em: <https://www.thelancet.com>

RICE, L.B. Federal Funding for the Study of Antimicrobial Resistance in Nosocomial Pathogens: No ESKAPE. EDITORIAL COMMENTARY, v.197, p. 1079-1081, apr, 2008. Disponível em: <https://academic.oup.com>

RODRIGUEZ, V. et al. A multimodal intervention to improve hand hygiene in ICUs in Buenos Aires, Argentina: a stepped wedge trial. **International Journal for Quality in Health Care**, v. 27, n. 5, p. 405-411, sep, 2015. Disponível em: <https://academic.oup.com>

ROGERS, K.L.F; FEY, P. D, RUPP, M. E. Coagulase-negative Staphylococcal infections. **Infect Dis Clin N Am**, v. 23, p. 73-98, 2009. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

ROSSI, F; ANDREAZZI, D. **Resistência bacteriana: interpretando o antibiograma**. São Paulo: Editora Atheneu, 2005, 118 p.

RUTALA, W.A; WEBER, D.J. **Guideline for disinfection and sterilization in healthcare facilities, 2008**: Centers of Disease Control – CDC, EUA, 2008. Disponível em: <https://www.cdc.gov/infectioncontrol/guidelines/disinfection>

RUTALA, W.A; WEBER, D.J. **Guideline for disinfection and sterilization in healthcare facilities, 2019**: Centers of Disease Control – CDC, EUA, 2019. Disponível em: <https://www.cdc.gov/infectioncontrol/guidelines/disinfection>

SALOMÃO, R, et al. **Infectologia: Bases clínicas e tratamento**. Guanabara Koogan, Rio de Janeiro, 1ªed, 2017. ISBN: 978-85-277-3261-1.

SANTAJID, S; INDRAWATTANA, N. Mechanisms of Antimicrobial Resistance in ESKAPE Pathogens. **BioMed Research International**, v. 2016, apr, 2016. Disponível em: <http://downloads.hindawi.com>

SASTRY, A.S; BHAT, P. Impact of a hand hygiene audit on hand hygiene compliance in a tertiary care public sector teaching hospital in South India. **American Journal of Infection Control**, v. 45, n. 5, p. 498-501, jan, 2017. Disponível em: <https://www.elsevier.com>

SINGH, R; RAY, P. Quorum sensing-mediated regulation of staphylococcal virulence and antibiotic resistance. **Future Microbiol**, v. 9, n. 5, p. 669-81, jun, 2014. Disponível em: <https://www.futuremedicine.com>

SCOFFONE, V. C. et al. Discovery of new diketopiperazines inhibiting Burkholderia cenocepacia quorum sensing in vitro and in vivo. **Scientific Reports**, v.6, n. 32487, sept, 2016.

Disponível em: <http://www.nature.com.br/scientificreports>

SMITH, G, et al. Sustained Reduction of Microbial Burden on Common Hospital Surfaces through Introduction of Copper. **Journal of Clinical Microbiology**, v. 50, n.7, p.2217-2223, jul, 2012. Disponível: <https://jcm.asm.org>

SIEGEL, J, et al. **Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee**. 2007 Guideline for Isolation Precautions: Preventing Transmission of Infectious Agents in Healthcare Settings.

Disponível em: <http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/pdf/isolation2007.pdf>

SILVA, D. M et al. Higiene das mãos e uso de luvas pela enfermagem em hemodiálise. **REBEN**, v. 71, n. 4, p. 2078-84, 2018. Disponível em: <http://www.scielo.br>

SHAUGHNESSY, M. K, et al. Evaluation of Hospital Room Assignment and Acquisition of *Clostridium difficile* Infection. **Infection Control and Hospital Epidemiology**, v. 32, n. 3, p. 201-206, mar, 2011.

SHIMOSE, L. A. et al. Carbapenem-Resistant *Acinetobacter baumannii*: Concomitant Contamination of Air and Environmental Surfaces. **Infect. Control Hosp. Epidemiol**, p. 1-5, apr, 2016.

Disponível em: http://journals.cambridge.org/abstract_S0899823X16000696

SOUZA, E. S, et al. Mortalidade e riscos associados a infecção relacionada à assistência à saúde. **Texto Contexto Enferm**, v. 24, n. 1, p. 220-8, jan-mar, 2015.

SOUZA, L. M. et al. Adherence to the five moments for hand hygiene among intensive care professionals. **Rev Gaúcha Enferm**, v. 36, n.4, p. 21-8, dez, 2015.

Disponível em: <http://www.scielo.br>

SUTHERLAND, I.W. Biofilm exopolysaccharides: a strong and sticky framework. **Microbiology**, v. 147, p.3-9, 2001. Disponível em: www.microbiologyresearch.org

STARLANDER, G; MELHUS, A. Minor outbreak of extended-spectrum β -lactamase-producing *Klebsiella pneumoniae* in an intensive care unit due to a contaminated sink. **Journal of Hospital Infection**, v. 82, p. 122-124, 2012.

Disponível em: <https://www.us.elsevierhealth.com/>

TAJEDDIN, E, et al. The role of the intensive care unit environment and health-care workers in the transmission of bacteria associated with hospital acquired infections. **Journal of Infection and Public Health**, v. 9, p. 13-23, 2016.

Disponível em: www.elsevier.com/locate/jiph

TANKOVIC, J. et al. Characterization of a Hospital Outbreak of Imipenem-Resistant *Acinetobacter baumannii* by Phenotypic and Genotypic Typing Methods. **J. CLIN. MICROBIOL**, v. 32, n.11, p.2677-2681, nov, 1994. Disponível em: <https://jcm.asm.org>

TENG, S-O, et al. Bacterial contamination of patients' medical charts in a surgical ward and the intensive care unit: impact on nosocomial infections. **J Microbiol Immunol Infect**, v. 42, n.86, p.86-91, 2009. Disponível em: <https://tmu.pure.elsevier.com>

TENORIO, A. R, et al. Effectiveness of gloves in the prevention of hand carriage of vancomycin-resistant enterococcus species by health care workers after patient care. **Clinical Infectious Diseases**, v.32, n.5, p. 826-829, mar, 2001. Disponível em: <https://academic.oup.com>

TIPPLE, A. F. V; PEREIRA, M. S; HAYASHIDA, M. O ensino do controle de infecção: um ensaio teórico-prático. **Rev Lat Am Enfermagem**, v.11, n.2, p.245-50, març-abr, 2003. Disponível em: [http:// www.scielo.br](http://www.scielo.br)

TIPPLE, A. F. V, et al. Equipamentos de proteção em centros de material e esterilização: disponibilidade, uso e fatores intervenientes à adesão. **Cienc Cuid Saude**, v. 6, n.4, p. 441-448, out-dez, 2007. Disponível em: <http://www.bases.bireme.br>

TOPALDI, A.G; RAVINDRA, J.S; SUJEET, M.M. Contamination of Patient's Medical Files in ICU: Potential Source of Nosocomial Infection. **International Journal of Health Sciences & Research**, v.4, n. 3, mar, 2014. Disponível em: www.ijhsr.org

THAPA, R, et al. Isolation of Multidrug Resistant Bacteria from Patients Medical Charts. **J Nepal Health Res Counc**, v. 15, n.36, p. 146-9

THOM, K. et al. Environmental Contamination due to Multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii* surrounding Colonized or Infected Patients. **Am J Infect Control**, v.39, n.9, p. 711-715, nov, 2011. Disponível em: <https://www.ajicjournal.org>

TORTORA, G.J; FUNKE, B.R; CASE, C.L. **Microbiology: an introduction**. Benjamin Cummings, 10th ed, 2010.

The World Bank. **World Bank Country and Lending Groups**. 2019. Disponível em <https://datahelpdesk.worldbank.org>

VICKERY, K. et al. Presence of biofilm containing viable multiresistant organisms despite terminal cleaning on clinical surfaces in an intensive care unit. **Journal of Hospital Infection**, v. 80, p. 52-55, 2012. Disponível em: www.sciencedirect.com

VICKERY, K; PAJKOS, A; COSSART, Y. Removal of biofilm from endoscopes: Evaluation of detergent efficiency. **American Journal Infect. Control**, v. 32, n.3, 2004. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

VICKERY, K. Special Issue: Microbial Biofilms in Healthcare: Formation, Prevention and Treatment. **Materiais (Basileia)**, v.12, n.12, jun, 2019. Disponível em: <https://www.mdpi.com>

VERNON, M.O et al. Chlorhexidine Gluconate to Cleanse Patients in a Medical Intensive Care Unit. **Arch Intern Med**, v. 166, p. 306-312, 2006. Disponível em: www.archinternmed.com

VU, B, et al. Bacterial extracellular polysaccharides involved in biofilm formation. **Molecules**, v. 14, n. 7, p 2535-2554, jul, 2009. Disponível em: www.mdpi.com/journal/molecules

XUE, Z, et al. Multiple Roles of Extracellular Polymeric Substances on Resistance of Biofilm and Detached Clusters. **Environmental Science & Technology**, v.46, p. 13212-13219, nov, 2012. Disponível em: <https://pubs.acs.org>

ZAMBONI, D.R, et al. Everybody hands-on to avoid ESKAPE: effect of sustained hand hygiene compliance on healthcare-associated infections and multidrug resistance in a paediatric hospital. **J Med Microbiol**, v.67, n.12, p.1761-1771, dez, 2018. Disponível em: <https://www.microbiologyresearch.org>

ZIMLICHMAN, E. et al. HealthCare–Associated Infections A Meta-analysis of Costs and Financial Impact on the US Health Care System. **JAMA Internal Medicine**, v. 173, n. 22, p. 2039-2046, dec, 2013. Disponível em: <http://jamanetwork.com/on>

ZHOU, H.T; YUAN, Z; DU, Y.P. Prior use of four invasive procedures increases the risk of *Acinetobacter baumannii* nosocomial bacteremia among patients in intensive care units: a systematic review and meta-analysis. **International Journal of Infectious Diseases**, v. 22, p. 25-30, jan, 2014. Disponível em: <https://www.sciencedirect.com>

YEZLI, S; OTTER, J.A. Does the Discovery of biofilms on dry hospital environmental surfaces change the way we think about hospital disinfection? **Journal of Hospital Infection**, v.81, p.292-294, jun, 2012. Disponível em: <https://www.journalofhospitalinfection.com>

WILKS, M. et al Control of an Outbreak of Multidrug-Resistant *Acinetobacter baumannii-calcoaceticus* Colonization and Infection in an Intensive Care Unit (ICU) Without Closing the ICU or Placing Patients in Isolation. **Infection Control and Hospital Epidemiology**, v. 27, n. 7, jul, 2006. Disponível em: <http://www.jstor.org/stable/10.1086/507011>

WIRZ, Y. et al. Effect of procalcitonin-guided antibiotic treatment on clinical outcomes in intensive care unit patients with infection and sepsis patients: a

patient-level meta-analysis of randomized trials. **Critical care**, v.22, n. 191, 2018. Disponível em: <https://ccforum.biomedcentral.com>

WILSON, A. P. R. et al. Laboratory and in-use assesment of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* contamination of ergonomic computer keyboards for war use. **American Journal Infect**, v. 36, nº10, dec, 2008. Disponível em: <https://www.ajicjournal.org>

WILSON, A. et al. Computer keyboards and the spread os *MRSA*. **Journal Hospital Infection**, v. 62, n. 3, p. 390-2, mar 2006. Disponível em: www.elsevier.com

WINN JÚNIOR, W.C. **Diagnóstico microbiológico: texto e atlas colorido**. 6ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2012. 1565 p.

WOOD, M. W; LUND, R.C; STEVENSON, K.B. Bacterial contamination of stethoscopes with antimicrobial diaphragm covers. **American Journal Infection Control**, Virginia,v. 35, n. 4, may, 2007. Disponível em: www.elsevier.com

WHITTINGTON, A. et al. Bacterial contamination of stethoscopes on the intensive care unit. **Anaesthesia**, Great Britain and Ireland, v. 64, p. 620-24, 2009. Disponível em: <https://onlinelibrary.wiley.com/doi/full/10.1111>

WHITELEY, G, et al. A pilot study into locating the bad bugs in a busy intensive care unit. **American Journal of Infection Control**, v. 43, p. 12470-5, 2015. Disponível em: www.ajicjournal.org

World Health Organization - WHO. **WHO manual for surveillance of human transmissible spongiform encephalopathies, including variant Creutzfeldt-Jakob disease**. Switzerland: World Health Organization Document Production Services, 2003.

WORLD HEALTH ORGANIZATION-WHO. **Global Patient Safety Challenge, 2005-2006: Clean Care is Safer Care**. Switzerland: World Health Organization Document Production Services, 2005. Disponível em: [http:// www.who.org](http://www.who.org)

WORLD HEATH ORGANIZATION-WHO. **The WHO Guidelines on hand hygiene in health care (Advanced Draft). Global Patient Safety Challenge 2005-2006**. Geneva: WHO Press, 2006. 205 p. Disponível em: <http://www.who.org>

World Health Organization - WHO. **WHO guidelines on hand hygiene in health care: first global patient safety challenge. Clean care is safer care**. Switzerland: World Health Organization Document Production Services; 2009b

8. ANEXOS

Anexo 1. Metodologia do isolamento e identificação das bactérias planctônicas e sésseis.

A identificação bioquímica é baseada em métodos estabelecidos e em substratos recentemente desenvolvidos, que medem a utilização da fonte de carbono, atividade enzimática e resistência microbiana permitindo, assim, a identificação do micro-organismo em questão. A leitura das cartas é realizada pelo método de turvação e colorimetria a cada 15 minutos, por no máximo 18 horas. Caso não seja reconhecido um padrão único de identificação, o sistema *Vitek 2 Compact*[®] fornece uma lista de possíveis micro-organismos, ou é determinada como fora da capacidade da base de dados do sistema. O relatório emitido pelo sistema *Vitek 2 Compact*[®] contém sugestões quanto aos testes suplementares, se necessários, para completar a identificação. Se os testes não forem suficientes para completar a identificação, deve-se consultar as referências microbiológicas padrão e a literatura.

A carta para identificação fenotípica de espécies de *Staphylococcus* é a *Vitek*[®] 2 GP. Estas cartas apresentam 43 provas bioquímicas, são elas: D-Amigdalina; Fosfatidilinositol Fosfolipase C; D-Xilose; Arginina Dihidrolase 1; Beta-Galactosidase; Alfa-Glucosidase; Ala-Fe-ProArilamidase; Ciclodextrina; L-Aspartato Arilamidase; Beta Galactopiranosidase; AlfaManosidade; Fosfatase; Leucina Arilamidase; L-Prolina Arilamidase; BetaGlucuronidase; Alfa-Galactosidade; L-Pirrolidonil Arilamidase; Beta-Glucuronidase; Alanina Arilamidase; Tirosina Arilamidase; D-Sorbitol; Urease; Resistência à Polimixina B; D-Galactose; D-Ribose; Alcalinização L-Lactato; Lactato; N-AcetilGlucosamina; D-Maltose; Resistência à Bacitracina; Resistência à Novbiocina; Crescimento em NaCl 6,5%; D-Manitol; D-Manose; Metil-B-D-Glucopiranosídeo; Pululano; D-Rafinose; Resistência O/129 (Comp.Vibrio.); Salicina; Sacarose/Sucrose; D-Trealose; Arginina Dihidrolase 2; e Resistência à Optoquina.

As cartas para identificação fenotípica das enterobactérias e dos bastonetes gram-negativos não fermentadores é a *Vitek*[®] 2 (GN). Essa carta

possui um poço de controle negativo e 47 provas bioquímicas: ala-fe-pro-Arilamidase; Adonitol; L-Pirrolidonil-Arilamidase; LArabitol; D-Celobiose; Beta-

Galactosidase; Produção De H₂s; Beta-N-AcetilGlucosaminidase; Glutamil Arilamidase Pna; D-Glucose; Gama-Glutamil Transferase; Fermentação/Glucose; Beta-Glucosidade; D-Maltose; D-Manitol; DManose; Beta-Xilosidade; Beta-Alanina Arilamidase Pna; L-Prolina Arilamidase; Lipase; Palatinose; Tirosina Arilamidase; Urrease; D-Sorbitol; Sacarose/Sucrose; DTagatose; D-Trealose; Citrato (Sódio); Malonato; 5-Ceto-D-Gluconato; Alcalinização L-Lactato; Alfa-Glucosidade; Alcalinização Succinato; Beta-N-AcetilGalactosaminidase; Alfa-Galactosidase; Fosfatase; Glicina Arilamidase; Ornitia Descarboxilase; Lisina Descarboxilase; Assimilação L-Histidina; Cumarato; BetaGlucuronidase; Resistência O/129 (Comp.Vibrio.); Glu-Gli-Arg-Arilamidase; Assimilação L-Malato; Ellman; e Assimilação L-Lactato.

O relatório também disponibiliza a probabilidade em porcentagem (%) e a confiabilidade dos resultados, conforme o Quadro 15:

Quadro 15. Mensagens de qualificação de cartas de identificação emitidas pelo sistema *Vitek 2 Compact*[®].

Nível de confiança da mensagem de ID	% de probabilidade	Comentários
Excelente	96 a 99	
Muito bom	93 a 95	
Bom	89 a 92	
Aceitável	85 a 88	
Baixa Discriminação	Soma das escolhas = 100	Dois a três grupos taxonômicos mostram o mesmo perfil biológico; Separe por testes suplementares.
Inconclusivo ou Não Identificado	n/a	Acima de três grupos taxonômicos com o mesmo perfil biológico; Perfil biológico muito atípico; Não corresponde a nenhum grupo na base de dados. Verificar Gram e pureza.

A probabilidade é calculada e se refere a como as reações observadas se comparam com as reações típicas de cada micro-organismo. Uma correspondência perfeita entre o padrão de reação do teste e o padrão de reação característico de um determinado micro-organismo ou grupo de micro-organismos, corresponde a uma percentagem de probabilidade de 99. Foi adotado para este estudo o nível de confiança acima de 85% (85%- 99%).

No fim do ciclo de incubação, as cartas são automaticamente eliminadas em um compartimento interno, sem contato com o ambiente, e os resultados ficam disponíveis para a aprovação e liberação do responsável. Para cada RM a ser analisado, foi adotado um código alfanumérico, contendo os números de identificação do RM, o tempo de coleta e as iniciais do paciente. Todos os códigos foram relacionados em um mapa de trabalho.

Anexo 2. Metodologia do perfil de suscetibilidade das bactérias aos antimicrobianos

A identificação e o antibiograma das *Enterobacteriaceae*, Bastonetes gram-negativos não fermentadores (BGNNF) e *Staphylococcus* spp.

Após ser homogeneizado, foi adicionado ao cassete e conectada à sua respectiva carta. Foram aceitos resultados do antibiograma nos quais a leitura for classificada como conclusiva pelo sistema.

Para o antibiograma dos *Staphylococcus* spp. foram utilizadas cartas ASTP585, que contêm os seguintes antimicrobianos: benzilpenicilina, ampicilina, oxacilina, gentamicina, ciprofloxacina, moxifloxacina, norfloxacina, eritromicina, clindamicina, linezolida, teicoplanina, vancomicina, tigeciclina, ácido fusídico, rifampicina e trimetoprim/sulfametoxazol. *Staphylococcus aureus* e *Staphylococcus* coagulase-negativos com CIM para a oxacilina $\geq 4/\mu\text{g/mL}$ e $\geq 0.5 \mu\text{g/mL}$, respectivamente, foram considerados resistentes à meticilina (CLSI, 2014), conforme resultado automático do sistema *Vitek 2 Compact®* para antibiograma.

Para o antibiograma das *Enterobacteriaceae* e BGNNF, foram utilizadas cartas AST-N239. Essa carta de suscetibilidade contém os seguintes antimicrobianos: ampicilina, ampicilina/sulbactam, piperacilina/tazobactam, cefuroxima, cefuroxima axetil, cefoxitina, ceftazidima, ceftriaxona, cefepima, ertapenem, imipenem, meropenem, ampicacina, gentamicina, ciprofloxacina, tigeciclina e colistina. As cartas de antibiograma também avaliam a produção fenotípica de ESBL. Um teste de *screening* para ESBL positivo indica que a bactéria é resistente aos β -lactâmico, à exceção dos carbapenems (imipenem, meropenem, ertapenem).

Anexo 3. Parecer do Comitê de Ética

COMISSÃO NACIONAL DE
ÉTICA EM PESQUISA



PARECER CONSUBSTANCIADO DA CONEP

DADOS DO PROJETO DE PESQUISA

Título da Pesquisa: BIOFILMES E MICROBIOMA EM SUPERFÍCIES DE UNIDADES DE TERAPIA

Pesquisador: DULCELENE DE SOUSA MELO

Área Temática: Pesquisas com coordenação e/ou patrocínio originados fora do Brasil, excetuadas aquelas com copatrocínio do Governo Brasileiro;

Versão: 2

CAAE: 50410815.9.0000.507B

Instituição Proponente: Faculdade de Enfermagem da Universidade Federal de Goiás

Patrocinador Principal: Financiamento Próprio

DADOS DO PARECER

Número do Parecer: 1.447.439

Apresentação do Projeto:

No documento intitulado "PB_INFORMAÇÕES_BÁSICAS_DO_PROJETO_578907.pdf", item "Resumo", lê-se: "As Infecções Relacionadas à Assistência a Saúde (IRAS) são um grande problema de saúde pública. As bactérias do grupo Escape (Enterococcus spp., Staphylococcus aureus, Klebsiella spp., Acinetobacter spp., Pseudomonas aeruginosa e Enterobactérias) continuam entre os agentes infecciosos de maior importância clínica e epidemiológica no contexto das IRAS, enquanto o Clostridium difficile é atualmente o micro-organismo mais comum como causador de IRAS. O Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC) recomenda uma estratégia para controle de micro-organismos multirresistentes composta por sete elementos: apoio administrativo, educação, uso criterioso de antimicrobianos, vigilância de micro-organismos multirresistentes, precauções de controle de infecção, medidas ambientais e, quando possível, a descolonização. Dentre essas, vale destacar as medidas ambientais, visto que a contaminação ambiental desempenha um papel importante na transmissão de agentes infecciosos, particularmente MRSA. Adicionalmente, as mãos dos profissionais de saúde são duas vezes mais susceptíveis a contaminação por MRSA de fontes ambientais do que pelo contato direto com pacientes infectados. Limpeza ineficiente podem reidratar biofilmes e depositar sólidos, favorecendo assim o crescimento de biofilmes em superfícies ambientais. Além disso, a exposição

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3º ANDAR, Edifício Ex-INAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte **CEP:** 70.750-521
UF: DF **Município:** BRASÍLIA
Telefone: (61)3315-5678 **E-mail:** conep@saude.gov.br

COMISSÃO NACIONAL DE ÉTICA EM PESQUISA



Continuação do Parecer: 1.447.439

de biofilmes a desinfetantes podem aumentar a produção de Extracellular Polymeric Substance (EPS) em cinco vezes. Recentemente, demonstrou-se a presença de biofilmes em superfícies secas, contendo microorganismos multiresistentes em 5/6 mobiliários de uma Unidade de Terapia Intensiva (UTI). Visto que bactérias dentro de biofilme apresentam maior resistência à desidratação, remoção por detergentes e inativação por desinfetantes, sugere-se que a presença de biofilmes podem contribuir para a manutenção de contaminação ambiental mesmo após limpeza. Diante disso, fazem-se necessárias investigações acerca da presença de biofilmes no ambiente que circunda o paciente, principalmente aqueles internados em UTI, e quais as bactérias importantes no contexto das IRAS estão incorporadas a estes biofilmes em superfícies secas. Tal identificação e relação com a prática clínica pode sinalizar melhores condutas com reflexo na qualidade da assistência. **Objetivo geral:** Analisar a presença de biofilme e o microbioma em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva. **Objetivos específicos:** Identificar a presença de biofilme em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva; Determinar o microbioma presente em biofilme de superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva; Avaliar a patogenidade e o perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos de bactérias presentes em biofilme em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva; e Comparar o microbioma de biofilmes em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva e protocolos de limpeza e desinfecção de superfícies entre países de diferentes regiões geográficas. **Material e método:** Trata-se de um estudo descritivo de corte transversal a ser realizado em UTI (clínica, cirúrgica e neonatal) de um hospital público de ensino da região Centro-Oeste e um hospital público da região Norte do Brasil, no período de setembro de 2015 a janeiro de 2016. As amostras de superfícies secas serão selecionadas e coletadas a partir do leito do paciente, de móveis e equipamentos próximos ao paciente, bem como de outras áreas das UTI investigadas. As coletas serão realizadas por meio de corte de um segmento da superfície ou de toda a superfície (objetos ou equipamentos) selecionada. Para tanto, serão utilizadas luvas, pinças, alicates, tesouras ou lâminas de bisturi estéreis, ou outros instrumentos de corte e extração, dependendo do material a ser coletado. Ao realizar as coletas, o pesquisador utilizará sapato fechado, capote descartável, luvas, óculos de proteção e gorro. As amostras serão armazenadas e transportadas em sacos ou tubos plásticos estéreis que serão estocados em container plástico. As coletas serão realizadas de duas maneiras, de acordo com a demanda de troca/reposição dos objetos ou equipamentos selecionados (superfícies secas) previstas para as UTI ou semanalmente por meio da coleta dos objetos ou equipamentos selecionados e substituição dos mesmos pelos pesquisadores. Nesse primeiro caso, o contato telefônico e eletrônico dos pesquisadores serão disponibilizados aos

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3º ANDAR, Edifício Ex-INAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte **CEP:** 70.750-521
UF: DF **Município:** BRASÍLIA
Telefone: (61)3315-5678 **E-mail:** conep@saude.gov.br

COMISSÃO NACIONAL DE ÉTICA EM PESQUISA



Continuação do Parecer: 1.447.439

gerentes das unidades para que informem a ocorrência de troca/reposição de objetos ou equipamentos nas UTI. No segundo caso, semanalmente um dos pesquisadores irá às UTI para seleção e coleta de objetos ou equipamentos que julgar relevante para o estudo. As amostras coletadas serão codificadas e para amostra um instrumento para coleta de dados será preenchido. Serão coletadas de três a cinco amostras de cada superfície selecionada para o estudo. Os objetos ou equipamentos que não permitirem a coleta de segmentos ou que não permitirem a coleta sem danificá-lo serão repostos pelos pesquisadores, observando as especificações do original. Ao final do período de coleta de dados, as amostras serão enviadas ao Laboratório do Surgical Infection Research Group, da Australian School of Advanced Medicine, Macquarie University, Austrália. As amostras serão transportadas em caixa de isopor à temperatura ambiente. Serão realizadas cultura aeróbica e *Staphylococcus aureus*-SPECIFIC PCR para isolamento e identificação dos micro-organismos. O microbioma de biofilmes em superfícies secas será avaliado por meio de Pirosequenciamento. A presença de biofilme será avaliada por Microscopia Eletrônica de Varredura e Microscopia de Varredura a Laser Confocal. Também será comparado o microbioma de biofilmes em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva e protocolos de limpeza e desinfecção de superfícies de Unidades de Terapia Intensiva de países de diferentes regiões geográficas a partir de banco de dados (em construção) do Surgical Infection Research Group. Trata-se de um estudo descritivo de corte transversal a ser realizado em Unidades de Terapia Intensiva (clínica, cirúrgica e neonatal) de um hospital público de ensino da região Centro-Oeste e um hospital público da região Norte do Brasil, no período de outubro de 2015 a dezembro de 2016.*

Metodologia: As amostras de superfícies secas serão selecionadas e coletadas a partir do leito do paciente, de móveis e equipamentos próximos ao paciente, bem como de outras áreas das UTI investigadas. As coletas serão realizadas por meio de corte de um segmento da superfície ou de toda a superfície (objetos ou equipamentos) selecionada. Para tanto, serão utilizadas luvas, pinças, alicates, tesouras ou lâminas de bisturi estéreis, ou outros instrumentos de corte e extração, dependendo do material a ser coletado. Ao realizar as coletas, o pesquisador utilizará sapato fechado, capote descartável, luvas, óculos de proteção e gorro. As amostras serão armazenadas e transportadas em sacos ou tubos plásticos estéreis que serão estocados em container plástico. As coletas serão realizadas de duas maneiras, de acordo com a demanda de troca/reposição dos objetos ou equipamentos selecionados (superfícies secas) previstas para as UTI ou semanalmente por meio da coleta dos objetos ou equipamentos selecionados e substituição dos mesmos pelos pesquisadores. Nesse primeiro caso, o contato telefônico e eletrônico dos pesquisadores serão

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3º ANDAR, Edifício Ex-INAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte **CEP:** 70.750-521
UF: DF **Município:** BRASÍLIA
Telefone: (61)3315-5678 **E-mail:** conep@saude.gov.br

COMISSÃO NACIONAL DE ÉTICA EM PESQUISA



Continuação do Parecer: 1.447.439

disponibilizados aos gerentes das unidades para que informem a ocorrência de troca/reposição de objetos ou equipamentos nas UTI. No segundo caso, semanalmente um dos pesquisadores irá às UTI para seleção e coleta de objetos ou equipamentos que julgar relevante para o estudo. As amostras coletadas serão codificadas e para amostra um instrumento para coleta de dados será preenchido. Serão coletadas de três a cinco amostras de cada superfície selecionada para o estudo. Os objetos ou equipamentos que não permitirem a coleta de segmentos ou que não permitirem a coleta sem danificá-lo serão repostos pelos pesquisadores, observando as especificações do original. Ao final do período de coleta de dados, as amostras serão enviadas ao Laboratório do Surgical Infection Research Group, da Australian School of Advanced Medicine, Macquarie University, Austrália. As amostras serão transportadas em caixa de isopor à temperatura ambiente. Serão realizadas cultura aeróbica e *Staphylococcus aureus*-SPECIFIC PCR para isolamento e identificação dos micro-organismos. O microbioma de biofilmes em superfícies secas será avaliado por meio de Pirosequenciamento. A presença de biofilme será avaliada por Microscopia Eletrônica de Varredura e Microscopia de Varredura a Laser Confocal. Também será comparado o microbioma de biofilmes em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva e protocolos de limpeza e desinfecção de superfícies de Unidades de Terapia Intensiva de países de diferentes regiões geográficas a partir de banco de dados (em construção) do Surgical Infection Research Group.

Metodologia da Análise de Dados: Student's t-test será utilizado para comparar o número de espécies de bactérias em biofilmes nas diferentes de superfícies secas e UTI, por meio do programa estatístico SigmaPlot. A análise estatística dos dados será realizada por QIIME scripts, Calypso software e UniFrac software. A diversidade Alpha será calculada usando o índice de Shannon e OUT Richness em QIIME. O limiar de significância será de $p < 0,05$. A análise filogenética será calculada pela FigTree.

Hipótese: Há presença de biofilme em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva.

Desfecho Primário: Presença de biofilmes em superfícies secas de Unidade de Terapia Intensiva.

Objetivo da Pesquisa:

Objetivo Primário: Analisar a presença de biofilme e o microbioma em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva.

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3º ANDAR, Edifício Ex-NNAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte **CEP:** 70.750-521
UF: DF **Município:** BRASILIA
Telefone: (61)3315-5878 **E-mail:** conep@saude.gov.br

COMISSÃO NACIONAL DE ÉTICA EM PESQUISA



Continuação do Parecer: 1.447.439

Objetivos Secundários: - Identificar a presença de biofilme em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva; - Determinar o microbioma presente em biofilme de superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva; - Avaliar a patogenicidade e o perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos de bactérias presentes em biofilme em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva; - Comparar o microbioma de biofilmes em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva e protocolos de limpeza e desinfecção de superfícies entre países de diferentes regiões geográficas.

Avaliação dos Riscos e Benefícios:

Riscos: - Danificar as superfícies do ambiente de onde serão coletadas as amostras (nesse caso, serão repostas pelos pesquisadores), - Transmissão de micro-organismos do ambiente de onde serão coletadas as amostras ao pesquisador que irá coletá-las e ao pesquisador que irá analisá-las (equipamentos de proteção necessários serão fornecidos e sua utilização pelos pesquisadores requerida).

Benefícios: - Considerando que as bactérias dentro de biofilme apresentam maior resistência à desidratação, remoção por detergentes e inativação por desinfetantes, o conhecimento da presença de biofilme e seu microbioma em superfícies secas de Unidades de Terapia Intensiva é de suma importância para redefinir estratégias para controle de infecção em Unidade de Terapia Intensiva, por se tratar de unidades que atendem paciente classificados de alto risco para desenvolvimento de infecção, e para oferecer uma assistência segura ao paciente.

Comentários e Considerações sobre a Pesquisa:

Estudo descritivo de corte transversal que não envolverá seres humanos. O estudo será realizado em Unidades de Terapia Intensiva (UTI) de hospitais públicos nas regiões Centro-Oeste e Norte do país. Serão coletadas apenas amostras de superfícies secas dos leitos dos pacientes, móveis e equipamentos próximos aos pacientes, bem como de outras áreas das UTI investigadas com o objetivo de analisar a presença de biofilme e o microbioma nestas superfícies secas. As coletas serão realizadas por meio de corte de um segmento da superfície ou de toda a superfície (objetos ou equipamentos) selecionada. Após a análise dos documentos apresentados na Plataforma Brasil, concluiu-se que não se trata de pesquisa que envolverá seres humanos, conforme definição do item II.14 da Resolução CNS nº 466 de 2012. Portanto o protocolo não será apreciado pelo Sistema

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3º ANDAR, Edifício Ex-INAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte **CEP:** 70.750-521
UF: DF **Município:** BRASÍLIA
Telefone: (61)3315-6878 **E-mail:** conep@saude.gov.br

COMISSÃO NACIONAL DE ÉTICA EM PESQUISA



Continuação do Parecer: 1.447.439

CEP/CONEP, e a deliberação deste parecer será de "Protocolo retirado".

Considerações sobre os Termos de apresentação obrigatória:

Não se aplica.

Recomendações:

Não se aplica.

Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:

Diante do exposto, a CONEP entende que o protocolo de pesquisa não envolverá pesquisa com seres humanos (considerando as informações do item II.14 da Resolução CNS nº 466 de 2012), não cabendo a análise ética ao Sistema CEP/CONEP.

Considerações Finais a critério da CONEP:

A CONEP, diante do exposto, não emitirá parecer sobre a presente proposição.

Situação do protocolo: Retirado.

Este parecer foi elaborado baseado nos documentos abaixo relacionados:

Tipo Documento	Arquivo	Postagem	Autor	Situação
Informações Básicas do Projeto	PB_INFORMAÇÕES_BÁSICAS_DO_PROJETO_578907.pdf	10/12/2015 23:25:35		Aceito
Outros	RespPendencias.pdf	10/12/2015 23:25:03	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	11ausorientador.pdf	10/12/2015 23:24:08	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	10ausprontario.pdf	10/12/2015 23:23:28	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
TCLE / Termos de Assentimento / Justificativa de Ausência	14ausTCLE.pdf	10/12/2015 23:23:08	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	4finalidade.pdf	10/12/2015 23:22:47	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	12compromisso.pdf	10/12/2015 23:22:04	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	15Vickery.pdf	08/10/2015 04:38:52	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3º ANDAR, Edifício Ex-INAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte **CEP:** 70.750-621
UF: DF **Município:** BRASÍLIA
Telefone: (61)3315-6878 **E-mail:** conep@saude.gov.br

COMISSÃO NACIONAL DE ÉTICA EM PESQUISA



Continuação do Parecer: 1.447.439

Outros	15Tipple.pdf	08/10/2015 04:38:31	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	15Melo.pdf	08/10/2015 04:38:05	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	15Lopes.pdf	08/10/2015 04:37:49	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	15Lima.pdf	08/10/2015 04:37:32	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	15Hu.pdf	08/10/2015 04:36:46	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	15Costa.pdf	08/10/2015 04:36:24	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Tipple.pdf	08/10/2015 04:34:27	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Outros	15Aljohani.pdf	08/10/2015 04:32:35	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Projeto Detalhado / Brochura Investigador	13projeto completo.pdf	08/10/2015 04:29:58	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Dulcelene.pdf	08/10/2015 04:27:44	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Liwcy.pdf	08/10/2015 04:27:20	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Lillian.pdf	08/10/2015 04:26:53	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Khalid.pdf	08/10/2015 04:26:10	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Vickery.pdf	08/10/2015 04:25:44	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Helen.pdf	08/10/2015 04:25:18	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	16CURRICULO Dayane.pdf	08/10/2015 04:24:49	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	9tecnica.pdf	08/10/2015 04:21:30	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Brochura Pesquisa	1Protocolo.pdf	08/10/2015 04:20:45	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Projeto Detalhado / Brochura Investigador	17instrumento.pdf	08/10/2015 04:09:40	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	5FENUFG.pdf	08/10/2015 04:08:23	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Pesquisadores	8certidaodeata.pdf	08/10/2015 04:05:11	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e	22adultoHRPA.pdf	08/10/2015 04:04:07	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3º ANDAR, Edifício Ex-NNAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte **CEP:** 70.750-621
UF: DF **Município:** BRASÍLIA
Telefone: (61)3315-5878 **E-mail:** conep@saude.gov.br

COMISSÃO NACIONAL DE
ÉTICA EM PESQUISA



Continuação do Parecer: 1.447.439

Infraestrutura	22adultoHRPA.pdf	08/10/2015 04:04:07	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	21DiretorHRPA.pdf	08/10/2015 04:03:18	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	20UTIHRPA.pdf	08/10/2015 04:02:55	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	19DEnHRPA.pdf	08/10/2015 04:02:33	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	18diretorHC.pdf	08/10/2015 04:02:13	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	7UTIHC.pdf	08/10/2015 04:01:37	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	6DEnHC.pdf	08/10/2015 04:01:08	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	2nucleo.pdf	08/10/2015 04:00:18	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito
Folha de Rosto	FolhadeRosto.pdf	30/09/2015 00:09:13	DULCELENE DE SOUSA MELO	Aceito

Situação do Parecer:

Retirado

Necessita Apreciação da CONEP:

Sim

BRASILIA, 11 de Março de 2016

Assinado por:
Jorge Alves de Almeida Venancio
(Coordenador)

Endereço: SEPN 510 NORTE, BLOCO A 3ª ANDAR, Edifício Ex-INAN - Unidade II - Ministério da Saúde
Bairro: Asa Norte CEP: 70.750-521
UF: DF Município: BRASILIA
Telefone: (61)3315-5878 E-mail: conep@saude.gov.br

