

UNIVERSIDADE ANHEMBI MORUMBI

IRINÉIA DE OLIVEIRA BACELAR SIMPLÍCIO

**NOVO PROTOCOLO COM ÁGUA OZONIZADA PARA LIMPEZA E
DESINFECÇÃO EM UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA**

TESE DE DOUTORADO

**DOUTORA EM ENGENHARIA BIOMÉDICA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO STRICTO SENSU**

São José dos Campos, 2024

Todos os direitos reservados. É proibida a reprodução total ou parcial do trabalho sem autorização da Universidade, do autor e do orientador.

IRINÉIA DE OLIVEIRA BACELAR SIMPLÍCIO

**NOVO PROTOCOLO COM ÁGUA OZONIZADA PARA LIMPEZA E
DESINFECÇÃO EM UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA**

TESE DE DOUTORADO

Tese de doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação Stricto Sensu em Engenharia Biomédica - Doutorado, da Universidade Anhembi Morumbi, como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Engenharia Biomédica.

Orientador Prof. Dr. Leandro Procópio Alves

São José dos Campos, novembro /2024.

Todos os direitos reservados. É proibida a reprodução total ou parcial do trabalho sem autorização da Universidade, do autor e do orientador.

IRINÉIA DE OLIVEIRA BACELAR SIMPLÍCIO

**NOVO PROTOCOLO COM ÁGUA OZONIZADA PARA LIMPEZA E
DESINFECÇÃO EM UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA**

Tese apresentada ao Programa de Pós-Graduação Stricto Sensu em Engenharia Biomédica - Doutorado, da Universidade Anhembi Morumbi, como requisito parcial para obtenção do título de Doutor em Engenharia Biomédica.

Prof. Dr. Leandro Procópio Alves Orientador
Universidade Anhembi Morumbi – UAM

Profa. Dra. Caroline Lopes Ciofi Silva
Universidade Estadual de Campinas – UNICAMP

Profa. Dra. Ormezinda Celeste Cristo Fernandes
Fundação Oswaldo Cruz Fiocruz - Amazônia

Profa. Dra. Adriana Barrinha Fernandes
Universidade Anhembi Morumbi – UAM

Prof. Dr. Carlos José de Lima
Universidade Anhembi Morumbi – UAM

Profa. Dra. Tatiane Costa Quaresma
Universidade do Estado do Pará - UEPA

Profa. Dra. Lívia Helena Moreira da Silva Melo)
Universidade Anhembi Morumbi – UAM

São José dos Campos, novembro/2024.

Todos os direitos reservados. É proibida a reprodução total ou parcial do trabalho sem autorização da Universidade, do autor e do orientador.

IRINÉIA DE OLIVEIRA BACELAR SIMPLÍCIO

Mestra em Bioengenharia pela Universidade Camilo Castelo Branco (UNICASTELO) - SP (CAPES 4). (2013). Pós-graduada em Enfermagem do Trabalho pela Universidade de Brasília (1998) e na Educação em Avaliação à Distância pela Universidade de Brasília (1999). Graduada em Enfermagem e Obstetrícia (1995). Possui experiência na área hospitalar com ênfase em Centro Cirúrgico, CME (desinfecção), Urgência e Emergência, Enfermagem nas Clínicas Médica e Cirúrgica. Docente efetiva na Universidade do Estado do Pará UEPA/Campus XII Santarém.

Ficha Catalográfica elaborada pela biblioteca UAM
Com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

S621n Simplício, Irinéia de Oliveira Bacelar
Novo protocolo com água ozonizada para limpeza e desinfecção em unidade de unidade de terapia intensiva / Irinéia de Oliveira Bacelar Simplício – 2024.
122f.: 30 cm.

Orientador: Leandro Procópio Alves.
Tese (Doutorado em Engenharia Biomédica) - Universidade Anhembi Morumbi, São José dos Campos, 2024.
Bibliografia: f. 92-109.

1. Engenharia Biomédica. 2. Água Ozonizada. 3. Limpeza.
4. Desinfecção de Superfície Hospitalares. I. Título.

CDD 610.28

Bibliotecária Iara Neves CRB 8/8799:

DEDICATÓRIA

A Deus, meu amado "Abapai", elevo minha mais profunda gratidão. Obrigada por nunca me deixar só, por ser o porto seguro nos momentos de tempestade e o farol que ilumina o caminho nas noites mais escuras. Obrigada por prover um escape quando tudo parecia perdido, por me cercar de pessoas especiais que se tornaram suporte e inspiração, e pelos momentos de felicidade que aquecem meu coração e fortalecem minha fé. Obrigada, meu Pai, por ser o alicerce de tudo que sou e de tudo que ainda sonho ser.

Ao meu esposo, José Simplício, minha gratidão é eterna e repleta de amor. Você foi e continua sendo meu pilar em todas as fases da minha vida. Desde o início da minha jornada pessoal e profissional, estive ao meu lado, compartilhando sonhos, desafios e conquistas. Obrigada pelo apoio inabalável durante as longas horas de estudo, pelas palavras de encorajamento nos momentos de cansaço e, principalmente, por estar presente mesmo quando as circunstâncias nos impunham distâncias. Seu amor incondicional é meu abrigo, minha força e minha inspiração. Saiba que te amo profundamente e que a recíproca é verdadeira em todas as dimensões da palavra.

Aos meus queridos pais, Bernardo e Maria Bacelar, o que seria de mim sem vocês? Obrigada por acreditarem no meu potencial desde o primeiro momento, por me oferecerem a dádiva da educação e por renunciarem a tantas conquistas pessoais em prol dos meus sonhos. Vocês enxergaram em mim a continuidade e a realização dos próprios ideais, e isso me motiva a honrar cada sacrifício com determinação e gratidão. Sou eternamente grata pelo amor incondicional e pela base sólida que construíram para minha vida.

Ao "clã dos Bacelar", meus irmãos e a toda minha família, meu coração se enche de gratidão por vocês. Obrigada pelo apoio constante, mesmo diante das minhas ausências e dos desencontros que a vida trouxe. Vocês são minha fortaleza, meu lugar de origem e meu refúgio.

AGRADECIMENTOS

Minha gratidão começa com Deus, o doador da vida, que em sua infinita bondade e sabedoria tem guiado cada passo da minha trajetória. Em tempos desafiadores, Ele foi minha fortaleza e fonte inesgotável de graça e inspiração, permitindo que eu trilhasse este caminho com coragem, perseverança e fé. Obrigada, Senhor, por me sustentar e iluminar meus dias na construção deste sonho.

Ao Prof. Dr. Leandro Procópio Alves, meu orientador, expressei meu mais profundo agradecimento. Sua dedicação, paciência e encorajamento foram indispensáveis para que eu pudesse transformar desafios em conquistas. Sua disponibilidade, mesmo nos momentos mais exigentes, mostrou o verdadeiro compromisso com o aprendizado e o desenvolvimento de seus orientandos.

Minha gratidão também aos professores do Programa de Engenharia Biomédica, especialmente à Profa. Dra. Adriana Barrinha Fernandes Moretti e ao Prof. Dr. Carlos José de Lima, que com generosidade compartilharam saberes valiosos e contribuíram para meu crescimento acadêmico. Cada reunião foi uma oportunidade de aprender e crescer, e sou grata por cada insight e orientação.

Ao coordenador do programa, Prof. Dr. Renato Amaro Zângaro, minha admiração e reconhecimento pela organização impecável do curso, que criou um ambiente inspirador e desafiador. À Nídia Macedo, meu muito obrigada pela atenção incansável e pela forma humana e eficiente com que sempre respondeu às dúvidas e solicitações, tornando o percurso mais leve e organizado.

Às minhas queridas amigas e colegas de curso, Monica, Mariane, Jocileia, Vera, Leila, Ana Cristina, e tantos outros que cruzaram meu caminho, meu mais profundo agradecimento. A amizade de vocês fez toda a diferença, transformando cada aula, dúvida e viagem longa em momentos memoráveis. Dividimos desafios e multiplicamos forças, e isso marcou esta jornada de forma especial.

Aos meus mentores espirituais, Ap. Welinton e Varlinda Galdino, e à Bispa Vera Almeida, meu coração transborda gratidão por suas orações, incentivo constante e cobertura espiritual. Às minhas amigas do M12, obrigada por compreenderem minha ausência nos eventos e por suas intercessões que fortaleceram minha caminhada. Às minhas discípulas 12, que mesmo de longe me apoiaram com compreensão e carinho, vocês são parte fundamental desta conquista.

Agradeço à Universidade do Estado do Pará (UEPA), Campus XII, na pessoa da Profa. Sheyla Mara, e a todos que contribuíram para a realização deste sonho, direta ou indiretamente. Como sempre dizemos com orgulho: "Orgulho de ser UEPA".

Por fim, meu reconhecimento à Universidade Anhembi Morumbi, pelo apoio financeiro proporcionado pela bolsa de doutorado, e à organização social PROSAÚDE, na pessoa do diretor geral Herbert Moretti e da coordenadora da diretoria de ensino e pesquisa Claudileia Galvão, por se sensibilizarem com a problemática das infecções relacionadas à assistência à saúde e apoiarem essa causa tão relevante.

A todos que, de alguma forma, deixaram suas marcas nesta trajetória, meu mais sincero obrigada. Este trabalho é fruto de muitas mãos e corações que se uniram para tornar este sonho uma realidade.

“A menos que modifiquemos à nossa maneira de pensar, não seremos capazes de resolver os problemas causados pela forma como nos acostumamos a ver o mundo”

Autor: Albert Einstein

NOVO PROTOCOLO COM ÁGUA OZONIZADA PARA LIMPEZA E DESINFECÇÃO EM UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA

RESUMO

As Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS) são a principal causa de morbimortalidade evitável em pacientes hospitalizados, aumentando a permanência, o risco de morte e os custos de tratamento, especialmente devido a micro-organismos multirresistentes (MDR). Este estudo avaliou a eficácia de um novo protocolo para limpeza e desinfecção de superfícies em Unidade de Terapia Intensiva (UTI), utilizando água ozonizada. Trata-se de um estudo descritivo exploratório com abordagem quantitativa. As amostras foram divididas em quatro grupos: grupo controle; grupo peróxido de hidrogênio, grupo híbrido água ozonizada com detergente enzimático, e o grupo água ozonizada. As amostras foram avaliadas por dois métodos: o primeiro com um luminômetro (SystemSure Plus, Hygiena®), utilizando um swab UltraSnap, friccionado em zig zag no sentido diagonal, da esquerda para direita de cima para baixo, antes e após os protocolos de limpeza e desinfecção concorrente sobre as superfícies do colchão pneumático, grades laterais da cama e mesa de cabeceira com o intuito de quantificar matéria orgânica por meio de Unidades Relativas de Luz (URL), o segundo empregou análise microbiológica automatizada (Phoenix M50, BD®), visando qualificar os micro-organismos isolados antes e após aplicação de protocolos de limpeza e desinfecção. De acordo com os resultados obtidos todos os grupos de intervenção, em todas as superfícies, após limpeza e desinfecção observou-se uma significativa redução de URL ($p < 0,0001$), quando comparado com o grupo controle. Neste sentido, a água ozonizada se mostrou eficaz na limpeza e desinfecção de superfícies em UTI. Ao comparar os grupos água ozonizada e peróxido de hidrogênio verificou-se que houve diferença significativa ($p < 0,05$), sendo que a água ozonizada foi mais eficiente. No grupo híbrido foi associado o detergente enzimático com a água ozonizada no intuito de potencializar o efeito da limpeza e desinfecção, no entanto este grupo não apresentou diferença significativa quando comparado ao grupo água ozonizada. Das amostras qualitativas, 23,6% testaram positivo para MDR. O uso da água ozonizada, para limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais em UTI contaminadas com MDR mostrou-se promissor, pois todos os micro-organismos MDR identificados foram completamente eliminados com essa solução. Além disso a água ozonizada é uma opção que não gera resíduos ambientais e é atóxica. Portanto, o uso da água ozonizada, conforme protocolo apresentado neste estudo, torna-se um produto compatível para a limpeza e desinfecção de superfícies pertencentes a ambientes clínico/hospitalar.

Palavras-chave: Engenharia Biomédica. Água ozonizada. Limpeza. Desinfecção de superfícies hospitalares. IRAS. MDR.

NEW PROTOCOL USING OZONATED WATER FOR CLEANING AND DISINFECTION IN INTENSIVE CARE UNITS

ABSTRACT

Healthcare-Associated Infections (HAIs) are currently the leading cause of preventable morbidity and mortality in hospitalized patients, resulting in increased length of stay, risk of death, and treatment costs, further aggravated by multidrug-resistant (MDR) microorganisms. This study aimed to evaluate the efficacy of a new protocol for cleaning and disinfecting surfaces in Intensive Care Units (ICUs) using ozonated water. This is a descriptive, exploratory study with a quantitative approach. Samples were divided into four distinct groups: control group, hydrogen peroxide group, hybrid group (ozonated water with enzymatic detergent), and ozonated water group. Samples were evaluated using two methods: the first, with a luminometer (SystemSure Plus, Hygiena®) using an UltraSnap swab, swabbing in a zigzag pattern diagonally from left to right and top to bottom, both before and after cleaning and disinfection protocols in the four different groups on the surfaces of pneumatic mattresses, bed rails, and bedside tables to quantify organic matter through the Relative Light Units (RLU) scale. The second method employed automated microbiological analysis (Phoenix M50, BD®) to identify microorganisms isolated before and after the application of cleaning and disinfection protocols. According to the results obtained, all intervention groups, on all surfaces, showed a significant reduction in RLUs ($p < 0.0001$) after cleaning and disinfection when compared to the control group. In this context, ozonated water proved to be effective in cleaning and disinfecting ICU surfaces. Comparing the ozonated water group to the hydrogen peroxide group, a significant difference ($p < 0.05$) was observed, with ozonated water being more efficient. In the hybrid group, enzymatic detergent was combined with ozonated water to enhance the cleaning and disinfection effect; however, this group did not show a significant difference when compared to the ozonated water group. Among the qualitative samples, 23.6% tested positive for MDR. The use of ozonated water for cleaning and disinfecting MDR-contaminated surfaces in ICUs proved promising, as all identified MDR microorganisms were completely eliminated by this solution. Additionally, ozonated water is an environmentally friendly and non-toxic option. Therefore, the use of ozonated water, according to the protocol presented in this study, is a compatible product for cleaning and disinfecting surfaces in clinical and hospital settings.

Keywords: Biomedical Engineering. Ozonated water. Cleaning. Hospital surface disinfection. HAIs. MDR.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1: FORMAÇÃO DO OZÔNIO A PARTIR DA MOLÉCULA DE OXIGÊNIO	44
Figura 2: REGIÃO DO BAIXO AMAZONAS E TAPAJÓS – PARÁ	51
Figura 3: TRANSFERÊNCIA DO GÁS O ₃ PARA ÁGUA FOI EXECUTADA EM UMA CÂMARA DE FLUXO LAMINAR. O GERADOR DE OZÔNIO FOI CONECTADO A UM CILINDRO DE OXIGÊNIO MEDICINAL, POR MEIO DE EXTENSÕES DE SILICONE, INTERLIGADO A UM DIFUSOR DE AÇO INOX, IMERSO EM UM RECIPIENTE DE VID.....	52
Figura 4: _BORRIFADOR DE VIDRO COM ÁGUA OZONIZADA E CUBO DE GELO/PORTA GARRAFA DE ISOPOR.	53
Figura 5: EQUIPAMENTO PARA AFERIÇÃO DE ATP LUMINÔMETRO SYSTEMSURE PLUS.	55
Figura 6: DISTRIBUIÇÃO DO NÚMERO DE COLETA POR GRUPOS DE SUPERFÍCIES.....	56
Figura 7: GABARITO DE SILICONE PARA PADRONIZAÇÃO DA COLETA DAS AMOSTRAS.	57
Figura 8: EQUIPAMENTO DE ANÁLISE AUTOMATIZADA BD PHOENIX M50.	58
Figura 9: COMBO GRAM-NEGATIVOS E GRAM-POSITIVOS DO SISTEMA PHOENIX M50.....	59
Figura 10: LOCAIS DE AQUISIÇÃO DAS AMOSTRAS EM SUPERFÍCIES ASSISTENCIAIS ATRAVÉS DA BIOLUMINESCÊNCIA DE TRIFOSFATO DE ADENOSINA (LUMINÔMETRO SYSTEMSURE PLUS).....	60
Figura 11: _ SWAB – ULTRASNAP HIGIENA TM ATP.....	61
Figura 12: CURVA DE CONCENTRAÇÃO DO OZÔNIO NA ÁGUA PURIFICADA PELO MÉTODO DE OSMOSE REVERSA A UMA TEMPERATURA MÉDIA DE 6,9°C.....	66

Figura 13: MÉDIA E ERRO PADRÃO DOS VALORES DE BIOLUMINESCÊNCIA DE ATP E EXPRESSO EM UNIDADES RELATIVAS DE LUZ ENCONTRADOS ANTES DA EXECUÇÃO DOS PROTOCOLOS DE LIMPEZA E DESINFECÇÃO. 67

Figura 14: DETERMINAÇÃO DE ATP (ADENOSINA TRIFOSFATO) PELA TÉCNICA DE BIOLUMINESCÊNCIA NAS SUPERFÍCIES (A) E (B) COLCHÃO, (C) E (D) GRADE LATERAL, (E) E (D) MESA DE CABECEIRA. * CORRESPONDE $P < 0.05$ (0,05) COM RELAÇÃO AO CONTROLE 68

Figura 15: INCIDÊNCIA DOS MICRO-ORGANISMOS ENCONTRADOS ANTES DA EXECUÇÃO DA LIMPEZA..... 71

LISTA DE TABELAS

TABELA 1: SOLUBILIDADE DO GÁS OZÔNIO EM MEIO AQUOSO DE ACORDO VERSOS TEMPERATURA	45
TABELA 2: SUBSTÂNCIAS QUÍMICAS OXIDATIVAS E SEUS POTENCIAIS DE OXIDAÇÃO. .	46
TABELA 3: PERFIL DOS MICRO-ORGANISMOS MDR EM SUPERFÍCIES DE UMA UTI ADULTO ANTES E APÓS PROCESSO DE LIMPEZA E DESINFECÇÃO UTILIZADO OS PROTOCOLOS PROPOSTOS	70
TABELA 4: PERCENTUAL DE RESISTÊNCIA AOS ANTIMICROBIANOS DOS ISOLADOS GRAM-NEGATIVOS NAS SUPERFÍCIES ASSISTENCIAIS, AVALIADO PELA MICROBIOLOGIA AUTOMATIZADA UTILIZANDO O EQUIPAMENTO BD PHOENIX M50	72
TABELA 5: PERCENTUAL DE RESISTÊNCIA AOS ANTIMICROBIANOS DOS ISOLADOS GRAM-POSITIVOS NAS SUPERFÍCIES ASSISTENCIAIS, AVALIADO PELA MICROBIOLOGIA AUTOMATIZADA UTILIZANDO O EQUIPAMENTO BD PHOENIX M50	73

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária
ATP - Trifosfato de Adenosina
ADP Difosfato Adenosina
Atm - Atmosfera
AHA - American Heart Association
BD - Becton Dickinson
°C - Grau Celsius
CDC - Centros de Controle e Prevenção de Doenças
CCIH - Comissões de Controle de Infecção Hospitalar
Cm² - Centímetros quadrados
EPI - Equipamentos de Proteção Individual
GC - Grupo Controle
GPH - Grupo Peroxido de Hidrogênio
GIDEO₃ - Grupo Híbrido Detergente Enzimático e Água Ozonizada
GO₃ - Grupo Água Ozonizada
g/L - Gramas por litro
IRAS - Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde
ID - Destina-se à Identificação de Bactérias
IH - Infecção Hospitalar
KPa - Kilo Pascal
mg/ml - Miligramas por mililitros
mV - Milivolt
MDR - Bactérias Drogas Multirresistente
µm/ml - Microgramas/mililitros
MS - Ministério da Saúde
MRSA - *Staphylococcus aureus* resistente à metilicina
UTI - Unidade de Terapia Intensiva

O₃ - Ozônio

O₂ - Oxigênio

OMS - Organização Mundial da Saúde

PNSP - Plano Nacional de Segurança do Paciente

PH - Peróxido de Hidrogênio

PCIH - Programa de Controle de Infecções Hospitalares

Pi Fosfato Inorgânico

SCIH - Serviços do Controle de Infecção hospitalar

RAM - Resistência Antimicrobiana

SUS - Sistema Único de Saúde

TSA - Trypticase Soy Agar

URL - Unidade Relativa de Luz

UV - Ultravioleta

WHO - World Health Organization

Sumário

LISTA DE ILUSTRAÇÕES	23
LISTA DE TABELAS	25
1 INTRODUÇÃO	30
2 OBJETIVOS	33
2.1 Objetivo geral.....	33
2.2 Objetivos específicos	33
3 JUSTIFICATIVA.....	34
4 REFERENCIAL TEÓRICO	36
4.1 Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde.....	36
4.2 Histórico das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde.....	37
4.3 Micro-organismos droga multirresistente	39
4.4 Histórico da limpeza e desinfecção de ambiente hospitalar	41
4.5 Geração de ozônio e suas propriedades físico-químicas	43
4.6 Solubilidade e estabilidade do gás ozônio em água	45
4.7 Toxicidade e segurança no uso do ozônio	47
4.8 Ozônio como método de limpeza e desinfecção.....	47
4.9 Bioluminescência.....	48
4.9.1 Trifosfato de Adenosina ATP bioluminescência como recurso para o monitoramento da higienização de ambientes hospitalares	49
5 DESCRIÇÃO DO MÉTODO	50
5.1 Caracterização da pesquisa	50
5.2 Local de realização da pesquisa	50

5.3 Obtenção da água ozonizada.....	52
5.4 Determinação da massa de ozônio aplicada e espessura da película no processo de borrifação da água ozonizada.....	54
5.5 Período e técnicas para a obtenção das amostras.....	54
5.5.1 Análise por meio da bioluminescência.....	55
5.5.2 Coleta e análise microbiológica automatizada.....	57
5.6 Critérios para composição das amostras.....	59
5.7 Tamanho amostral.....	60
5.8. Protocolo de avaliação das superfícies.....	60
5.8.1 Protocolo de avaliação por meio Bioluminescência.....	60
5.8.2 Protocolo das amostras avaliadas por meio da microbiologia automatizada.....	62
5.9 Análise de dados.....	64
5.10 Aspectos éticos.....	64
6 RESULTADOS.....	65
6.1 Curva de concentração do ozônio na água.....	65
6.2 Determinação da massa de ozônio aplicada e espessura da película no processo de borrifação da água ozonizada.....	66
6.3 Quantificação dos níveis de matéria orgânica sobre as superfícies assistenciais antes e após a aplicação dos protocolos de limpeza e desinfecção.....	66
6.4 Qualificação dos micro-organismos encontrados antes da limpeza e desinfecção de superfície assistenciais.....	69
6.5 Perfil de resistência dos micro-organismos encontrados antes da limpeza e desinfecção das superfícies assistenciais.....	71
7 DISCUSSÃO.....	74

7.1 Avaliação dos protocolos de limpeza desinfecção (GPH GHDEO ₃ e GO ₃) para redução dos níveis de matéria orgânica sobre as superfícies assistenciais de uma UTI por meio da bioluminescência.....	74
7.2 Capacidade dos protocolos propostos em eliminar MDR encontrados nas superfícies assistenciais antes da execução dos protocolos de limpeza e desinfecção (GPH GHDEO ₃ e GO ₃)	77
7.3 Perfil de resistência dos micro-organismos encontrados nas superfícies assistenciais antes da execução dos protocolos de limpeza e desinfecção propostos (GPH GHDEO ₃ e GO ₃)	85
8 CONCLUSÃO	91
9 REFERÊNCIAS.....	92
APÊNDICE I: Esquema para aquisição da amostra do GPH com o bioluminometro após limpeza e desinfecção	110
APÊNDICE II: Esquema para aquisição da amostra do GO₃ com o bioluminometro após limpeza e desinfecção	111
APÊNDICE III: Esquema para aquisição da amostra do GHDEO₃ com o bioluminometro após limpeza e desinfecção	112
APÊNDICE IV: Códigos para identificação das amostras	113
APÊNDICE V: Locais selecionados para coleta	114
ANEXO VI: Carta de aceite do orientador	115
ANEXO I: Aceite institucional	116
ANEXO II: Parecer consubstanciado do CEP	117

1 INTRODUÇÃO

O ambiente hospitalar pode funcionar como um reservatório de micro-organismos oportunistas, aumentando o risco de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde IRAS, estão comumente associadas a limpeza e desinfecção inadequadas de ambientes, podendo acometer, não somente os pacientes susceptíveis, mas também funcionários do hospital, e ainda com menos frequência os visitantes (VAN ARKEL *et al.*, 2020; FURLAN *et al.*, 2019; DRESCH *et al.*, 2018).

As IRAS, consideradas um evento adverso, são um problema de saúde pública (RANGEL *et al.*, 2022; GIULIANI *et al.*, 2018), responsáveis pelo óbito de milhares de pessoas por ano nos Estados Unidos, com maior letalidade que a AIDS, câncer e/ou acidentes automobilísticos juntos (HAQUE *et al.*, 2018). De acordo com a Organização Mundial da Saúde (OMS, 2017), cerca de 10% dos pacientes no mundo irão desenvolver uma IRAS durante a internação, com 10% desses casos evoluindo para óbito.

O manejo dessas infecções é ainda mais desafiador devido à crescente resistência antimicrobiana. Estimativas dos *Centros de Controle e Prevenção de Doenças* (CDC, 2019) indicam que, nos Estados Unidos, ocorrerão mais de 2,8 milhões de infecções resistentes a antibióticos anualmente, resultando em pelo menos 35.000 mortes e gerando um custo de US\$ 2,2 bilhões por ano em gastos com saúde. Para 2030, o custo estimado será de US\$ 1 trilhão anuais (World Bank, 2016).

Além disso, projeções de O'Neil (2016) indicam que, até 2050, a RAM poderá causar 10 milhões de mortes por ano, destacando essa resistência como uma das maiores ameaças à saúde pública do século XXI. Em resposta a essa problemática, a Organização das Nações Unidas (ONU) incluiu a Resistência antimicrobiana (RAM) em sua pauta na Assembleia de 2016, tornando-a parte dos Objetivos de Desenvolvimento Sustentável.

A RAM representa um desafio para a saúde global neste século. Em 2019, estimou-se que 4,95 milhões de mortes foram atribuídas à MDR, em regiões como a África Subsaariana Ocidental, a taxa de mortalidade relacionada à RAM foi de 27,3 óbitos por 100.000 pessoas, enquanto na Austrália essa taxa foi significativamente menor, com 6,6 óbitos por 100.000 pessoas (MURRAY *et al.*, 2022).

No Brasil, as infecções causadas por MDR representam uma preocupação, pois reduzem as chances de tratamento eficaz. Essas infecções prolongam o tempo de internação hospitalar, o que, por sua vez, eleva os custos assistenciais. Além disso, estão associadas a uma elevada taxa de mortalidade, evidenciando seu impacto crítico na saúde pública e na gestão do sistema de saúde (ÅRDAL *et al.*, 2020; ARAÚJO; PEREIRA, 2018).

Controlar a proliferação de patógenos no ambiente hospitalar é fundamental para minimizar os riscos de transmissão de IRAS, e tornar o ambiente assistencial mais seguro. Entre os recursos utilizados para validação da limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais, a técnica de inspeção visual e análise microbiológica têm sido as mais frequentes. Recentemente, houve maior adesão a técnicas que empregam marcadores fluorescentes e a quantificação de trifosfato de adenosina (ATP) por bioluminescência, devido à sua objetividade, facilidade de uso e feedback imediato (DESHPANDE *et al.*, 2020).

Para a limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais, têm sido empregados produtos químicos como quaternário de amônia, hipoclorito de sódio a 0,1% e peróxido de hidrogênio (PH), os quais são de difícil decomposição e cujos resíduos são nocivos à saúde humana (LI; SANGION; LI, 2020).

Em contrapartida, o gás ozônio (O₃), por sua vez, têm despertado interesse de pesquisadores pela sua alta reatividade e decomposição espontânea em substâncias atóxicas (oxigênio) (BRODOWSKA *et al.*, 2014; PATIL; BOURKE, 2012; TAPP; RICE, 2012). Além disso, é considerado um germicida natural de amplo espectro, o O₃ possui alta capacidade de inativar

vírus, bactérias, protozoários e fungos, devido à sua ação oxidativa (AZUMA *et al.*, 2022; CAETANO *et al.*, 2021; CLAVO *et al.*, 2020).

Seu mecanismo de ação envolve o rompimento da membrana celular e a interação com os constituintes químicos do envoltório celular, como proteínas, lipídios insaturados, lipopolissacarídeos de bactérias, enzimas intracelulares e ácidos nucleicos, além de proteínas e peptidoglicanos nas paredes dos esporos e cápsulas virais (MARTÍNEZ-SÁNCHEZ, 2019; DEMIR; ATGUDEN, 2016; HUNT; MARIÑAS, 1999).

O efeito oxidativo do O₃ o coloca como uma opção segura e de baixo custo para o controle microbiano em diversas áreas, destacando-se pela sua ação bactericida superior à do cloro, causando a lise celular por oxidação (GONZAGA; KOZUSNY-ANDREANI, 2018; TORMIN *et al.*, 2016). Outra vantagem do O₃ é a sua capacidade de ser dissolvido na água sem comprometer sua ação microbicida (LOPES, 2015), dependendo da concentração e das condições de pressão, temperatura e pureza da água (ROTH; SULLIVAN, 1981).

A busca por alternativas para a limpeza e desinfecção de superfícies hospitalares tem como base a preocupação crescente com a RAM, que contribui para o desenvolvimento de IRAS, além da necessidade de utilização de substâncias químicas mais seguras e menor toxicidade durante o uso (NAGHAVI *et al.*, 2024; KARIUKI, 2024; LACHENMEIER, 2021).

Nesse cenário, marcado pela evolução dos micro-organismos e pela procura de soluções eficazes e sustentáveis, este estudo propõe avaliar a eficácia da água ozonizada em um novo protocolo de limpeza e desinfecção, comparativamente às técnicas convencionais baseadas em insumos químicos, na limpeza e desinfecção de superfícies em uma UTI de um hospital público de média e alta complexidade no interior da Amazônia (Brasil).

2 OBJETIVOS

2.1 Objetivo geral

Avaliar a eficácia de um novo protocolo com água ozonizada na limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais de uma UTI em um hospital público de média e alta complexidade no interior da Amazônia (Brasil).

2.2 Objetivos específicos

- Mensurar a matéria orgânica presente nas superfícies das unidades assistenciais de uma UTI adulto por meio da bioluminescência;
- Identificar os micro-organismos presentes nas superfícies das unidades assistenciais de uma UTI adulto antes e após a aplicação dos protocolos de limpeza e desinfecção;
- Comparar a eficácia dos protocolos de limpeza e desinfecção das superfícies utilizando água ozonizada, com o método tradicional à base de peróxido de hidrogênio em UTI.

3 JUSTIFICATIVA

A sobrevivência de micro-organismos em superfícies assistenciais tem se tornado um desafio para o controle das IRAS. Consideradas atualmente uma das principais problemáticas de saúde pública no mundo, as IRAS causadas por micro-organismos multirresistentes (MDR) são responsáveis pelo aumento da morbimortalidade de pacientes, ocasionando impactos socioeconômicos tanto para a saúde pública quanto para a saúde individual (ASSEFA; AMARE, 2022; HARRIS *et al.*, 2021; GIULIANI *et al.*, 2018).

Concomitante a isso, a interação e a dinâmica entre os profissionais de saúde, pacientes e o ambiente hospitalar favorece a disseminação de patógenos por meio da contaminação cruzada (DRESCH *et al.*, 2018). Nesse contexto, este estudo busca explorar a utilização da água ozonizada como um recurso integrativo para a limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais.

O O₃ é um germicida natural de amplo espectro, capaz de inativar vírus, bactérias, protozoários e fungos com alta eficiência devido à sua potente ação oxidativa. Além disso, é um gás altamente reativo e instável, que rapidamente se decompõe em oxigênio molecular (O₂), tornando-se seguro para o meio ambiente (AZUMA *et al.*, 2022; RICKLOFF, 1987; BURLESON; MURRAY; POLLARD, 1975).

A água ozonizada, que incorpora essas propriedades oxidativas, é igualmente eficaz na eliminação de micro-organismos, sendo uma ferramenta promissora para aplicações antimicrobianas em diferentes contextos (AZUMA *et al.*, 2022; CAETANO *et al.*, 2021; CLAVO *et al.*, 2020; PASSOS *et al.*, 2014; GREENE; FEW; SERAFINI, 1993).

É importante destacar a quantidade limitada de estudos publicados sobre o uso da água ozonizada como agente de limpeza e desinfecção em superfícies assistenciais, uma vez que essa abordagem é relativamente recente e ainda está em processo de exploração e desenvolvimento (MASCARENHAS *et al.*, 2022). Apesar disso, os estudos disponíveis têm evidenciado sua eficácia,

demonstrando um impacto na eliminação de micro-organismos (OLIVEIRA *et al.*, 2023; CARVALHO *et al.*, 2023; LOPES *et al.*, 2015).

Além disso, a inovação do uso da água ozonizada pode ser vista como uma revolução nos métodos de limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais, tornando-se uma opção viável, seja por sua eficácia na eliminação de micro-organismos, seja por seu fator ecológico e sustentável, pois não deixa resíduos químicos nas superfícies tratadas, promovendo uma limpeza eficiente e ecologicamente correta.

Ademais a inovação do uso da água ozonizada pode ser vista como uma revolução dos métodos de limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais, tornando-se uma opção, seja por sua eficácia na eliminação de micro-organismos, ou por seu fator ecológico e sustentável, pois não deixa resíduos químicos nas superfícies tratadas promovendo uma limpeza eficiente, e ecologicamente correta.

Ainda, é importante destacar que o interesse em abordar essa temática não se limita apenas ao campo acadêmico e de investigação científica, mas ao comunitário e administrativo, no intuito de contribuir para contenção do crescimento e prevenção de IRAS colaborando na redução de custos, do tempo de internação e da sobrecarga de trabalho das equipes de saúde, frequentemente associada a hospitalizações prolongadas em instituições públicas e privadas.

Diante disso, após a análise de diversos artigos sobre as consequências das IRAS e os métodos já existentes de limpeza e desinfecção, formulou-se a seguinte questão norteadora para este estudo: O protocolo proposto com água ozonizada é capaz de eliminar micro-organismos presentes nas superfícies assistenciais de uma UTI?

A hipótese central deste estudo é que o protocolo com água ozonizada será eficaz na redução da carga microbiana em superfícies assistenciais de uma UTI, apresentando resultados superiores aos métodos tradicionais.

4 REFERENCIAL TEÓRICO

4.1 Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde

As IRAS são inerentes à existência de entidades destinadas a cuidar dos indivíduos. De acordo com a Portaria nº 2616/98 do Ministério da Saúde (MS), infecção hospitalar (IH) é aquela adquirida após a admissão do paciente, cujos sintomas surgem até trinta dias após a alta, estando associada à própria internação ou a procedimentos realizados durante a estadia hospitalar (LIU; DICKTER, 2020; BRASIL, 1998).

No Brasil, a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) define normas, métodos e critérios para prevenir e controlar as IRAS, termo que substituiu “Infecção Hospitalar” (IH) por abranger infecções adquiridas em hospitais, ambulatorios, domicílios e infecções ocupacionais de profissionais de saúde (CARDOSO, 2016).

Segundo Rangel *et al.* (2022) e Harris *et al.* (2021), as IRAS são consideradas um problemas de saúde pública, pois são uma das principais causas de mortes entre pacientes internados, e as taxas variam conforme a etiologia do micro-organismo agressor, a doença pregressa, entre outros fatores. Além de problema de saúde pública, as infecções hospitalares geram impacto econômico, pois dificultam o quadro da doença pré-existente, aumentam o período de internação e geram gastos tanto para as instituições que promovem o cuidado quanto para a família do paciente (MURRAY *et al.*, 2022; KUMAR *et al.*, 2020).

Atualmente, é preconizado que as Comissões de Controle de Infecção Hospitalar (CCIH) acompanhem a qualidade da assistência prestada durante a internação. É responsabilidade dos membros dessas comissões realizar a busca ativa de casos, exercer um papel normativo na formulação de normas a serem seguidas no ambiente hospitalar, implementar medidas de vigilância e capacitar

os profissionais de saúde por meio de ações educativas, conforme estabelecido pelo Programa de Controle de Infecções Hospitalares (PCIH) (BRASIL, 2016).

Para que essas medidas sejam eficazes, é fundamental compreender a cadeia de transmissão das IRAS. A ocorrência das IRAS está relacionada a fatores como a presença de micro-organismos no ambiente, a condição clínica do paciente e longos períodos de internação. Esses fatores, quando analisados isoladamente, não apresentam riscos de infecção; no entanto, precisam estar inter-relacionados para serem considerados uma IRAS (HARRIS *et al.*, 2021).

Diante disso, a limpeza e desinfecção de superfícies são elementos essenciais em estabelecimentos de saúde, com o objetivo de garantir o bem-estar, a segurança e o conforto de pacientes, familiares e profissionais da área da saúde (VAN ARKEL *et al.*, 2021; FURLAN *et al.*, 2019). Esses procedimentos também são fundamentais para o controle das IRAS e para proporcionar um ambiente adequado à execução das atividades realizadas pelos serviços de saúde (ANVISA, 2012; CADOT *et al.*, 2019).

4.2 Histórico das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde

A história da infecção hospitalar (IH) ou infecções nosocomiais (IN), atualmente denominadas IRAS, está inserida na própria história do cuidado com a saúde humana. Desde a existência dos hospitais, as infecções hospitalares têm estado presentes. Apesar da ausência de registros formais, sabe-se da alta incidência de infecções adquiridas em ambientes hospitalares, principalmente devido à prevalência de doenças epidêmicas na comunidade e às precárias condições de higiene (OLIVEIRA *et al.*, 2016).

Somente na primeira metade do século XIX, as infecções hospitalares começaram a receber maior atenção dos profissionais de saúde. Segundo Oliveira *et al.* (2016), alguns avanços foram promovidos por Ignaz Semmelweis, que, em 1847, preconizou a lavagem das mãos com "água clorada" antes de tocar nas parturientes; em 1856, Florence Nightingale enfatizou a importância da

higiene e limpeza hospitalar; em 1860, James Simpson verificou os riscos associados à assistência hospitalar; e, finalmente, em 1881, Robert Koch descreveu a esterilização a vapor (BEST; NEUHAUSER, 2004).

Apesar dos avanços, os cuidados continuavam precários, contribuindo para o surgimento das IRAS, especialmente das infecções causadas por estreptococos. Nesse contexto, a descoberta da penicilina por Alexander Fleming, entre 1928 e 1942, reduziu significativamente as infecções. No entanto, em 1950, surgiu o primeiro caso de resistência a esse antibiótico. Em resposta, ainda na mesma década, foi criada na Inglaterra a primeira Comissão de Controle de Infecção Hospitalar (CCIH) (FONTANA, 2006).

Outro marco relevante voltado para o controle das IRAS ocorreu em 1958, nos Estados Unidos, quando a *American Heart Association* (AHA) recomendou a vigilância da IH e a criação da CCIH. Na década de 1980, o CDC publicou critérios gerais e específicos para a definição das infecções hospitalares, reconhecendo-as como um problema de saúde pública que exige intervenção.

Já na década de 2000, o uso de Equipamentos de Proteção Individual (EPI) tornou-se obrigatório. Apesar de todos os avanços nas áreas de vigilância epidemiológica, que persistem até hoje, surgiram novos desafios para o controle das IRAS, como o aumento de procedimentos invasivos, o surgimento de cepas multirresistentes e a elevação da expectativa de vida (OLIVEIRA; MARUYAMA, 2008).

Nesse cenário, a ANVISA, por meio do Plano Nacional de Segurança do Paciente (PNSP) e RDC 36/2013, propôs a redução das IRAS como um objetivo e estratégia obrigatória a ser seguida pelos hospitais (ANVISA, 2013). A ANVISA também identificou a limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais como uma das fragilidades nos serviços de saúde, pois os procedimentos de limpeza e desinfecção das instituições de saúde não têm sido eficazes em reduzir a quantidade de micro-organismos (ANVISA, 2020; ESOLEN *et al.*, 2018).

Com os avanços técnico-científicos, houve uma maior exigência por parte dos órgãos governamentais, especialmente com o surgimento da COVID-19,

que levou a uma das pandemias mais devastadoras do século, trazendo grandes ameaças à saúde e impactos à economia. Esse cenário motivou a Organização Mundial da Saúde (OMS) a declarar estado de emergência em saúde mundial. Assim, observa-se a necessidade de manter a vigilância em escala global, bem como de investir em tecnologias para reduzir a propagação das IRAS (SCHIRÒ; GALVANO; SPICOLA, 2021).

4.3 Micro-organismos droga multirresistente

A resistência de micro-organismos a drogas terapêuticas tem sido considerada uma séria ameaça à saúde pública, relacionada ao aumento do tempo de permanência em unidades de terapia intensiva, aos custos do tratamento e às elevadas taxas de morbimortalidade dos pacientes (MURRAY *et al.*, 2022; ASSEFA; AMARE, 2022; O'NEILL, 2016).

O uso contínuo e estendido de antimicrobianos ao longo dos últimos anos contribuiu para o surgimento de micro-organismos capazes de desenvolver mecanismos de resistência aos antibióticos, resultando no surgimento das superbactérias (OMS, 2010). Essa evolução microbiana tem promovido o desenvolvimento de uma ampla gama de mecanismos de resistência, permitindo a adaptação desses organismos a diversos ambientes, tanto extra-hospitalares quanto intra-hospitalares (MUGNIER *et al.*, 2010).

A crescente colonização de pacientes por bactérias multirresistentes em ambientes assistenciais tornou-se um problema de saúde pública (ABDEL *et al.*, 2023; RANGEL *et al.*, 2022; KUMAR *et al.*, 2020). Um exemplo são as enterobactérias resistentes aos carbapenêmicos, que produzem carbapenemases capazes de inativar esses medicamentos (HERNANDO *et al.*, 2022; CASINI *et al.*, 2018; LENHARD-VIDAL *et al.*, 2011).

A resistência bacteriana ocorre quando cepas de micro-organismos conseguem se replicar mesmo na presença de altas concentrações de

antimicrobianos, dificultando sua eliminação pelos medicamentos disponíveis no mercado (MURRAY *et al.*, 2022; WANNMACHER, 2004).

O rápido aumento das IRAS causadas por MDR em ambientes assistenciais representa uma ameaça para pacientes em UTIs, gerando interesse em aspectos como a transmissão e a sobrevivência de patógenos e a possibilidade de reservatórios ambientais (RUSSOTTO *et al.*, 2015).

Embora a transmissão de infecções por MDR seja relatada com maior frequência em UTIs e unidades de longa permanência, todos os setores de atendimento à saúde são impactados pela propagação desses micro-organismos (HARRIS *et al.*, 2021; LING *et al.*, 2018).

A gravidade e a extensão das infecções causadas por esses patógenos variam de acordo com a população afetada e com as características dos serviços de saúde, podendo se instalar em unidades ambulatoriais e de cuidados prolongados ou crônicos (ASSADIAN *et al.*, 2021; SMITH *et al.*, 2008).

O impacto socioeconômico das infecções por MDR é alarmante. Segundo o *Centers for Disease Control and Prevention* (CDC), nos Estados Unidos, cerca de 2 milhões de pessoas por ano são acometidas por infecções causadas por MDR, resultando em pelo menos 23 mil mortes (CDC, 2016).

Além da elevada mortalidade, há um grande impacto financeiro para o sistema de saúde, com uma estimativa de perda na capacidade produtiva de 1,5 bilhão de euros ao ano em todo o mundo. De acordo com a OMS, se essa situação não for revertida, infecções por MDR poderão causar 10 milhões de mortes anualmente até 2050, além de graves danos econômicos (SHRIVASTAVA *et al.*, 2020; WHO, 2019).

Em 2017, a OMS classificou micro-organismos multirresistentes conforme sua relevância epidemiológica, destacando *Acinetobacter baumannii*, *Pseudomonas aeruginosa* e membros da família *Enterobacteriaceae* resistentes aos carbapenêmicos, além de *Enterococcus faecium* resistente à vancomicina e *Staphylococcus aureus* resistente à metilina ou com sensibilidade

intermediária/resistência à vancomicina (CRIPPEN *et al.*, 2021; D'ACCOLTI *et al.*, 2019).

No Brasil, o boletim da Anvisa de 2018, relata dados de infecção da corrente sanguínea associada a cateteres centrais, indicou uma prevalência de resistência a carbapenêmicos e cefalosporinas de amplo espectro de terceira e quarta geração em UTIs adultas por todo o país, sendo de 44,3% para *K. pneumoniae*, 20,9% para *Enterobacter spp.*, e 9,2% para *Escherichia coli* (ANVISA, 2018).

Essa problemática é ainda mais grave, em unidades de longa permanência, como as UTIs, onde pacientes necessitam de diversos procedimentos invasivos, aumentando o risco de exposição. Esse risco está diretamente ligado à gravidade da condição do paciente, ao estado nutricional, ao tempo de internação e às condutas terapêuticas adotadas (BEZAGIO; FERREIRA, 2021; ASSADIAN *et al.*, 2021; MONTAGNA *et al.*, 2019).

4.4 Histórico da limpeza e desinfecção de ambiente hospitalar

A precursora da enfermagem, Florence Nightingale, revolucionou a assistência à saúde com práticas focadas na higienização, isolamento dos pacientes, atendimento individual, dieta controlada e redução do número de leitos por enfermagem, estabelecendo medidas de organização, sistematização do atendimento e treinamento de pessoal (OLIVEIRA; MARUYAMA, 2008).

No Brasil, os primeiros relatos sobre controle de contaminação, termo usado na época, surgiram na década de 1950, por volta de 1956. Nessa época, discutiam-se medidas de sanitização ambiental, técnicas assépticas para procedimentos invasivos, processos de limpeza, desinfecção, esterilização e o surgimento de MDR devido ao uso indiscriminado de antibióticos. Essas temáticas ainda eram pouco abordadas na formação dos profissionais de saúde (UDWADIA; BALSARI; GHAFUR, 2021).

Essa época foi marcada pelo aumento das taxas de infecção relacionadas a procedimentos invasivos, chegando a até 90% dos casos. Em geral, essas infecções estavam ligadas à falta de medidas básicas de higiene nos ambientes assistenciais e ao inadequado isolamento de pacientes com doenças infecciosas, o que frequentemente resultava em "gangrenas hospitalares," a principal causa de mortalidade nos hospitais brasileiros (FERNANDES, 2000).

Desde então, grandes avanços marcaram a prática de desinfecção no Brasil. Em 1999, por meio da Lei 9.782, foi criada a ANVISA. Posteriormente, a Portaria nº 1.241 transferiu as atribuições de controle de infecções hospitalares (IH) dos níveis estadual e municipal para o nível federal, permitindo o alinhamento entre as ações de controle de infecções e as atividades de regulação dos serviços de saúde (BRASIL, 1999).

Esse alinhamento está descrito no manual de Segurança do Paciente em Serviços de Saúde: Limpeza e Desinfecção de Superfícies (2010), que propõe a padronização da limpeza de superfícies em serviços de saúde, abrangendo móveis, pisos, paredes, divisórias, portas e maçanetas, tetos, janelas, equipamentos médicos, bancadas, pias, macas, divãs, suportes para soro e balanças. O manual também especifica as técnicas de limpeza e os tipos de saneantes, assim como suas concentrações para cada superfície (BRASIL, 2010).

A limpeza e desinfecção nos serviços de saúde são categorizadas em níveis de complexidade, conforme a RDC nº 55/12, classificados em baixo, intermediário e alto nível. No processo de baixo nível, os compostos utilizados não eliminam micro-organismos mais resistentes. No nível intermediário, patógenos como a bactéria causadora da tuberculose são inativados, sendo capazes de destruir bactérias vegetativas e a maioria dos fungos e vírus. No alto nível, ocorre a eliminação da maior parte dos micro-organismos presentes, exceto esporos bacterianos (ANVISA, 2012).

Entre os desinfetantes e esterilizantes químicos mais comuns estão aldeídos, álcoois, compostos fenólicos, biguanidas, compostos orgânicos e

inorgânicos liberadores de cloro ativo, iodo e derivados, quaternários de amônia e outros, todos permitidos pela ANVISA por meio da RDC nº 109/16. Entre os saneantes mais usados destacam-se o álcool, compostos de cloro e ácido peracético (ANVISA, 2016).

A Portaria nº 354 de 2006 define os germicidas com base em seu espectro de ação, classificando-os para uso em áreas e artigos variados. O mercado oferece uma ampla variedade de opções, e sabe-se que nenhum saneante preenche todos os requisitos ideais. Assim, é necessário evitar o uso incorreto e gastos excessivos, por meio do conhecimento de suas propriedades (ANVISA, 2006).

Além dos agentes desinfetantes, há uma classificação das áreas nos estabelecimentos de saúde que auxilia no combate às IRAS e na elaboração de técnicas de limpeza e desinfecção de superfícies. As áreas são classificadas de acordo com os riscos de infecção, baseados nas atividades realizadas em cada setor assistencial (BRASIL, 2010; ESOLEN *et al.*, 2018).

Nesse mesmo documento, a ANVISA classifica as áreas dos estabelecimentos de saúde para orientar adequadamente os serviços, considerando as complexidades e os níveis de rigor e detalhamento exigidos nesses ambientes. O procedimento de limpeza e desinfecção deve ser feito de acordo com o risco. Essas áreas são classificadas como: não críticas, semicríticas e áreas críticas.

As áreas críticas são ambientes com alto risco de infecção, onde são realizados procedimentos de risco, com ou sem presença de pacientes, especialmente os imunossuprimidos. As áreas semicríticas incluem setores com pacientes com doenças infecciosas ou não infecciosas. As áreas não críticas são aquelas onde não se realizam procedimentos de risco nem se destinam ao atendimento direto a pacientes (ANVISA, 2010).

4.5 Geração de ozônio e suas propriedades físico-químicas

O O_3 é uma molécula gasosa natural, composta por três átomos de oxigênio, descoberta por Christian Friedrich Schonbein em 1840. Com odor característico, o O_3 é considerado uma espécie de “oxigênio superativo”. Trata-se de um gás altamente reativo, instável e não armazenável, sendo gerado a partir da molécula de oxigênio e utilizado imediatamente. Sua estrutura apresenta três átomos de oxigênio formando um ângulo de 117 graus, com uma distância entre os átomos de 0,127 nm (BOCCI, 2011).

O gás O_3 pode ser obtido por eletrólise, radiação ultravioleta ou descarga corona, sendo este último método o mais utilizado para a produção de quantidades significativas de O_3 , devido à alta taxa de conversão de oxigênio em O_3 . No método de descarga elétrica do tipo corona, o O_3 é gerado pela passagem de ar ou oxigênio medicinal entre dois eletrodos metálicos, separados por um material dielétrico, e submetidos a uma diferença de potencial elétrico elevada, medida em volts (PICCOLI; SOUZA; SOUZA, 2015; BOCCI, 2011).

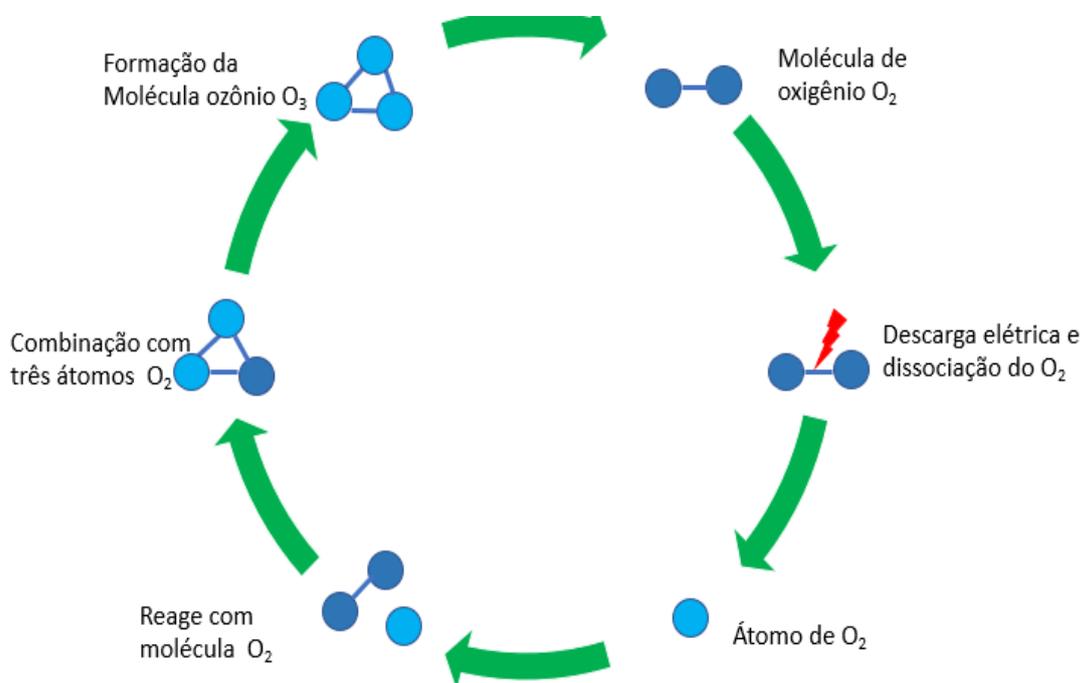


Figura 1: Formação do ozônio a partir da molécula de oxigênio.
Fonte: Adaptado de Bocci, 2011.

Além de sua estrutura molecular singular, o O_3 apresenta propriedades físicas específicas, que variam conforme seu estado físico. No estado líquido, possui uma coloração azul escura e um ponto de fusão de 192,5 °C. No estado sólido, forma cristais pretos e tem um ponto de ebulição de 111,9 °C. Sua densidade a 0 °C e 101,3 kPa é de 2,143 g/L no estado gasoso (PIRANI, 2011; GUZEL-SEYDIM *et al.*, 2004).

4.6 Solubilidade e estabilidade do gás ozônio em água

A solubilidade e a estabilidade do gás O_3 em água envolvem uma série de reações químicas que resultam na formação de espécies reativas de oxigênio, como o radical hidroxila (OH) e o peróxido de hidrogênio (H_2O_2). Fatores como temperatura, pressão e a presença de substâncias dissolvidas influenciam a solubilidade do O_3 em água, sendo que, em geral, a solubilidade aumenta com a diminuição da temperatura e o aumento da pressão (GUZEL-SEYDIM *et al.*, 2004).

Esse comportamento do O_3 em solução segue a Lei de Henry, que abrange uma ampla faixa de temperaturas e concentrações de O_3 em uma mistura de oxigênio e O_3 . O coeficiente de solubilidade pode ser expresso como a razão entre as concentrações de O_3 em solução aquosa (O_3 líquido) e na mistura de O_3 e O_2 , respectivamente (Tabela 1) (ROTH; SULLIVAN, 1981).

Tabela 1: Solubilidade do gás ozônio em meio aquoso de acordo versus temperatura

Temperatura (°C)	Solubilidade L O_3 /L H_2O
0,0	0,640
15,0	0,456
27,0	0,270
40,0	0,112
60,0	0,0

Fonte: GUZEL-SEYDIM *et al.*, 2004.

A solubilidade do O_3 em água está diretamente relacionada à quantidade de O_3 no meio aquoso e à concentração na fase gasosa (HILL; RICE, 1982). Sua degradação em meios aquosos depende do grau de pureza, temperatura e pH da solução. Aumentos no pH aceleram a decomposição do O_3 , reduzindo sua concentração na água, assim como o aumento da temperatura, que tem um efeito semelhante (KIM *et al.*, 1999).

A solubilidade do O_3 na água é aproximadamente dez vezes maior do que a do oxigênio, conforme indicado pela constante da Lei de Henry, que depende da temperatura e é significativamente superior à do O_2 (LEVANOV *et al.*, 2019; EGOROVA *et al.*, 2015). De acordo com Kim *et al.* (2004), a solubilidade do O_3 em água varia entre 0,49 ml e 0,64 ml de O_3 por mL de água.

O O_3 é considerado um dos oxidantes naturais mais eficazes e um poderoso microbicida (BOCCI, 2011). Comparado a outras substâncias oxidantes, destaca-se por seu elevado poder oxidativo de 2,07 V, o que lhe confere a capacidade de inativar micro-organismos por meio da oxidação da parede celular. Seu potencial oxidativo é superado apenas pelo flúor, com um valor de 3,06 V (PIRANI, 2011).

Tabela 2: Substâncias químicas oxidativas e seus potenciais de oxidação.

Substância oxidativa	Capacidade oxidativa (mV)
Flúor	3,06
Ozônio	2,07
Peróxido de hidrogênio	1,78
Permanganato	1,67
Dióxido de cloro	1,50
Hipoclorito	1,49
Cloro	1,36

Fonte: PIRANI, 2011.

4.7 Toxicidade e segurança no uso do ozônio

Para garantir a segurança na utilização do gás O_3 , é necessário observar os limites de exposição, medidos em ppm, conforme as recomendações do Departamento de Segurança e Saúde Ocupacional (OSHA) dos EUA. Os limites permitidos são: 0,1 ppm para uma exposição de 8 horas, 0,3 ppm para 15 minutos e concentrações acima de 50 ppm são consideradas fatais em poucos minutos (PIRANI, 2011).

A toxicidade do O_3 varia conforme a concentração. Sinais de intoxicação podem incluir irritação no nariz e na garganta, que surgem imediatamente após o contato com o gás a uma concentração de 0,1 ppm. Cefaleia, angina pectoris, tosse, garganta seca e perda de visão podem ocorrer após três a seis horas de exposição a concentrações de 0,1 a 0,5 ppm. Concentrações mais altas de O_3 (5-10 ppm) podem causar taquicardia e edema pulmonar, enquanto concentrações de 50 ppm ou mais são fatais quando inaladas (CARVALHO *et al.*, 2022).

4.8 Ozônio como método de limpeza e desinfecção

O gás O_3 tem sido amplamente utilizado em diversas áreas, incluindo alimentos, tratamento de água, produtos farmacêuticos, têxteis e setores de saúde (AILLÓN-GARCÍA *et al.*, 2023). Na odontologia, o uso do O_3 como metodologia integrativa para a eliminação de micro-organismos está bem consolidado (RIOS *et al.*, 2023; NOGUEIRA *et al.*, 2022; SFALCIN; MARQUES; RIBEIRO, 2022).

Recentemente, o uso do gás O_3 dissolvido em água despertou o interesse de pesquisadores, destacando sua aplicação como agente de limpeza e desinfecção de artigos e superfícies hospitalares (OLIVEIRA *et al.*, 2023; CARVALHO *et al.*, 2023; SILVA *et al.*, 2022; LOPES *et al.*, 2015).

Outro estudo avaliou o potencial da água ozonizada na remoção de manchas e bactérias, como *Escherichia coli*, *Staphylococcus aureus*, *Candida albicans* e *Aspergillus fumigatus*, inoculadas em amostras de tecido. Observou-se uma redução significativa da microbiota presente nos tecidos, de até 7 log (EPELLE *et al.*, 2022). Chamchoi *et al.* (2021) também avaliaram a eficácia antimicrobiana da água ozonizada sobre *E. coli*, obtendo uma redução significativa.

4.9 Bioluminescência

A bioluminescência (do grego bios, “vivo”, e do latim lumen, “luz”) é a luz produzida em um sistema biológico, com uma taxa de eficiência de 96% (ROCHA, 2007). Esse fenômeno resulta de uma reação química de oxidação, na qual o ATP é convertido em adenosina difosfato (ADP) e fosfato inorgânico (Pi). A energia liberada durante esse processo é então utilizada para a produção de bioluminescência (REYBROECK, 1999; SHAMA; MALIK, 2013).

Para que a bioluminescência ocorra, é necessária a presença da enzima luciferase, que catalisa a reação de oxidação da luciferina. Essa oxidação gera a emissão de luz, geralmente na faixa do espectro visível. A intensidade da luz emitida está diretamente relacionada à quantidade de ATP presente na amostra. Assim, quanto maior a quantidade de ATP, mais intensa será a bioluminescência observada (BEVILAQUA; DA SILVA; RAVARA, 2022).

A referência de Unidade Relativa de Luz (URL) utilizadas para determinar se uma superfície está adequadamente limpa pode variar conforme o modelo do equipamento utilizado, com calibrações específicas estabelecidas pelo fabricante. Estudos têm mostrado uma relação entre as URL de bioluminescência de ATP e a presença de carga biológica (CARLING, 2013; MULVER *et al.*, 2011; CARLING; BARTLEY, 2010).

4.9.1 Trifosfato de Adenosina ATP bioluminescência como recurso para o monitoramento da higienização de ambientes hospitalares

A técnica de bioluminescência por ATP para análise e monitoramento da higienização de ambientes hospitalares tem ganhado destaque por oferecer um feedback imediato. Nesse processo, ocorre uma reação química entre a enzima luciferase e as moléculas de ATP provenientes de material orgânico presente nas superfícies (DESHPANDE *et al.*, 2020).

Ao avaliar as superfícies, quanto maior a quantidade de ATP, maior será a intensidade da luz emitida, medida em URL. A quantificação dessa luz, realizada por meio de um bioluminômetro, permite uma supervisão rápida da limpeza e fornece medidas padronizadas da matéria orgânica presente nos ambientes (EDMISTON *et al.*, 2020; HOPMAN *et al.*, 2018).

Segundo Oliveira *et al.* (2013), o uso da bioluminescência por ATP na área da saúde é uma importante ferramenta para gerar conhecimento entre os profissionais. Essa metodologia fornece informações imediatas sobre falhas na eficácia da limpeza e desinfecção das superfícies, além de complementar a análise microbiológica e visual (BERNARDES *et al.*, 2023).

Nesse contexto, a *Agency for Healthcare Research and Quality* (AHRQ) desenvolveu estratégias para o monitoramento da limpeza e desinfecção de superfícies ambientais (LEAS *et al.*, 2015), que incluem inspeção visual, métodos microbiológicos, marcadores fluorescentes e o teste de ATP. Este último é capaz de detectar matéria orgânica pela presença do nucleotídeo, utilizando a bioluminescência (XU *et al.*, 2019; BURNHAM *et al.*, 2020).

5 DESCRIÇÃO DO MÉTODO

5.1 Caracterização da pesquisa

Trata-se de uma pesquisa quase experimental com abordagem quantitativa, uma metodologia amplamente utilizada para avaliar o impacto de diferentes intervenções ou protocolos. Esse tipo de estudo permite uma análise de variáveis específicas de interesse do pesquisador, sendo uma alternativa útil quando a randomização não é viável. A pesquisa quase-experimental caracteriza-se pela avaliação dos efeitos de uma intervenção sem o uso de atribuição prévia, o que difere dos estudos experimentais tradicionais. Apesar da ausência de randomização, essa abordagem possibilita um aprofundamento no conhecimento da realidade, fornecendo informações relevantes sobre as características observadas (NIANOGO *et al.*, 2023).

O modelo de pesquisa quase-experimental incluem o pré-teste e pós-teste de um único grupo, os projetos de grupos não equivalentes, a descontinuidade de regressão e os modelos de séries temporais interrompidas. Esses delineamentos oferecem alternativas robustas para avaliar intervenções em contextos variados, permitindo a obtenção de dados confiáveis mesmo em situações com restrições práticas à realização de estudos experimentais clássicos (REICHARDT; STORAGE; ABRAHAM, 2023).

5.2 Local de realização da pesquisa

A pesquisa foi conduzida no Hospital Regional do Baixo Amazonas Dr. Waldemar Penna, uma unidade de saúde pública de média e alta complexidade que atende usuários do Sistema Único de Saúde (SUS). A instituição tem como objetivo oferecer cuidados humanizados, segurança, sustentabilidade e qualidade na assistência. Ela é gerida pela Organização Social Pró-Saúde

Associação Beneficente de Assistência Social e Hospitalar e está localizada no município de Santarém, no estado do Pará, no bairro Diamantino, na Avenida Sérgio Henn, número 1100, CEP: 68020-00.

Vale destacar que este estudo foi realizado na Unidade de Terapia Intensiva (UTI) Adulto do referido hospital, que atende cerca de 1,1 milhão de pessoas anualmente, provenientes das regiões do Baixo Amazonas e Tapajós (Figura 2). A primeira região abrange 13 municípios: Almeirim, Alenquer, Belterra, Curuá, Faro, Juruti, Monte Alegre, Mojuí dos Campos, Oriximiná, Óbidos, Prainha, Santarém e Terra Santa. Já a segunda região é composta por 6 municípios: Aveiro, Itaituba, Rurópolis, Novo Progresso, Trairão e Jacareacanga.

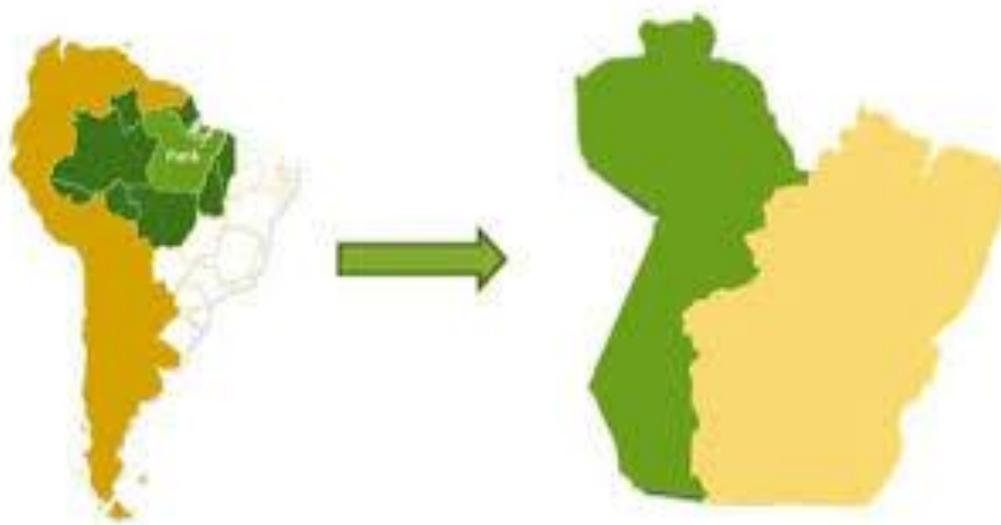


Figura 2: Região do Baixo Amazonas e Tapajós – Pará.

Fonte: setur.pa.gov.br.

Sua estrutura física conta com unidades de internação pediátrica, cirúrgica, médica, oncológica e obstetrícia de alto risco; centro cirúrgico; unidades de terapia intensiva neonatal, infantil e adulto; e serviços de diagnóstico. Além disso, possui programas e projetos que possibilitam a difusão de conhecimento e a integração de acadêmicos de várias instituições de ensino.

5.3 Obtenção da água ozonizada

Para a obtenção da água ozonizada, foi utilizado um gerador de O_3 da marca OzonLife, Medical Systems[®], Brasil. Na entrada do aparelho, ajustou-se uma vazão de oxigênio de 1/8 L/min, o que resultou em uma concentração de gás O_3 de 50 mg/L na saída (SILVA *et al.*, 2022). Como medida de segurança, a produção da água ozonizada foi realizada em uma capela exaustora (Figura 3).

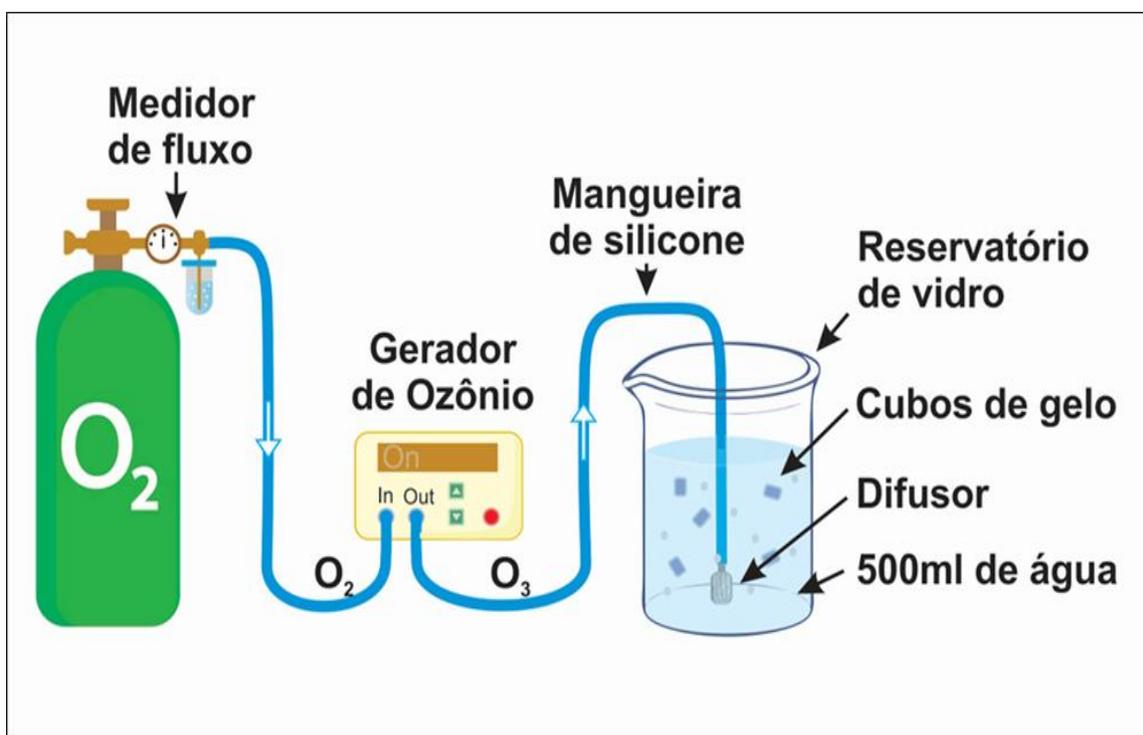


Figura 3 Ilustração de transferência do gás ozônio para água tratada por osmose reversa dentro de uma capela de exaustão.

Fonte: elaborado pela autora 2022.

A transferência do O_3 para a água foi feita por meio de um sistema denominado Reator Coluna de Borbulhamento (Bubble Column Reactor - BCR) (KANTARCI *et al.*, 2005), utilizando uma peça sinterizada porosa de aço inoxidável submersa em 500 mL de água previamente tratada por osmose reversa. A água ozonizada foi produzida a uma temperatura de 6,9 °C,

alcançando uma concentração de 2,7 mg/L, com saturação completa em 4 minutos.

Com o objetivo de preservar as propriedades microbianas da água ozonizada, esta foi mantida a uma temperatura entre 8 °C e 10 °C. Para alcançar essa condição, foram adicionados dois cubos de gelo, com volume de 10 mL cada, produzidos com o mesmo grau de pureza da água utilizada. A solução foi armazenada em um recipiente de vidro, envolto por uma camada de proteção composta por poliestireno expandido (EPS), garantindo sua conservação para uso imediato. A temperatura média do ambiente foi de 23 °C (Figura 4). Após o término do processo, a temperatura da solução manteve-se estável entre 8 °C e 10 °C.

Para garantir a execução segura dessas etapas, torna-se indispensável o uso de EPIs apropriados. Máscaras respiratórias com filtro de carvão ativado, luvas de silicone, aventais de mangas longas e óculos de proteção são recomendados para minimizar os riscos de exposição a agentes potencialmente nocivos durante o preparo da água ozonizada (CONITEC, 2024).



Figura 4: Borrifador de vidro com água ozonizada e cubo de gelo/porta garrafa de isopor.

Fonte: Acervo da autora.

5.4 Determinação da massa de ozônio aplicada e espessura da película no processo de borrifação da água ozonizada

A transferência de água ozonizada sobre a superfície de 100 cm² foi quantificada com um certo grau de precisão. Para isso, utilizou-se uma balança digital de alta precisão para pesar o recipiente antes e após a aplicação da água ozonizada na superfície. A diferença entre as duas medições permitiu determinar a massa de água ozonizada transferida. Considerando que 1 mL de água equivale a 1 g, e conhecendo a concentração de ozônio incorporada à água, foi possível calcular a quantidade de ozônio transferida para a superfície de 100 cm².

Esse cálculo foi realizado a partir da equação 1.

$$Q = C \times V \quad (1)$$

Onde: Q equivale a massa de ozônio transferida, dada em mg, C equivale a concentração de ozônio incorporada à água, dada em mg/L, e V equivale ao volume depositado, dado em L.

O cálculo da espessura da película de água depositada nas superfícies avaliadas foi realizado empregando a equação 2.

$$E = \frac{V}{A} \quad (2)$$

Onde E equivale a espessura da película de água, dada em cm, V equivale ao volume de água aspergido sobre a superfície, dado em cm³ e A equivale a área a ser exposta, dado em cm².

5.5 Período e técnicas para a obtenção das amostras

As amostras para este estudo foram coletadas no primeiro semestre de 2022. Para fins didáticos, as coletas foram realizadas em duas etapas distintas: na primeira, foi utilizado um luminômetro da marca SystemSure Plus, da

Hygiena[®], para a avaliação quantitativa; na segunda, para a identificação dos micro-organismos, foi empregada a microbiologia automatizada, por meio do equipamento *Phoenix M50*, da *Becton Dickinson* (BD).

5.5.1 Análise por meio da bioluminescência

Nesta análise, foi estabelecido para cada superfície uma área de 100 cm², todas elas foram avaliadas por bioluminescência e verificado o grau de sujeidade na escala URL. Para avaliação do grau de limpeza e desinfecção das superfícies foi utilizado um swab UltraSnap e o luminômetro (SystemSure Plus Hygiena) (Figura 5).



Figura 5: Equipamento para aferição de ATP Luminômetro SystemSure Plus.

Fonte: Acervo da autora 2022.

Esse sistema quantifica a substância “Adenosine Triphosphate” (ATP) presentes em matéria orgânica, pela técnica da bioluminescência, que preconiza uma escala ≤ 100 URL (Unidades Relativas de Luz) para considerar uma

superfície adequadamente limpa e desinfetada conforme manual do fabricante (HYGIENA, 2020).

Para a obtenção das amostras de URL antes e após os protocolos de limpeza e desinfecção concorrente, foram estabelecidos quatro grupos distintos: Grupo Controle (GC) – antes da limpeza e desinfecção; Grupo Peróxido de Hidrogênio (GPH) – protocolo utilizado pelo hospital; Grupo Híbrido Detergente Enzimático e Água Ozonizada (GHDEO₃); e Grupo Água Ozonizada (GO₃). As superfícies analisadas incluíram o colchão pneumático, as grades laterais da cama e a mesa de cabeceira (Figura 6).

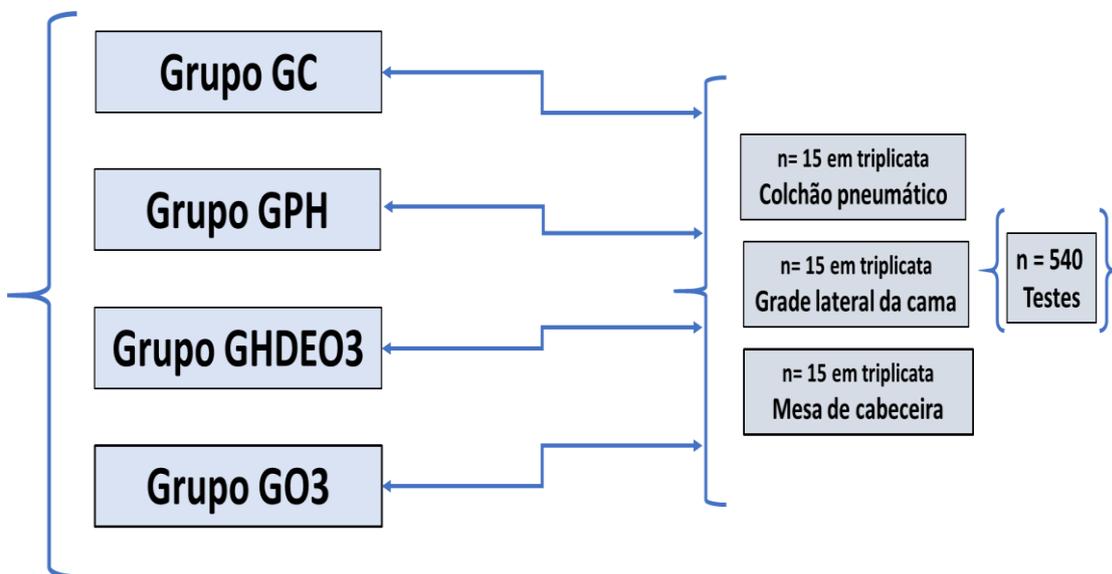


Figura 6: Distribuição do número de coleta por grupos de superfícies.

Fonte: Elaborado pela autora 2022.

Para comprovar o potencial da água ozonizada na desinfecção de superfícies, optou-se pelo uso de detergente enzimático na etapa de limpeza prévia do GHDEO₃. Este tipo de detergente é amplamente reconhecido por sua eficiência na remoção de matéria orgânica, como sangue, proteínas e lipídios, sendo considerado padrão-ouro em protocolos de limpeza hospitalar. Sua ação

enzimática assegura a preparação adequada das superfícies para os processos subsequentes de desinfecção.

Para a delimitação das áreas de coleta, foi utilizado um gabarito de silicone com dimensões de 48 cm de comprimento por 20 cm de largura, contendo quatro subdivisões de 100 cm², correspondentes a cada grupo (Figura 7), e todas as áreas foram avaliadas em triplicata. O grupo controle, no entanto, não foi submetido a nenhum processo de limpeza e desinfecção.

A marcação das áreas nas grades laterais das camas apresentou desafios devido à sua forma irregular. Para superar esse obstáculo, utilizou-se uma fita métrica para medir e marcar com precisão as áreas de teste, escolhidas especificamente em locais de alto contato, mais propensos a reter contaminação. As áreas de teste foram delimitadas com uma circunferência de 12 cm e um comprimento de 8,33 cm, assegurando a padronização das medições e esterilização.

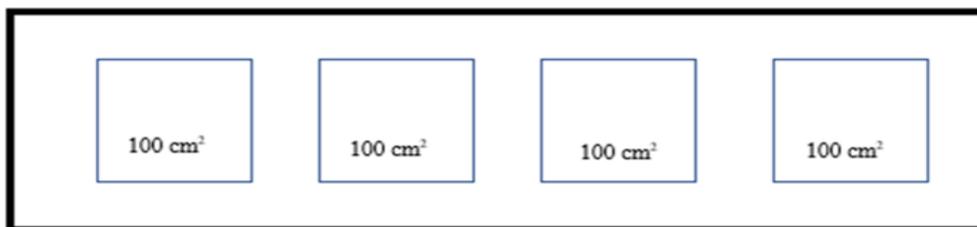


Figura 7: Gabarito de silicone para padronização da coleta das amostras.
Fonte: Elaborado pela autora 2022.

5.5.2 Coleta e análise microbiológica automatizada

Para coleta das amostras microbiológicas automatizada utilizou-se um swab Stuart nas superfícies assistenciais (colchão pneumático, grade lateral da cama e mesa de cabeceira) nos locais que apresentaram maior resultado na escala de URL e após a aplicação dos protocolos propostos. Após a coleta, os swabs foram devidamente identificados com uso de código (Apêndice IV) e transportados em caixa box em temperatura ambiente aos cuidados da equipe

técnica do setor de microbiologia do laboratório Amazônia Diagnósticos para análise microbiológica automatizada.

No laboratório as amostras foram semeadas em placas de petri utilizando os meios de MacConkey e Agar Sangue. Após o crescimento bacteriano, estes foram transferidos para os tubos do sistema Phoenix utilizados para a identificação dos micro-organismos (ID) e sensibilidade antimicrobianos. (AST), estes foram analisados no equipamento Phoenix M50 da BD (Figura 8), utilizando o painel específico para bactérias gram-negativos e/ou gram-positivos (Figura 9).



Figura 8: Equipamento de análise automatizada BD Phoenix M50.
Fonte: Acervo da autora 2022.

Esses painéis possuem um tipo de associação dos substratos de Identificação microbiana a esquerda e os Antimicrobianos a direita do painel combo. A identificação lado do painel para bactérias totalizam 45 substratos desidratados, incluindo 14 substratos fluorogênicos, 16 substratos de

fermentação, 7 de carbono, 4 substratos cromogênicos, esculina, ureia, colistina e poli mixina B, bem como 2 controles fluorescentes (Figura 9).

Cada painel de TSA contém diversos agentes antimicrobianos em diluições seriadas, permitindo a determinação da Concentração Inibitória Mínima (MIC) de cada agente. Os testes de sensibilidade a antimicrobianos (TSAs) do sistema Phoenix, emprega um indicador de redox para identificar o metabolismo bacteriano e a turbidez do meio. Os resultados das análises foram disponibilizados em relatórios contendo informações detalhadas sobre a identificação bacteriana e o perfil de sensibilidade e resistência aos antibióticos em um período máximo de 48 horas.



Figura 9: Combo gram-negativos e gram-positivos do sistema Phoenix M50.

Fonte: Acervo da autora.

5.6 Critérios para composição das amostras

As amostras desta pesquisa foram obtidas in loco, durante as atividades diárias e cuidados prestados aos pacientes que ocupavam as unidades assistenciais avaliadas, foram selecionadas conforme os critérios de inclusão: leito ocupado por mais de sete dias; não ter sido realizado limpeza concorrente

por um período de seis horas, antes do banho do paciente e com resultado de bioluminescência ≥ 100 URL (Hygiene, 2020).

5.7 Tamanho amostral

A composição da amostra foi de 15 unidades assistenciais da UTI colchão pneumático, grade lateral da cama e mesa de cabeceira (Apêndice V) identificados como locais de maior manipulação pelos pesquisadores e confirmados pela literatura (Boyle *et al.*, 2019; RUSSOTTO *et al.*, 2015 CHENG *et al.*, 2015; HUSLAGE *et al.*, 2010) (Figura 10).



Figura 10: Locais de aquisição das amostras em superfícies assistenciais através da bioluminescência de Trifosfato de Adenosina (Luminômetro SystemSure Plus).

Fonte: Acervo da autora 2022.

5.8. Protocolo de avaliação das superfícies

5.8.1 Protocolo de avaliação por meio Bioluminescência

Etapa 01

Calibração do equipamento (Luminômetro SystemSure Plus) antes da aquisição das amostras, a fim de evitar interferência nos resultados, preparando-o para a mensuração da amostra.

Etapa 02

As superfícies (grade lateral da cama, colchão pneumático e mesa de cabeceira) foram divididas em quatro áreas de 100 cm² (área aproximada em 10x10 cm) cada uma, respectivamente. A coleta da primeira área referente ao GC antes da limpeza e desinfecção (primeira área coletada) foi realizada com movimentos de zig zag utilizando um swab - UltraSnap (Figura 11), no sentido diagonal, da esquerda para direita de cima para baixo, com objetivo de padronização do processo de quantificação do material coletado. Sendo devolvido imediatamente para o tubo, agitado manualmente por cinco segundos e introduzido na cubeta do luminômetro. A mesma técnica para obtenção das amostras foi aplicada em todos os grupos.



Figura 11: Swab – UltraSnap Hygiene™ ATP.

Fonte: Acervo da autora 2022.

Etapa 03

Para a limpeza e desinfecção da segunda área (Grupo Peroxido de Hidrogênio GPH(segunda área coletada), foi utilizado o PH (Oxivir®) (Apêndice I) em uma concentração de 664mg/L, o qual foi borrifado sobre as superfícies, a uma distância aproximada de 25cm e após 2 minutos removido com auxílio dos panos multiuso descartável (Perfex®), conforme protocolo de limpeza e desinfecção do hospital.

Etapa 04

Com relação ao Grupo Híbrido Detergente Enzimático e Água Ozonizada GHDEO³ (terceira área coletada) (Apêndice III), as superfícies foram inicialmente

limpas com detergente enzimático (Neozime5®), reconhecido por sua alta capacidade de remoção de matéria orgânica, em uma diluição de 20 g/L. Após a secagem completa, foi aspergida água ozonizada à uma concentração de 2,7 mg/L, mantida a uma temperatura entre 8°C e 10°C. O borrifador foi posicionado de forma perpendicular, a uma distância de 25 cm atrás de cada superfície selecionada, permitindo que o jato de aspersão gerasse microbolhas que formaram uma camada homogênea e uniforme cobrindo toda a área das superfícies avaliadas.

Após dois minutos da aplicação, a água foi removida com uma compressa estéreis para garantir a completa secagem das superfícies. Este procedimento foi repetido no quarto e no sexto minuto, conforme descrito no protocolo proposto, assegurando a eficácia do processo de desinfecção e a uniformidade na aplicação do desinfetante.

Etapa 05

No Grupo Água Ozonizada - GO₃ foi repetido o mesmo protocolo do GHDEO³, (quarta área coletada) exceto o uso do detergente enzimático. (Apêndice II). Ao término de cada coleta os dados foram registrados em planilha (Apêndice V) e os swabs UltraSnap utilizados, desprezados em lixeira para resíduos orgânicos. Ressalta-se que todas as etapas dos procedimentos foram realizadas com a utilização de Equipamento de Proteção Individual (EPI).

Com a finalidade de avaliar o potencial da água ozonizada como solução desinfetante, foi criado o protocolo do grupo GHDEO³, justificado pela capacidade de oferecer uma limpeza mais completa e uma desinfecção mais eficaz em comparação com métodos que utilizam um único agente.

5.8.2 Protocolo das amostras avaliadas por meio da microbiologia automatizada

Para a aquisição das amostras microbiológicas antes e após os protocolos de limpeza e desinfecção concorrente foi utilizado um swab Stuart nas áreas que apresentaram maior índice de matéria orgânica (>100 URL) identificado através da bioluminescência. nas superfícies assistenciais (colchão pneumático, grade lateral da cama e mesa de cabeceira).

Etapa 01

Com o swab Stuart umedecido em solução tampão em neutralizante (que acompanha o swab), este foi friccionado 20 vezes em movimento de zig zag da esquerda para direita, em uma área de 100cm² (10 x 10 cm), nas superfícies assistenciais (colchão pneumático, grade lateral da cama e mesa de cabeceira).

Etapa 02

Após a coleta, as amostras foram identificadas por meio de código para evitar resultados tendenciosos (Apêndice IV), transportados em caixa box em temperatura ambiente e entregue aos cuidados da equipe técnica do setor de microbiologia do laboratório Amazônia Diagnósticos.

Etapa 03

Na área técnica do laboratório, os tubos foram agitados por um minuto em agitador Mixtron (Toptronix) para dessorção das bactérias. As suspensões obtidas, foram semeadas por esgotamento com alça calibrada 0,1µl em placas de Petri em meios de cultura: Agar MacConkey e Agar Sangue, as sementeiras foram incubadas em uma estufa à uma temperatura controlada à 37°C por 48 horas.

Etapa 04

Após o crescimento das culturas, a identificação da bactéria (ID) e o teste de sensibilidade antimicrobianos (AST) foram realizados no equipamento BD Phoenix M50 utilizando o painel específico para bactérias Gram-negativos e/ ou Gram-positivos. Os resultados da análise automatizada foram processados e

compilados em um relatório com informações sobre a identificação bacteriana e o perfil de sensibilidade aos antibióticos. em um prazo máximo de 48 horas.

5.9 Análise de dados

Para análise quantitativa do grau de limpeza e desinfecção através da avaliação dos valores de ATP foi considerada a diferença antes e o depois do procedimento de limpeza e desinfecção pertinente a cada grupo já citado, resultando em um conjunto de dados que foram processados estatisticamente utilizando os programas Microsoft Excel[®] 2013 e Origin[®] 8.5.

Os dados coletados por meio da bioluminescência foram submetidos ao teste de normalidade utilizando o protocolo de *Kolmogorov-Smirnov*. Em seguida uma análise estatística intergrupo comparou os quatro grupos, utilizando o teste *ANOVA one-way* seguido do teste *post-hoc de Bonferroni*, indicando a diferença entre os grupos. O programa Prism[®] 8.0 (GraphPad Software Inc., La Jolla, CA, EU) foi utilizado para todas as análises de dados estatísticos com um nível de significância de 5% ($p=0,05$), expressos como média \pm EP. E para as análises qualitativas e caracterização dos micro-organismos utilizou-se da frequência relativa distribuída em tabela.

5.10 Aspectos éticos

A pesquisa seguiu as normas do Conselho Nacional de Saúde de acordo com a resolução 466/2012, que garante os direitos a pesquisa para contribuir com o desenvolvimento do conhecimento científico no Brasil. Ressaltasse que esta pesquisa faz parte de um projeto aprovado pelo comitê de ética e pesquisa da Universidade do Estado do Pará sob o parecer: 4.743.235.

6 RESULTADOS

6.1 Curva de concentração do ozônio na água

O processo de transferência do gás O_3 para água tratada por osmose reversa, a uma temperatura média de $6,9\text{ }^\circ\text{C}$, mostrou uma concentração média estável de O_3 na água de $2,7\text{ mg/L}$ após um período de 5 minutos (Figura 12). A manutenção da temperatura em níveis mais baixos foi obtida pela adição de cubos de gelo, o que resultou em uma transferência significativa de O_3 para a água.

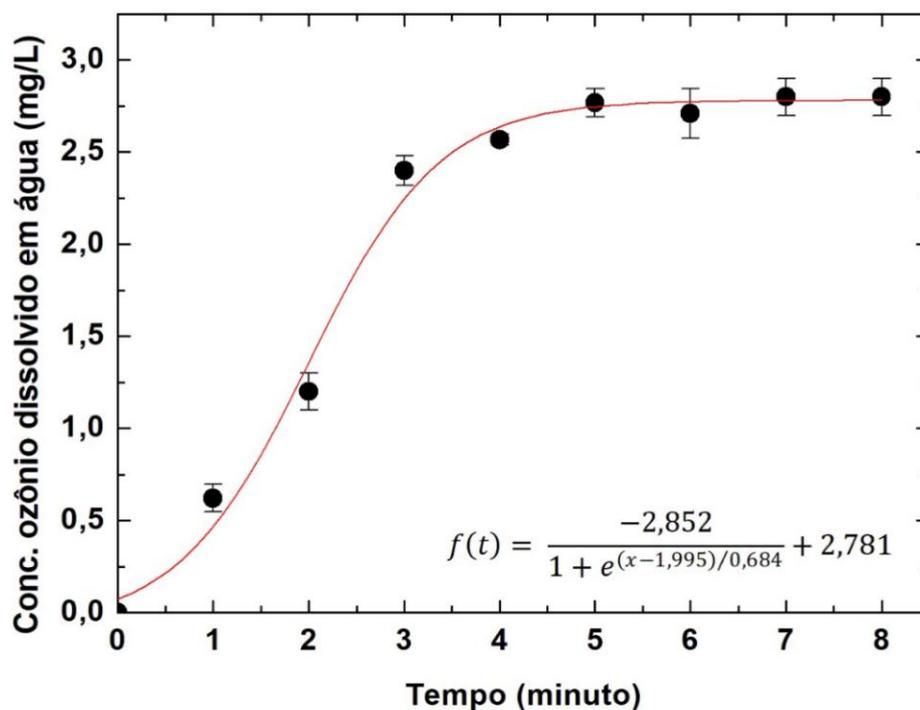


Figura 12: Curva de concentração de ozônio dissolvido em água produzida por osmose reversa. Temperatura média de $6,9\text{ }^\circ\text{C}$. Os dados seguem uma distribuição sigmoideal (Boltzmann) cuja equação de ajuste ($R^2 = 0,991$) está representada no gráfico
Fonte: Dados da pesquisa 2022.

6.2 Determinação da massa de ozônio aplicada e espessura da película no processo de borrifação da água ozonizada

As mensurações tanto da concentração de ozônio na água, obtida pela curva de concentração, quanto da massa de água borrifada sobre a área de interesse foram utilizadas na aplicação da equação 1, a fim de se obter a massa de ozônio depositada.

$$Q = 2,7 [mg/L] \times 0,005 [L]$$

$$Q = 0,0135 \text{ mg ou } 13,5 \mu g$$

Logo, a massa de ozônio depositado sobre a superfície de 100 cm² foi de 13,5 μg .

O cálculo da espessura da película de água depositada nas superfícies avaliadas foi realizado a substituindo na equação 2 o volume de água dispersado sobre a superfície, 5 cm³, e a área a ser tratada, 100 cm². Calculando a espessura da película de água (E), obteve-se:

$$E = \frac{5}{100}$$

$$E = 0,05 \text{ cm ou } 0,5 \text{ mm}$$

Logo, a espessura da película de água ozonizada foi de 0,5 mm.

6.3 Quantificação dos níveis de matéria orgânica sobre as superfícies assistenciais antes e após a aplicação dos protocolos de limpeza e desinfecção

Foram executados 540 testes de bioluminescência distribuídos em 15 unidades assistenciais (colchão pneumático, grade lateral e mesa de cabeceira) nos quatro grupos (GC, GPH, GIDEO3 e GO3). Para cada superfície, foram realizados 12 testes distribuídos em três áreas distintas, totalizando 36 testes para cada unidade assistencial. Os resultados obtidos mostraram o maior índice

de contaminação na grade lateral da cama, com média de $736,2 \pm 190,4$ URL, seguido da mesa de cabeceira, com média de $718,6 \pm 149,4$ URL, e do colchão pneumático, que apresentou o menor grau de contaminação, com média de $331,4 \pm 30,1$ URL (Figura 13).

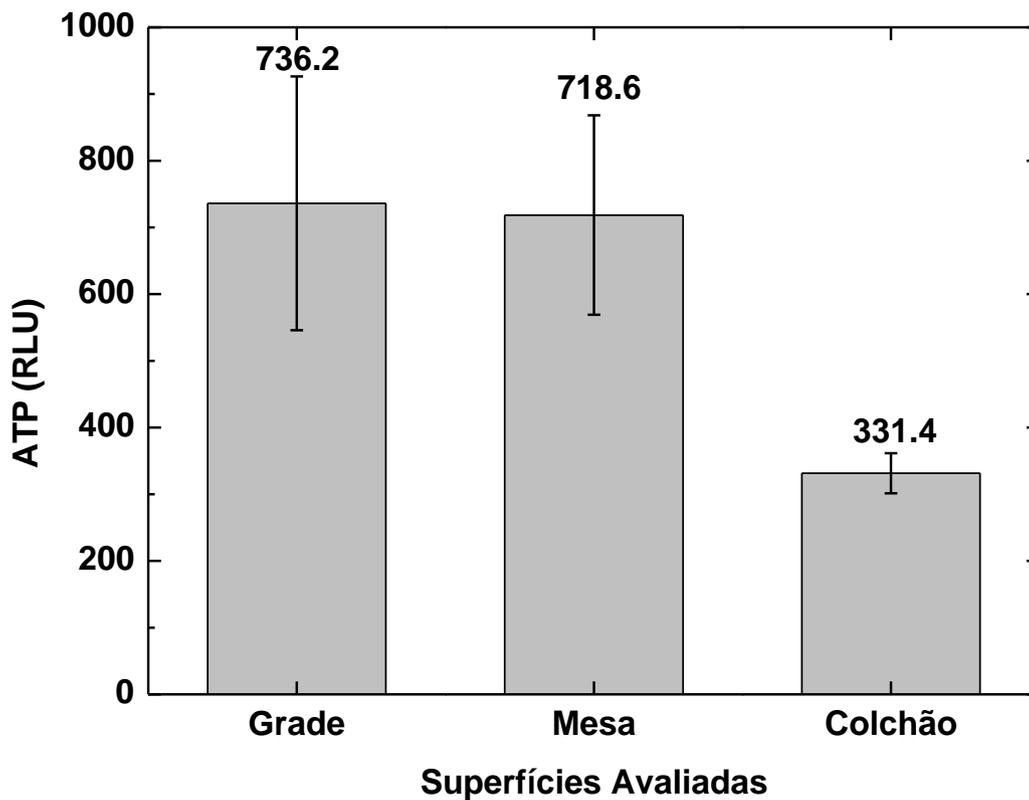
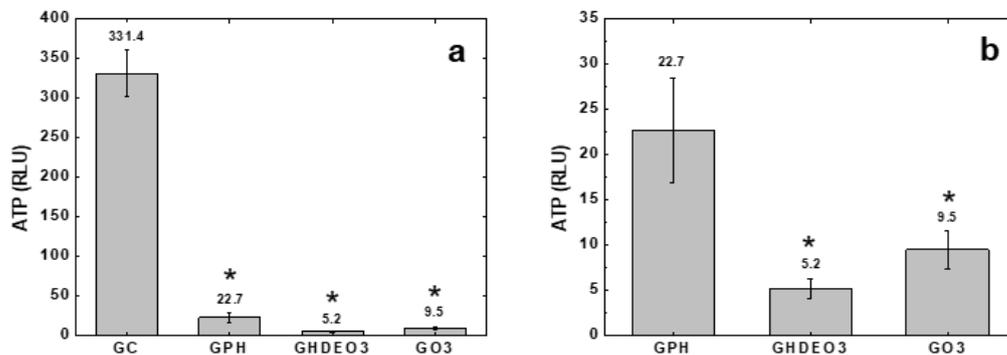


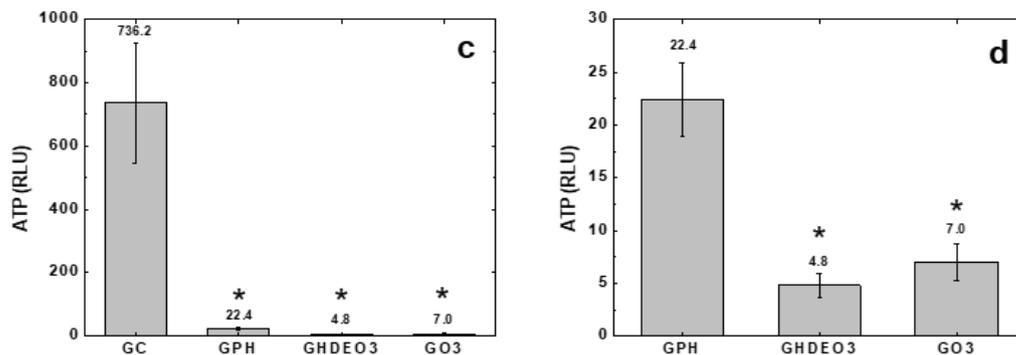
Figura 13: Média e erro padrão dos valores de bioluminescência de ATP e expresso em unidades relativas de luz encontrados antes da execução dos protocolos de limpeza e desinfecção.

Fonte: Dados da pesquisa 2022.

Colchão pneumático



Grade lateral



Mesa de cabeceira

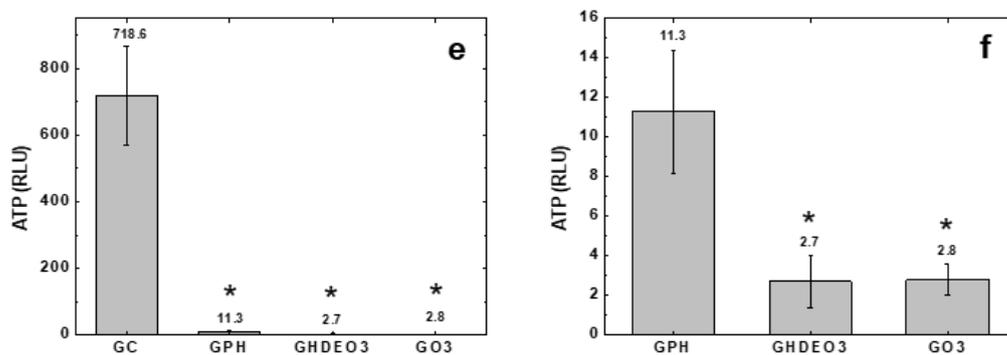


Figura 14: Determinação de ATP (Adenosina Trifosfato) pela técnica de Bioluminescência nas superfícies (a) e (b) colchão, (c) e (d) grade lateral, (e) e (f) mesa de cabeceira.

* corresponde $p < 0.05$ (0,05) com relação ao controle.

Fonte: Dados da pesquisa 2022.

Para todos os grupos de intervenção, de todas as superfícies, após limpeza e desinfecção observou-se uma redução significativa ($p < 0,0001$) quando comparado com ao GC (Figura 14: **a, c, e**). Esses resultados indicaram que as intervenções realizadas no presente estudo foram efetivas. Destacando que a intervenção mais eficiente foi do GHDEO_3 , mas ao compará-lo com o grupo do GO_3 não apresentou diferença significativa ($p > 0,05$) entre eles, indicando que a adição do detergente enzimático, neste protocolo, não interferiu na limpeza e desinfecção das superfícies analisadas.

Foi realizada também uma análise comparativa da água ozonizada com GPH, essa análise demonstrou que houve diferença significativa ($p < 0,05$) da água ozonizada quando comparada com GPH, indicando assim, que a água ozonizada à uma concentração de 2,7 mg/L foi mais eficiente que o GPH à uma concentração de 664mg/L. (Figura 14: **b, d, f**).

6.4 Qualificação dos micro-organismos encontrados antes da limpeza e desinfecção de superfície assistenciais

A análise qualitativa dos micro-organismos contaminantes presentes em superfícies inanimadas avaliadas em ambiente de UTI demonstrou que, das 55 amostras coletadas, 23,6% testaram positivo para MDR, enquanto 76,4% não apresentaram crescimento microbiano. Entre os resultados positivos, 50% pertenciam ao grupo de bactérias gram-negativas (*Enterobacter cloacae*, *Klebsiella Pneumoniae*, *Acinetobacter spp.*) e 50% testaram para gram-positivas (*S. haemolyticus*, *S. epidermidis*, *S. schleiferi*). As bactérias que foram detectadas com maior frequência foram *S. haemolyticus* e a *Klebsiella pneumoniae*, sendo esta última de relevância epidemiológica (Tabela 3).

Tabela 3: Perfil dos micro-organismos MDR em superfícies de uma UTI adulto antes e após processo de limpeza e desinfecção utilizado os protocolos propostos.

Micro-organismos antes da limpeza e desinfecção	Perfil de Resistência a Antibióticos	Micro-organismos após a limpeza e desinfecção
Superfície: Colchão		
<i>S. haemolyticus</i>	CLIN/ CIP/ CLO/ ERI/ GEN/ MIN/ OXA/ RFM/ SUT/	
<i>S. schleiferi</i>	CLI/ ERI	
<i>K. pneumoniae</i> <i>Acinetobacter spp.</i>	AMP/ APS CEF/ CFP/ CAZ/ CRO/ CIP/ GEN/ LEV/PIP/ SUT/CIP/ ERT// FOS/ IMI/ MER/PIP	Não detectado
<i>Acinetobacter spp.</i>	AMP/ APS CEF/ CFP/ CAZ/ CRO/ CIP/ GEN/ LEV/PIP/ SUT	
Superfície: Grade Lateral		
<i>S. epidermidis</i>	CIP/ CLI/ ERI/ GEN/ SUT	Não detectado
<i>S. haemolyticus</i>	CLO/ CLIN /CIP/ERI/ GEN/ LNZ/ MIN/ OXA/ RFM/SUT/TEC	
Superfície: Mesa de Cabeceira		
<i>S. haemolyticus</i>	CLI/ CIP/ CLO/ ERI/ GEN/ LNZ/ MIN/ OXA/ LNZ/ TEC/ SUT	Não detectado
<i>E. cloacae</i>	AMP/ APS/ SUT	

Legenda: CLIN Clindamicina, CIP Ciprofloxacina, ERI Eritromicina, GEN Gentamicina, MIN Minociclina, OXA Oxacilina, RFM Rifampicina, SUT Trimetoprim-Sulfametoxazol, CLO Clorafenicol, AMP Ampicilina, CAZ CEF Ceftazidima, CRO Ceftriaxona, CFZ Cefazolina, CFP Cefepima, FOS Fosfomicina, IMI Imipenem, LEV Levofloxacina, MER Meropenem, ERT Ertapenem, LNZ Linezolida, APS Ampicilina-Sulbactam, PIP Piperacilina-Tazobactam, TEC Teicoplanina.

Fonte: Dados da pesquisa 2022.

Com relação às espécies e ao percentual de patógenos encontrados nas superfícies assistenciais avaliadas (colchão pneumático, grade lateral da cama e mesa de cabeceira), os micro-organismos mais prevalentes foram *S. haemolyticus*, com uma prevalência de 53% das amostras, seguido por *K.*

pneumoniae com 15%. Os micro-organismos de menor frequência foram *S. schleiferi*, *S. epidermidis*, *S. haemolyticus*, *E. cloacae* e *Acinetobacter spp.* (Figura 15).

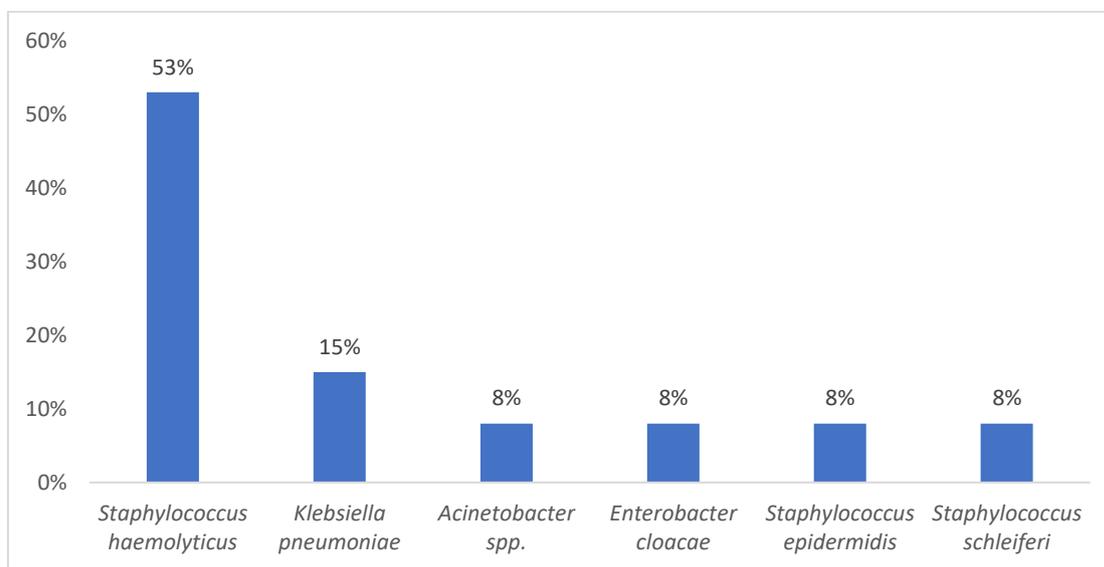


Figura 15: Incidência dos micro-organismos encontrados antes da execução da limpeza e desinfecção utilizando os protocolos propostos.

Fonte: Dados da pesquisa 2022.

6.5 Perfil de resistência dos micro-organismos encontrados antes da limpeza e desinfecção das superfícies assistenciais

Os dados da Tabela 4 destacam um perfil crítico de resistência aos antimicrobianos entre os isolados gram-negativos das superfícies assistenciais. Amostras de *Klebsiella pneumoniae* e *Acinetobacter spp.* apresentaram resistência de 100% a diversas classes de antimicrobianos, incluindo penicilinas, cefalosporinas de 1ª, 3ª e 4ª gerações, carbapenêmicos (imipenem, meropenem e ertapenem), quinolonas (ciprofloxacina e levofloxacina), sulfonamidas (trimetoprim-sulfametoxazol) e piperacilina-tazobactam, evidenciando multirresistência grave. Em contrapartida, *Enterobacter cloacae* demonstrou resistência apenas a três fármacos (ampicilina, ampicilina-sulbactam e

trimetoprim-sulfametoxazol), sem insensibilidade às demais classes testadas. Apesar do cenário preocupante, a amicacina permanece eficaz, sem resistência em nenhuma das espécies analisadas.

Tabela 4: Percentual de resistência aos antimicrobianos dos isolados gram-negativos nas superfícies assistenciais, avaliado pela microbiologia automatizada utilizando o equipamento BD Phoenix M50.

Antibióticos	Classe	<i>E. cloacae</i>	<i>K. Pneumoniae</i>	<i>Acinetobacter spp.</i>
Ampicilina	Penicilinas	100%	100%	100%
Ceftazidima	Cefalosporinas 3ª Geração	-	100%	100%
Ciprofloxacina	Quinolonas	-	100%	100%
Ceftriaxona	Cefalosporinas 3ª Geração	-	100%	100%
Cefazolina	Cefalosporinas 1ª Geração	-	100%	100%
Cefepima	Cefalosporinas 4ª Geração	-	100%	100%
Fosfomicina com G6p	Fosfônicos	-	100%	100%
Gentamicina	Aminoglicosídeo s	-	100%	100%
Imipenem	Carbapenêmicos	-	100%	100%
Levofloxacina	Fluorquinolonas	-	100%	100%
Meropenem	Carbapenêmicos	-	100%	100%
Ertapenem	Carbapenêmicos	-	100%	100%
Ampicilina- Sulbactam	Penicilinas	100%	100%	100%
Trimetoprim- Sulfametoxazol	Sulfonamidas	100%	100%	100%
Piperacilina- Tazobactam	Piperacilina	-	100%	100%
Amicacina	Aminoglicosídeo s.	-	-	-

Fonte: Dados da pesquisa 2022.

Referente ao perfil de resistência dos micro-organismos gram-positivos isolados nas superfícies assistenciais neste estudo, o *S. haemolyticus* foi o que apresentou maior resistência a diversos antimicrobianos, como ciprofloxacina, clindamicina, eritromicina, gentamicina, sulfametoxazol-trimetoprim e oxacilina, com taxas de 100%. A resistência à minociclina foi de 71% e à linezolida, 29%. Seguiram-se *S. epidermidis* e *S. schleiferi*, que apresentaram igualmente 100% de resistência à ciprofloxacina e clindamicina. Os fármacos que apresentaram menor resistência foram cloranfenicol (57%), minociclina (71%) e teicoplanina (71%), respectivamente (Tabela 5).

Tabela 5: Percentual de resistência aos antimicrobianos dos isolados gram-positivos nas superfícies assistenciais, avaliado pela microbiologia automatizada utilizando o equipamento BD Phoenix M50.

Antibióticos	Classe	<i>S. haemolyticus</i>	<i>S. epidermidis</i>	<i>S. schleiferi</i>
Ciprofloxacina	Quinolonas	100%	100%	100%
Clindamicina	Quinolonas	100%	100%	100%
Cloranfenicol	Anfenicois	57%	-	-
Eritromicina	Macrolídeos	100%	100%	-
Gentamicina	Aminoglicosídeos	100%	100%	-
Linezolida	Oxazolidinonas	29%	-	-
Minociclina	Tetraciclina	71%	-	-
Sulfametoxazol Trimetoprim	Sulfonamidas	100%	100%	-
Oxacilina	Penicilinas	100%	-	-
Rifampicina	Macrocíclicos	86%	-	-
Teicoplanina	Glicopeptídeos	71%	-	-

Fonte: Dados da pesquisa 2022.

7 DISCUSSÃO

7.1 Avaliação dos protocolos de limpeza desinfecção (GPH GHDEO₃ e GO₃) para redução dos níveis de matéria orgânica sobre as superfícies assistenciais de uma UTI por meio da bioluminescência

O presente estudo teve como objetivo avaliar a eficácia dos protocolos de limpeza e desinfecção (GHDEO₃ e GO₃), incluindo o uso de água ozonizada, na redução dos níveis de matéria orgânica em superfícies assistenciais de uma UTI. Os resultados sugerem a superioridade da água ozonizada, observado por meio de ensaios de bioluminescência de ATP realizados na pré-limpeza, comparando esses métodos com o protocolo padronizado pelo hospital.

A mensuração de ATP em superfícies destaca-se como um método alternativo aos tradicionais, como a cultura bacteriana, para amostragem em ambientes de saúde (DESHPANDE *et al.*, 2021). Cada abordagem de avaliação da limpeza e desinfecção possui vantagens e limitações. Assim, um método não exclui o outro, devendo ser utilizados de forma complementar (BERNARDES *et al.*, 2023; FURLAN, *et al.*, 2019; SANTOS-JUNIOR *et al.*, 2018).

O método de avaliação por ATP utilizando a bioluminescência fornece dados imediatos sobre a limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais. Esses dados podem ser empregados para mensurar a eficácia de protocolos, treinar equipes de limpeza, identificar falhas nos procedimentos e validar novos protocolos, como ocorreu neste estudo.

Ao observar os resultados das avaliações descritos na figura 14, percebe-se uma redução acentuada de matéria orgânica em todas as superfícies avaliadas (colchão pneumático, grade lateral da cama e mesa de cabeceira) e em todos os protocolos utilizados (GPH GHDEO₃ e GO₃). Isso Sugere que a leitura de ATP, que ficou após os processos de limpeza e desinfecção, provavelmente não é indicativo de contaminação com bactérias viáveis. Tal hipótese é corroborada pela análise microbiológica automatizada, que, após a

execução dos protocolos de limpeza e desinfecção, não detectou crescimento microbiano.

Apesar dos esforços das equipes responsáveis pela limpeza e desinfecção hospitalar, bem como da equipe de enfermagem em aderir às práticas de higienização das mãos, a carga microbiana presente nesses ambientes de atendimento ao paciente, ainda representa um risco essencial para o desenvolvimento de IRAS. A maioria dessas infecções é causada por MDR (BEZAGIO; FERREIRA, 2021; SCHMIDT *et al.*, 2019).

Esses resultados corroboram nossos achados, pois todos os micro-organismos viáveis encontrados antes da aplicação dos protocolos (GPH GHDEO_3 e GO_3), apresentaram um elevado perfil de resistência aos antibióticos testados, conforme observado na (tabela 3). Ao analisar o colchão pneumático, observou-se menor média de URL e uma expressiva presença de micro-organismos patogênicos, conforme identificado na análise microbiológica automatizada.

Esse fato pode ser atribuído ao maior tempo de contato do paciente com o colchão e/ou às condições de temperatura e umidade, que favorecem o crescimento microbiano. No entanto, todos os micro-organismos identificados antes do processo de limpeza e desinfecção foram completamente eliminados pelos protocolos utilizados neste estudo (Tabela 3), incluindo a *Klebsiella pneumoniae*, que se destaca por sua relevância epidemiológica no desenvolvimento de IRAS em UTI (CDC, 2019; SERAFIM *et al.*; 2019; PEREIRA *et al.*, 2020).

De acordo com os resultados apresentados, a água ozonizada, utilizada como agente de limpeza e desinfecção, foi suficiente para caracterizar a superfície como extremamente limpa ($< 50 \text{ URL}/100\text{cm}^2$). Esse desempenho foi estatisticamente superior ao do peróxido de hidrogênio, que também se mostrou eficiente ao manter as superfícies limpas ($<100 \text{ URL}/100\text{cm}^2$).

As grades laterais das camas, frequentemente identificadas como fontes significativas de contaminação em ambientes hospitalares, destacam-se nesse

contexto. Boyle *et al.* (2019) apontam que essas superfícies apresentam altos índices de contaminação devido ao contato frequente de pacientes e profissionais de saúde. Estudos observacionais corroboram essa afirmação, evidenciando que as grades laterais das camas de UTIs são regularmente tocadas pela equipe de saúde (CHENG *et al.*, 2015; HUSLAGE *et al.*, 2010). Esses achados reforçam a necessidade de medidas rigorosas de higiene para minimizar os riscos de contaminação.

Além disso, Russotto (2015) destaca que as grades laterais podem estar contaminadas com micro-organismos, incluindo isolados multirresistentes, que podem ser transferidos por meio das mãos, desempenhando um papel importante na colonização e no desenvolvimento de IRAS na UTI. Os resultados deste estudo confirmam essa observação, uma vez que as grades laterais apresentaram os maiores índices na escala de URL (Figura 14).

No caso das mesas de cabeceira dos pacientes, o valor médio de resíduos orgânicos antes de qualquer intervenção foi de 718 URL. Após a aplicação dos protocolos (GPH, GHDEO3 e GO3), os valores foram reduzidos para 11,3; 2,7 e 2,8 URL, respectivamente. Esses resultados indicam uma redução significativa nos níveis de ATP, demonstrando que intervenções adequadas podem reduzir drasticamente os resíduos orgânicos em superfícies hospitalares.

Quando comparado ao estudo de Edmiston *et al.* (2020), que utilizou um protocolo inovador com álcool isopropílico e um composto de quaternário de amônio a 2% para reduzir a contaminação microbiana em superfícies de UTI, os valores de URL encontrados foram de 201 antes da limpeza e 59 após o procedimento de desinfecção. Embora ambos os estudos tenham demonstrado eficácia, os protocolos com água ozonizada deste estudo apresentaram uma redução significativamente maior nos valores de URL, sugerindo que a água ozonizada pode ser uma alternativa superior para a desinfecção de superfícies hospitalares.

Esses achados ressaltam a importância de protocolos de limpeza e desinfecção eficazes para minimizar a contaminação microbiana em ambientes

hospitalares, especialmente em UTIs. A prevenção de infecções é fundamental para a segurança dos pacientes, e a implementação de protocolos rigorosos pode contribuir significativamente para a redução de infecções hospitalares e a melhoria da qualidade do atendimento aos pacientes.

7.2 Capacidade dos protocolos propostos em eliminar MDR encontrados nas superfícies assistenciais antes da execução dos protocolos de limpeza e desinfecção (GPH GHDEO3 e GO3)

As bactérias presentes nas superfícies foram identificadas, e seus perfis de resistência microbiana avaliados por meio da microbiologia automatizada, antes e após as intervenções, com o objetivo de verificar a eficácia dos protocolos de limpeza e desinfecção (GPH, GHDEO3 e GO3) na eliminação desses micro-organismos. Os métodos microbiológicos utilizados para detectar a contaminação em superfícies assistenciais, através da contagem de UFC/cm², envolvem o cultivo de bactérias em meios específicos. Embora sejam considerados precisos, esses métodos são demorados, consomem grandes quantidades de insumos e apresentam custo elevado (FURLAN *et al.*, 2019).

Com relação à contaminação detectada no colchão, observou-se uma expressiva presença de micro-organismos patogênicos, conforme os resultados da análise microbiológica automatizada (Tabela 3). Foram encontrados: *S. haemolyticus*, *Staphylococcus schleiferi*, *Klebsiella pneumoniae* e *Acinetobacter spp.* A respeito do *S. haemolyticus* e *Staphylococcus schleiferi*, estafilococo gram-positivos, são descritos como MDR, frequentemente associadas às IRAS, como endocardite, peritonite, bacteremia, meningite, infecções protéticas e infecções de sítio cirúrgico (CRIPPEN *et al.*, 2021; AZIMI *et al.*, 2020; CZEKAJ *et al.*, 2015; THIBODEAU *et al.*, 2012).

A *Klebsiella pneumoniae*, frequentemente associada ao tempo de permanência em UTIs (CASINI *et al.*, 2018; BOYCE, 2007), e o *Acinetobacter spp.*, ambas bactérias gram-negativas anaeróbias facultativas, apresentam

capacidade de produzir enzimas β -lactamases, que hidrolisam os anéis β -lactâmicos de antibióticos, como penicilinas, cefalosporinas e carbapenêmicos (SOUZA *et al.*, 2024).

Esses micro-organismos têm como principal fonte de colonização o trato gastrointestinal, podendo contaminar superfícies hospitalares e ser transferidos pelas mãos de funcionários ou pacientes. Além disso, uma vez presentes nessas superfícies, podem formar biofilmes, estruturas complexas e altamente resistentes, de difícil remoção, que aumentam o risco de IRAS (MISHRA *et al.*, 2024; COSTA *et al.*, 2019; TAOUFIK *et al.*, 2019).

Os protocolos utilizados neste estudo demonstraram eficácia não apenas na eliminação de *Klebsiella pneumoniae*, uma bactéria de alta relevância epidemiológica, mas também de todos os patógenos identificados nas superfícies avaliadas (Tabela 3). Esses micro-organismos, embora apresentassem resistência a diversos antimicrobianos, foram eliminados com o uso de água ozonizada na concentração de 2,7 mg/L, destacando-se como uma alternativa eficaz na eliminação de MDRs causadores de IRAS.

A detecção de micro-organismos de relevância epidemiológica em superfícies de UTIs destaca a importância de medidas rigorosas de limpeza e desinfecção, uma vez que o ambiente próximo a pacientes colonizados por bactérias resistentes pode atuar como um reservatório significativo para a propagação microbiana, especialmente em UTIs, onde os pacientes frequentemente apresentam maior vulnerabilidade (PRUSS *et al.*, 2022).

Nesse contexto, a ação microbicida da água ozonizada surge como uma alternativa promissora, devido ao seu forte efeito oxidante. Esse efeito resulta da decomposição do O_3 em O_2 e oxigênio atômico, liberando radicais livres altamente reativos, tornando a água ozonizada uma ferramenta eficaz na redução da carga microbiana em superfícies hospitalares (IBÁÑEZ-CERVANTES *et al.*, 2023; AZUMA *et al.*, 2022; AKBAR *et al.*, 2020; PORTO *et al.*, 2019; JIANG *et al.*, 2019).

Os *Acinetobacter spp.* são bacilos aeróbios Gram-negativos pertencentes à família Moraxellaceae. Esses micro-organismos conseguem sobreviver em superfícies secas por até um mês e, frequentemente, permanecem na pele de profissionais da saúde, aumentando a probabilidade de colonização de pacientes e de contaminação de equipamentos próximos a eles (ABABNEH *et al.*, 2022).

Estudos experimentais têm demonstrado o potencial da água ozonizada como microbicida, característica atribuída ao seu forte efeito oxidante sobre os constituintes químicos das membranas de bactérias, fungos, vírus e protozoários (AKBAR *et al.*, 2020; PORTO *et al.*, 2019; JIANG *et al.*, 2019; MEGAHED *et al.*, 2018). Entre os benefícios da água ozonizada, destaca-se pela sua baixa toxicidade, sem comprometer o efeito desinfetante característico do O₃.

No caso do *Staphylococcus schleiferi*, identificado em amostras coletadas de colchões neste estudo, observou-se que ele foi eliminado com o protocolo utilizando água ozonizada a uma concentração de 2,7 mg/L. Esses resultados corroboram os achados de Oliveira *et al.* (2023), que avaliaram a eficácia da água ozonizada como agente desinfetante em superfícies de mesas de instrumental. Os autores identificaram a presença de cocos Gram-positivos antes do processo de limpeza e desinfecção; no entanto, após a aplicação da água ozonizada, não foi detectado crescimento microbiano.

A eficácia da água ozonizada como agente desinfetante foi corroborada por Carvalho *et al.* (2023), que observaram a inativação de *Staphylococcus aureus* ao analisarem o uso da água ozonizada como desinfetante em contaminação experimental de colonoscópios.

Com relação aos micro-organismos encontrados nas amostras das grades laterais da cama, como *Staphylococcus epidermidis* e *Staphylococcus haemolyticus*, são descritos como agentes causadores de infecção da corrente sanguínea e estão associados às IRAS, que podem acometer indivíduos com o sistema imunocomprometido (BEZAGIO; FERREIRA, 2021; D'ACCOLTI *et al.*, 2019).

As IRAS, consideradas uma das principais problemáticas de saúde pública no mundo, requerem estratégias eficazes para garantir a segurança do paciente e reduzir custos. Nesse contexto, novas técnicas de limpeza e desinfecção, como a água ozonizada utilizada neste estudo, surgem como opções promissoras. A água ozonizada demonstrou excelentes resultados na eliminação de micro-organismos, incluindo MDR presentes nas superfícies hospitalares avaliadas.

Um achado inesperado foi a elevada contaminação da mesa de cabeceira, conforme evidenciado pela escala em URL, mesmo em um hospital acreditado pela Organização Nacional de Acreditação (ONA) nível 3, que adota protocolos rigorosos de limpeza e desinfecção voltados à segurança do paciente. Esse resultado corrobora os estudos de Huang *et al.* (2020) e Oliveira *et al.* (2020), que indicam que a limpeza e desinfecção aprimoradas do ambiente podem reduzir a presença de MDR em superfícies de UTIs, minimizando as IRAS e suas complicações.

Atualmente, as IRAS são consideradas uma das principais causas de morbidade e mortalidade evitável em pacientes hospitalizados, resultando em aumento no tempo de internação, maior risco de morte e custos elevados com tratamento (ASSEFA; AMARE, 2022; SERRA-BURRIEL *et al.*, 2020). A maioria dos pacientes apresenta fatores que favorecem a disseminação dessas infecções, como uso de imunossupressores, gravidade da doença de base e hospitalização prolongada (MONTAGNA *et al.*, 2019).

Entre os isolados bacterianos encontrados na mesa de cabeceira, destaca-se *Staphylococcus haemolyticus*, previamente discutido, e *E. cloacae*, um gram-negativo, que pode estar relacionada à contaminação das mãos durante a troca de fralda, indicando uma higienização deficiente das mãos após a manipulação realizadas pelos profissionais de saúde, evidenciando a importância de aderir rigorosamente às práticas de higiene.

Além disso, reconhece-se que os micro-organismos causadores de IRAS possuem uma habilidade inata de sobreviver em superfícies por longos períodos,

mesmo após a realização de procedimentos de limpeza e desinfecção (Chen *et al.*, 2021; Dancer, 2014; Otter *et al.*, 2013). O estudo de Chen (2019) destaca a persistência da contaminação em superfícies assistenciais, mesmo após a realização de processos de limpeza e desinfecção. Seus resultados, obtidos em uma pesquisa realizada nos Estados Unidos, revelaram que 55% das superfícies avaliadas permaneceram contaminadas após o procedimento de limpeza e desinfecção.

Resultados semelhantes foram observados na Etiópia, onde 50,9% das superfícies analisadas permaneciam contaminadas. (SAHILEDENGLE, 2019), 88,4% em Marrocos (CHAOU, 2019) e 62,5% no Brasil (DRESCH, *et al.* 2018), indicando possíveis falhas na escolha e/ou execução dos métodos de limpeza.

Esses resultados diferem desse estudo, onde somente a água ozonizada já foi eficiente, e a associação com o detergente enzimático não interferiu na eficácia microbiana dos MDR presentes nas superfícies antes da limpeza e desinfecção com os protocolos propostos. O efeito oxidativo do O₃ o classifica como uma proposta segura e de baixo custo no controle microbiano em diversas áreas.

Em resumo, os micro-organismos encontrados neste estudo foram diversificados, com uma característica peculiar, a resistência à maioria dos fármacos disponíveis no mercado, descritos na (Tabela 3). No entanto, a água ozonizada na concentração 2,7 mg/L utilizada neste estudo, e uma temperatura ambiente controlada (20°C) foi capaz de eliminar de forma eficaz as bactérias gram-positivas e gram-negativas de todas as superfícies avaliadas.

Esses resultados corroboram os encontrados em uma revisão integrativa da literatura realizado por Simplício *et al.* 2023, sobre o uso do O₃ para desinfecção de superfícies, cuja os resultados confirmam a ação microbiana do O₃ sobre diferentes micro-organismos, indicando uma taxa de inibição igual ou superior a 90%, elegendo-o como uma nova proposta para o desenvolvimento de novos protocolos de limpeza e desinfecção.

No entanto, o protocolo utilizado pelo hospital do GPH (Oxivir®) também apresentou eficácia na limpeza e desinfecção das superfícies avaliadas, quando aplicado em alta concentração (1:64). Contudo, o uso desse produto em concentrações elevadas pode gerar subprodutos químicos que, segundo a literatura, estão associados a problemas agudos nas vias respiratórias, representando um risco ocupacional para profissionais de limpeza e equipes de saúde (ANVISA, 2020; HUMAYUN *et al.*, 2019; BLAZEJEWSKI *et al.*, 2015).

Dentre as soluções desinfetantes mais usadas para desinfecção de superfícies de unidades assistenciais está o peróxido de hidrogênio (MONTAGNA *et al.*, 2019). Apesar de sua eficácia, estudos apontam que seu uso apresenta riscos à saúde, principalmente ao sistema respiratório (ANVISA, 2020; HUMAYUN *et al.*, 2019; Blackley *et al.*, 2023).

Para minimizar esses riscos, é recomendado o uso de equipamentos de proteção individual adequados, como luvas e óculos de proteção, durante o processo de desinfecção. Garantir uma boa ventilação, seguir as instruções de diluição e armazenamento corretos, além de adotar boas práticas de higiene e limpeza, também são medidas importantes para garantir a segurança ao usar o peróxido de hidrogênio como desinfetante (ASSADIAN *et al.*, 2021; SAINI *et al.*, 2020).

Outro ponto crítico é a possibilidade de reações químicas perigosas quando o peróxido de hidrogênio é misturado a substâncias ácidas ou alcalinas. Além disso, o uso repetido de materiais de limpeza sem substituições frequentes pode favorecer a contaminação cruzada, transferindo micro-organismos entre superfícies (Voorn *et al.*, 2020). Esse aspecto reforça a importância da adesão a boas práticas na limpeza e desinfecção.

Com relação a contaminação observada no colchão pode-se inferir que esta seja proveniente do próprio paciente. Entre as várias bactérias hospitalares o *S. haemolyticus*, um *estafilococo* gram-negativo, é considerado a segunda espécie mais comum em hemoculturas humana, descrito como uma das principais bactérias encontradas nos estabelecimentos destinados a tratar à

saúde, com ênfase para MDR, considerada a causa de infecções graves, como meningite, infecções protéticas, bacteremia, endocardite, peritonite e infecções de sítio cirúrgico (CZEKAJ *et al.*, 2015; BECKER *et al.*, 2014).

Em relação a *Klebsiella pneumoniae* é uma bactéria Gram-negativa anaeróbia facultativa, encapsulada e em forma de bastonete, considerada patógeno emergente multirresistente, que contamina superfícies hospitalares na forma de biofilmes e de difícil remoção com desinfetantes padrão. Conhecida por sua capacidade de produzir enzimas β -lactamase capazes de hidrolisar anéis β -lactâmicos em antibióticos como penicilinas, cefalosporinas e carbapenêmicos, muitas vezes é multirresistente (ABDEL *et al.*, 2023; TAOUFIK *et al.*, 2019).

Com relação ao peróxido de hidrogênio, protocolo utilizado pelo hospital em uma diluição de 664mg/L, para unidades assistenciais ocupadas por pacientes internados na UTI com diagnóstico de MDR e/ou COVID-19. Este mostrou-se eficaz como visto na (Figura 14).

O peróxido de hidrogênio é uma solução desinfetante de alto nível, de ação rápida, cujo o mecanismo de ação dá-se pela desnaturação proteica e ruptura da membrana celular, sua aplicação deve sempre ser diluído, além disso, tem efeito residual, com desvantagem de ter alto custo e em baixas concentrações não eliminam as formas esporuladas (GENZ *et al.*, 2017).

Devido a sua instabilidade, ele reage ao contato com matéria orgânica oxidável, metais e em soluções alcalinas, produzindo radicais livres de hidroxila, que reagem com proteínas, lipídios e DNA (CIRIMINNA *et al.*, 2016; LEGGETT *et al.*, 2016).

No entanto, para garantir a segurança do paciente, evitar a propagação de infecções e controlar os custos, novas técnicas de limpeza e desinfecção estão sendo cada vez mais pesquisadas e avaliadas. É nesse cenário que água ozonizada surge como opção para limpeza e desinfecção de superfícies, pois mostrou-se eficaz na eliminação dos micro-organismos descritos na (tabela 3).

Dessa forma, a água ozonizada pode ser considerada uma alternativa viável e eficaz para a limpeza e desinfecção de superfícies, contribuindo para a

melhoria dos protocolos de controle de infecções e proporcionando maior segurança aos pacientes.

Para avaliar o custo da descontaminação das superfícies em uma UTI, foi realizada uma análise comparativa entre água ozonizada e Oxivir®. O uso de água ozonizada exigiu investimentos iniciais mais altos, como a compra de um gerador de O₃ (R\$ 8.000,00) e a instalação de infraestrutura adicional, incluindo um filtro de osmose reversa (modelo Permutation® RO0520I, R\$ 5.000,00), contêineres de abastecimento, uma câmara de exaustão (R\$ 15.000,00), além de sistemas de ventilação e sensores de detecção de O₃. Os custos operacionais mensais foram de R\$ 509,00, abrangendo eletricidade (R\$ 209,00), oxigênio medicinal (R\$ 300,00) e manutenção anual de R\$ 4.000,00. O custo por litro da água tratada foi calculado em R\$ 50 centavos, garantindo uma solução eficaz e segura para o processo de descontaminação.

A utilização do Oxivir®, embora não demande equipamentos especializados ou infraestrutura adicional, apresenta um custo mais elevado por litro em comparação à água ozonizada. Para preparar 1 litro da solução final na diluição de 1:64, são necessários 15,6 mL do concentrado. Considerando o preço aproximado de R\$ 1.043,00 por um frasco de 5 litros, o custo por litro da solução preparada é de aproximadamente R\$ 3,26 reais.

A comparação entre as duas abordagens destaca vantagens distintas. A água ozonizada é altamente sustentável, pois utiliza recursos renováveis, como água e oxigênio, e não deixa resíduos químicos, sendo ideal para aplicações onde a segurança ambiental é uma prioridade. Contudo, exige maior investimento inicial e manutenção.

Enquanto o Oxivir®, apesar de ser mais acessível financeiramente para curto prazo, implica custos recorrentes mais elevados em larga escala e cuidados adicionais com os impactos ambientais associados à produção, transporte e descarte das embalagens, que podem contribuir para a contaminação do meio ambiente (ANOTHAIRUNGRAT; PIYAMONGKALA *et al.*, 2020). Assim, a escolha entre os métodos deve considerar não apenas o custo,

mas também a aplicação específica, as necessidades operacionais e as prioridades de sustentabilidade e eficácia no ambiente hospitalar.

7.3 Perfil de resistência dos micro-organismos encontrados nas superfícies assistenciais antes da execução dos protocolos de limpeza e desinfecção propostos (GPH GHDEO₃ e GO₃)

A presença de micro-organismos no ambiente hospitalar é amplamente estudada devido ao aumento dos casos de RAM aos fármacos utilizados no tratamento de processos patológicos em pacientes, especialmente nas UTIs.

Os resultados deste estudo revelaram que todos os micro-organismos isolados antes da aplicação dos protocolos de limpeza e desinfecção mostraram-se resistentes aos fármacos testados. Esses fármacos são amplamente utilizados no tratamento de processos infecciosos e IRAS causadas por MDR (HARRIS *et al.*, 2021).

As superfícies assistenciais próximas aos leitos dos pacientes são frequentemente tocadas por profissionais de saúde (AFLE *et al.*, 2019), que podem transportar micro-organismos por meio das mãos e/ou luvas. Além disso, esses patógenos apresentam uma característica preocupante: a capacidade de sobreviver por longos períodos em superfícies, acometendo pacientes críticos em unidades hospitalares de longa permanência (YANO *et al.*, 2019; LING *et al.*, 2018).

A resistência das enterobactérias aos carbapenêmicos pode variar em seus mecanismos, mas a produção de carbapenemase é o fator mais relevante. Essa enzima é responsável pela degradação de carbapenêmicos, incluindo antibióticos *β-lactâmicos*, e está associada à disseminação de genes que codificam *carbapenemases* por elementos genéticos móveis, como plasmídeos (HERNANDO *et al.*, 2022; LERNER *et al.*, 2020; WHO, 2017).

Nas últimas décadas, observou-se um aumento significativo na resistência aos carbapenêmicos em todos os continentes. De acordo com dados

da OMS de 2015, 8,1% dos isolados clínicos de *Klebsiella pneumoniae* apresentaram resistência a carbapenêmicos. No Brasil, conforme boletim divulgado pela Anvisa em 2018, a prevalência de resistência a carbapenêmicos e cefalosporinas de terceira e/ou quarta geração foi de 44,3% para *Klebsiella pneumoniae* e de 20,9% para enterobactérias (BRASIL, 2017).

Esses resultados corroboram com o observado nesse estudo, em que a resistência de *Klebsiella pneumoniae* e o *Acinetobacter spp.* descritos na (tabela 4), revela a gravidade da situação pelo elevado índice de resistência aos antimicrobianos.

Os carbapenêmicos são considerados drogas de primeira escolha para tratar infecções causadas por bactérias Gram-negativas multirresistentes, uma vez que esses patógenos estão associados a elevadas taxas de mortalidade e ao aumento dos custos hospitalares devido ao prolongamento da internação (ASSEFA; AMARE, 2022; SERRA-BURRIEL *et al.*, 2020).

No estudo realizado por Schuertz *et al.* (2018) em uma UTI de 75 países, incluindo a América do Sul, foi observado um aumento de 70% nas taxas de infecção em pacientes internados por mais de sete dias. Entre os micro-organismos encontrados como causadores de IRAS estava o *Acinetobacter spp.*

Os resultados obtidos nas superfícies assistenciais avaliadas neste estudo mostram um aumento nos percentuais de micro-organismos isolados, o que pode estar relacionado às infecções de corrente sanguínea associadas ao uso de cateter central. Esses achados corroboram os dados notificados pela Anvisa (2018), que indicaram que 78,9% dos isolados de *Acinetobacter spp.* em UTIs brasileiras apresentaram resistência aos carbapenêmicos (ABABNEH *et al.*, 2022; BRASIL, 2017).

O *Acinetobacter spp.* é capaz de sobreviver por meses em superfícies secas, como fórmica, cerâmica, plástico, aço inoxidável e borracha, estando frequentemente associado à transmissão ambiental pelas mãos dos profissionais da saúde (BEZAGIO; FERREIRA, 2021; SCHMIDT *et al.*, 2019; WEBER *et al.*, 2010).

Com relação ao perfil de resistência antimicrobiana dos isolados em superfícies assistenciais descrito na (Tabela 5), os, os *Staphylococcus spp.*, que frequentemente fazem parte da microbiota residente da pele humana, podem ser transferidos para superfícies pelo toque. Apesar de pertencerem à microbiota normal, os *Staphylococcus spp.* podem se tornar patogênicos, especialmente em pacientes hospitalizados e debilitados, como os internados em UTIs (FERNANDES *et al.*, 2020).

A presença de *Staphylococcus* resistentes em superfícies próximas aos leitos de pacientes em UTI também foi observada no estudo de Fernandes *et al.* (2020), que relatou incidência de micro-organismos isolados de grades laterais e mesas de 18,8% e 36,7%, respectivamente.

Embora muitas vezes considerado de baixa virulência, a presença de *Staphylococcus epidermidis* resistente a vários antimicrobianos, como ciprofloxacino, clindamicina, eritromicina, gentamicina e sulfametoxazol-trimetoprim, encontrada na grade lateral da cama (Tabela 3), merece atenção devido às suas características e implicações em infecções oportunistas. Essa resistência pode levar a infecções graves, principalmente em ambientes hospitalares e em pacientes com sistema imunológico comprometido.

Diversos estudos sugerem que a água ozonizada é eficaz na redução da contaminação por muitos micro-organismos em instrumentos odontológicos, incluindo *Streptococcus mutans* (NAGAYOSHI *et al.*, 2004), entre outros como, *Candida albicans*, *E. coli*, *Staphylococcus aureus*, *Listeria monocytogenes*, *Pseudomonas fluorescens*, *Alcaligenes faecalis* e *Bacillus atrophaeus* (SILVA; MOREA; BARUZZI, 2015; BACHELLI, *et al.*, 2013; CESAR *et al.*, 2012;), incluindo cepas resistentes a drogas (GREENE; FEW; SERAFINI, 1993).

Simplício *et al.* (2023) ao analisar as evidências científicas acerca da eficácia do uso do O₃ para desinfecção de superfícies a partir de uma revisão integrativa de literatura, concluem que há evidências que apontam o gás O₃ como uma potente tecnologia de inibição microbiana. Esse achado é

particularmente relevante em ambientes hospitalares, como UTIs, onde a presença de MDRs tornou-se um desafio para o controle das IRAS.

Entre esses micro-organismos, destaca-se o *Staphylococcus haemolyticus*, considerado a segunda espécie mais comumente isolada em ambientes de UTI. Ele está frequentemente associado a sepse, infecções de corrente sanguínea decorrentes de cateteres intravasculares, infecções ósseas e articulares, peritonites e infecções de sítio cirúrgico. Sua capacidade de formar biofilmes lhe confere uma resistência elevada aos agentes antimicrobianos utilizados no tratamento de infecções, tornando-o um alvo prioritário em estratégias de controle de infecção (ASSEFA; AMARE, 2022; FERNANDES *et al.*, 2020; BECKER; HEILMANN; PETERS, 2014.).

Essa resistência também é evidenciada no estudo de Pinheiro *et al.* (2016), que avaliou o perfil de suscetibilidade de *Staphylococcus epidermidis* e *Staphylococcus haemolyticus* isolados de hemoculturas. Os resultados revelaram que 100% dos isolados de *S. haemolyticus* e 92,9% dos de *S. epidermidis* eram resistentes à oxacilina.

Esses dados ilustram o cenário global de resistência microbiana, que vem aumentando de forma alarmante, com uma proporção crescente de cepas resistentes à metilina e isolados menos sensíveis aos antimicrobianos (MURRAY *et al.*, 2022; KERNÉIS; LUCET, 2019).

Essa problemática não se restringe a contextos locais. De acordo com o relatório da OMS, a resistência bacteriana é uma preocupação global que afeta hospitais em todo o mundo. Informações do *Global Antimicrobial Surveillance System* (GLASS) (2018) indicam que cerca de 500 mil pessoas por ano são acometidas por infecções bacterianas resistentes a antibióticos em diversos países.

A etiologia dessas infecções é multifatorial, envolvendo tanto fatores intrínsecos, como a imunidade do hospedeiro, quanto fatores extrínsecos, como condições ambientais e práticas de limpeza e desinfecção hospitalares inadequadas (COSTA; JUNIOR, 2017).

Entre as IRAS, destacam-se infecções causadas por patógenos produtores de beta-lactamases MDRs, que representam uma grave ameaça à saúde pública (ABDEL *et al.*, 2023; HARRIS *et al.*, 2021; ÅRDAL *et al.*, 2020). Esse contexto evidencia a necessidade de tecnologias eficazes, como a água ozonizada, no controle de patógenos em ambientes hospitalares.

A persistência de micro-organismos em superfícies pode ser atribuída tanto à resistência aos produtos de limpeza e desinfecção quanto a falhas nos processos de higienização (CHEN, 2019; SAHILEDENGLE, 2019; CHAOUI, 2019; DRESCH *et al.*, 2018). Além disso, a resistência intrínseca ou adquirida a desinfetantes é um fator relevante a ser considerado (FERNANDES; RODRIGUES; COBRADO *et al.*, 2024).

No presente estudo, observou-se que a integração entre os serviços de limpeza e desinfecção, educação continuada e a CCIH desenvolvidas pelo hospital tem mostrado resultados positivos. Os micro-organismos encontrados foram exclusivamente MDR, indicando que o controle ambiental está alinhado às melhores práticas.

É importante destacar que ensaios têm demonstrado a ação do O₃ na destruição de micro-organismos em superfícies. Os resultados indicam que o O₃ apresenta um efeito deletério sobre organismos multirresistentes, sendo sua eficácia diretamente relacionada ao tempo de exposição e à concentração utilizada (HANAOKA *et al.*, 2020; GONZAGA; KOZUSNY-ANDREANI, 2018; GREENE; FEW; SERAFINI, 1993). Esses achados corroboram os resultados deste estudo, que evidenciou a eliminação de MDR.

Além de eliminar MDR em superfícies, a água ozonizada pode ser considerada um produto "verde", uma vez que sua degradação resulta em oxigênio como resíduo. Durante o processo de desinfecção, as únicas reações químicas envolvidas são aquelas entre o O₃ e a matéria orgânica ou inorgânica presente nas superfícies assistenciais (LAGE FILHO, 2010).

Uma limitação do gás O₃ é sua toxicidade para os seres humanos em concentrações mais altas, especialmente em relação ao sistema respiratório.

Segundo a Agência Norueguesa de Inspeção do Trabalho, é aceitável uma exposição média de até 0,1 ppm em jornadas diárias de 8 horas, embora essa concentração possa ser excedida em até 200% por períodos de até 15 minutos (AUTHORITY, 2016)..

Entretanto, essa toxicidade pode ser controlada com sua incorporação em água, como demonstrado nos estudos de Breidablik *et al.* (2019) e Nakamura *et al.* (2018), que utilizaram O₃ dissolvido em água da torneira para higienização das mãos. Outras medidas de segurança incluem a observância de normas específicas e o uso de EPIs.

Superfícies assistenciais de pacientes de UTI, são consideradas de alto risco para a transmissão de infecções entre pacientes, visitantes e profissionais de saúde. Segundo Sahiledengle (2019), a desinfecção consiste no uso de métodos físicos e químicos para suprimir ou inibir a maioria dos micro-organismos em superfícies assistenciais, tornando-as seguras para reutilização.

Os resultados deste estudo demonstraram que os protocolos utilizando água ozonizada para limpeza e desinfecção apresentaram uma eficácia significativa na eliminação de MDR, especialmente quando observados fatores como tempo de contato do agente desinfetante, concentração adequada e padronização da técnica.

8 CONCLUSÃO

As superfícies hospitalares são frequentemente contaminadas por micro-organismos, representando um risco para a saúde dos pacientes. Nesse contexto, a aplicação de novos protocolos utilizando água ozonizada para a limpeza e desinfecção de superfícies assistenciais mostrou-se altamente eficaz na eliminação de todos os micro-organismos, incluindo os MDR.

A análise microbiológica automatizada confirmou a eficácia de todos os protocolos testados, resultando na eliminação de 100% dos micro-organismos presentes, com destaque para *Klebsiella pneumoniae*, devido à sua relevância epidemiológica. Além disso, a quantificação de ATP por meio da bioluminescência consolidou-se como uma ferramenta eficiente para avaliar a limpeza de ambientes hospitalares, fornecendo feedback imediato e permitindo a validação contínua dos procedimentos de limpeza no cotidiano hospitalar.

A comparação entre o peróxido de hidrogênio e a água ozonizada na desinfecção de superfícies em UTIs contaminadas por MDR revelou uma diferença estatisticamente significativa, com a água ozonizada apresentando melhores resultados. Além de sua alta capacidade microbicida, a água ozonizada destaca-se por sua menor toxicidade em comparação ao peróxido de hidrogênio, que pode causar irritações respiratórias, cutâneas e oftálmicas em concentrações elevadas. Outro ponto favorável é a ausência de evidências de que o uso do ozônio induza resistência microbiana, aumentando sua relevância no controle de MDR.

Dessa forma, a água ozonizada desponta como uma solução eficaz, de baixo custo, contribuindo para a redução de IRAS e promovendo maior segurança para pacientes e profissionais da saúde. Essas descobertas reforçam a importância de estratégias inovadoras para o controle de IRAS.

9 REFERÊNCIAS

- ABABNEH, Q.; ABU LAILA, S.; JARADAT, Z. Prevalence, genetic diversity, antibiotic resistance and biofilm formation of *Acinetobacter Baumann* isolated from urban environments. **J Appl Microbiol**, 133, n. 6, p. 3617-3633, 2022.
- ABABNEH, Q.; ABULAILA, S.; JARADAT, Z. Isolation of extensively drug resistant *Acinetobacter Baumann* from environmental surfaces inside intensive care units. **Am J Infect Control**, 50, n. 2, p. 159-165, 2022.
- ABDEL GAWAD, A. M.; ASHRY, W. M. O.; EL-GHANNAM, S.; HUSSEIN, M. *et al.* Antibiotic resistance profile of common uropathogens during COVID-19 pandemic: hospital based epidemiologic study. **BMC Microbiol**, 23, n. 1, p. 1-8, 2023.
- AFLE, F. C. D.; AGBANKPE, A. J.; JOHNSON, R. C.; HOUNGBÉGNON, O. *et al.* Healthcare-associated infections: bacteriological characterization of the hospital surfaces in the University Hospital of Abomey-Calavi/so-ava in South Benin (West Africa). **BMC infectious diseases**, v. 19, p. 1-7, 2019.
- AILLÓN-GARCÍA, P.; PARGA-LANDA, B.; GUILLÉN-GRIMA, F.; AILLÓN-GARCÍA, P.; PARGA-LANDA, B.; GUILLÉN-GRIMA, F. Effectiveness of copper as a preventive tool in healthcare facilities. A systematic review. **Am. J. Infect. Control**, v. 51, n. 9, p. 1038-1048, 2023.
- AKBAR, A.; MEDINA, A.; MAGAN, N. Potential Control of Mycotoxigenic Fungi and Ochratoxin A in Stored Coffee Using Gaseous Ozone Treatment. **Microorganisms**, 8, n. 10, p. 1462, 2020.
- ANOTHAIRUNGRAT, S.; PIYAMONGKALA, K. Calculation of activation energy of commercial grade H₂O₂ from DSC for using evaluation thermal hazard. **Materials Science Forum**, 2020. p. 127-132.
- ALMEIDA VERAS, H.; DINIZ, P. B. F.; LUCENA, R. A.; OLIVEIRA, R. L.; LIMA, T. Ozone therapy in Dentistry: A brief literature review. **RBC Science**, 1 (1). 2022.
- ARAÚJO, B. T.; PEREIRA, D. C. R. Políticas para controle de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS) no Brasil. **Comunicação em Ciências da Saúde**, v. 28, n. 03/04, p. 333–342, 2018.
- ÅRDAL, C.; BALASEGARAM, M.; LAXMINARAYAN, R.; MCADAMS, D. *et al.* Antibiotic development - economic, regulatory and societal challenges. **Nat Rev Microbiol**, 18, n. 5, p. 267-274, 2020.

ARIF, A. A.; DELCLOS, G. L. Association between cleaning-related chemicals and work-related asthma and asthma symptoms among healthcare professionals. **Occup Environ Med**, 69, n. 1, p. 35-40, 2012.

ASSADIAN, O.; HARBARTH, S.; VOS, M.; KNOBLOCH, J. K. *et al.* Practical recommendations for routine cleaning and disinfection procedures in healthcare institutions: a narrative review. **J Hosp Infect**, 113, p. 104-114, 2021.

ASSEFA, M.; AMARE, A. Biofilm-Associated Multi-Drug Resistance in Hospital-Acquired Infections: A Review. **Infect Drug Resist**, 15, p. 5061-5068, 2022.

AUTHORITY, N. L. I. **The Working Environment Act 704-ENG**. Regulations concerning action and limit values. 2016.

AZIMI, T.; MIRZADEH, M.; SABOUR, S.; NASSER, A. *et al.* Coagulase-negative staphylococci (CoNS) meningitis: a narrative review of the literature from 2000 to 2020. **New Microbes New Infect**, 37, p. 100755, Sep 2020.

AZUMA, T.; KATAGIRI, M.; SEKIZUKA, T.; KURODA, M. *et al.* Inactivation of Bacteria and Residual Antimicrobials in Hospital Wastewater by Ozone Treatment. **Antibióticos**, 11, n. 7, pág. 862, 2022.

BACHELLI, Mara Lúgia Biazotto; AMARAL, Rívia Darla Álvares; BENEDETTI. Alternative sanitization methods for minimally processed lettuce in comparison to sodium hypochlorite. **Braz J Microbiol**, v. 44, p. 673-678, 2013.

BECKER, K.; HEILMANN, C.; PETERS, G. Coagulase-negative staphylococci. **Clin Microbiol Rev**, 27, n. 4, p. 870-926, Oct 2014.

BERNARDES, L. O.; DOS SANTOS, F. R.; ANGELONI, N. L. N.; RIBEIRO FURLAN, M. C. *et al.* Monitoring of surface cleaning and disinfection in a Brazilian pediatric unit. **Ther Adv Infect Dis**, 10, p. 20499361221148007, 2023.

BEST, M.; NEUHAUSER, D. Ignaz Semmelweis and the birth of infection control. **Qual Saf Health Care**, 13, n. 3, p. 233-234, Jun 2004.

BEZAGIO, F. C.; FERREIRA, H. Evaluation of the disinfection of inanimate surfaces in inpatient units of a border hospital. **Acta Biomed Bras**, v. 12, p. 3-10, 2021.

BLACKLEY, B. H.; NETT, R. J.; COX-GANSER, J. M.; HARVEY, R. R.; VIRJI, M. A. Eye and airway symptoms in hospital staff exposed to a product containing hydrogen peroxide, peracetic acid, and acetic acid. **American Journal of Industrial Medicine**, v. 66, n. 8, p. 655-669, 2023.

BLAZEJEWSKI, C.; WALLET, F.; ROUZÉ, A.; LE GUERN, R. *et al.* Efficiency of hydrogen peroxide in improving disinfection of ICU rooms. **Crit Care**, 19, n. 1, p. 30, 2015.

BOCCI, V.; ZANARDI, L.; TRAVAGLI, V. Oxigênio/ozônio como uma mistura de gases medicinais. Uma avaliação crítica dos vários métodos esclarece aspectos positivos e negativos. **Pesquisa de gases medicinais**, v. 1, n. 1, p. 1-9, 2011.

BOYCE, J. M. Environmental contamination makes an important contribution to hospital infection. **J Hosp Infect**, 65 Suppl 2, p. 50-54, 2007.

BOYLE, M. A.; KEARNEY, A.; CARLING, P. C.; HUMPHREYS, H. 'Off the rails': hospital bed rail design, contamination, and the evaluation of their microbial ecology. **J Hosp Infect**, 103, n. 1, p. e16-e22, 2019.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA). **Manual de Limpeza e Desinfecção de Superfícies.pdf**. Brasília: ANVISA 2012. Disponível em: <<https://www.gov.br/anvisa/pt-br/centraisdeconteudo/publicacoes/servicosdesaude/publicacoes/manual-de-limpeza-e-desinfeccao-de-superficies.pdf/view>>. Acesso em: 22 fev. 2022.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA). **Medidas de Prevenção de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde**. Brasília: ANVISA, 2017. Disponível em: <<http://www.riocomsaude.rj.gov.br/Publico/MostrarArquivo.aspx?C=pCiWUy84%2BR0%3D>>. Acesso em: 25 mar. 2022.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA). **Segurança do paciente em serviços de saúde: limpeza e desinfecção de superfícies**. ANVISA, 2012. Disponível em: <[https://www.pncq.org.br/uploads/2018/Manual_Limpeza_e_Desinfeccao_2012_\(1\).pdf](https://www.pncq.org.br/uploads/2018/Manual_Limpeza_e_Desinfeccao_2012_(1).pdf)>. Acesso em: 25 fev. 2023.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Portaria nº 354 de 11/08/2006 - Federal - LegisWeb**. Disponível em: <<https://www.legisweb.com.br/legislacao/?id=197327>>. Acesso em: 02 mar. 2022.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **RDC nº 36/ 2013 (Ações de Segurança do Paciente)**. Disponível em: <<http://vigilancia.saude.mg.gov.br/index.php/download/rdc-no-36-de-25-julho-de-2013-acoes-de-seguranca-do-paciente/>>. Acesso em: 27 fev. 2022.

BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Segurança do paciente em serviços de saúde: limpeza e desinfecção de superfícies** (ANVISA). –

Brasília: Anvisa, 2010. 116 p. Disponível em: <<https://www.gov.br/anvisa/pt-br/centraisdeconteudo/publicacoes/servicosdesaude/publicacoes/manual-de-limpeza-e-desinfeccao-de-superficies.pdf/view>>. Acesso em: 22 fev. 2022

BRASIL. Anvisa: Boletim de **Segurança do Paciente e Qualidade em Serviços de Saúde** nº 20: Avaliação dos indicadores nacionais das infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS) e resistência microbiana do ano de 2018. Disponível em: <<https://www.gov.br/anvisa/pt-br/centraisdeconteudo/publicacoes/servicosdesaude/boletim-seguranca-do-paciente>>. Acesso em: 25 fev. 2023.

BRASIL. Anvisa: Boletim de Segurança do Paciente e Qualidade em Serviços de Saúde nº 20: **Avaliação dos indicadores nacionais das infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS) e resistência microbiana do ano de 2018**. Disponível em: <<https://www.gov.br/anvisa/pt-br/centraisdeconteudo/publicacoes/servicosdesaude/boletins-e-relatorios-das-notificacoes-de-iras-e-outros-eventos-adversos-1/boletins-e-relatorios-das-notificacoes-de-iras-e-outros-eventos-adversos>>. Acesso em: 25 fev. 2021.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Nota Técnica GVIMS/GGTES/ANVISA. Nota técnica nº 108/2020/SEI/COSAN/GHCOS/DIRE3/ANVISA: **o uso do ozônio como produto desinfetante durante a pandemia causada pelo novo coronavírus (Sars-CoV-2)**. 2020. Disponível em: <https://www.gov.br/anvisa/pt-br/assuntos/noticias-anvisa/2020/anvisa-esclarece-sobre-uso-de-ozonio-como-desinfetante/sei_anvisa-1168587-nota-tecnica-ozonio-ghcos.pdf>. Acesso em: 25 fev. 2021.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Nota Técnica GVIMS/GGTES/ANVISA Nº 04/2020. **Orientações para serviços de saúde: medidas de prevenção e controle que devem ser adotadas durante a assistência aos casos suspeitos ou confirmados de infecção pelo novo coronavírus (SARS-CoV-2)**. Atualização 4: 08/05/2020. Brasília. 2020. Disponível em: <https://www.gov.br/anvisa/pt-br/centraisdeconteudo/publicacoes/servicosdesaude/notas-tecnicas/2020/nota-tecnica-gvims_ggtes_anvisa-04_2020-25-02-para-o-site.pdf/view>. Acesso em: 25 fev. 2023.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **PROGRAMA NACIONAL DE PREVENÇÃO E CONTROLE DE INFECÇÕES RELACIONADAS À ASSISTÊNCIA À SAÚDE**. Brasília. 2016-2020 Disponível em: <<http://antigo.anvisa.gov.br/documents/33852/3074175/PNPCIRAS+2016-2020/f3eb5d51-616c-49fa-8003-0dcb8604e7d9?version=1.0>>. Acesso em: 27 fev. 2023.

BRASIL. Portaria n. 2.616, de 12 de maio de 1998. **Regulamenta as ações de controle de infecções hospitalares no Brasil**. Gabinete do Ministro, Brasília. 12 de maio de 1998. Disponível em:

<https://bvsms.saude.gov.br/bvs/saudelegis/gm/1998/prt2616_12_05_1998.htm>. Acesso em: 25 fev. 2023.

BREIDABLIK, H. J.; LYSEBO, D. E.; JOHANNESSEN, L.; SKARE, Å., *et al.* Ozonized water as an alternative to alcohol-based hand disinfection. **J. Hosp. Infect.**, v. 102, n. 4, p. 419-424, 2019.

BRODOWSKA, A.J.; ŚMIGIELSKI, K.; NOWAK, A.; BRODOWSKA, K. *et al.* The impact of ozone treatment on changes in biologically active substances of cardamom seeds. **J Food Sci**, 79 n 9, p. 1649-1655, 2014.

BURLESON, G. R.; MURRAY, T. M.; POLLARD, M. Inactivation of viruses and bacteria by ozone, with and without sonication. **Appl Microbiol**, 29, n. 3, p. 340-344, 1975.

BURNHAM, J. P.; SHIVES, E. R.; WARREN, D. K.; HAN, J. H. *et al.* Assessment of percent positive agreement between fluorescent marker and ATPase for environmental cleaning monitoring during sequential application in an intensive care unit. **Am J Infect Control**, 48, n. 4, p. 454-455, 2020.

CADOT, L.; BRUGUIÈRE, H.; JUMAS-BILAK, E.; DIDELOT, M. N. *et al.* Extended spectrum beta-lactamase-producing *Klebsiella pneumoniae* outbreak reveals incubators as pathogen reservoir in neonatal care center. **European Journal of Pediatrics**, v. 178, p. 505-513, 2019.

CAETANO, M. H., SIQUEIRA, J. P. Z., ANDRADE, D. D., SOUSA, Á. F. L. D., *et al.* Antimicrobial action of ozone gas on surfaces and on the aeromicrobiota. **Acta Paul de Enferm**, v. 34, 2021.

CARDOSO, A. M.; REIS, C. Contaminação de superfícies inanimadas de UTI por bactérias Gram negativas multirresistentes em hospital universitário de Goiânia, GO. **RBAC**, 48, 3 supl 1, 59-65, 2016.

CARVALHO, M.C.O.; FERNANDES, A.B.; CARVALHO, H.C.; ZÂNGARO, R.A. *et al.* Preliminary Study: Disinfection of Colonoscope Using a Reprocessing System Based on a Hydrodynamic Model with Ozonated Water. **Ozone Sci Eng**, p. 1-12, 2023.

CASINI, B.; RIGHI, A.; DE FEO, N.; TOTARO, M. *et al.* Improving Cleaning and Disinfection of High-Touch Surfaces in Intensive Care during Carbapenem-Resistant. **Int J Environ Res Public Health**, 15, n. 10, 10-19, 2018.

CENTER FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. CDC. National Healthcare Safety Network (NHSN). Patient Safety Component Manual. 1-355, 2019 p. Disponível em: <https://www.cdc.gov/nhsn/pdfs/pscmanual/pscmanual_current.pdf>. Acesso em: 19 mar. 2020.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. Antibiotic resistance patient safety atlas: definitions of phenotypes. **Centers for Disease Control and Prevention**. 2016. Disponível em: <<https://www.cdc.gov/hai/data/portal/AR-Patient-Safety-Portal.html>>. Acesso em: 05 fev, 2022.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. **The biggest antibiotic-resistant threats in the U.S.** CDC 2019. Disponível em: <<https://www.cdc.gov/drugresistance/biggest-threats.html>>. Acesso em: 25 jan. 2020.

CHAMCHOI, N.; SUKSAWANG, P.; SUTHALA, C.; KONGSRIPRAPAN, S.; SANGWARANATEE, N., K.T.; SIRIPROM, W. Antimicrobial effects of ozonated water against. **Mater. Today: Proc.**, 43, 2484-248, 2021.

CHAOUI, L.; MHAND, R.; MELLOUKI, F.; RHALLABI, N. Contamination of the Surfaces of a Health Care Environment by Multidrug-Resistant (MDR) Bacteria. **Int J Microbiol**, 2019, p. 3236526, 2019.

CHEN SEE, J.; LY, T.; SHOPE, A.; BESS, J. et al. A Metatranscriptomics Survey of Microbial Diversity on Surfaces Post-Intervention of clean SURFACES® Technology in an Intensive Care Unit. **Front Cell Infect Microbiol**, 11, p. 705593, 2021.

CHEN, L. F.; KNELSON, L. P.; GERGEN, M. F.; BETTER, O. M. *et al* A prospective study of transmission of Multidrug-Resistant Organisms (MDROs) between environmental sites and hospitalized patients-the TRANSFER study. **Infect Control Hosp Epidemiol**, 40, n. 1, p. 47-52, 2019.

CHENG, V. C.; CHAU, P. H.; LEE, W. M.; HO, S. K. *et al*. Hand-touch contact assessment of high-touch and mutual-touch surfaces among healthcare workers, patients, and visitors. **J Hosp Infect**, 90, n. 3, p. 220-225, 2015.

CIRIMINNA, R.; ALBANESE, L.; MENEGUZZO, F.; PAGLIARO, M. Hydrogen Peroxide: A Key Chemical for Today's Sustainable Development. **Chem Sus Chem**, 9, n. 24, p. 3374-3381, 20 2016.

CRIPPEN, C. S.; GLUSHKA, J.; VINOGRADOV, E.; SZYMANSKI, C. M. Trehalose-deficient *Acinetobacter baumannii* exhibits reduced virulence by

losing capsular polysaccharide and altering membrane integrity. **Glycobiology**, 31, n. 11, p. 1520-1530, Dec 2021

CLAVO, B.; CÓRDOBA-LANÚS, E.; RODRÍGUEZ-ESPARRAGÓN, F.; CAZORLA-RIVERO, S. E. *et al.* Effects of Ozone Treatment on Personal Protective Equipment Contaminated with SARS-CoV-2. **Antioxidants (Basel)**, 9, n. 12, 2020.

COSTA, D. M.; JOHANI, K.; MELO, D. S.; LOPES, L. K. O. *et al.* Biofilm contamination of high-touched surfaces in intensive care units: epidemiology and potential impacts. **Lett Appl Microbiol**, 68, n. 4, p. 269-276, 2019.

CZEKAJ, T.; CISZEWSKI, M.; SZEWCZYK, E. M. Staphylococcus haemolyticus - an emerging threat in the twilight of the antibiotics age. **Microbiology (Reading)**, 161, n. 11, p. 2061-2068, 2015.

D'ACCOLTI, M.; SOFFRITTI, I.; LANZONI, L.; BISI, M. *et al.* Effective elimination of Staphylococcal contamination from hospital surfaces by a bacteriophage-probiotic sanitation strategy: a monocentric study. **Microb Biotechnol**, 12, n. 4, p. 742-751, 2019.

DANCER, S. J. Controlling hospital-acquired infection: focus on the role of the environment and new technologies for decontamination. **Clin Microbiol Rev**, v. 27, n. 4, p. 665-690, 2014.

DEMIR F, ATGUDEN A. Atiye. Experimental investigation on the microbial inactivation of domestic well drinking water using ozone under different treatment conditions. **Ozone-Sci. Eng**, v. 38, n. 1, p. 25-35, 2016.

DESHPANDE, A.; DUNN, A. N.; FOX, J.; CADNUM, J. L. *et al.* Monitoring the effectiveness of daily cleaning practices in an intensive care unit (ICU) setting using an adenosine triphosphate (ATP) bioluminescence assay. **Am J Infect Control**, 48, n. 7, p. 757-760, Dec 2020.

DRESCH, F; BIRKHEUER, C.F; REMPEL, C; MACIELM.J. Contaminação de superfícies localizadas em unidades de terapia intensivas salas de cirurgias: uma revisão sistemática de literatura. **Santa Cruz do Sul**, v. 8, n. 1, 2018.

DUMAS, O.; DONNAY, C.; HEEDERIK, D. J.; HÉRY, M. *et al.* Occupational exposure to cleaning products and asthma in hospital workers. **Occup Environ Med**, 69, n. 12, p. 883-889, 2012.

EDMISTON, C. E.; SPENCER, M.; LEWIS, B. D.; ROSSI, P. J. *et al.* Assessment of a novel antimicrobial surface disinfectant on inert surfaces in the intensive care unit environment using ATP-bioluminescence assay. **Am J Infect Control**, 48, n. 2, p. 143-146, 2020.

EPELLE, E. I.; MACFARLANE, A.; CUSACK, M.; BURNS, A.; AMAEZE, N.; RICHARDSON, K.; YASEEN, M. Stabilisation of ozone in water for microbial disinfection. **Environments**, v. 9, n. 4, p. 45, 2022.

ESOLEN, L. M.; THAKUR, L.; LAYON, A. J.; FULLER, T. A. *et al.* The efficacy of self-disinfecting bedrail covers in an intensive care unit. **Am J Infect Control**, 46, n. 4, p. 417-419, 04 2018.

FERNANDES, A.T.; FERNANDES, M. O.; RIBEIRO, F. N. **A Infecção Hospitalar e suas interfaces na área da saúde**. São Paulo (SP): Atheneu; p. 1795-1795, 2000.

FERNANDES, L. F.; SOUZA, G. A.; ALMEIDA, A. C.; CARDOSO, L. *et al.* Identification and characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus* spp. isolated from surfaces near patients in an intensive care unit of a hospital in southeastern Brazil. **Rev Soc Bras Med Trop**, 53, p. e20200244, 2020.

FERNANDES, A.R.; RODRIGUES, A.G.; COBRADO, L. Effect of prolonged exposure to disinfectants in the antimicrobial resistance profile of relevant microorganisms: a systematic review. **Journal of Hospital Infection**, 2024.

FONTANA, R. T. Hospital infection and the historical evolution of infection]. **Rev Bras Enferm**, 59, n. 5, p. 703-706, 2006.

FURLAN, M. C. R., FERREIRA, A. M., RIGOTTI, M. A., GUERRA, O. G. *et al.* Correlação entre métodos de monitoramento de limpeza e desinfecção de superfícies ambulatoriais. **Acta Paul de Enferm**, v. 32, p. 282-289, 2019.

GENZ, T. B.; CALLAI, T.; SCHLESENER, V. R. F.; DE OLIVEIRA, C. F. *et al.* Eficácia antibacteriana de agentes de limpeza na desinfecção de superfícies de consultórios odontológicos. **J Hacettepe Fac Dent**, v. 22, n. 2, 2017.

GIULIANI, G.; RICEVUTI, G.; GALOFORO, A.; FRANZINI, M. *et al.* Aspectos microbiológicos do ozônio: atividade bactericida e resistência a antibióticos/antimicrobianos em cepas bacterianas tratadas com ozônio. **Ozone therapy**, v. 3, n. 3, 2018.

GONZAGA, T.N.; KOZUSNY-ANDREANI, D.I. Utilização de gás ozônio na desinfecção de resíduos de serviços de saúde. **Rev Bras Interdiscip Saúde**, 7n. 2, p.125-139, 2018.

GREENE, A. K.; FEW, B. K.; SERAFINI, J. C. A comparison of ozonation and chlorination for the disinfection of stainless-steel surfaces. **J Dairy Sci**, v. 76, n. 11, p. 3617-3620, 1993.

GUZEL-SEYDIM, Z. B.; GREENE, A. K.; SEYDIM, A. C. Use of ozone in the food industry. **LWT-Food Science and Technology**, v. 37, n. 4, p. 453-460, 2004.

HANAOKA, N.; NOJIRI, N.; TAKAHASHI, K.; YOSHIDA, E. *et al.* Evaluation of the Anti-Adenoviral Activity of ALTANT, an Ozonated Alcohol Disinfectant. **Jpn J Infect Dis**, 73, n. 5, p. 349-353, 2020.

HAQUE, M.; SARTELLI, M.; MCKIMM, J.; BAKAR, M. *et al.* Infecções relacionadas à assistência à saúde – uma visão geral. **Infect Drug Resist**, v. 11, p. 2321, 2018.

HARRIS, D.; TAYLOR, K. P.; NAPIERKOWSKI, K.; ZECHMANN, B. Indoor Finish Material Influence on Contamination, Transmission, and Eradication of Methicillin-Resistant. **HERD**, 14, n. 1, p. 118-129, 2021.

HERNANDO, K.; WAITE, L.; BAIRAGDAR, N.; MANIGABA, K. *et al.* A waterfall of susceptibility results: impact of microbiology testing cascade for MDROs. **Diagn Microbiol Infect Dis**, 104, n. 1, p. 115731, 2022.

HOPMAN, J.; DONSKEY, C. J.; BOSZCZOWSKI, I.; ALFA, M. J. Multisite evaluation of environmental cleanliness of high-touch surfaces in intensive care unit patient rooms. **Am J Infect Control**, 46, n. 10, p. 1198-1200, 2018.

HUANG, J.; CUI, C.; ZHOU, S.; CHEN, M. *et al.* Impact of multicenter unified enhanced environmental cleaning and disinfection measures on nosocomial infections among patients in intensive care units. **J Int Med Res**, 48, n. 8, p. 300060520949766, 2020.

HUMAYUN, T.; QURESHI, A.; AL ROWEILY, S. F.; CARIG, J. *et al.* Efficacy of Hydrogen Peroxide Fumigation in Improving Disinfection of Hospital Rooms and Reducing the Number of Microorganisms. **J Ayub Med Coll Abbottabad**, 31(Suppl 1), n. 4, p. S646-S650, 2019.

HUNT, N. K.; MARIÑAS, B. J. Inactivation of Escherichia coli with ozone: chemical and inactivation kinetics. **Water Research**, v. 33, no. 11, p. 2633-2641, 1999.

HUSLAGE, K.; RUTALA, W. A.; SICKBERT-BENNETT, E.; WEBER, D. J. A quantitative approach to defining "high-touch" surfaces in hospitals. **Infect Control Hosp Epidemiol**, 31, n. 8, p. 850-853, 2010.

HYGIENA. SystemSURE Plus and EnSURE™ Operator Manual V5.0 **Manual do operador**. Estados Unidos: Hygiena. 1-29, 2020.

- IBÁÑEZ-CERVANTES, G.; CRUZ-CRUZ, C.; DURÁN-MANUEL, E. M.; LOYOLA-CRUZ, M. *et al.* Disinfection efficacy of ozone on ESKAPE bacteria biofilms: Potential use in difficult-to-access medical devices. **Am J Infect Control**, v. 51, n. 1, p. 11-17, 2023.
- JIANG, H. J.; CHEN, N.; SHEN, Z. Q.; YIN, J. *et al.* Inactivation of Poliovirus by Ozone and the Impact of Ozone on the Viral Genome. **Biomed Environ Sci**, 32, n. 5, p. 324-333, 2019.
- KANTARCI N., BORAK F., ULGER K. O. Reatores de coluna de bolhas. **PROCESS BIO**, v. 40, n. 7, p. 2263-2283, 2005.
- KARIUKI, S. Global burden of antimicrobial resistance and forecasts to 2050. **The Lancet**, v. 404, n. 10459, p. 1172-1173, 2024.
- KERNÉIS, S.; LUCET, J. C. Controlling the Diffusion of Multidrug-Resistant Organisms in Intensive Care Units. **Semin Respir Crit Care Med**, 40, n. 4, p. 558-568, 2019.
- KIM, J.G; YOUSEF, A. E.; CHISM, G. W. Use of ozone to inactivate microorganisms on lettuce. **J Food Safety**, n. 19, p. 17-34, 1999.
- KIM, S. E.; YAMADA, H.; TSUNO, H. Evaluation of Estrogenicity for 17 β -Estradiol Decomposition During Ozonation. **Ozone Sci Eng**, v. 26, pp. 563-571, 2004.
- KUMAR, M.; SAXENA, M.; SAXENA, A. K.; NANDI, S. Recent Breakthroughs in Various Antimicrobial Resistance Induced Quorum Sensing Biosynthetic Pathway Mediated Targets and Design of their Inhibitors. **Comb Chem High Throughput Screen**, 23, n. 6, p. 458-476, 2020.
- LACHENMEIER, D. W. Antiseptic drugs and disinfectants with special scrutiny of COVID-19 pandemic related side effects. **Side Effects of Drugs Annual**, v. 43, p. 275-284, 2021.
- LAGE FILHO, F. A. Aplicação de ozônio em mananciais: efeitos de parâmetros operacionais e variáveis de qualidade da água nos perfis residuais de ozônio e nas taxas de decaimento. **BRAZ J CH E**, v. 27, p. 545-554, 2010.
- LEAS, B.F.; SULLIVAN, N.; HAN, J.H.; PEGUES, D.; KACZMAREK, J.L.; UMSCHIED CA. Environmental Cleaning for the Prevention of Healthcare-Associated Infections Rockville (MD): **Agency for Healthcare Research and Quality** (US); 2015 Aug. Report No.: 15-EHC020-EF. PMID: 26290935.
- LEGETT, M. J.; SCHWARZ, J. S.; BURKE, P. A.; MCDONNELL, G. *et al.* Mechanism of sporicidal activity for the synergistic combination of peracetic

acid and hydrogen peroxide. **Applied and Environmental Microbiology**, v. 82, n. 4, p. 1035-1039, 2016.

LENHARD-VIDAL A, CARDOSO RF, PÁDUA RAF, SIQUEIRA VLD. High prevalence rate of extended-spectrum beta-lactamases (ESBL) among Enterobacteriaceae in a small Brazilian public hospital. **Braz J Pharm Sci**, São Paulo, v. 47, n. 4, p. 701-707, 2011.

LERNER, A. O.; ABU-HANNA, J.; CARMELI, Y.; SCHECHNER, V. Environmental contamination by carbapenem-resistant. **Infect Control Hosp Epidemiol**, 41, n. 2, p. 166-171, 2020.

LI, D.; SANGION, A.; LI, L. Evaluating consumer exposure to disinfecting chemicals against coronavirus disease 2019 (COVID-19) and associated health risks. **Environ Int**, 145, p. 106108, 2020.

LING, M. L.; CHING, P.; WIDITAPUTRA, A.; STEWART, A. *et al.* APSIC guidelines for disinfection and sterilization of instruments in health care facilities. **Antimicrob Resist Infect Control**, 7, p. 25, 2018.

LIU, J; DICKTER, J. K. Infecções hospitalares: uma história de infecções hospitalares. **Rev Colomb Gastroenterol**, 30, n. 4, p. 637-652, 2020.

LOPES, M. S.; FERREIRA, J. R.; DA SILVA, K. B.; DE OLIVEIRA BACELAR SIMPLÍCIO, I. *et al.* Disinfection of corrugated tubing by ozone and ultrasound in mechanically ventilated tracheostomized patients. **J Hosp Infect**, 90, n. 4, p. 304-309, 2015.

MACK, D.; DAVIES, A.P.; HARRIS, L.G.; ROHDE, H. *et al.* Microbial interactions in Staphylococcus epidermidis biofilms. **Anal Bioanal Chem**, v. 387, p. 399-408, 2007.

MARTÍNEZ-SÁNCHEZ, G. Água ozonizada, fundo, uso geral em medicina e suporte pré-clínico. **Ozone Therapy Global Journal**, 9, n. 1, p. 33-60, 2019.

MARTINS, M. A. Aspectos históricos da infecção hospitalar. **Infecções hospitalares: epidemiologia, prevenção e controle. Rio de Janeiro (RJ): Guanabara Koogan**, 2005.

MASCARENHAS, Luis Alberto Brêda *et al.* Evaluation of the microbial reduction efficacy and perception of use of an ozonized water spray disinfection technology. **Scientific Reports**, v. 12, n. 1, p. 13019, 2022.

MEGAHED, A.; ALDRIDGE, B.; LOWE, J. The microbial killing capacity of aqueous and gaseous ozone on different surfaces contaminated with dairy cattle manure. **PLoS One**, 13, n. 5, p. e0196555, 2018.

MESCHIARI, M.; LÓPEZ-LOZANO, J. M.; DI PILATO, V.; GIMENEZ-ESPARZA, C. *et al.* A five-component infection control bundle to permanently eliminate a carbapenem-resistant *Acinetobacter baumannii* spreading in an intensive care unit. **Antimicrob Resist Infect Control**, 10, n. 1, p. 123, 2021.

MISHRA, A.; AGGARWAL, A.; KHAN, F. Medical Device-Associated Infections Caused by Biofilm-Forming Microbial Pathogens and Controlling Strategies. **Antibiotics**, 13(7):623-623.

MONTAGNA, M. T.; TRIGGIANO, F.; BARBUTI, G.; BARTOLOMEO, N. *et al.* Study on the. **Int J Environ Res Public Health**, 16, n. 11, 2019.

MUGNIER, P.D.; POIREL, L.; NAAS, T.; NORDMANN, P. Disseminação mundial do gene blaOXA-23 Carbapenemase de *Acinetobacter baumannii*1. **Em infect d**, v. 16, n. 1, p. 35, 2010.

MURRAY, C. J.; IKUTA, K. S.; SHARARA, F.; SWETSCHINSKI, L.; AGUILAR, G. R.; GRAY, A.; NAGHAVI, M. Global burden of bacterial antimicrobial resistance in 2019: a systematic analysis. **The Lancet**, v. 399, n. 10325, p. 629-655, 2022.

MURRAY, P.R. **E-Book Básico de Microbiologia Médica**. Elsevier Ciências da Saúde. Rio de Janeiro: Elsevier, p. 23, 2018.

NAGAYOSHI, M.; FUKUIZUMI, T.; KITAMURA, C.; YANO, J. *et al.*, Efficacy of ozone on survival and permeability of oral microorganisms. **Oral Microbiol Immunol** v. 19, n. 4, p. 240-246, 2004.

NAGHAVI, M.; VOLLSET, S. E.; IKUTA, K. S.; SWETSCHINSKI, L. R.; GRAY, A. P.; WOOL, E. E.; DEKKER, D. M. Global burden of bacterial antimicrobial resistance 1990–2021: a systematic analysis with forecasts to 2050. **The Lancet**, v. 404, n. 10459, p. 1199-1226, 2024.

NAKAMURA, Y.; YAMAZAKI, Y.; CABRAL, M. R.; NING, C. H. S. Total Ozone Measurements by Satellite in the Brazilian Sector. **Brazilian Journal of Geophysics**, 6, n. 1 - 2, 2018.

NASCENTE, E.P.; RAUECKER, U.N.; TELES, A.V.; DIVINO, L.D.A. *et al.* Inactivation of multidrug resistant *Salmonella* Heidelberg isolated under different conditions. **Ozone Sci Eng**, 44(4):363–371, 2021.

NOGUEIRA, A. C.; RODRIGUES, K. M. P. C.; RESENDE, D. C. A aplicação do ozônio nas diversas especialidades da odontologia: revisão de literatura. **Revista Saúde Multidisciplinar**, v. 11, n. 1, 2022.

NIANOGO, Roch A.; BENMARHANIA, Tarik; O'NEILL, Stephen. A comparison of quasi-experimental methods with data before and after an intervention: an introduction for epidemiologists and a simulation study. **International Journal of Epidemiology**, v. 52, n. 5, p. 1522-1533, 2023.

OLIVEIRA, A. C.; HARIRI, VIANA, R. E.; DAMASCENO, Q.S. contamination of hospital mattresses by microorganisms of epidemiological relevance: an integrative review. **J Nurs UFPE on line**, v. 7, n. 1, 2013.

OLIVEIRA, C. R.; CARVALHO, M. C.; SCHMITZ, G. V.; ALMEIDA, T. S. B. et al. Ozonated water in disinfection of hospital instrument table. **Research on Biomedical Engineering**, p. 1-6, 2023.

OLIVEIRA, H. O.; SILVA, C. P. R.; LACERDA, R. A. Políticas de controle e prevenção de infecções relacionadas à assistência à saúde no Brasil: análise conceitual. **Rev Esc Enferm USP**, v. 50, n. 3, p. 505-11, 2016.

OLIVEIRA, J.; CUI, C.; SILVA, S.; CHEN, M. *et al.* Impacto das medidas multicêntricas unificadas de limpeza e desinfecção ambiental aprimoradas sobre infecções hospitalares em pacientes em unidades de terapia intensiva. **J Int Med Res**, 48, n. 8, p. 300060520949766, 2020.

OLIVEIRA, R.; MARUYAMA, S. A. T. Controle de infecção hospitalar: histórico e papel do estado. **Rev Eletr Enf** 10, n. 3, p. 775-83, 2008.

O'NEILL, J. **tackling drug-resistant infections globally: final report and recommendations**. The review on antimicrobial resistance. p.84. 2016.

OTTER, J. A.; YEZLI, S.; SALKELD, J. A.; FRENCH, G. L. Evidence that contaminated surfaces contribute to the transmission of hospital pathogens and an overview of strategies to address contaminated surfaces in hospital settings. **Am J Infect Control**, 41, n. 5 Suppl, p. S6-11, 2013.

PATIL, S.; BOURKE, P. Processing fluid foods with ozone. **New thermal and non-thermal technologies for fluid foods**, p. 225–261, 2012.

PEREIRA, V. C.; ROMERO, L. C.; PINHEIROHUBINGER, L.; OLIVEIRA, A.; MARTINS, K. B.; CUNHA, M. L. R. S. Coagulase-negative staphylococci: a 20-year study on the antimicrobial resistance profile of blood culture isolates from a teaching hospital. **Braz J Infect Dis**, v. 24, p. 160-169, 2020.

PICCOLI, H. H.; ULSON, S. A. A.; ULSON, S.; GUELLI, S. M. A. Bleaching of knitted cotton fabric applying ozone. **Ozone Sci Eng**, v. 37, n. 2, p. 170-177, 2015.

PINHEIRO, L.; BRITO, CI; PEREIRA, VC; OLIVEIRA, A. *et al.* Susceptibility profile of *Staphylococcus epidermidis* and *Staphylococcus haemolyticus* isolated from blood cultures to vancomycin and novel antimicrobial drugs over a period of 12 years. **Microbial Microb Drug Resist** v. 22, n. 4, p. 283-293, 2016

PIRANI, S.; Bersani, C.; Bontempo, V. **Application of ozone in food industries**. Thesis (Doctoral Program in Animal Nutrition and Food Safety -Ph. D). Università degli Studi di Milano, Milano, p. 130, 2011.

PORTO, Y. D.; TROMBETE, F. M.; FREITAS-SILVA, O.; DE CASTRO, I. M. *et al.* Gaseous Ozonation to Reduce Aflatoxins Levels and Microbial Contamination in Corn Grits. **Microorganisms**, 7, n. 8, 28 2019.

RUSS, A. *et al.* Epidemiological analysis of extended-spectrum β -lactamase-producing *Klebsiella pneumoniae* outbreak in a neonatal clinic in Poland. **Antibiotics**, v. 12, n. 1, p. 50, 2022.

RANGEL, K.; CABRAL, F. O.; LECHUGA, G. C.; CARVALHO, J. P. R. S. *et al.* Potent Activity of a High Concentration of Chemical Ozone against Antibiotic-Resistant Bacteria. **Molecules**, 27, n. 13, 2022.

REICHARDT, C. S.; STORAGE, D.; ABRAHAM, D. Quasi-Experimental Research. Em: **The Cambridge Handbook of Research Methods and Statistics for the Social and Behavioral Sciences**. [s.l.] Cambridge University Press, 2023. p. 292–313.

REYBROECK, Wim. ATP BIOLUMINESCENCE| **Application in Dairy Industry**. 1999.

RICKLOFF, J. R. An evaluation of the sporicidal activity of ozone. **Appl Environ Microbiol**, 53, n. 4, p. 683-686, 1987.

RIOS, E. M. M., GONÇALVES, T. D.; OGATA, L. I. Os benefícios do uso de ozônio no tratamento endodôntico: Revisão de literatura. **Business technology is Bus. technol**, v. 2, n. 42, 2023.

RODRIGUES, E.A.C. **Infecções Hospitalares: prevenção e controle**. São Paulo (SP): Sarvier; 1997.

ROTH, J. A.; SULLIVAN, D.E. Solubilidade do ozônio em água. Fundamentos de química industrial e de engenharia, 20. N 2, 137–140, 1981.

RUSSOTTO, V.; CORTEGIANI, A.; RAINERI, SM; GIARRATANO, A. Contaminação bacteriana de superfícies e equipamentos inanimados na unidade de terapia intensiva. **J Crit Care**, 3, n. 1, p. 1-8, 2015.

SAHILEDENGLE, B. Decontamination of patient equipment: nurses' self-reported decontamination practice in hospitals of southeast Ethiopia. **BMC Res Notes**, 12, n. 1, p. 392, 2019.

SAINI, V.; SIKRI, K.; BATRA, S. D.; KALRA, P.; GAUTAM, K. Development of a highly effective low-cost vaporized hydrogen peroxide-based method for disinfection of personal protective equipment for their selective reuse during pandemics. **Gut pathogens**, v. 12, p. 1-11, 2020.

SANTOS-JUNIOR, A. G.; FERREIRA, A. M.; FROTA, O. P.; RIGOTTI, M. A. *et al.* Effectiveness of Surface Cleaning and Disinfection in a Brazilian Healthcare Facility. **Open Nurs J**, 12, p. 36-44, 2018.

SCHMIDT, M. G.; ATTAWAY, H. H.; FAIREY, S. E.; HOWARD, J. *et al.* Self-Disinfecting Copper Beds Sustain Terminal Cleaning and Disinfection Effects throughout Patient Care. **Appl Environ Microbiol**, 86, n. 1, 12 13 2019.

SCHUERTZ, K. F.; TUON, F. F.; PALMEIRO, J. K.; CONTE, D.; TELLES, J. P. M.; TREVISOLI, L. E.; DALLA-COSTA, L. M. Bacteremia and meningitis caused by OXA-23-producing *Acinetobacter baumannii*—molecular characterization and susceptibility testing for alternative antibiotics. **Braz. J. Microbiol**, v. 49, p. 199-204, 2018.

SERAFIM, M. S. M.; LAVORATO, S. N.; KRONENBERGER, T.; SOUSA, Y. V.; OLIVEIRA, G. P.; SANTOS, S. G.; KROON, E. G. *et al.* Antibacterial activity of synthetic 1,3-bis (aryloxy) propan-2amines against Gram-positive bacteria. **Microbiology Open**. V. 8: (814), 1–15 p., 2019.

SERRA-BURRIEL, M.; KEYS, M.; CAMPILLO-ARTERO, C.; AGODI, A. *et al.* Impact of multi-drug resistant bacteria on economic and clinical outcomes of healthcare-associated infections in adults: Systematic review and meta-analysis. **PLoS One**, 15, n. 1, p. e0227139, 2020.

SFALCIN, B.; MARQUES, D. S.; RIBEIRO, A. L. SFALCIN, B.; MARQUES, D. S.; RIBEIRO, A. L. Ozone therapy in dentistry: applicability of ozone therapy in periodontal tissues. **Business technology is Bus. technol**, v. 2, n. 36, 2022.

SHAMA G.; MALIK D. J. The uses and abuses of rapid bioluminescence-based ATP assays. **J Hyg Environ Health**, v. 216, n. 2, p. 115-125, 2013.

SHRIVASTAVA, S. R; RAMASAMY, J. A Organização Mundial da Saúde divulga a lista global de prioridades de bactérias resistentes a antibióticos para orientar a pesquisa, a descoberta e o desenvolvimento de novos antibióticos. **J Soc Med**, v. 32, n. 1, p. 76, 2018.

SILVA, C.; MOREA, M.; BARUZZI, F. Eradication of high viable loads of *Listeria monocytogenes* contaminating food-contact surfaces. **Front Microbiol**, v. 6, p. 733, 2015.

SILVA LIMA F, MIRANDA MKV, DA SILVA BEZERRA J, FERREIRA MS, DE OLIVEIRA SMB, DE AGUIAR VALENTIM L. *et al.* Água ozonizada: uma nova proposta na desinfecção de superfícies em salas de cirurgias ortopédicas. *Revista Eletrônica Acervo Saúde*. 2022;15(2): e9588-e9588.

SIMPLÍCIO IBO, SOUSA SC, THOMAZ TS, LIMA FS, BEZERRA JS, CARVALHO MCO, FERREIRA MS, MIRANDA MKV. Ozone Use in Surface Disinfection: An Integrative Review. *Acta Paul de Enferm*. 2023;36: eAPE00542

SMITH, P. W.; BENNETT, G.; BRADLEY, S.; DRINKA, P. *et al.* SHEA/APIC Guideline: Infection prevention and control in the long-term care facility. **Am J Infect Control**, 36, n. 7, p. 504-535, 2008.

DE SOUZA, Joyce *et al.* Potential involvement of beta-lactamase homologous proteins in resistance to beta-lactam antibiotics in gram-negative bacteria of the ESKAPEE group. **BMC genomics**, v. 25, n. 1, p. 508, 2024.

TAOUFIK, L.; AMRANI HANCHI, A.; FATIHA, B.; NISSRINE, S. *et al.* Emergence of OXA-48 Carbapenemase Producing. **Clin Med Insights Pediatr**, 13, p. 1179556519834524, 2019.

TAPP, CAMERON; RICE, RIP G. Generation and control of ozone. **Ozone in food processing**, p. 33-54, 2012.

THIBODEAU, E.; BOUCHER, H.; DENOFRIO, D.; PHAM, D. T. *et al.* First report of a left ventricular assist device infection caused by *Staphylococcus schleiferi* subspecies *coagulans*: a coagulase-positive organism. **Diagn Microbiol Infect Dis**, 74, n. 1, p. 68-69, 2012.

TORMIN, S. C.; NAVARRINI, A.; DE ALMEIDA, J. O. C. F.; TRAVASSOS, L. H. R. *et al.* Análise do efeito bactericida do ozônio sobre bactérias multirresistentes. **Arquivos Médicos dos Hospitais e da Faculdade de Ciências Médicas da Santa Casa de São Paulo**, p. 138-141, 2016.

UDWADIA, Z.; BALSARI, S.; GHAFUR, A. Is indiscriminate use of medicines the main reason for problems faced during the second wave of COVID-19 in India? - Authors' reply. **The Lancet infectious diseases**, v. 21, n. 10, p. 1350, 2021.

VAN ARKEL, A.; WILLEMSSEN, I.; KILSDONK-BODE, L.; VLAMINGS-WAGENAARS, S. *et al.* ATP measurement as an objective method to measure environmental contamination in 9 hospitals in the Dutch/Belgian border area. **Antimicrob Resist Infect Control**, 9, n. 1, p. 77, 2020.

VAN ARKEL, A.; WILLEMSSEN, I.; KILSDONK-BODE, L.; VLAMINGS-WAGENAARS, S. *et al.* Feedback of ATP measurement as a tool for reducing environmental contamination in hospitals in the Dutch/Belgian border area. **Int J Qual Health Care**, 33, n. 4, 2021.

VOORN, M. G.; GOSS, S. E.; NKEMNGONG, C. A.; LI, X.; TESKA, P. J.; OLIVER, H. F. Cross-contamination by disinfectant towelettes varies by product chemistry and strain. **Antimicrob. Resist. Infect. Control**, v. 9, p. 1-9, 2020.

WALTERS, G. I.; MOORE, V. C.; MCGRATH, E. E.; BURGE, P. S. *et al.* Agents and trends in health care workers' occupational asthma. **Occup Med (Lond)**, 63, n. 7, p. 513-516, 2013.

WANNMACHER, LENITA. Uso indiscriminado de antibióticos e resistência microbiana: uma guerra perdida. **Uso racional de medicamentos: temas selecionados**, v. 1, n. 4, p. 1-6, 2004

WEBER, DJ; RUTALA, WA; MILLER, MB; HUSLAGE, K. *et al.* Papel das superfícies hospitalares na transmissão de patógenos emergentes associados aos cuidados de saúde: norovírus, Clostridium difficile e espécies de Acinetobacter. **Am J Infect Control**, v. 38, n. 5, p. S25-S33, 2010.

WHO - World Health Organization? **No Time to Wait: Securing the future from drug-resistant Infections. Report to the secretary-general of the United Nations. Abril 2019.** (https://www.who.int/docs/default-source/documents/no-time-to-wait-securing-the-future-fromdrug-resistant-infections-en.pdf?sfvrsn=5b424d7_6). Acessado em 20 de outubro de 2020.

WORLD BANK. **Drug-resistant infection: a threat to our economic future (discussion draft). 2016.** Available at <http://pubdocs.worldbank.org/en/689381474641399486/1701381-AMR-Lab-Report-Web.pdf>. Accessed July 20, 2022.

WORLD HEALTH ORGANIZATION *et al.* **Global antimicrobial resistance surveillance system (GLASS) report: early implementation 2020.** 2020.

WORLD HEALTH ORGANIZATION *et al.* **Implementation manual to prevent and control the spread of carbapenem-resistant organisms at the national and health care facility level: interim practical manual supporting implementation of the Guidelines for the prevention and control of carbapenem-resistant Enterobacteriaceae, Acinetobacter baumannii and Pseudomonas aeruginosa in health care facilities.** World Health Organization, 2019.

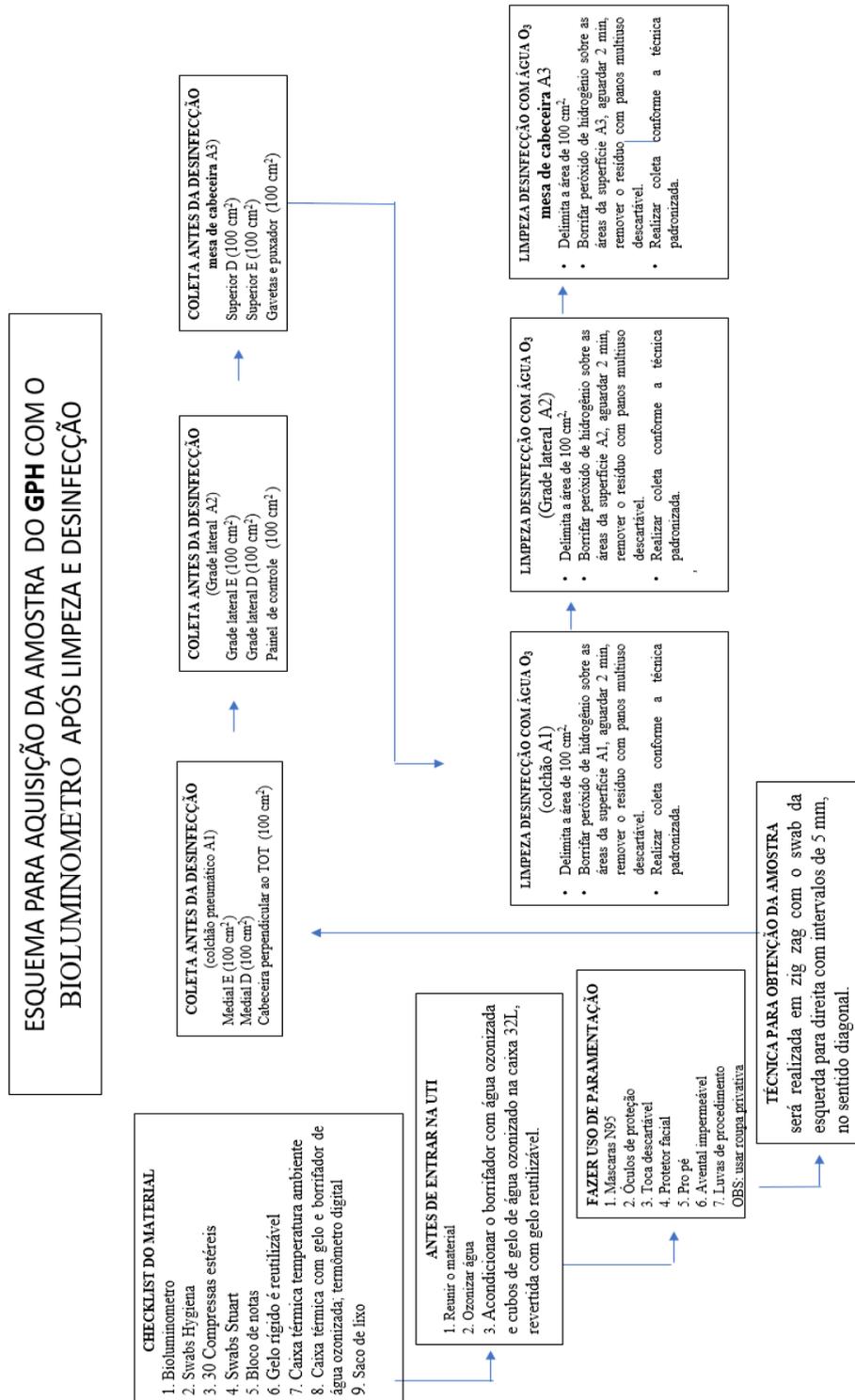
WORLD HEALTH ORGANIZATION. Guidelines on core components of infection prevention and control programmes at the national and acute health care facility level. **Geneva.** World Health Organization, 2017.

WORLD HEALTH ORGANIZATION; UNITED NATIONS CHILDREN'S FUND (UNICEF). **WASH in health care facilities: global baseline report 2019**. Geneva, Switzerland: World Health Organization, 2019.

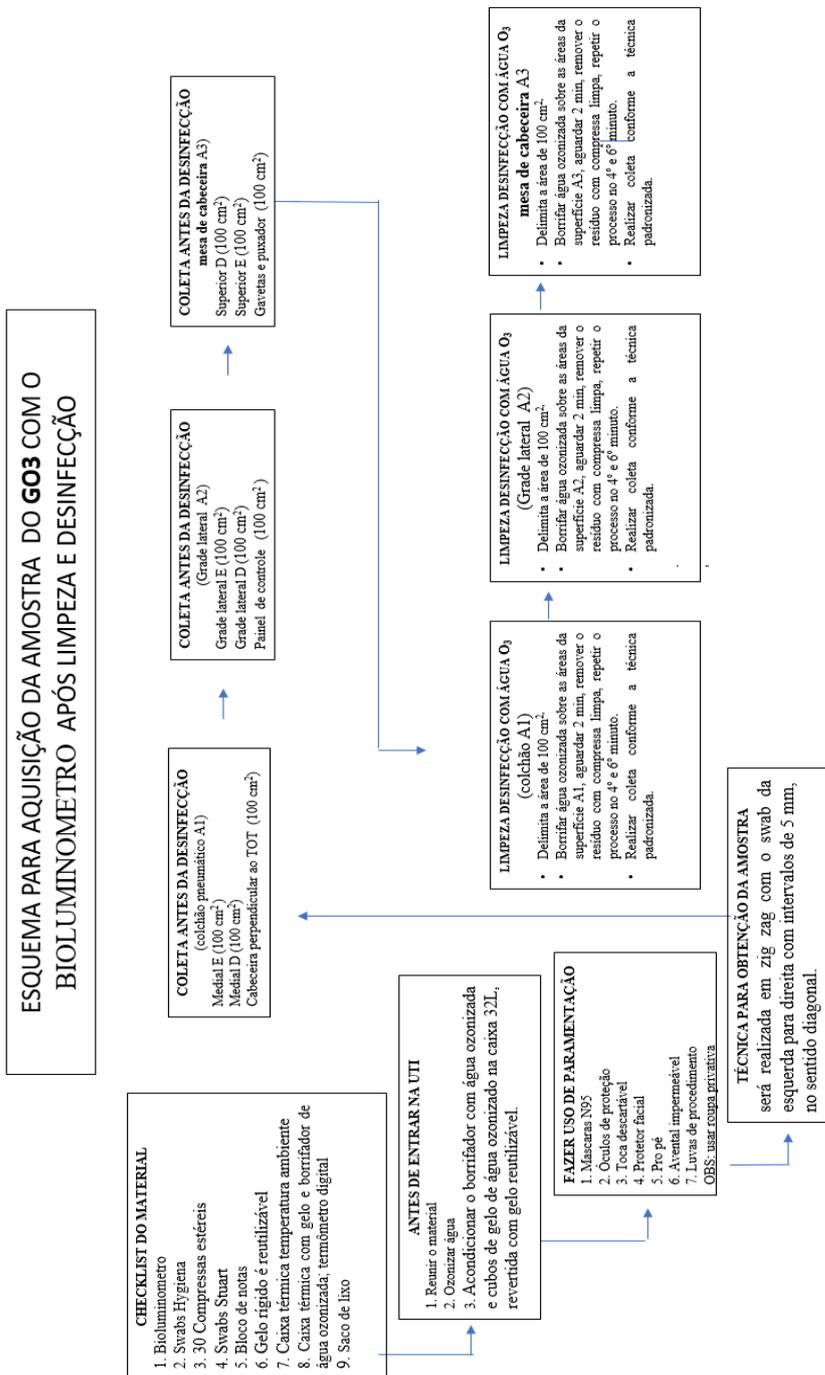
XU, H.; LIANG, J.; WANG, Y.; WANG, B. *et al.* Evaluation of different detector types in measurement of ATP bioluminescence compared to colony counting method for measuring bacterial burden of hospital surfaces. **PLoS One**, 14, n. 9, p. e0221665, 2019.

YANO R.; OKUBO T.; SHIMODA T.; MATSUO J.; YAMAGUCHI H. A simple and short microbiology practical improves undergraduate nursing students' awareness of bacterial traits and ability to avoid spreading infections. **BMC Medical Educ**, v. 19, p. 1-7, 2019.

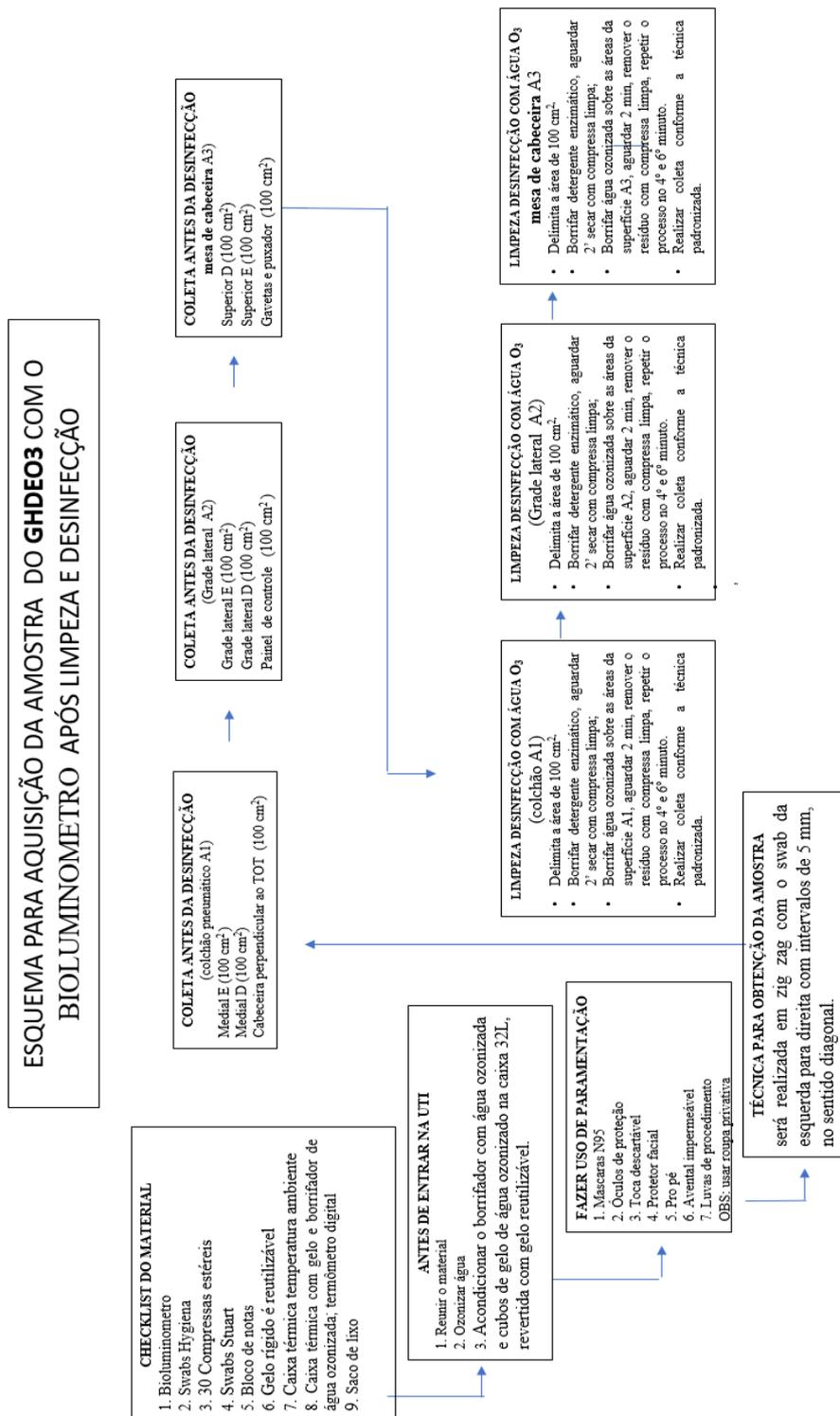
APÊNDICE I: Esquema para aquisição da amostra do GPH com o bioluminômetro após limpeza e desinfecção



APÊNDICE II: Esquema para aquisição da amostra do GO3 com o bioluminômetro após limpeza e desinfecção



APÊNDICE III: Esquema para aquisição da amostra do GHDEO3 com o bioluminômetro após limpeza e desinfecção

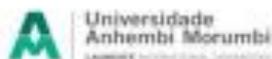


APÊNDECE IV: Códigos para identificação das amostras

ITEM	A1			A2			A3		
	A1.1	A1.2	DATA	A2.1	A2.2	DATA	A3.1	A3.2	DATA
1	A1.1.1	A1.2.1		A2.1.1	A2.2.1		A3.1.1	A3.2.1	
2	A1.1.2	A1.2.2		A2.1.2	A2.2.2		A3.1.2	A3.2.2	
3	A1.1.3	A1.2.3		A2.1.3	A2.2.3		A3.1.3	A3.2.3	
4	A1.1.4	A1.2.4		A2.1.4	A2.2.4		A3.1.4	A3.2.4	
5	A1.1.5	A1.2.5		A2.1.5	A2.2.5		A3.1.5	A3.2.5	
6	A1.1.6	A1.2.6		A2.1.6	A2.2.6		A3.1.6	A3.2.6	
7	A1.1.7	A1.2.7		A2.1.7	A2.2.7		A3.1.7	A3.2.7	
8	A1.1.8	A1.2.8		A2.1.8	A2.2.8		A3.1.8	A3.2.8	
9	A1.1.9	A1.2.9		A2.1.9	A2.2.9		A3.1.9	A3.2.9	
10	A1.1.10	A1.2.10		A2.1.10	A2.2.10		A3.1.10	A3.2.10	
11	A1.1.11	A1.2.11		A2.1.11	A2.2.11		A3.1.11	A3.2.11	
12	A1.1.12	A1.2.12		A2.1.12	A2.2.12		A3.1.12	A3.2.12	
13	A1.1.13	A1.2.13		A2.1.13	A2.2.13		A3.1.13	A3.2.13	
14	A1.1.14	A1.2.14		A2.1.14	A2.2.14		A3.1.14	A3.2.14	
15	A1.1.15	A1.2.15		A2.1.15	A2.2.15		A3.1.15	A3.2.15	

APÊNDICE V: Locais selecionados para coleta

ÁREA	LOCALIZAÇÕES	NÚMERO DE SWABS
Colchão Pneumático	Porção medial E	04
	Porção medial D	04
	Porção superior perpendicular a inclinação do TOT	04
Cama	Grade lateral proximal D	04
	Grade lateral proximal E	04
	Grade lateral distal	04
Mesa de cabeceira	Superfície superior D	04
	Superfície superior E	04
	Superfície anterior	04
Total de Swabs		36

ANEXO VI: Carta de aceite do orientador

**UNIVERSIDADE ANHEMBI MORUMBI
DOUTORADO EM ENGENHARIA BIOMÉDICA
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO STRICTO SENSU**

30 de abril de 2020

CARTA DE ACEITE DO ORIENTADOR

Eu, Prof. Dr. **Leandro Procópio Alves**, Professor Programa de Engenharia Biomédica da Universidade Anhembi Morumbi aceito orientar **Irinéia de Oliveira Bacelar Simplicio**, aluna desta IES, na execução do seu projeto de tese cujo tema é: "O uso da água ozonizada na desinfecção de superfícies de uma uti adulto destinada a tratamento de COVID - 19 em um hospital público no interior da Amazônia".

Atenciosamente,



Prof. Dr. Leandro Procópio Alves

ANEXO I: Aceite institucional



Secretaria de
Saúde Pública



ACEITE INSTITUCIONAL

Declaramos em nome do Hospital Regional do Pará Dr. Waldemar Penna, ter conhecimento do Projeto de Pesquisa intitulado, **"O uso da água ozonizada na desinfecção de superfícies de uma UTI adulto destinada a tratamento de Covid 19 em hospital público no interior da Amazônia"** sob orientação/coordenação da pesquisadora Irinéia de Oliveira Bacelar Simplicio, dando-lhe consentimento para realizar o trabalho nesta instituição durante o período preestabelecido pelo cronograma. Estamos cientes e concordamos com a publicação dos resultados encontrados.

Ressaltamos que esse parecer é condicionado à apresentação da carta de aprovação de um Comitê de Ética em Pesquisa com Seres Humanos – CEP, vinculado à Plataforma Brasil, para ter seu início no HRBA autorizado. Essa solicitação é devido ao HRBA ser credenciado como Hospital de Ensino, no qual temos que aceitar/liberar projetos que sejam aprovados pela CEP.

Quaisquer dúvidas, estamos à disposição para esclarecimentos e parabenizamos pela iniciativa da pesquisa.

Atenciosamente,

Santarém, 07 de maio de 2020.



ANEXO II: Parecer consubstanciado do CEP

UEPA - UNIVERSIDADE DO
ESTADO DO PARÁ - CAMPUS
XII - TAPAJÓS



PARECER CONSUBSTANCIADO DO CEP

DADOS DO PROJETO DE PESQUISA

Título da Pesquisa: O USO DA ÁGUA OZONIZADA NA DESINFECÇÃO DE SUPERFÍCIES DE UMA UTI ADULTO DESTINADA A TRATAMENTO DE COVID -19 EM UM HOSPITAL PÚBLICO NO INTERIOR DA AMAZÔNIA

Pesquisador: Irineia de Oliveira Bacelar Símplicio

Área Temática:

Versão: 5

CAAE: 39785220.4.0000.5168

Instituição Proponente: Centro de Ciências Biológicas e da Saúde - Campus XII/UEPA

Patrocinador Principal: Financiamento Próprio

DADOS DO PARECER

Número do Parecer: 4.743.235

Apresentação do Projeto:

A presente pesquisa caracterizada como exploratória, descritiva, prospectivo, experimental, com abordagem quantitativa, tendo como objetivo avaliar a eficácia da água ozonizada na desinfecção de superfície de áreas mais tocadas em unidade assistencial de saúde, de um hospital público de média e alta complexidade no interior da Amazônia. A pesquisadora ressalta que controlar a propagação de patógenos no ambiente hospitalar é uma prática baseada em limpeza e desinfecção de superfícies contaminadas com materiais biológicos, sendo requisitos obrigatórios a gestores e trabalhadores da saúde. Surgiu então, a proposta de utilização de água ozonizada para desinfecção de superfícies em ambientes com controle de temperatura e umidade. Pois o ozônio tem mostrado sua ação deletéria as bactérias, fungos e vírus (KIM;YOUSEF;CHISM,1999). Portanto, pesquisadora deverá mobilizar-se em torno desse assunto, visto, a grande importância das

técnicas de limpeza hospitalar como fator para redução da contaminação ambiental nos serviços de saúde, favorecendo assim, um local seguro para a realização de cuidados e procedimentos aos pacientes e trabalhadores da saúde.

Sendo ressaltado que o estudo interferirá diretamente no resultado do tratamento da Covid-19 nos pacientes. Para tanto, ter-se-á acesso aos dados do Serviço de Infecção Hospitalar para avaliação da proliferação do vírus e demais bactérias, dentre as quais tem destaque a KPC, para

Endereço: Av. Plácido de Castro, 1399

Bairro: Aparecida

CEP: 68.040-000

UF: PA

Município: SANTAREM

Telefone: (93)3512-8013

Fax: (93)3512-8000

E-mail: cep@tapajos@uepa.br

UEPA - UNIVERSIDADE DO
ESTADO DO PARÁ - CAMPUS
XII - TAPAJÓS



Continuação do Parecer: 4.743.235

evidenciar a eficácia da água ozonizada na desinfecção de superfície. Como hipótese a pesquisadora descreve que o coronavírus é sensível a água ozonizada. A desinfecção com água ozonizada não tem ação sobre o coronavírus.

Como critério de inclusão: Todos os leitos da UTI Adulto destinados ao tratamento de COVID-19. Como critério de exclusão: Leitos da UTI Adulto destinados ao tratamento de outras comorbidades, com diagnóstico negativo para COVID-19. Para a análise dos dados obtidos das coletas será utilizado a técnica de análise quantitativa, no software Microsoft Excel® 2013. A estatística descritiva será capaz de caracterizar os resultados das amostras analisadas, indicando média, moda, frequência absoluta e relativa.

Objetivo da Pesquisa:

Objetivo Primário: Avaliar a eficácia da água ozonizada na desinfecção das superfícies de áreas mais tocadas em unidade assistencial de saúde de pacientes com diagnóstico de Covid 19, em um hospital público de média e alta complexidade no interior da Amazônia.

Objetivo Secundário:

- Utilizar água ozonizada como tecnologia avançada de desinfecção de superfícies;
- Analisar a eficácia do ozônio na desinfecção de superfícies contaminadas pelo coronavírus;
- Descrever os benefícios ao se utilizar do ozônio no processo de desinfecção;
- Verificar a ocorrência de infecções pelo coronavírus na base de dados de controle de infecção hospitalar do Hospital Regional do Baixo Amazonas;
- Gerar conhecimento científico sobre a utilização da água ozonizada na desinfecção de superfícies;
- Contribuir com a gestão hospitalar para contenção do coronavírus por meio da utilização da água ozonizada.

Avaliação dos Riscos e Benefícios:

A pesquisadora apresenta como riscos: possibilidade de perda de arquivos, para que a pesquisa não seja prejudicada causando transtorno para os pesquisadores é fundamental que todos os dados sejam armazenados em nuvem por meio do serviço da Microsoft One Drive. Na coleta de dados será aplicado o método PCR. O estudo visa não comprometer o Hospital com a divulgação de dados inverídicos que possam prejudicar a imagem da instituição. Em relação a manipulação de microrganismos, como estratégia para prevenção será adotadas as normas de biossegurança, tendo em vista todos os riscos ocupacionais que o setor apresenta, sejam físicos, químicos, biológicos, entre outros que possam ser evitados. Assim os pesquisadores propõe realizar o uso

Endereço: Av. Plácido de Castro, 1399
Bairro: Aparecida **CEP:** 66.040-000
UF: PA **Município:** SANTAREM
Telefone: (93)3512-8013 **Fax:** (93)3512-8000 **E-mail:** oxptapajos@uepa.br

UEPA - UNIVERSIDADE DO
ESTADO DO PARÁ - CAMPUS
XII - TAPAJÓS



Continuação do Parecer: 4.743.235

de roupas adequadas ao local; não utilização de adornos; não uso de sapatos abertos; uso das luvas sempre que for manuseado o material coletado; uso de protetores de face e/ou olhos; lavagem das mãos, sempre após a

manipulação dos materiais contaminados; não transitar nos corredores com o material patogênico sem o acondicionamento devido; dentre outros. Como benefícios: a pesquisa parte do princípio de desenvolver conhecimento sobre os riscos de transmissão de IRAS por meio das superfícies na UTI (cama colchão equipamentos como respiradores, bombas de infusão, sucção, mesa de cabeceira, bandejas), por considera áreas mais tocadas no ambiente hospitalar pode se tornar um difusor de infecção hospitalar. Em vista disso, é importante que o CCIH reforce os funcionários do hospital quanto a importância higienização correta das mãos e os cuidados com luvas para evitar transmissão cruzada de patógenos para os pacientes. De acordo com os resultados da pesquisa, será possível enfatizar a importância de se realizar a limpeza e desinfecção de superfícies, contribuindo para a otimização do cuidado no ambiente hospitalar evitando possíveis agravos e através do estudo contribuir com informações mais atualizadas sobre as infecções hospitalares da região do Brasil.

Comentários e Considerações sobre a Pesquisa:

O local da pesquisa e apresentação do laboratório, será realizada no Hospital Regional Dr. Waldemar Fenna, é uma unidade de Saúde Pública de média e alta complexidade que atende os usuários do SUS. A técnica de coleta das amostras o Laboratório CDM1 irá dispor a equipe técnico-científica para instruir o cliente na melhor forma de coleta do analito das superfícies designadas pelo mesmo. A coleta será feita com swab do tipo Rayon, de acordo com o protocolo descrito por Weir et al. (2015), que propõe uma coleta de uma área limitada entre 100 mm² a 300 mm² (área aproximada em 10x10 mm a 10x30 mm) por swab, rotacionando -o toda a extensão da parte coletora sobre a superfície coletada para que haja maior eficiência de coleta. Cada swab deve ser posteriormente acondicionado em tubos de coleta contendo Cl Na 0,9%, sendo que uma mesma área pode ser coletada com mais de um swab, contudo o ideal é expor no máximo três swabs por área coletada, juntando-os no mesmo tubo, o que irá formar uma amostra coletada. A coleta será realizada em zig zag com o swab da esquerda para direita com intervalos de 5 mm, no sentido diagonal, com objetivo de padronização do processo de quantificação do material. As superfícies coletadas serão: colchão, grade lateral da cama, circuito do ventilador mecânico, ventilador mecânico e bomba de infusão. As amostras serão identificadas com códigos no swab, para evitar resultados tendenciosos. Os códigos serão de A1 a A5, visto que, serão cinco superfícies coletadas antes e após a desinfecção com água

Endereço: Av. Plácido de Castro, 1399

Bairro: Aparecida

CEP: 68.040-000

UF: PA

Município: SANTAREM

Telefone: (93)3512-8013

Fax: (93)3512-8000

E-mail: capitapajos@uepa.br

**UEPA - UNIVERSIDADE DO
ESTADO DO PARÁ - CAMPUS
XII - TAPAJÓS**



Continuação do Parecer: 4.743.235

ozonizada.

Como em cada superfície pode ser feita até três coletas, cada código terá subcódigos que indicarão a coleta da mesma superfície dentro de um mesmo grupo. Os serviços que serão executados nas dependências do Laboratório CDM1, em conformidade com as diretrizes da Associação Brasileira de Normas Técnicas – ABNT, desde que, cheguem em perfeito estado de conservação.

Considerações sobre os Termos de apresentação obrigatória:

Todos os termos foram apresentados e devidamente corrigidos, estão de acordo com a resolução vigente.

Recomendações:

Sem recomendação.

Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:

Todas as pendências foram sanadas.

Considerações Finais a critério do CEP:

Os(As) Pesquisadores(as) deverão apresentar relatórios parciais informando sobre o andamento da pesquisa, assim como deverão apresentar um relatório final, informando se a pesquisa apresentou alguma intercorrência ética, assim como os principais resultados alcançados pela investigação. Tais relatórios devem ser submetidos a partir da Plataforma Brasil, acessando o projeto de pesquisa na janela LISTA DE PROJETOS DE PESQUISA, pelo botão "Detalhar" e então utilizando a ferramenta "Enviar Notificação".

OBS: Em virtude das condições impostas pela pandemia por covid-19, este CEP recomenda aos pesquisadores, que durante suas coletas de dados, e contato com os participantes, tomem todos os devidos cuidados e medidas protetivas, recomendadas pelas autoridades locais, como por exemplo: distanciamento social (evitar aglomerações); utilizar máscaras (oferecer máscaras para os participantes de pesquisa); utilizar álcool gel 70% (oferecer álcool gel 70% para os participantes de pesquisa); e outros.

Este parecer foi elaborado baseado nos documentos abaixo relacionados:

Tipo Documento	Arquivo	Postagem	Autor	Situação
Informações Básicas do Projeto	PB_INFORMAÇÕES_BÁSICAS_DO_P ROJETO_1637234.pdf	25/05/2021 15:30:57		Acerto

Endereço: Av. Plácido de Castro, 1309

Bairro: Aparecida

CEP: 68.040-090

UF: PA

Município: SANTAREM

Telefone: (93)3512-8013

Fax: (93)3512-8000

E-mail: cep@tapajos@uepa.br

UEPA - UNIVERSIDADE DO
ESTADO DO PARÁ - CAMPUS
XII - TAPAJÓS



Continuação do Parecer: 4.743.235

Parecer Anterior	PB_PARECER_CONSUBSTANCIADO_CEP_4657339.pdf	17/05/2021 20:13:28	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Cronograma	CRONOGRAMA.pdf	17/05/2021 20:13:13	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Parecer Anterior	PB_PARECER_CONSUBSTANCIADO_CEP_4592447.pdf	16/03/2021 13:57:28	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Cronograma	2CRONOGRAMAS.pdf	16/03/2021 13:52:41	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	2ACEITEINSTITUCIONALtab.pdf	16/03/2021 13:52:06	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Projeto Detalhado / Brochura Investigador	projeto_covid.pdf	18/02/2021 15:11:13	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Outros	TCUD.pdf	18/02/2021 15:05:12	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Outros	PROPOSTAIRINEIApdf.pdf	18/02/2021 14:59:02	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Outros	INSTRUMENTODECOLETA.docx.pdf	18/02/2021 14:56:26	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Cronograma	CRONOGRAMAS.pdf	18/02/2021 14:55:13	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Parecer Anterior	PB_PARECER_CONSUBSTANCIADO_CEP_4405900.pdf	18/02/2021 14:54:43	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Outros	LOCAIS_SELECIONADOS_Covid_19.pdf	03/11/2020 20:02:18	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Outros	INSTRUMENTO_DE_COLETA.pdf	03/11/2020 20:01:37	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Outros	TCUD_covid_19.pdf	03/11/2020 19:59:49	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Folha de Rosto	Folha.pdf	03/11/2020 19:53:14	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Orçamento	ORCAMENTO.pdf	30/09/2020 17:54:33	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito
Declaração de Instituição e Infraestrutura	Aceite_Institucional_COVID_19.pdf	30/09/2020 17:01:26	Iriela de Oliveira Bacelar Simplicio	Aceito

Situação do Parecer:

Aprovado

Necessita Apreciação da CONEP:

Não

Endereço: Av. Plácido de Castro, 1399
Bairro: Aparecida CEP: 68.040-000
UF: PA Município: SANTAREM
Telefone: (93)3512-8013 Fax: (93)3512-8000 E-mail: cex@tapajos@uepa.br