



UEPB

**UNIVERSIDADE ESTADUAL DA PARAÍBA
CAMPUS I
CENTRO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE
DEPARTAMENTO DE FARMÁCIA
CURSO DE FARMÁCIA**

CAROLINA HOLANDA FARIAS

**AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DA DESINFECÇÃO DE SUPERFÍCIES
HOSPITALARES EM UTI ADULTO DE UM HOSPITAL PÚBLICO EM CAMPINA
GRANDE – PB**

**CAMPINA GRANDE
2021**

CAROLINA HOLANDA FARIAS

**AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DA DESINFECÇÃO DE SUPERFÍCIES
HOSPITALARES EM UTI ADULTO DE UM HOSPITAL PÚBLICO EM CAMPINA
GRANDE – PB**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à
Coordenação do Curso de Farmácia da
Universidade Estadual da Paraíba, como
requisito parcial à obtenção do título de
bacharel em Farmácia.

Área de concentração: Microbiologia.

Orientadora: Profa. Dra. Patrícia Maria de Freitas e Silva.

**CAMPINA GRANDE
2021**

É expressamente proibido a comercialização deste documento, tanto na forma impressa como eletrônica. Sua reprodução total ou parcial é permitida exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, desde que na reprodução figure a identificação do autor, título, instituição e ano do trabalho.

F224a Farias, Carolina Holanda.
Avaliação microbiológica da desinfecção de superfícies hospitalares em UTI adulto de um hospital público em Campina Grande-PB [manuscrito] / Carolina Holanda Farias. - 2021.
45 p. : il. colorido.

Digitado.

Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Farmácia) - Universidade Estadual da Paraíba, Centro de Ciências Biológicas e da Saúde, 2021.

"Orientação : Profa. Dra. Patrícia Maria de Freitas e Silva, Departamento de Farmácia - CCBS."

1. Unidade de Terapia Intensiva - UTI. 2. Contaminação desuperfícies. 3. Desinfecção. 4. Microbiologia. I. Título

21. ed. CDD 616.01

CAROLINA HOLANDA FARIAS

**AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DA DESINFECÇÃO DE SUPERFÍCIES
HOSPITALARES EM UTI ADULTO DE UM HOSPITAL PÚBLICO EM CAMPINA
GRANDE - PB**

Trabalho de Conclusão de Curso apresentado à
Coordenação do Curso de Farmácia da
Universidade Estadual da Paraíba, como
requisito parcial à obtenção do título de
bacharel em Farmácia.

Área de concentração: Microbiologia.

Aprovada em: 03/05/2021.

BANCA EXAMINADORA

Patrícia Maria de Freitas e Silva
Profa. Dra. Patrícia Maria de Freitas e Silva (Orientadora)
Universidade Estadual da Paraíba (UEPB)

Heronides dos Santos Pereira
Prof. Dr. Heronides dos Santos Pereira
Universidade Estadual da Paraíba (UEPB)

Nathália Alexandra de O. C. Furtado
Profa. Dra. Nathália Alexandra de Oliveira Cartaxo
Universidade Estadual da Paraíba (UEPB)

*Aos meus amados pais, por todo o amor em mim depositado,
DEDICO.*

AGRADECIMENTOS

Todos os meus planos e os meus feitos foram e são realizados conforme a vontade do Amor Maior, d'Aquele que sempre intercedeu por mim, me fazendo descansar confiante naquilo que Ele preparou para a minha vida. Por isso, sou inteira e eternamente grata a Deus por ter chegado até aqui.

Aos meus pais, Vamberto Farias e Alessandra Holanda, que sempre acreditaram na minha vontade de ser o melhor que eu posso, por apoiarem as minhas decisões, por me enxergarem além do que eu sou. Não sei o que seria de mim sem vocês.

Aos meus irmãos, Bruno e Felipe, por me ensinarem tanto, cada um com as suas peculiaridades, pelos momentos de descontração e companhia. Vocês foram fundamentais nesta caminhada.

Às minhas sobrinhas, Isabela Maria e Lívia, por me arrancarem sorrisos constantemente, por adicionarem leveza e serenidade aos meus dias. O meu amor por vocês é inconfundível, único e sem dimensão.

Ao meu companheiro, Caio Barros, pela parceria e compreensão, por apoiar os meus sonhos e planos, vibrar minhas conquistas e me amparar nos momentos de estresse e tensão. Com você, meus dias se completam de paz e felicidade.

Às minhas amigas de infância, Alana, Bruna e Renata, por serem minha válvula de escape, por serem tão presentes e solícitas, pelos encontros e conversas que aliviaram a apreensão. Esta amizade é uma das poucas certezas que carrego comigo.

Às minhas amigas de graduação, Adenia, Jéssica e Marília, por todos os momentos compartilhados durante estes 5 anos de curso, pelas risadas, pelos conselhos, apoio e incentivos constantes. Com vocês, a rotina tornava-se leve e bem mais feliz.

À minha orientadora, Professora Patrícia Maria, mulher que tanto admiro pela sua determinação, empenho e profissionalismo, por todos os ensinamentos e aprendizados, por acreditar no meu potencial como acadêmica e profissional, me encorajando e querendo o meu bem.

Aos professores, Heronides dos Santos e Nathália Cartaxo, profissionais que considero referências e inspiração, por terem aceitado compor a banca, pela atenção, dedicação e participação na minha construção acadêmica e profissional.

À Universidade Estadual da Paraíba, lugar onde conquistei muito amadurecimento e aprendizado, não só para a graduação, mas também para a vida, pela conclusão no curso de Farmácia, um ciclo que tanto sonhei alcançar, pelos docentes exemplares com quem tive o prazer de conhecer, aprender e me espelhar para ser uma profissional exemplar.

“Não é o que você faz, mas quanto amor você dedica no que faz que realmente importa.”

(Madre Teresa de Calcutá)

AVALIAÇÃO MICROBIOLÓGICA DA DESINFECÇÃO DE SUPERFÍCIES HOSPITALARES EM UTI ADULTO DE UM HOSPITAL PÚBLICO EM CAMPINA GRANDE – PB

RESUMO

O ambiente hospitalar, em especial as Unidades de Terapia Intensiva (UTIs) representam um potencial reservatório de microrganismos que viabilizam a transferência cruzada dos mesmos, favorecendo a ocorrência de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS). O objetivo deste trabalho foi avaliar a contaminação microbiológica de superfícies da UTI adulto de um hospital público em Campina Grande–PB. Este foi um estudo transversal, descritivo-exploratório, prospectivo com abordagem quantitativa. Durante maio a setembro de 2019 foram coletadas 76 amostras de 10 superfícies da UTI adulto, com *swab* umedecido com solução fisiológica a 0,9% estéril. Estas foram inoculadas em caldo BHI, incubadas por 24h a 35-37°C. Foram semeadas em Ágar Sangue, Ágar EMB e Ágar Manitol Salgado e incubadas a 35-37°C por 24h. Após este período, foram realizadas as provas bioquímicas e os testes de sensibilidade aos antimicrobianos. Observou-se maior contaminação (100%) em respirador, telefone e bancada de prescrição, seguidas de bomba de infusão (88,8%), bancada de preparo de material antes da higiene (87,5%), maçaneta (85,71%), cama (77,7%), almotolia (71,42%), torneira (66,6%) e bancada de preparo de material após higiene com um saneante à base de peróxido de hidrogênio (57,14%). As espécies predominantes foram *Staphylococcus aureus* resistente à oxacilina (MRSA) (36,48%) e *Staphylococcus* coagulase negativa resistente à oxacilina (SCN R Oxa) (31,08%). Entre as bactérias Gram-negativas, as que apresentaram resistências mais elevadas aos antibióticos foram: *Enterobacter aerogenes* ao cefepime (100%), sulfametoxazol (100%) e ciprofloxacino (66,6%); *Proteus mirabilis* à amoxicilina+ácido clavulânico (50%), imipenem (50%) e tetraciclina (50%). As cepas de *Klebsiella pneumoniae* apresentaram as maiores resistências ao ciprofloxacino (100%), cefepime (100%), e imipenem (100%). E os isolados de *Klebsiella oxytoca* à ceftriaxona (100%), sulfametoxazol (100%) e cefepime (100%). Estes resultados reforçam a necessidade da manutenção e realização adequadas das práticas de limpeza e desinfecção por profissionais de saúde capacitados, com controle microbiológico do desinfetante utilizado, bem como precauções na prescrição de antibióticos de amplo espectro, a fim de diminuir as taxas de morbi-mortalidade dos pacientes infectados.

Palavras-chave: UTI. Contaminação. Superfícies. Desinfecção.

**MICROBIOLOGICAL EVALUATION OF DISINFECTION OF HOSPITAL
SURFACES IN AN ADULT ICU FROM A PUBLIC HOSPITAL AT CAMPINA
GRANDE – PB**

ABSTRACT

The hospital environment, especially Intensive Care Units (ICUs) represent a potential reservoir of microorganisms that facilitates the cross transfer of them, favouring the occurrence of Healthcare Associated Infections (HAIs). The main objective of this work was to evaluate the microbiological contamination of surfaces from the adult ICU from a public hospital in Campina Grande – PB. This was a cross-sectional, descriptive-exploratory, prospective study with a quantitative approach. During May to September 2019, 76 samples were collected from 10 surfaces of the adult ICU, with a swab moistened with sterile 0.9% saline. These were inoculated in BHI broth, incubated for 24h at 35-37°C. They were sown on Blood Agar, EMB Agar and Salted Mannitol Agar, and incubated at 35-37°C for 24h. After this period, biochemical tests and sensitivity tests to antimicrobials were carried out. Greater contamination (100%) was observed in respirator, telephone and prescription bench, followed by an infusion pump (88.8%), material preparation bench before hygiene (87.5%), doorknob (85.71%), bed (77.7%), oilcan (71.42%), faucet (66.6%) and material preparation bench after hygiene with a hydrogen peroxide sanitizer (57.14%). The predominant species were methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) (36,48%) and methicillin-resistant *Staphylococcus* negative coagulase (SCN R Oxa) (31,08%). Among Gram-negative bacterias, those with highest resistance to antibiotics were: *Enterobacter aerogenes* to cefepime (100%), sulfamethoxazole (100%) and ciprofloxacin (66,6%); *Proteus mirabilis* to amoxicillin+clavulanic acid (50%), imipenem (50%) and tetracycline (50%). The strains of *Klebsiella pneumoniae* showed the highest resistance to ciprofloxacin (100%), cefepime (100%) and imipenem (100%). And *Klebsiella oxytoca* isolates to ceftriaxone (100%), sulfamethoxazole (100%) and cefepime (100%). imipenem, aztreonam, ciprofloxacin, sulfamethoxazole and all cephalosporins. Those results reinforce the need to maintain and properly perform cleaning and disinfection practices by trained health professionals, with microbiologic disinfectant control, as well as care with broad-spectrum antibiotics prescription, in order to reduce the morbidity and mortality rates of infected patients.

Keywords: ICU. Contamination. Surfaces. Disinfection.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Gráfico 1 - Análise do crescimento bacteriano em superfícies da UTI adulto de um hospital em Campina Grande - PB.	26
Gráfico 2 – Bactérias isoladas em diferentes superfícies da UTI adulto de um hospital em Campina Grande – PB.	28
Gráfico 3 – Comparação do crescimento bacteriano antes e depois da higiene na superfície da bancada de preparo de material de um hospital em Campina Grande-PB.	30
Gráfico 4 – Perfil de resistência aos antimicrobianos das bactérias Gram-negativas isoladas de UTI adulto de um hospital em Campina Grande – PB.	33
Gráfico 5 - Perfil de resistência à oxacilina de bactérias do gênero <i>Staphylococcus</i> isolados de UTI adulto de um hospital em Campina Grande – PB.	35

LISTA DE SIGLAS

ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
ATCC	<i>American Type Culture Collection</i>
ATP	Adenosina Trifosfato
BHI	<i>Brain Heart Infusion</i>
CCIH	Comissão de Controle de Infecção Hospitalar
CDC	Centro de Prevenção e Controle de Doenças
CLSI	<i>Clinical Laboratory Standard Institute</i>
EMB	<i>Eosine Methylene Blue</i>
ESBL	β -lactamases de espectro estendido
FDA	<i>Food Drug Administration</i>
GRAS	Geralmente Reconhecido como Seguro
H ₂ O ₂	Peróxido de Hidrogênio
IRAS	Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde
KPC	<i>Klebsiella pneumoniae</i> produtora de carbapenemases
MIO	Motilidade, Indol, Ornitina
MRSA	<i>Staphylococcus aureus</i> resistente à oxacilina
MSSA	<i>Staphylococcus aureus</i> sensível à oxacilina
OMS	Organização Mundial da Saúde
PAVM	Pneumonia Associada à Ventilação Mecânica
PBP	Proteínas Ligadoras de Penicilinas
PCIH	Programa de Controle de Infecção Hospitalar
RDC	Resolução da Diretoria Colegiada
SCN	<i>Staphylococcus coagulase negativa</i>
SCN R Oxa	<i>Staphylococcus coagulase negativa</i> resistente à oxacilina
TSI	<i>Triple Sugar Iron</i>
UTI	Unidade de Terapia Intensiva
VRE	<i>Enterococcus</i> resistente à vancomicina

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	12
2 REFERENCIAL TEÓRICO	14
2.1 Fatores que favorecem a contaminação de superfícies em serviços de saúde	14
2.2 Áreas de risco de contaminação dos serviços de saúde	15
2.3 Microrganismos relacionados à contaminação de superfícies.....	16
2.4 Medidas de prevenção	19
2.5 Produtos saneantes	20
3 OBJETIVOS	23
3.1 Objetivo Geral.....	23
3.2 Objetivos Específicos.....	23
4 METODOLOGIA.....	24
4.1 Tipo de pesquisa.....	24
4.2 Local da pesquisa.....	24
4.3 Período de realização.....	24
4.4 População e amostra.....	24
4.5 Processamento das amostras	24
4.6 Identificação das bactérias.....	25
4.7 Teste de sensibilidade aos antimicrobianos.....	25
5 RESULTADOS E DISCUSSÕES.....	26
6 CONCLUSÕES.....	37
REFERÊNCIAS.....	39

1 INTRODUÇÃO

No Brasil, as Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS), também conhecidas como infecções hospitalares, são consideradas um grave problema de saúde pública, estando entre as seis principais causas de óbitos no país (PIENIZ *et al.*, 2018). As IRAS podem ser provenientes de fontes endógenas e exógenas. Quando o indivíduo é submetido a um desequilíbrio no sistema imunológico, decorrente de alguma infecção desenvolvida pela microbiota, a origem das IRAS é endógena. Em contrapartida, as IRAS de origem exógena representam a transmissão de agentes externos ao paciente, como as mãos dos profissionais de saúde, utensílios hospitalares ou superfícies inanimadas (GIL *et al.*, 2018; WISNIEWSKI *et al.*, 2020).

Deste modo, as fontes ambientais guardam íntima relação com as IRAS. Estudos têm demonstrado que o ambiente de pacientes colonizados representa um potencial reservatório de microrganismos. Bactérias potencialmente patogênicas, provenientes destes indivíduos, são excretadas em grande número nos fluidos biológicos, como muco, saliva, sangue, fezes e urina, contaminando equipamentos e superfícies inanimadas que cercam o paciente, sendo, posteriormente, veiculadas para pacientes susceptíveis como os imunodeprimidos, pacientes intubados, cateterizados e aqueles em uso de antibióticos (MORA *et al.*, 2016). A via mais comum de transferência cruzada de patógenos ocorre através das mãos de profissionais de saúde e pacientes (MODY *et al.*, 2019).

As unidades de terapia intensiva (UTIs) são consideradas áreas críticas de um hospital, pois oferecem risco para a disseminação de IRAS, tanto pela presença de pacientes vulneráveis a infecções como pela organização do espaço físico entre leitos e equipamentos, o que favorece a transferência cruzada de microrganismos (RIBEIRO *et al.*, 2019). Portanto, considerando o alto risco de transmissão promovido por essas unidades, a ocorrência destas infecções atinge de 5 a 10% dos pacientes que dispõem dos serviços hospitalares (GIL *et al.*, 2018).

Considerando a importância que o envolvimento do ambiente hospitalar exerce na transmissão de microrganismos, o Centro de Prevenção e Controle de Doenças (CDC) e a Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) recomendam que os hospitais realizem os procedimentos adequados de limpeza e desinfecção de superfícies, além de garantir a qualidade dos procedimentos e de realizar a monitorização contínua da eficiência destes processos através de inspeção visual, marcadores fluorescentes, culturas microbiológicas e detecção de matéria orgânica pela presença de Adenosina Trifosfato

(ATP) por bioluminescência (FROTA *et al.*, 2020). Entretanto, a situação torna-se mais preocupante quando estes procedimentos de limpeza e desinfecção, bem como de acompanhamento, são escassos ou efetuados erroneamente, resultantes da falta de treinamento dos profissionais capacitados ou das variáveis envolvidas no produto desinfetante utilizado.

2 REFERENCIAL TEÓRICO

2.1 Fatores que favorecem a contaminação de superfícies em serviços de saúde

As Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS) são eventos adversos associados à assistência à saúde mais frequentes, que podem comprometer a segurança do paciente e a qualidade dos serviços, além de resultar em alta morbidade e mortalidade (ANVISA, 2017). Estima-se que 25% dos casos de IRAS são decorrentes da contaminação ambiental como fonte de microrganismos, que podem promover infecção cruzada entre os pacientes hospitalizados direta ou indiretamente, por meio de dispositivos, profissionais da saúde e/ou superfícies inanimadas (COSTA *et al.*, 2019; FERNANDES *et al.*, 2020).

O ambiente de serviços de saúde, especialmente o hospitalar, abrange fatores que potencializam a disseminação e a transmissão dos agentes patogênicos. As superfícies úmidas, molhadas, empoeiradas ou com matéria orgânica, a baixa adesão de técnicas assépticas e de produtos desinfetantes de qualidade, bem como o contato frequente das mãos dos profissionais de saúde com as superfícies são determinantes para a alta incidência das IRAS (CONTRERAS *et al.*, 2016).

As mãos, comparadas a outros membros anatômicos, são os principais instrumentos na prática laboral e, portanto, constituem um grande reservatório microbiológico por facilmente manter contato com superfícies, visitantes e pacientes, tendo duas vezes mais chances de serem contaminadas por superfícies ambientais do que pelo contato direto com pacientes infectados (VASCONCELOS *et al.*, 2018; MODY *et al.*, 2019; COSTA *et al.*, 2019). Apesar do conhecimento dos profissionais de saúde acerca da influência da higienização das mãos na prevenção de doenças, a adesão à prática raramente ultrapassa a taxa de 50% em todo o mundo (OLIVEIRA e PAULA, 2017). Aponta-se que fatores como esquecimento, ressecamento e lesões de pele, tempo insuficiente; problemas da estrutura física, falta ou baixa qualidade dos insumos de higiene explicam esta baixa adesão (DE OLIVEIRA e PINTO, 2018).

Portanto, considera-se imprescindível o processo de desinfecção de superfícies em ambientes de saúde no combate à contaminação ambiental. As falhas provenientes dos procedimentos resultam na disseminação e transferência de microrganismos (GIL *et al.*, 2018). Deste modo, sua eficácia pode ser facilmente comprometida pela presença de matéria orgânica, tipo e nível de contaminação microbiana, concentração e tempo de

exposição do desinfetante, presença de biofilmes, temperatura, pH, bem como a resistência microbiana aos desinfetantes (AVANCINI e BOTH, 2017).

2.2 Áreas de risco de contaminação dos serviços de saúde

Como estratégia para o controle da disseminação das IRAS, as diferentes áreas dos serviços de saúde são classificadas conforme o nível de risco de transmissão, considerando as atividades de cada setor (VITAL, 2019). Desta forma, a ANVISA (2012) classificou as áreas em áreas críticas, áreas semicríticas e áreas não-críticas. Conforme exposto por Vital (2019), nas áreas críticas existe risco aumentado de transmissão de infecção, devido aos procedimentos invasivos e presença de pacientes imunodeprimidos, como a UTI, centro cirúrgico, unidade de transplante; nas áreas semicríticas estão os pacientes com doenças infecciosas de baixa transmissibilidade e doenças não infecciosas, como apartamentos e ambulatórios; e nas áreas não-críticas não há pacientes, como áreas de vestuário e copa.

Durante o período de internação nos serviços de saúde, agentes patogênicos externos ao indivíduo são transmitidos por profissionais de saúde ou por equipamentos hospitalares, podendo desencadear um desequilíbrio no sistema imunológico e, conseqüentemente, promover as chamadas IRAS exógenas (GIL *et al.*, 2018). Portanto, a permanência hospitalar prolongada tornou-se um fator determinante para essas contaminações, além da rotatividade nos leitos hospitalares, a higienização do mesmo e o uso indiscriminado de antimicrobianos (OLIVEIRA e CRUZ, 2017; GIL *et al.*, 2018).

Dos leitos hospitalares, menos de 10% corresponde a UTI, entretanto, os pacientes deste setor contribuem para a disseminação das IRAS em mais de 20%, e o custo de atendimento na UTI aumenta em torno de U\$ 10.375,00 por paciente (COSTA *et al.*, 2019). A participação na propagação das IRAS é explicada em razão de fatores significantes para o acometimento destas, como o longo tempo de internação, doença de base, uso de cateteres urinários e venosos, ventilação mecânica, estado imunológico do paciente, idade e uso de medicamentos imunossupressores (DA MOTA *et al.*, 2018). Ademais, existe o risco de transmissão cruzada promovida pela contaminação de equipamentos, em virtude da ineficácia dos protocolos de desinfecção de superfícies, bem como a não adesão de higienização das mãos dos profissionais de saúde (OLIVEIRA e CRUZ, 2017).

Outro indicador preocupante referente às UTIs, e pertinente para a ocorrência das IRAS, é a resistência dos microrganismos patogênicos aos antimicrobianos. O consumo

médio destes fármacos na UTI é três vezes maior do que em pacientes em enfermaria, disparando o uso de agentes de amplo espectro, como cefalosporinas de terceira geração, apesar de até metade dos pacientes submetidos a este tratamento não apresentarem infecção confirmada (TIMSIT *et al.*, 2019). Sabe-se que os indivíduos em tratamento intensivo são submetidos a uma terapia empírica com estes fármacos, o que pode contribuir diretamente para o desenvolvimento da resistência, dificultando o tratamento e elevando os custos do mesmo, além de prolongar a hospitalização, o que pode culminar no aumento dos índices de morbimortalidade (DA MOTA *et al.*, 2018). Deste modo, a pressão em busca da seleção e o controle ineficaz da colonização cruzada com bactérias multirresistentes, torna a UTI um determinante na disseminação dos patógenos no hospital (TIMSIT *et al.*, 2019).

2.3 Microrganismos relacionados à contaminação de superfícies

A tríade hospedeiro-agente-ambiente contempla fatores que contribuem para a prevalência e difícil controle das infecções relacionadas à assistência à saúde, o que pode resultar em complicações, como morbidade e mortalidade (CANDIDO e BERNARDI, 2016). Esta intercorrência pode ser explicada pela presença e persistência de espécies bacterianas patogênicas em superfícies hospitalares, tais como *Staphylococcus aureus*, *Acinetobacter*, *Klebsiella*, *Pseudomonas aeruginosa*, que podem abrigar genes de resistência a diversos antibióticos, desencadeando o processo de resistência antimicrobiana (CHRISTOFF *et al.*, 2020).

Ciente disto, alguns destes mecanismos de resistência, como as bombas de efluxo em bactérias Gram-negativas não fermentadoras, pode resultar em bactérias multirresistentes após exposição a um único medicamento (TIMSIT *et al.*, 2019). Estes microrganismos, por sua vez, podem desenvolver infecções hospitalares oportunistas e surtos epidêmicos no ambiente clínico (BORGES e NUNES, 2019).

Um dos agentes etiológicos reconhecidos como um importante patógeno humano é o *Staphylococcus aureus*. Geralmente, coloniza de forma oportunista a microbiota normal, sendo responsável por infecções que podem atingir dos tecidos superficiais até os mais profundos (LOPES *et al.*, 2018). As infecções desencadeadas por *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA) são as mais preocupantes, pois este microrganismo muito facilmente adquire resistência a várias drogas (LOPES *et al.*, 2018). Esta condição limita as opções terapêuticas, prolonga o tempo de tratamento e promove ameaça à saúde pública devido à alta taxa de morbimortalidade e custos elevados (CARAÇA e SISTI,

2016). No ambiente hospitalar, é facilmente disseminado pelo contato direto com indivíduos colonizados, fômites e superfícies contaminadas, além da prática ineficiente da higienização das mãos (LOPES *et al.*, 2018).

A espécie de MRSA é altamente resistente a vários antibióticos. O mecanismo de resistência à oxacilina, atributo que caracteriza as cepas MRSA, é desenvolvido graças à expressão de um gene, o *mecA*, o qual confere resistência a todos os agentes beta-lactâmicos, por alterar proteínas ligadoras de penicilinas (PBP) codificadas pelo gene e inibidoras da ação de β -lactâmicos (MARTINI *et al.*, 2020; PEREIRA *et al.*, 2018). Portanto, independentemente do resultado do antibiograma, uma cepa MRSA é resistente a todas as penicilinas, todas as gerações de cefalosporinas, e carbapenêmicos, como imipenem e meropenem.

Além destas classes, MRSA pode desenvolver resistência contra quinolonas, trimetoprim-sulfametoxazol, eritromicina, clindamicina e linezolida, através de mutações no sequenciamento do gene de resistência, incluindo *blaZ*, *mecA*, *parC*, *gyrA*, *gyrB*, *sulA*, *dfrB*, *erm*, *cfr* e *mprF*, e a resistência à rifampicina pode ser detectada pelo sequenciamento do gene *rpoB* (LAI *et al.*, 2018). Além destes antimicrobianos, cepas de MRSA também apresentam resistência à tetraciclina, a partir de efluxo ativo, resultante da aquisição de genes localizados no plasmídeo, e proteção ribossomal mediada por transposon localizado ou cromossômico (AMOAKO *et al.*, 2019).

Outro microrganismo muito comum em áreas críticas hospitalares é o *Staphylococcus coagulase negativo* (SCN). Este agente coloniza a pele e mucosas dos indivíduos desde o nascimento, mas, em pacientes hospitalizados e imunocomprometidos pode ser oportunista ao desencadear IRAS, formar biofilmes e conter espécies resistentes aos antimicrobianos (CANDIDO e BERNARDI, 2016; LOURENZO *et al.*, 2020). Tal resistência ocorre em função da elevada transmissão de genes de resistência entre linhagens e ao uso abusivo de drogas antimicrobianas no ambiente hospitalar (CANDIDO e BERNARDI, 2016).

Uma das maiores preocupações encontradas em UTIs é identificar bacilos Gram-negativos, pois no Brasil um dos principais patógenos causadores de IRAS, bem como surtos de infecção nas unidades, é a espécie *Pseudomonas aeruginosa* (LOURENZO *et al.*, 2020). Associado às infecções em pacientes imunossuprimidos dispostos em diferentes níveis de atendimento, este bacilo Gram-negativo contribui para elevadas taxas de mortalidade, por razão da sua virulência e resistência a antibióticos (DE OLIVEIRA, 2019). Esta resistência pode ser expressa de forma natural ou adquirida, por meio da

expressão de bombas de efluxo ou por produção de enzimas inativadoras dos agentes antibióticos, como mutações e transferência horizontal (LOPES *et al.*, 2020).

A espécie de *P. aeruginosa* é um dos microrganismos que tem sido a causa comum de infecção urinária, pneumonia associada a ventilação mecânica (PAVM) e sepse (LOURENZO *et al.*, 2020). Seu crescimento é favorecido em ambientes úmidos, podendo usufruir de reservatórios hospitalares, tais como equipamentos de ventilação mecânica e pano de chão (COLARES *et al.*, 2016).

Diversas superfícies inanimadas estabelecem relação com as infecções hospitalares provenientes de bactérias Gram-negativas multirresistentes, pois estas também desfrutam do ambiente como fonte de crescimento (CARDOSO e REIS, 2016). Entre elas, destaca-se *Klebsiella pneumoniae*, além de outras bactérias Gram-negativas capazes de produzir enzimas como AMPc, beta-lactamase de espectro ampliado (ESBL) e carbapenemases, e hidrolisar antimicrobianos, como penicilinas, cefalosporinas, monobactâmicos e carbapenêmicos. O seu amplo espectro de fatores de virulência, bem como a presença de centenas de genes móveis de resistência antimicrobiana, que dispõe à espécie a captura de plasmídeos de populações microbianas ambientais, transferi-los para outras bactérias Gram-negativas e mantê-los por um longo período, tornam a espécie de importância clínica e dificultam a escolha de antibióticos sensíveis para o tratamento (CHENG *et al.*, 2018; WYRES e HOLT, 2018). As espécies de *K. pneumoniae* produtora de carbapenemases (KPC), apresentam rápida disseminação e tem sido frequente no âmbito hospitalar (ZANOL e CANTARELLI, 2016).

Outra enterobactéria importante é a espécie *Escherichia coli*, microrganismo constituinte da microbiota da flora intestinal e altamente excretada nas fezes. Geralmente, esta bactéria pode tornar-se um patógeno oportunista e os coliformes fecais são potenciais indicadores de contaminação fecal (FONSECA *et al.*, 2019). Estes, por sua vez, podem ser identificados nas mãos mal higienizadas de pacientes infectados ou de profissionais da saúde que dispuseram contato direto com eles, resultando em contaminação cruzada (CHERCHI e SALDANHA, 2020). Desta forma, as cepas de *E. coli* podem facilmente contaminar as superfícies inanimadas hospitalares.

Também associadas à contaminação de superfícies, as cepas de *Acinetobacter* spp., agente de alta patogenicidade, são responsáveis por cerca de 2-10% das infecções hospitalares, com espécies que podem ser encontradas em superfícies secas e sobreviver nestas por mais de 25 dias (BORGES e NUNES, 2019). Apresenta resistência natural a glicopeptídeos, macrolídeos, e desenvolve resistência a todas as classes de

antimicrobianos, especialmente aos β -lactâmicos (SOUSA, 2018). O mecanismo de resistência pode ser explicado pela formação de biofilmes e resistência à dessecação, facilidade de aderir, colonizar e invadir as células humanas, pela capacidade de adquirir material genético estrangeiro por meio da transferência horizontal de genes, promovendo sua própria sobrevivência (BORGES e NUNES, 2019).

2.4 Medidas de prevenção

A Portaria nº 2.616/98 do Ministério da Saúde (BRASIL, 1998) evidencia que as ações sistemáticas objetivando a prevenção e redução das IRAS devem compor um Programa de Controle de Infecções Hospitalares (PCIH). Para que este seja executado, os hospitais deverão constituir uma Comissão de Controle de Infecção Hospitalar (CCIH), órgão responsável pelas ações de controle de infecção hospitalar, composto por profissionais da área de saúde, de nível superior e designados, como médicos, farmacêuticos e enfermeiros. Toda a execução do PCIH, e os métodos e ações da CCIH, são fiscalizados pela ANVISA, tanto para auxiliar como recomendar novos procedimentos (GOMES e MORAES, 2018).

O Manual de Limpeza e Desinfecção de Superfícies da ANVISA (2012) preconiza que, o Serviço de Limpeza e Desinfecção de Superfícies em Serviços de Saúde visa garantir aos usuários uma permanência em ambiente limpo e com menor carga de contaminação possível, conservando equipamentos e instalações, e reduzindo a possibilidade de transmissão de infecções oriundas de fontes inanimadas.

Portanto, inserido no contexto de Higienização e Desinfecção de Superfícies de Serviços de Saúde e IRAS, cabe ao Serviço de Controle de Infecção Hospitalar, em interface com o Serviço de Limpeza e Desinfecção de Superfícies em Serviços de Saúde, capacitar a equipe multidisciplinar através de treinamentos e ações de conscientização (ANVISA, 2012). Nesta circunstância, o manual “Medidas de Prevenção de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde”, da ANVISA (2017), esclarece que o treinamento da equipe deve estar atrelado à manutenção de uma rotina de visitas multidisciplinares aos pacientes em tratamento intensivo, além do incentivo à higienização das mãos por meio de campanhas educativas descrevendo a periodicidade e técnica.

A ANVISA (2020) dispõe de orientações quanto a realização das técnicas de desinfecção e limpeza das superfícies, incluindo aquelas próximas ao paciente, as frequentemente tocadas, bem como equipamentos eletrônicos que circulam no ambiente. Em caso de presença de matéria orgânica visível, deve-se retirar o excesso da sujidade

com material absorvente e, por fim, realizar a limpeza e desinfecção. Além do mais, o serviço de saúde deve possuir protocolos contendo as orientações a serem implementadas em todas as etapas de limpeza e desinfecção de superfícies, e garantir a capacitação periódica das equipes envolvidas, sejam elas próprias ou terceirizadas.

A higienização das mãos é reconhecida pela Organização Mundial da Saúde (OMS), *Centers for Disease Control and Prevention* (CDC) e ANVISA como a medida de prevenção mais eficaz contra a transmissão cruzada de microrganismos em serviços de saúde, tal como na redução e no controle das IRAS há mais de 150 anos (DE OLIVEIRA e PINTO, 2018). Apesar deste entendimento por parte dos profissionais da saúde, o cumprimento da adesão é baixo a nível mundial. Portanto, foram desenvolvidas iniciativas que visam a melhoria da higienização das mãos, como o Primeiro Desafio Global para a Segurança do Paciente da OMS, *Clean Care is Safer Care* (DE OLIVEIRA e PINTO, 2018; OLIVEIRA e PAULA, 2017).

Dentre estas medidas, a ANVISA (2017) também defende que a vigilância padronizada e o controle da implementação de procedimentos, estrutura e resultados, realizados tanto pelos profissionais de assistência como pelos que compõem a CCIH, sejam fatores imprescindíveis para a prevenção e controle das IRAS. Portanto, é fundamental o treinamento de toda a equipe multiprofissional, visto que, o controle e a prevenção da transmissão destas infecções são eventos multicausais, nos quais a avaliação rígida do processo de limpeza e desinfecção é um fator importante para reduzir a carga microbiana, além de transformar as práticas no processo de trabalho (VITAL, 2019).

2.5 Produtos saneantes

Os procedimentos de limpeza e desinfecção, além de indispensáveis no controle da propagação de infecções, também promovem sensação de bem-estar, segurança e conforto para os pacientes, familiares e profissionais da saúde (GIL *et al.*, 2018).

No que diz respeito à RDC da ANVISA nº 59, de 17 de dezembro de 2010, os produtos saneantes são substâncias ou preparações destinadas à limpeza, desinfecção, desinfestação, sanitização, em ambientes coletivos e/ou públicos e no tratamento da água. O Manual de Limpeza e Desinfecção de Superfícies da ANVISA (2012) preconiza que os principais produtos utilizados para a limpeza de superfícies são sabões e detergentes, e para a desinfecção álcool, compostos fenólicos, compostos liberadores de cloro ativo, compostos quaternários de amônio, monopersulfato de potássio, biguanida polimérica, glucoprotamina e oxidantes.

Uma das alternativas no combate ao crescimento bacteriano em superfícies, especialmente no ambiente hospitalar, são saneantes à base de peróxido de hidrogênio (H_2O_2) a 0,5%. Sua ação oxidante ocorre após promover desnaturação proteica e ruptura da permeabilidade da membrana celular de microrganismos (VOLKART *et al.*, 2017). O peróxido de hidrogênio é não seletivo, contemplando ações bactericida, fungicida, virucida e tuberculicida, o que dificulta o processo de resistência gerado pelos organismos microbiológicos, embora a enzima catalase, produzida por alguns microrganismos, possa quebrá-lo (MURDOCH *et al.*, 2016). De acordo com a Portaria nº 235, de 21 de maio de 1996 (BRASIL, 1996), este saneante é considerado como uma substância GRAS (Geralmente Reconhecido Como Seguro) pela *Food and Drug Administration* (FDA).

Outro desinfetante de superfícies utilizado em serviços de saúde é o álcool 70%. Os álcoois isopropílico e etílico são considerados agentes de ação biológica de largo espectro, exercendo efeitos contra bactérias, fungos e vírus, por meio da desnaturação de proteínas e desintegração das membranas celulares (LIMA *et al.*, 2020). Este efeito microbicida é explicado pela concentração em peso ou em volume em relação à água, devendo ser de 70% (P/P) ou 77% (V/V), respectivamente; nestas condições, o álcool é capaz de provocar desnaturação proteica ao penetrar o interior da célula microbiana (FERREIRA *et al.*, 2016). O álcool isopropílico 99%, além de desnaturar proteínas, é capaz de inibir a síntese de metabólitos essenciais para o processo de divisão celular, não sendo, portanto, eficaz contra esporos bacterianos (TAKEDA *et al.*, 2017).

Desde 1867, emprega-se o fenol na desinfecção hospitalar, porém, nos últimos 30 anos, seus derivados, triclosan, o-benzil-p-clorofenol e timol ganharam importância devido a sua concentração, em torno de 5%, apresentar ação bactericida, fungicida e virucida (LIMA *et al.*, 2020). Este efeito microbicida ocorre através da destruição do protoplasma com ruptura da parede celular e precipitação de proteínas (VOLKART *et al.*, 2017). Os efeitos contra as bactérias podem ser realizados por meio de mais de um modo de ação, podendo formar complexos instáveis com enzimas essenciais ou interagindo com membranas biológicas (LIMA *et al.*, 2020).

Outro produto aplicado na desinfecção de superfícies é o hipoclorito de sódio. O saneante é um composto químico essencial da água sanitária, capaz de liberar cloro ativo, e isento de mecanismo de ação definido, porém contempla um amplo espectro de ação (LIMA *et al.*, 2020; FERREIRA *et al.*, 2016). As soluções cloradas são bactericidas altamente potentes contra bactérias Gram-positivas e Gram-negativas, vírus, esporos, *Mycobacterium tuberculosis*, e, em combinação com o peróxido de hidrogênio, dispõe

maior atividade contra cepas de *P. aeruginosa*. O seu uso a 6% é eficaz na limpeza das diferentes áreas de um hospital, através de fricção ou imersão na superfície a ser desinfetada (CONTRERAS *et al.*, 2016; FERREIRA *et al.*, 2016). Apesar da sua fácil utilização e baixo custo, é um saneante que, mesmo em pequenas concentrações, pode ocasionar queimaduras no sistema digestório e irritações de membranas mucosas e oculares (LIMA *et al.*, 2020).

O ácido peracético também é reconhecido como alternativa de desinfecção de superfícies. O composto contempla ações bactericida, esporicida, fungicida e virucida, pois promove a desnaturação proteica através da oxidação das ligações sulfidril e sulfúrica presentes na parede celular dos microrganismos (FERREIRA *et al.*, 2016). Seu efeito é relativamente rápido e ativo em baixas concentrações (0,0001% a 0,2%) e, apesar do seu custo ser maior do que o hipoclorito de sódio, consegue atuar como microbicida mesmo na presença de resíduos orgânicos, além de não ser tóxico (LIMA *et al.*, 2020; DE MOURA *et al.*, 2016).

Conforme descrito no Manual de “Segurança do paciente em serviços de saúde: limpeza e desinfecção de superfícies”, da ANVISA (2012), a seleção, escolha e adesão destes saneantes devem ser realizadas pelo Serviço de Controle de Infecção Hospitalar em concomitância ao Serviço de Limpeza e Desinfecção de Superfícies em Serviços de Saúde, dispondo a atender às vigências de eficácia e qualidade relacionadas às técnicas de limpeza e desinfecção de ambientes. Ademais, a aquisição destes produtos deve atender aos requisitos estabelecidos pela legislação em vigor, devendo cumprir com os itens definidos pelo Ministério da Saúde (BRASIL, 1994), evitando, assim, o uso indiscriminado.

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo Geral

- Avaliar a contaminação microbiológica de superfícies da UTI adulto em um hospital em Campina Grande-PB.

3.2 Objetivos Específicos

- Analisar o crescimento bacteriano em superfícies da UTI adulto, tais como bomba de infusão, respirador, cama, telefone, maçaneta, torneira, almotolia, bancada de prescrição, e bancada de preparo de material antes e após a higiene.
- Identificar as bactérias isoladas nas diferentes superfícies da UTI adulto.
- Comparar o crescimento bacteriano antes e depois da higiene na superfície da bancada de preparo de material.
- Avaliar o perfil de resistência aos antimicrobianos das bactérias Gram-negativas isoladas da UTI adulto.
- Avaliar o perfil de resistência à oxacilina de bactérias do gênero *Staphylococcus* isoladas da UTI adulto.

4 METODOLOGIA

4.1 Tipo de pesquisa

A pesquisa realizada caracteriza-se como estudo transversal, descritivo-exploratório, prospectivo com abordagem quantitativa.

4.2 Local da pesquisa

A coleta do material em estudo foi realizada na UTI adulto em um hospital público em Campina Grande – PB, e as amostras foram processadas no laboratório de Microbiologia do Centro de Ciências Biológicas e da Saúde (CCBS), no Campus I da UEPB.

4.3 Período de realização

A realização da pesquisa ocorreu durante um período de 4 meses (maio, junho, agosto e setembro de 2019).

4.4 População e amostra

Semanalmente, durante os turnos da manhã e da tarde de toda segunda-feira, uma enfermeira integrante da Comissão de Controle de Infecção Hospitalar (CCIH) do hospital estudado realizou a desinfecção da superfície utilizando um saneante à base de peróxido de hidrogênio. Em seguida, foram coletados materiais das superfícies da UTI adulto, tais como bomba de infusão, respirador, cama, telefone, maçaneta, torneira, almotolia, bancada de prescrição e bancada de preparo de material antes e após a higiene.

4.5 Processamento das amostras

A coleta do material das superfícies foi realizada através de *swabs* umedecidos com solução fisiológica 0,9% estéril. Estes foram friccionados nas superfícies de investigação, e, posteriormente, introduzidos em tubos contendo 3 mL de caldo *BrainHeart Infusion* (BHI), agitados vigorosamente, acondicionados em caixas de isopor e transportados, em temperatura ambiente, para o laboratório de Microbiologia da UEPB, Campus I. Ao todo, foram coletadas 76 amostras. No laboratório foram incubados em estufa a 35-37°C por 24 horas. Após o período de incubação, o material contido nos *swabs* foi semeado, por meio da técnica de semeadura de esgotamento, em meios de cultura, como Ágar sangue, Ágar manitol salgado e Ágar EMB, e incubados a 35-37°C durante 24 horas. Após esse período, as colônias que obtiveram crescimento foram submetidas à contagem e

identificação, bem como aos testes de sensibilidade aos antimicrobianos disponíveis no laboratório.

4.6 Identificação das bactérias

Para a identificação dos bacilos Gram-negativos fermentadores foram realizados os testes bioquímicos: TSI (*Triple Sugar Iron*), MIO (mobilidade, indol, ornitina), ureia, citrato e fenilalanina. As bactérias Gram-negativas não fermentadoras foram identificadas através do Kit BBL Crystal. Já as Gram-positivas foram submetidas a testes de catalase e coagulase.

4.7 Teste de sensibilidade aos antimicrobianos

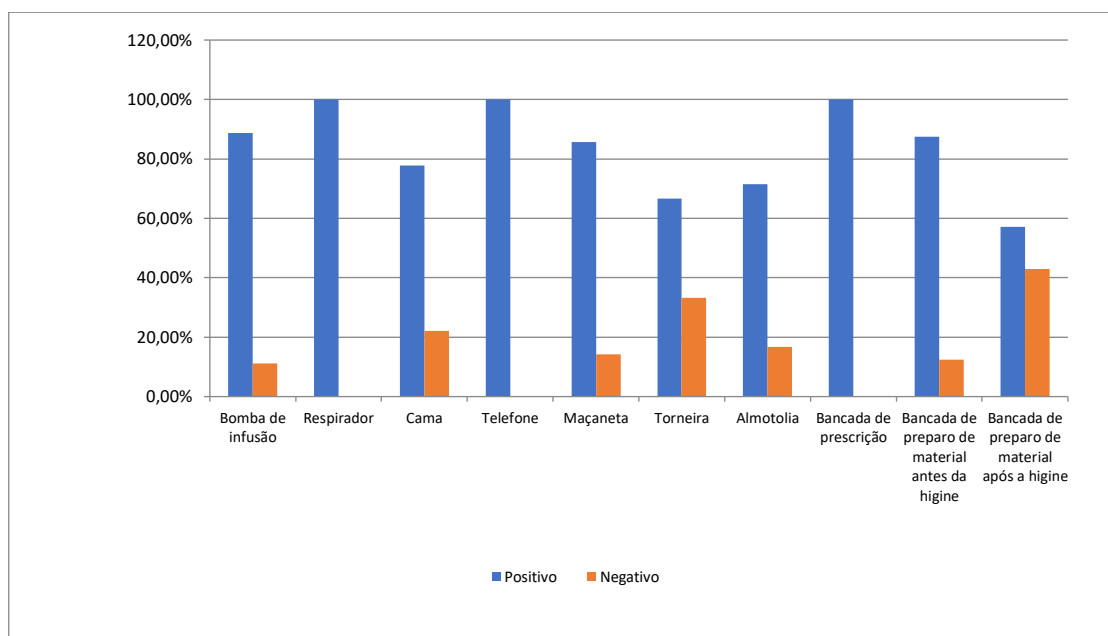
As bactérias isoladas e identificadas foram submetidas a testes de sensibilidade aos antimicrobianos pelo método de Kirby-Bauer, segundo os padrões recomendados pelo CLSI (Clinical Laboratory Standard Institute), 2020. Os antimicrobianos testados para as Gram-negativas foram: amicacina, amoxicilina + clavulanato, ampicilina, aztreonam, cefalexina, cefepime, ceftazidime, ceftriaxona, ciprofloxacino, gentamicina, imipenem, sulfametoxazol e tetraciclina. Para as Gram-positivas, testou-se a oxacilina. Também foram realizados testes de produção de enzimas de resistência como pesquisa de ESBL, AmpC e carbapenemases.

5 RESULTADOS E DISCUSSÕES

Das 76 amostras coletadas, 85,5% (65) apresentaram crescimento bacteriano, enquanto 14,5% (11) foram negativas. De acordo com o Gráfico 1, houve crescimento bacteriano em 88,8% (8) das amostras da bomba de infusão, e em 11,1% (1) este foi ausente. O respirador e o telefone apresentaram 100% (9) de crescimento bacteriano, assim como a bancada de prescrição (6). Na cama, 77,7% (7) das amostras foram positivas, enquanto 22,2% (2) negativas. A maçaneta apresentou positividade em 85,71% (6), e 14,28% negativas. Na torneira, 66,6% (4) constataram crescimento bacteriano, e em 33,3% (2) não houve crescimento bacteriano. A almotolia obteve crescimento em 71,42% (5) das amostras, e 16,7% (1) foram negativas. A bancada de preparo de material antes da higiene, apresentou 87,5% (7) das amostras positivas, e 12,5% (1) negativas; após desinfecção com o saneante à base de peróxido de hidrogênio, o crescimento bacteriano diminuiu para 57,14% (4), e a ausência do mesmo aumentou em 42,9% (3).

As superfícies mais contaminadas, com 100% das amostras positivas para crescimento bacteriano, foram respirador, telefone e bancada de prescrição, seguidas de bomba de infusão (88,8%), bancada de preparo de material antes da higiene (87,5%), maçaneta (85,71%), cama (77,7%), almotolia (71,42%), torneira (66,6%) e bancada de preparo de material após higiene (57,14%).

Gráfico 1 - Análise do crescimento bacteriano em superfícies da UTI adulto de um hospital em Campina Grande - PB.



FONTE: Dados da pesquisa, 2019

De Souza *et al* (2019) avaliaram a contaminação de superfícies inanimadas em uma UTI de Foz do Iguaçu-PR e constataram frequência de 45,4% de crescimento bacteriano em camas, e ausência de crescimento em bombas de infusão, enquanto o presente estudo observou crescimento em 77,7% na cama e a bomba de infusão foi uma das superfícies mais contaminadas (88,8%).

Amarante *et al* (2018), em uma UTI adulto de um hospital regional do Sertão paraibano, avaliaram cinco superfícies (grades das camas, botões do monitor da função cardíaca, e dos ventiladores mecânicos, bancada de enfermagem e maçaneta), das quais 81,8% estavam contaminadas por alguma espécie de microrganismo. Este dado, de elevada presença microbiológica em superfícies, assemelha-se ao encontrado nesta pesquisa, em que 85,5% das amostras coletadas das superfícies obtiveram crescimento bacteriano.

Acredita-se que as áreas mais próximas aos pacientes sejam mais facilmente contaminadas de forma direta através da eliminação da bactéria pelo paciente, por meio de fluidos biológicos, ou indiretamente, por meio de contato das mãos dos profissionais de saúde com alguns equipamentos como monitores, botões de ventilação, grades da cama, caracterizando eventos de transmissão cruzada, fato que provavelmente tenha acontecido na presente pesquisa (LOURENZO *et al.*, 2020). Este último fator pode explicar, também, o crescimento bacteriano em 100% das amostras coletadas do respirador, telefone e bancada de prescrição.

Além disso, a contaminação bacteriana nas superfícies analisadas pode ser explicada por falhas na técnica ou na frequência da desinfecção das superfícies e/ou pelo uso inadequado ou ineficácia do desinfetante utilizado (GIL *et al.*, 2018; VITAL, 2019).

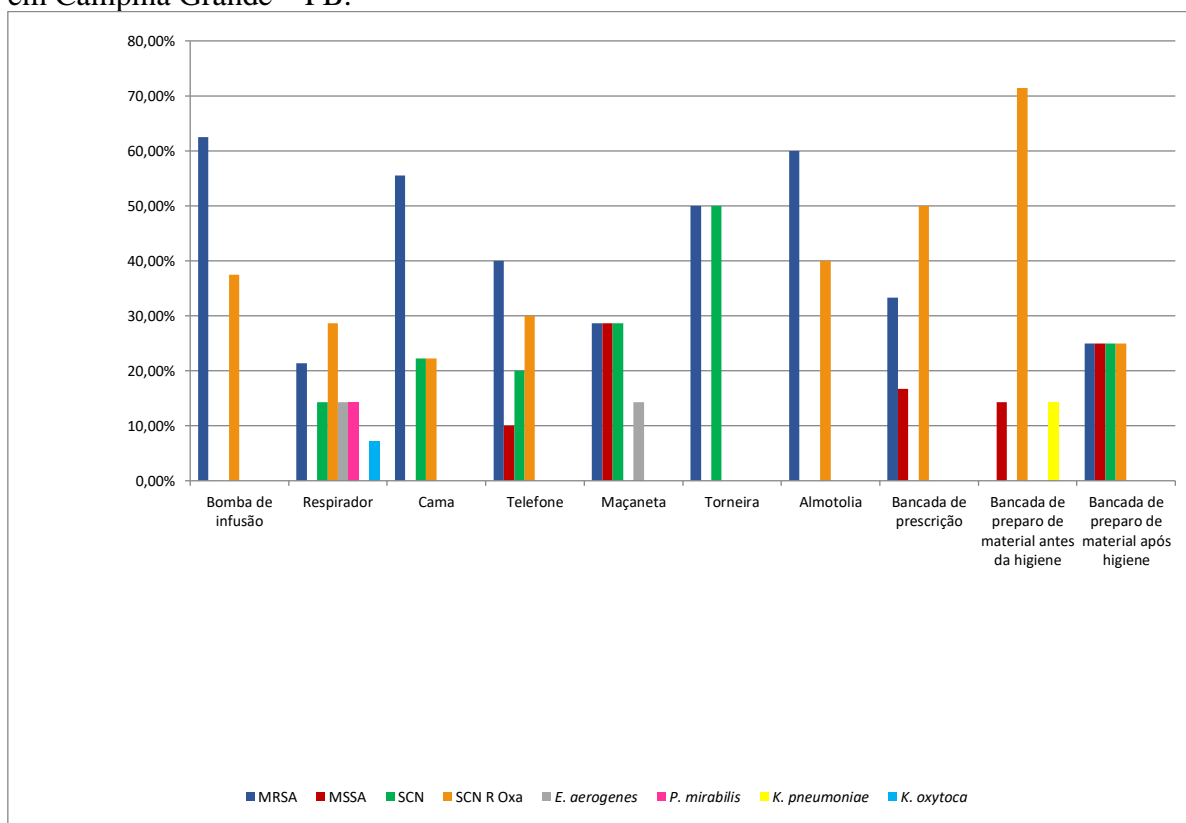
Em 2020, Lourenzo *et al* realizaram uma revisão integrativa de 7 literaturas sobre a contaminação em superfícies de UTIs espalhadas pelo Brasil após limpeza e desinfecção das mesmas, e relataram que 100% das superfícies analisadas microbiologicamente confirmam a presença de microrganismos após o processo de limpeza e desinfecção, sendo que 42,8% apresentaram microrganismos diferentes dos encontrados antes da limpeza.

No hospital estudado a desinfecção das superfícies ocorria uma vez no turno da manhã e outra vez no turno da tarde.

De acordo com o Gráfico 2, foram analisadas amostras adquiridas a partir de 10 superfícies da UTI adulto, sendo encontradas 8 espécies bacterianas diferentes. Na bomba

de infusão, houve crescimento bacteriano em 62,5% (5) de *Staphylococcus aureus* resistente à oxacilina (MRSA) e 37,5% (3) de *Staphylococcus coagulase negativa* resistente à oxacilina (SCN R Oxa). No respirador, houve crescimento de MRSA em 21,4% (3), *Staphylococcus coagulase negativa* (SCN) em 14,3% (2), SCN R Oxa em 28,6% (4), *Enterobacter aerogenes* e *Proteus mirabilis* em 14,3% (2) e *Klebsiella oxytoca* em 7,1% (1), sendo a superfície com maior número de espécies encontradas. A cama hospitalar apresentou crescimento de MRSA em 55,5% (5), SCN e SCN R Oxa em 22,2% (2), ambas. O telefone apresentou MRSA em 40% (4), *S. aureus* sensível à oxacilina (MSSA) em 10% (1), SCN em 20% (2) e SCN R Oxa em 30% (3). Na maçaneta, houve crescimento de MRSA, MSSA e SCN, em 28,6% (2) cada, e *E. aerogenes* em 14,3% (1). A torneira apresentou crescimento de 50% (2) de MRSA e SCN, cada. Na almotolia houve crescimento de MRSA em 60% (3), e SCN R Oxa em 40% (2). A bancada de prescrição apresentou crescimento de MRSA em 33,3% (2), MSSA em 16,7% (1) e SCN R Oxa em 50% (3).

Gráfico 2 – Bactérias isoladas em diferentes superfícies da UTI adulto de um hospital em Campina Grande – PB.



FONTE: Dados da pesquisa, 2019

Nesta pesquisa, das 76 amostras de superfícies, houve predominância de MRSA (36,48%) em relação às bactérias Gram-negativas (9,5%). Um estudo elaborado por Marques (2019) também encontrou baixa predominância de Gram-negativas em amostras de superfícies de UTI, representando apenas 7,35%. Um estudo comandado por Wisniewski *et al.* (2020), no qual foram coletadas 216 amostras de superfícies como bomba de infusão, grades das macas, bancadas, torneiras, ventiladores mecânicos, e destas relatou-se maior prevalência de *Staphylococcus* coagulase negativo (43,4 %) e *Staphylococcus aureus* (20,5 %), espécie também prevalentes nesta atual pesquisa.

Deste modo, observa-se que na bomba de infusão, cama, telefone e almofada houve predominância de MRSA. No respirador, na bancada de prescrição e bancada de preparo de material antes da higiene, SCN R Oxa foi a bactéria com maior prevalência. As outras superfícies apresentaram distribuição igual para algumas cepas, como: na maçaneta predominaram MRSA, MSSA e SCN, na torneira, MRSA e SCN, e na bancada de preparo de material após higiene, MRSA, MSSA, SCN e SCN R Oxa.

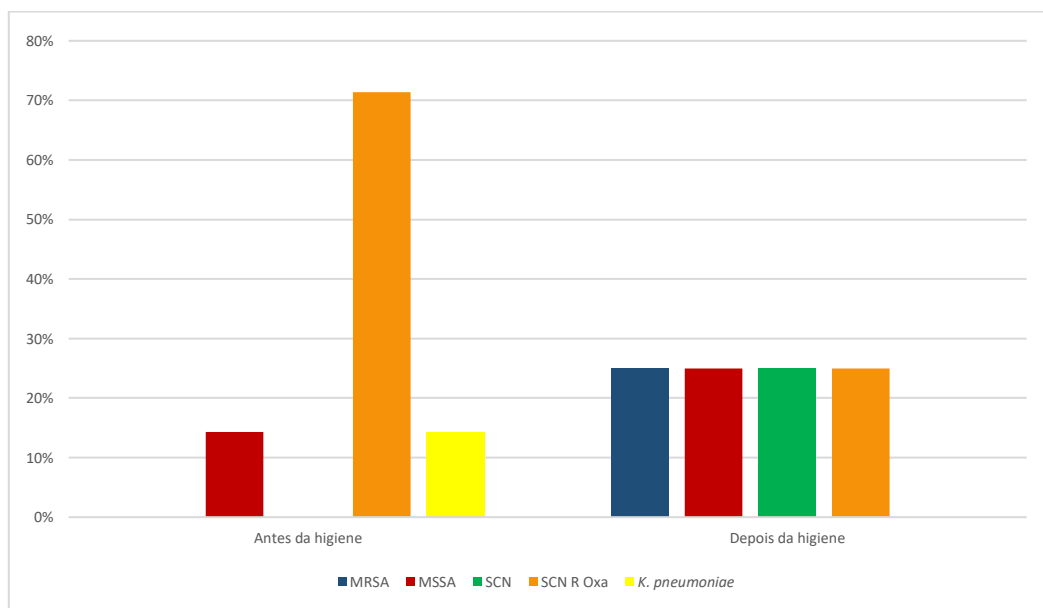
A bactéria mais isolada em todas as superfícies estudadas, exceto na bancada de preparo de material antes da higiene, foi MRSA. Este fato é bastante preocupante considerando que tal bactéria é resistente a todos os antibióticos beta-lactâmicos atualmente disponíveis no mercado, além de apresentar resistência intrínseca a antibióticos modernos utilizados na clínica médica atual como imipenem e meropenem, o que restringe bastante as opções terapêuticas para um paciente que se contaminar com cepas MRSA, aumentando a morbi-mortalidade. Além disso, são bactérias de rápida disseminação no ambiente hospitalar.

Garcia e colaboradores (2019) isolaram *K. pneumoniae* (25%) e *S. aureus* (8,33%) em torneiras de hospitais e entre superfícies internas, externas e maçanetas; neste presente estudo, houve predominância de Gram-positivas, excepcionalmente *Staphylococcus* spp. em torneira e maçaneta.

Entre os microrganismos presentes no ambiente nosocomial em situações endêmicas, destacam-se *Staphylococcus aureus* resistente à oxacilina (MRSA) e *Enterococcus* resistentes à vancomicina (VRE), enquanto nos surtos é frequente a presença de *Acinetobacter baumannii* e *Pseudomonas aeruginosa*. Em ambos os casos, observou-se similaridade entre cepas encontradas em pacientes e aquelas isoladas nas superfícies ambientais.

A superfície da bancada de preparo de material foi submetida ao processo de desinfecção utilizando desinfetante à base de peróxido de hidrogênio. De acordo com o Gráfico 3, antes da higienização, foi possível observar 3 cepas bacterianas: MSSA em 14,3% (1), SCN R Oxa em 71,4% (5) e *K. pneumoniae* em 14,3% (1). Entretanto, após a realização dos protocolos de limpeza e desinfecção, 4 cepas bacterianas foram predominantes. O crescimento de MSSA aumentou de 14,3% (1) para 25% (1), a presença de SCN R Oxa reduziu de 71,4% (5) para 25% (1), além de ser evidenciado o crescimento de duas novas cepas em 25% (1): MRSA e SCN. Conclui-se, assim, que o desinfetante utilizado foi eficiente apenas na erradicação das cepas de *K. pneumoniae*.

Gráfico 3 – Comparação do crescimento bacteriano antes e depois da higiene na superfície da bancada de preparo de material de um hospital em Campina Grande-PB.



FONTE: Dados da pesquisa, 2019

A elevada frequência de isolados de MRSA e SCN resistente à oxacilina, e o seu aparecimento na superfície previamente desinfetada, permite o questionamento da possibilidade de os profissionais de saúde serem portadores de tais microrganismos em sua microbiota de naso e orofaringe, agindo, assim, como potenciais transmissores. Outro fator justificável para o aparecimento destas cepas, mesmo após o processo de limpeza e desinfecção da bancada de preparo de material, é o próprio uso do desinfetante à base de peróxido de hidrogênio, visto que, o gênero *Staphylococcus* spp. é produtor da enzima catalase, capaz de degradar este composto químico, impedindo a sua ação sobre as cepas bacterianas produtoras desta enzima, ou seja, tais bactérias não sofrem a ação de

desinfetantes com esta formulação. Além disso, pode ter ocorrido um evento de recontaminação da bancada de preparo de material. Segundo Russotto *et al* (2015), superfícies de alto contato em UTIs podem ser novamente contaminadas após 4 horas de limpeza.

Uma pesquisa comandada por Chowdury *et al* (2019) também identificou ineficiência do saneante, ao realizar a inoculação de *S. aureus* (ATCC 25923) em biofilmes para testar a eficácia de alguns desinfetantes, entre eles um desinfetante à base de peróxido de hidrogênio. Após 5 minutos de contato com as colônias, o desinfetante obteve baixo desempenho, que pode ser explicado pelo tempo de contato, pois, segundo o fabricante, o recomendado para erradicar bactérias são 10 minutos. Oon e colaboradores (2020), buscando o objetivo de avaliar o papel da descontaminação do peróxido de hidrogênio diluído em uma unidade de terapia intensiva de um hospital rural australiano, também constataram que não ocorreu redução significativa da contagem de colônias aeróbicas frente ao desinfetante.

Portanto, faz-se necessário utilizar na rotina de limpeza e desinfecção saneantes eficazes para erradicar a contaminação dos microrganismos em superfícies hospitalares.

Avancini e Both (2017) dispuseram cepas de MRSA em contato com hipoclorito de sódio, iodóforo e cloreto de cetil trimetilamônio (quaternário de amônio) por 5, 15 e 30 minutos, para avaliar os seus efeitos bactericidas, e, assim, relataram a inativação de todos os isolados de MRSA através do uso destes compostos em suas menores concentrações e tempo de contato.

As superfícies frequentemente manuseadas pelos profissionais da saúde, como telefone, maçaneta, torneira, almotolia e bancadas de prescrição e de preparo de material, tornam-se, também, potenciais fontes de microrganismos, principalmente quando a intervenção de higienização das mãos não é efetuada ou erroneamente executada, possibilitando a colonização e infecção dos pacientes, e, conseqüentemente, o agravamento do quadro clínico.

Mody *et al* (2019) mostraram que a contaminação das mãos com microrganismos multirresistentes está associada à contaminação das superfícies de alto contato em um hospital no sudeste do Michigan (EUA), sendo as cepas analisadas das mãos quase 100% correspondiam às das superfícies.

No Brasil, Lourenzo *et al* (2020) realizaram uma revisão acerca da análise de superfícies contaminadas de UTIs que, apesar da desinfecção com álcool 70%, apresentaram crescimento de MRSA em bomba de infusão, grades da cama e bancada de

prescrição. Além disso, identificaram *S. aureus*, *Staphylococcus* coagulase negativo, bacilos Gram negativos e *Candida albicans* como os microrganismos de maior crescimento nas superfícies após desinfecção. Estes resultados se assemelham ao presente estudo, que também relatou crescimento de MRSA e SCN mesmo após higiene da bancada de preparo de material. Certamente, todos esses fatores ocorrem em decorrência do uso excessivo de oxacilina e outros antibióticos na UTI estudada, o que não difere de outros hospitais, dada à gravidade das infecções dos pacientes ali presentes. Os antibióticos utilizados em excesso em hospitais geram aerossóis que desencadeiam resistência nas bactérias da flora bacteriana hospitalar. Assim, quanto mais oxacilina utilizada, mais bactérias hospitalares serão resistentes às mesmas.

A adaptação demonstrada por estes microrganismos dentro da UTI pode também sugerir sua presença em organizações bacterianas sob a forma de biofilmes, inclusive multi-gênero, o que necessitaria de concentrações mais efetivas dos desinfetantes e maior frequência dos protocolos de limpeza e desinfecção. Isto porque, nos biofilmes, especialmente os de superfícies secas, as bactérias são mais resistentes à dessecação, mais difíceis de remover durante a limpeza e mais tolerantes a desinfetantes, podendo permanecer viáveis por um longo período (COSTA *et al*, 2019).

É de extrema importância ressaltar a ausência de *Pseudomonas aeruginosa* nas superfícies da UTI estudada. Tal bactéria é muito temida em hospitais devido à sua grande capacidade em adquirir e disseminar resistência aos antimicrobianos, demonstrando que, embora não totalmente satisfatórias, as medidas de prevenção que estão sendo adotadas pelo hospital com o intuito de controlar as infecções hospitalares.

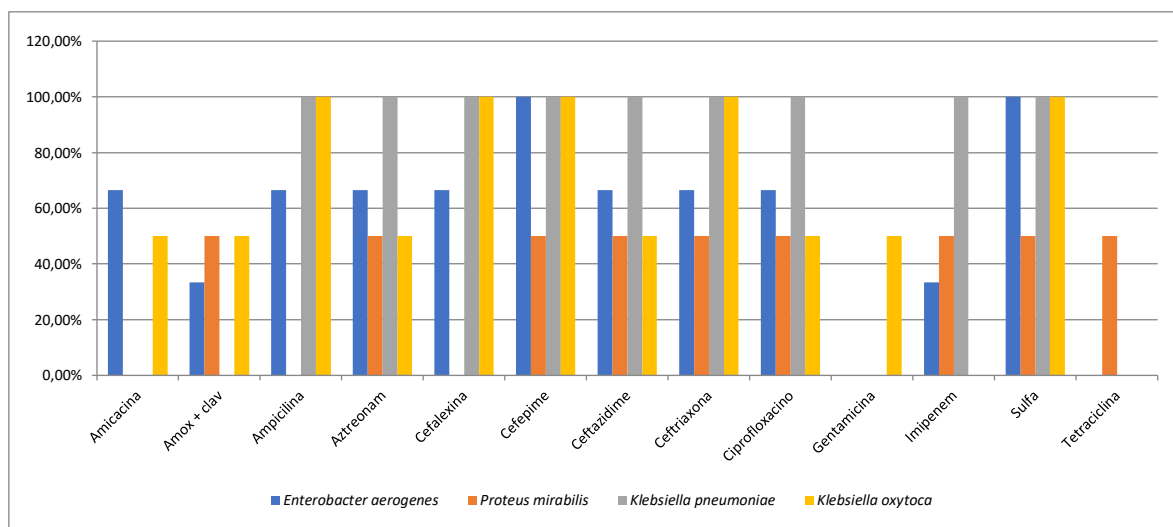
De acordo com o Gráfico 4, foram testados os antibióticos utilizados na rotina do hospital estudado para a realização do teste de sensibilidade aos antimicrobianos frente às bactérias Gram-negativas identificadas nas amostras de superfícies. Dos isolados de *E. aerogenes*, 100% (3) foram resistentes ao cefepime e ao sulfametoxazol, 66,6% (2) à amicacina, ampicilina, aztreonam, cefalexina, ceftazidime, ceftriaxona e ciprofloxacino, e 33,3% (1) a amoxicilina + clavulanato e imipenem.

Das cepas isoladas de *P. mirabilis*, 50% (1) apresentaram resistência para amoxicilina + clavulanato, aztreonam, cefepime, ceftazidime, ceftriaxona, ciprofloxacino, imipenem, sulfametoxazol e tetraciclina.

Dos isolados de *K. pneumoniae*, 100% das cepas (1) apresentaram resistência para ampicilina, aztreonam, cefalexina, cefepime, ceftazidime, ceftriaxona, ciprofloxacino, imipenem e sulfametoxazol. Das cepas de *K. oxytoca*, 100% (2) foi resistente a

ampicilina, cefalexina, cefepime, ceftriaxona e sulfametoxazol, e 50% (1) para amicacina, amoxicilina + clavulanato, aztreonam, ceftazidime, ciprofloxacino e gentamicina.

Gráfico 4 – Perfil de resistência aos antimicrobianos das bactérias Gram-negativas isoladas de UTI adulto de um hospital em Campina Grande – PB.



FONTE: Dados da pesquisa, 2019

O dado que provoca preocupação é a resistência das cepas de *E. aerogenes* (33,3%), *P. mirabilis* (50%) e *K. pneumoniae* (100%) ao imipenem, antibiótico da classe dos carbapenêmicos, pois, considerando que, quando não há outra opção terapêutica, o último recurso antimicrobiano dos tempos atuais seria o citado antibiótico. Isto é explicado devido ao seu espectro de atividade ser mais amplo que a maioria dos beta-lactâmicos, exercendo efeitos em cocos Gram-positivos, bacilos Gram-negativos fermentadores e não-fermentadores, anaeróbios Gram-positivos e Gram-negativos (COSTA *et al*, 2019). O surgimento de resistência ao imipenem é provável indício de que este antibiótico esteja sendo utilizado excessivamente em situações em que o paciente poderia utilizar outro fármaco.

Chama atenção a resistência a antibióticos como cefepime (cefalosporina de quarta geração) e amicacina (aminoglicosídeo que seria opção terapêutica para pacientes portadores de bactérias resistentes a beta-lactâmicos como a presente cepa bacteriana). A resistência apresentada ao ciprofloxacino, uma quinolona, também é preocupante, pois poderia ser uma ótima opção terapêutica diante das resistências às penicilinas, cefalosporinas e amicacina, principalmente em casos de pneumonia. As resistências

encontradas às penicilinas e cefalosporinas são aceitáveis diante da possibilidade dessas bactérias poderem ser produtoras de enzimas beta-lactâmicas como ESBL e AmpC.

Todas as cepas bacterianas isoladas neste estudo são consideradas multi-resistentes. E, todas as resistências aqui apresentadas ocorrem devido a mutações de genes que são ativados pelas bactérias em resposta ao uso exacerbado de determinado antibiótico, o que gera uma pressão seletiva nas cepas bacterianas de um determinado ambiente hospitalar, ou seja, só sobrevivem naquele ambiente bactérias portadoras de genes de resistência aos antibióticos.

Lamentavelmente, tal nível de resistência bacteriana ocorre em quase todos os hospitais que não realizam vigilância constante dos antibióticos utilizados na sua rotina e nem monitoramento das infecções hospitalares com exames microbiológicos que requerem exames como cultura bacteriana e antibiograma.

Muitos outros estudos também apontam a resistência elevada de microrganismos aos antibióticos utilizados em hospitais. Chuy *et al* (2019), em um hospital em Santa Maria-RS, detectaram resistência em 100% (1) das cepas de *E. aerogenes* para amoxicilina + ácido clavulânico e ampicilina, enquanto a condição de resistência neste estudo também foi presente, porém em 33,3% e 66,6%, respectivamente. Para as cepas de *P. mirabilis*, Nakano *et al* (2019) observaram sua resistência frente à classe de fluoroquinolonas, e constataram seu aumento gradual (13,3-17,5%) desde 2004. Da Mota *et al* (2018) evidenciaram maior resistência de *K. pneumoniae* à ampicilina e cefalosporinas, bem como avaliado neste estudo, em que as cepas obtiveram 100% de resistência para estas classes. Segundo a Organização Mundial de Saúde (2017), *K. pneumoniae* está entre as bactérias de prioridade crítica de resistência, o que implica urgência para a produção de novos antibióticos. Para *K. oxytoca*, os achados de Rodrigues e De Mesquita (2016) são equivalentes ao encontrado neste estudo no que diz respeito à resistência em 100% para cefepime e ceftriaxona.

No presente estudo, dos antibióticos avaliados no antibiograma das bactérias Gram-negativas, gentamicina e tetraciclina foram os fármacos com maior sensibilidade, apresentando resistência de 50% (1) apenas para *K. oxytoca* e *P. mirabilis*, respectivamente. Com base neste perfil, e considerando a resistência à amicacina apenas de *E. aerogenes* em 66,6% (2) e *K. oxytoca* em 50% (1), estes três antimicrobianos, gentamicina, tetraciclina e amicacina, poderiam ser alternativas eficazes contra as bactérias Gram-negativas presentes nesta UTI, lembrando que a ação da tetraciclina não é muito evidenciada sobre bactérias Gram-negativas. Todavia, todas as cepas Gram-

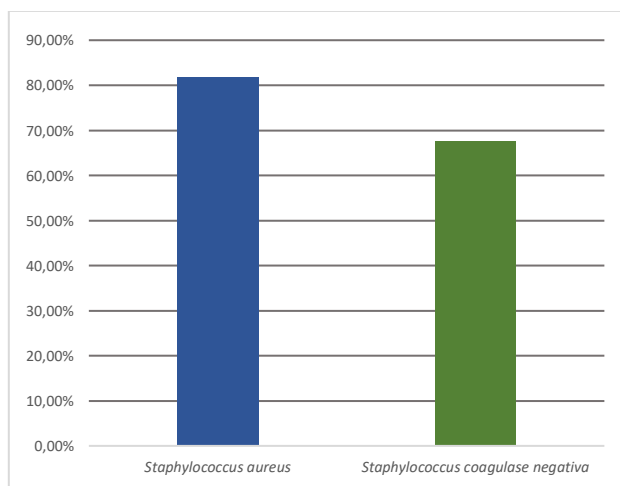
negativas apresentaram 100% de resistência a aztreonam, sulfametoxazol, ciprofloxacino e todas as cefalosporinas testadas, exceto as cepas de *P. mirabilis* que demonstraram sensibilidade (50%) à cefalexina.

Os resultados de Marques (2019) também apontam as cefalosporinas como últimas escolhas para o tratamento das infecções, em virtude do perfil de resistência que varia entre 33,3-90%. Neste mesmo estudo, ao associar sulfametoxazol ao trimetoprim, o perfil de resistência encontra-se menor que o desta pesquisa, com 20%.

Entretanto, o imipenem, antibiótico que seria habitualmente a escolha terapêutica em último caso, encontra-se como opção ineficaz para o tratamento das infecções presentes na UTI adulto deste hospital, visto que os perfis de resistência identificados por todas as cepas Gram-negativas, exceto *K. oxytoca*, única bactéria sensível a ele, variam entre 33,3, 50 e 100%. O aztreonam, ciprofloxacino, sulfametoxazol e todas as cefalosporinas também são consideradas ineficientes para o tratamento de Gram-negativas, tendo perfis de resistência distribuídos entre 50% e 100% a estes antimicrobianos.

Das 76 amostras coletadas, 67 identificaram bactérias do gênero *Staphylococcus*. Deste total, 49,25% (33) foram *Staphylococcus aureus* e 50,74% (34) *Staphylococcus coagulase negativa*. De acordo com o Gráfico 5, 81,8% (27) de *S. aureus* foram resistentes à oxacilina, sendo denominados MRSA, enquanto 18,2% (6) foram sensíveis à oxacilina, sendo denominados MSSA. 67,6% (23) dos *Staphylococcus coagulase negativos* (SCN) foram resistentes à oxacilina, e 32,4% (11) não foram resistentes à oxacilina.

Gráfico 5 - Perfil de resistência à oxacilina de bactérias do gênero *Staphylococcus* isolados de UTI adulto de um hospital em Campina Grande – PB.



FONTE: Dados da pesquisa, 2019

Ao comparar os resultados das bactérias Gram-positivas com os encontrados no isolamento das Gram-negativas (Gráfico 4), observou-se que estes dois grupos microbiológicos apresentaram forte resistência antimicrobiana, em mais de 50% dos antimicrobianos testados. Dos 13 antibióticos utilizados para Gram-negativas, as cepas de *E. aerogenes* e *K. oxytoca* foram resistentes a 84,6% (11), e os isolados de *K. pneumoniae* e *P. mirabilis* foram resistentes a 69,2% (9).

Ao identificar isolados de *Staphylococcus* spp. oriundos de superfícies próximas a pacientes em uma UTI de um hospital no sudeste do Brasil, Fernandes *et al* (2020) coletaram 50 amostras e obtiveram 42 isolados, sendo 19 da espécie SCN e 100% (42/42) resistentes à oxacilina, enquanto neste estudo 34 foram SCN e, dos 67 isolados de *Staphylococcus* spp., 74,63% (50) foram resistentes ao antibiótico.

No México, Garcia *et al* (2019) determinaram a resistência à oxacilina de isolados clínicos de *S. aureus* e SCN, e encontraram 11 cepas de *S. aureus*, sendo 81,8% (9) de *S. aureus* resistentes à oxacilina e 18,2% (2) sensíveis, resultado coincidentemente igual a deste estudo, além de 12 cepas de SCN, sendo 66,6% (8) resistentes à oxacilina e 33,3% (4) sensíveis.

Considerando os dados aqui encontrados, há necessidade de se instituir medidas para controle destas cepas como: vigilância prospectiva microbiológica para se identificar pacientes colonizados; isolamento dos pacientes colonizados ou infectados; uso de precauções de barreira com luvas e avental; lavagem e antissepsia das mãos da equipe; limpeza cuidadosa dos leitos hospitalares; controle da prescrição de antibióticos de amplo espectro; e erradicar o estado de portador de pacientes e dos profissionais de saúde, principalmente os implicados em surtos, bem como a readequação da terapia conforme resultados microbiológicos (GIL *et al*, 2018; LOURENZO *et al*, 2020; RUSSOTTO *et al*, 2015; ANVISA, 2019; EBSEH, 2019).

6 CONCLUSÕES

- A maioria (85,5%) das amostras coletadas e identificadas apresentou crescimento bacteriano;
- As superfícies de respirador, telefone e bancada de prescrição foram positivas para crescimento bacteriano em todas as amostras de superfícies, sem exceção, seguidas de bomba de infusão, bancada de preparo de material antes da higiene, maçaneta, cama, almotolia, torneira e bancada de preparo de material após a higiene;
- Na identificação das bactérias encontradas nas superfícies, houve predominância de bactérias Gram-positivas. Destas, MRSA foi a mais prevalente, estando presente em todas as superfícies, exceto na bancada de preparo de material antes da higiene, com SCN R Oxa logo em seguida, ausente apenas na maçaneta e torneira;
- Após a higienização da superfície da bancada de preparo de material, houve uma discreta redução das cepas de SCN R Oxa e erradicação de *K. pneumoniae*. Porém, as cepas de MSSA aumentaram, e houve o surgimento de duas bactérias: MRSA e SCN;
- O saneante à base de peróxido de hidrogênio, utilizado na desinfecção de superfície, foi eficiente contra a bactéria Gram-negativa, porém não apresentou atividade significativa contra as bactérias Gram-positivas, do gênero *Staphylococcus* spp.
- Sugere-se testar outros saneantes antes de se instituir na rotina do hospital, para substituir o atual desinfetante;
- Através do teste de sensibilidade aos antimicrobianos com as bactérias Gram-negativas, foi identificado perfil de resistência de 50-100% destas frente ao imipenem, aztreonam, ciprofloxacino, sulfametoxazol e todas as cefalosporinas. Portanto, as alternativas eficazes para o tratamento das infecções por bactérias Gram-negativas desta UTI adulto seriam gentamicina, tetraciclina e amicacina. A tetraciclina, porém, é pouco utilizada na clínica médica para bactérias Gram-negativas;
- As espécies de *S. aureus* e SCN identificadas nas amostras das superfícies, foram fortemente resistentes à oxacilina;

- Importante atribuir ao farmacêutico hospitalar, no contexto da Comissão de Controle de Infecção Hospitalar, a responsabilidade na participação da seleção e testagem microbiológica dos produtos desinfetantes a serem adotados na rotina do hospital, enfatizando a necessidade de implementação de treinamentos relativos à higienização das mãos e desinfecção de superfícies aos profissionais das Unidades de Terapia Intensiva.

REFERÊNCIAS

AMARANTE, K. S.; SANTOS, D. C. B.; DE AMORIM, M. G. R. Malba Gean Rodrigues; AZEVEDO, D. D. M.; ALVES, E. S. R. C. **Isolamento de Microrganismos multiresistentes em superfícies da UTI de um Hospital Regional no sertão paraibano.** Trabalho apresentado no 54º Congresso da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical, 2018, Patos – PB.

AMOAKO, D. G.; SOMBORO, A. M.; SEKYERE, J. O.; MOODLEY, K.; BESTER, L. A. *Tet(M)* Mediates Tetracycline Resistance in Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) Clinical Isolates from the Private Hospital Sector in KwaZulu-Natal (KZN), South Africa. **Journal of Pure and Applied Microbiology**, Índia, v. 13, n.1, p. 51-59, mar. 2019.

ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Medidas de prevenção de infecções relacionadas à assistência à saúde. Série: Segurança do paciente e qualidade em serviços de saúde.** Brasília, 2017.

ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Nota Técnica GVIMS/GGTES/ANVISA N° 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). Brasília, 2020.

ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Nota Técnica GVIMS/GGTES N° 01/2019.** Orientações para a notificação nacional das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (IRAS), Resistência Microbiana (RM) e monitoramento do consumo de antimicrobianos no ano de 2019. Brasília, 2019.

ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Segurança do paciente em serviços de saúde: limpeza e desinfecção de superfícies.** Brasília, 2012.

AVANCINI, C. A. M.; BOTH, J. M. C. Efeito da atividade bactericida de três desinfetantes sobre *Staphylococcus aureus* resistentes a metilina (MRSA). **Revista de Epidemiologia e Controle de Infecção.** Santa Cruz do Sul, v. 7, n. 2, p. 85-89, 2017.

BORGES, R. M.; NUNES, C. P. Infecções por *Acinetobacter baumannii* em unidades de terapia intensiva. **Revista de Medicina de Família e Saúde Mental**, Teresópolis, v. 1, n. 2, p. 17-23, 2019.

BRASIL. Ministério da Saúde. Secretaria de Vigilância Sanitária. **Portaria nº 235, de 21 de maio de 1996.** Brasília, 1996.

BRASIL. Ministério da Saúde. **Portaria GM/MS nº 2.616, de 12 de maio de 1998.** Dispõe sobre diretrizes e normas para a prevenção e o controle das infecções hospitalares. Brasília, 1998.

BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Resolução RDC nº 59, de 17 de dezembro de 2010.** Revoga a Resolução 184, de 22 de outubro de

2001. Diário Oficial da União [da União da República Federativa do Brasil], Brasília, 22 dez. 2010.

BRASIL. Ministério da Saúde. Coordenação de controle de Infecção. **Processamento de Artigos e Superfícies em Estabelecimentos de Saúde**. Brasília, 1994.

CANDIDO, T. S., BERNARDI A. C. A. Avaliação da Resistência a Antimicrobianos de *Staphylococcus Coagulase Negativa* Encontrados nas Grades dos Leitos em uma Unidade de Terapia Intensiva. **Journal of Health Sciences**, Londrina, v. 18, n.1, p. 33-36, 2016.

CARAÇA, A. A. B.; SISTI, E. A relevância do *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina (MRSA) nas infecções hospitalares. **Revista Interdisciplinar de Ensino, Pesquisa e Extensão**, Cruz Alta, v. 4, n. 1, p. 130-140, 2016.

CARDOSO, A. M.; REIS, C. Contaminação de superfícies inanimadas de UTI por bactérias Gram negativas multirresistentes em hospital universitário de Goiânia, GO. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Rio de Janeiro, v. 48, n. 3, p. 59-65, 2016.

CHENG, F.; LI, Z.; LAN, S.; LIU, W.; LI, X.; ZHOU, Z.; SONG, Z.; WU, J.; ZHANG, M.; SHAN, W. Characterization of *Klebsiella pneumoniae* associated with cattle infections in southwest China using multi-locus sequence typing (MLST), antibiotic resistance and virulence-associated gene profile analysis. **Brazilian Journal of Microbiology**, São Paulo, v. 49, n. 1, p. 93-100, 2018.

CHERCHI, G.; SALDANHA, M. **Análise microbiológica de superfícies de restaurante tipo fast-food**. 2020. 15p. Monografia (Bacharelado em Nutrição) – Faculdade de Ciências da Educação e Saúde, Centro Universitário de Brasília, Brasília.

CHOWDURY, D.; RAHMAN, A.; HU, H.; JENSEN, S.O.; DEVA, A.K.; VICKERY, K. Effect of disinfectant formulation and organic soil on the efficacy of oxidizing disinfectants against biofilms. **Journal of Hospital Infection**, Londres, v. 103, n. 1, p. 33-41, 2019.

CHRISTOFF, A. P.; SEREIA, A. F. R.; CRUZ, G. N. F. One year cross-sectional study in adult and neonatal intensive care units reveals the bacterial and antimicrobial resistance genes profiles in patients and hospital surfaces. **Plos One**, Estados Unidos, v. 15, n. 6, p. 1-21, 2020.

CHUY, G.; TEIXEIRA, M. L. M.; VIZZOTTO, B. S.; DA SILVA, W. L. **Identificação e perfil de resistência aos antimicrobianos de isolados clínicos de enterobactérias em Santa Maria – RS**. In: Anais do 11º Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão da UNIPAMPA, Pampa, v. 11, n. 2, 2019.

COLARES, K. T. P.; DE ANDRADE, A. F.; ATHAYDE, L. A. Ocorrência de *Pseudomonas aeruginosa* multirresistente em unidade de tratamento intensivo: uma revisão. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Rio de Janeiro, v. 48, n. 3, p. 15-19, 2016.

CONTRERAS, R.; TAPIA, R. A. R.; CERVANTES, E. S.; AGUILLAR, R. M. A. C. Estudio comparativo sobre la efectividad del hipoclorito de sodio al 6% vs. la solución bromo-cloro-dimetil-hidantoína para la desinfección en ambientes hospitalários. **Perinatología y Reproducción Humana**, Cidade do México, v. 30, n. 4, p. 145-150, 2016.

COSTA, D. M.; JOHANI, K.; MELO, D.S. Biofilm contamination of high-touched surfaces in intensive care units: epidemiology and potential impacts. **Letters in Applied Microbiology**, Oxford, v. 68, n. 4, p. 269-276, 2019.

COSTA, H; TAMINATO, R. L.; DA SILVA, E. C. **Farmacologia em Mapas Mentais: Antibióticos**. Coleção Farmácia Resumida. 1. ed. Salvador: Sanar Ltda, 2019. 198p.

DA MOTA, F. S.; DE OLIVEIRA, H. A.; SOUTO, R. C. F. Perfil e prevalência de resistência aos antimicrobianos de bactérias Gram-negativas isoladas de pacientes de uma unidade de terapia intensiva. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**. Rio de Janeiro, v. 50, n. 3, p. 270-277, 2018.

DE MOURA, C. D. V. S.; VASCONCELOS, U. S.; SILVA, T. S. O.; SILVA, A. A. R. I.; MARANDUBA, E. C. C. S. A.; PACHECO, D. S.; MESQUITA, A. B. S. Análise da eficácia antimicrobiana do ácido peracético na desinfecção de moldes de hidrocoloide irreversível. **Revista de Odontologia da UNESP**, São Paulo, v. 45, n. 6, p. 309-315, nov./dez. 2016.

DE OLIVEIRA, A. C.; PINTO, S. A. Participação do paciente na higienização das mãos entre profissionais de saúde. **Revista Brasileira de Enfermagem**, Brasília, v. 71, n. 2, p. 280-285, mar./abr. 2018.

DE OLIVEIRA, C. C. *Pseudomonas aeruginosa* resistente a carbapenêmico: distribuição das infecções no hospital e maternidade municipal de Uberlândia. 2019. 29 p. Trabalho de Conclusão de Curso (Graduação em Ciências Biológicas) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia.

DE OLIVEIRA, W.R., CRUZ, I.C.F. Contamination risk in intensive care unit environment (ICU): systematic literature review for a clinical protocol. **Journal of Specialized Nursing Care**, Niterói, v. 9, n. 1, p. 1-18, 2017.

DE SOUZA, M. E.; FERREIRA, H.; ZILLY, A.; DE MATTOS, A. L. A.; PEREIRA, L. S. G.; DA SILVA, R. M. M. Disinfection conditions of inanimate surfaces in intensive therapy units. **Cuidado é Fundamental**, Rio de Janeiro, v. 11, n. 4, p. 951-956, 2019.

EBSERH. Protocolo: Uso Racional de Antimicrobianos – Hospital Universitário Professor Alberto Antunes – Maceió: Ebserh – Empresa Brasileira de Serviços Hospitalares, 2019.

FERNANDES, L. M.; SOUZA, G. A. A. D.; DE ALMEIDA, A. C. Identification and characterization of methicillin-resistant *Staphylococcus* spp. isolated from surfaces near patients in an intensive care unit of a hospital in southeastern Brazil. **Revista da Sociedade Brasileira de Medicina Tropical**, Uberaba, v. 53, suppl. 1, p. 1-7, 2020.

FERREIRA, R. E. C.; NETO, J. R.; ANTAS, M. G. C.; SOBRINHO, C. R. W.; PEREZ, F. M. M. R. Eficácia de três substâncias desinfetantes na prática da radiologia odontológica. **Revista Brasileira de Odontologia**, Rio de Janeiro, v. 73, n. 1, p. 14-19, jan./mar. 2016.

FONSECA, L. C.; AZEVEDO, G. H. M.; SANATANA, R. M.; BAPTISTA, A. B. Diversidade bacteriana em superfícies de restaurantes de Palmas-TO. **Revista de Patologia do Tocantins**, Palmas, v. 6, n. 2, p. 10-14, 2019.

FROTA, O. P.; FERREIRA, A. M.; RIGOTTI, M. A.; DE ANDRADE, D.; BORGES, N. M. A.; FERREIRA JÚNIOR, M. A. Eficiência da limpeza e desinfecção de superfícies clínicas: métodos de avaliação. **Revista Brasileira de Enfermagem**, Brasília, v. 73, n. 1, p. 1-6, 2020.

GARCIA, A.; MARTINEZ, C.; JUAREZ, R. I.; TÉLLEZ, R.; PAREDES, M. A.; HERRERA, M. R.; GIONO, S. Resistencia a la meticilina y producción de biopelícula en aislamientos clínicos de *Staphylococcus aureus* y *Staphylococcus coagulasa* negativa en México. **Biomédica**, Bogotá, v. 39, n. 3, p. 513-523, 2019.

GARCIA, P. G.; PEREIRA, R. S.; GAMA-DE-OLIVEIRA, L. R.; DE OLIVEIRA, I. S. Bactérias em torneiras de um hospital geral brasileiro. **Revista Médica de Minas Gerais**, Belo Horizonte, v. 29, 2019

GIL, A. C.; BORDIGNON, A. P. P.; DE CASTRO, E. A. R.; CASTRO, S.T.; RAFAEL, R. M. R.; PEREIRA, J. A. A. Avaliação microbiológica de superfícies em terapia intensiva: reflexões sobre as estratégias preventivas de infecções nosocomiais. **Revista Enfermagem UERJ**, Rio de Janeiro, v. 26, e26388, 2018.

GOMES, M. F.; MORAES, V. L. O programa de controle de infecção relacionada à assistência à saúde em meio ambiente hospitalar e o dever de fiscalização da Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Revista de Direito Sanitário**, São Paulo, v. 18, n. 3, p. 43-61, nov. 2017/fev. 2018.

LAI, C.; CHEN, C.; LU, Y.; CHUANG, Y.; TANG, H. The clinical significance of silent mutations with respect to ciprofloxacin resistance in MRSA. **Infection and Drug Resistance**, Nova Zelândia, v. 11, p. 681-687, 2018.

LIMA, M. L. S. O.; ALMEIDA, R. K. S.; DA FONSECA, F. S. A.; GONÇALVES, C. C. S. A química dos saneantes em tempos de covid-19: você sabe como isso funciona? **Química Nova**, São Paulo, v. 43, n. 5, p. 668-678, 2020.

LOPES, A.C.C.; DA SILVA, C. A. L.; DE OLIVEIRA, J. S.; ALVES, J. T. C. Fatores de risco para infecção por *Pseudomonas aeruginosa* em relação às infecções hospitalares. **Brazilian Journal of Development**, Curitiba, v. 6, n. 1, p. 2121-2130, jan. 2020.

LOPES, L. P.; PIO, D. P. M.; PEREIRA, F. M. V.; MENEGUETI, M. G.; DE FREITAS, J. P.; GIR, E. Prevalência de *Staphylococcus aureus* resistente à oxacilina isolado em profissionais de enfermagem. **Revista Rene**, Fortaleza, v. 19, e32478, 2018.

- LOURENZO, M. A. R.; LIMA, K. C.; ALMEIDA, N. B.; AGUIAR, A. A. Contaminação em superfícies de UTI após limpeza/desinfecção no Brasil: uma revisão integrativa. **Revista de Patologia do Tocantins**. Palmas, v. 10, n. 4, p. 27-32, 2020.
- MARQUES, L. A. Análise de bacilos Gram-negativos em superfícies inanimadas de uma unidade de terapia intensiva neonatal. Dissertação de Mestrado (Programa de Pós-graduação em Ciências da Saúde) – Faculdade de Medicina da Universidade Federal de Uberlândia. Uberlândia, 2019.
- MARTINI, R.; DOS SANTOS, S. O.; DA ROSA, T.; HORNER, A.; GRAICHEN, D. A. S.; HORNER, R. Perfil de susceptibilidade e pesquisa do gene *mecA* em *Staphylococcus* coagulase negativa isolados de plaquetas. *In: Anais do Salão Internacional de Ensino, Pesquisa e Extensão, Pampa*, v. 7, n. 4, 2020.
- MODY, L.; LARAINÉ, A.; KAYE, K. S. Multidrug-resistant Organisms in Hospitals: What Is on Patient Hands and in Their Rooms? **Clinical Infectious Diseases**, Reino Unido, v. 611, n. 2, p. 22-30, 2019.
- MORA, M.; MAHNERT, A.; KOSKINEN, K. Microorganisms in confined habitats: microbial monitoring and control of intensive care units, operating rooms, cleanrooms and the international space station. **Frontiers in Microbiology**, Suíça, v. 7, p. 1-20, 2016.
- MURDOCH, L.E.; BAILEY, L.; BANHAM, E.; WATSON, F.; ADAMS, N. M. T.; CHEWINS, J. Evaluating different concentrations of hydrogen peroxide in an automated room disinfection system. **Letters in Applied Microbiology**, Oxford, v. 63, n. 3, p. 178-182, 2016.
- NAKANO, R. *et al.* Prevalence and mechanism of fluoroquinolone resistance in clinical isolates of *Proteus mirabilis* in Japan. **Heliyon**, Estados Unidos, v. 5, n. 3, p. 1-12, 2019.
- OLIVEIRA, A. C.; PAULA, A. O. A percepção dos profissionais de saúde em relação à higienização das mãos. **Cuidado é Fundamental**, Rio de Janeiro, v. 9, n. 2, p. 321-326, abr/jun 2017.
- OON, A.; READING, E.; FERGUSON, J. K.; DANCER, S. J.; MITCHELL, B. G. Measuring environmental contamination in critical care using dilute hydrogen peroxide (DHP) technology: an observational cross-over study. **Infection, Disease & Health**, Austrália, v. 25, n. 2, p. 107-112, mar 2020.
- OMS – Organização Mundial da Saúde. Global priority list of antibiotic-resistant bacteria to guide research, discovery, and development of new antibiotics. Fev. 2017.
- PEREIRA, J. B.; GOMES, F. T.; REIS, J. R.; DE LEMOS, L. M. Perfil de multirresistência bacteriana por AMPC, ESBL, KPC e MRSA em pacientes comunitários em um laboratório de Juiz de Fora-MG. **Biológica – Caderno do Curso de Ciências Biológicas**, Juiz de Fora, v. 1, n. 1, p. 1-16, 2018.

PIENIZ, F.; RODRIGUES, R.M., ARNDT, J.F. MELLO, F. Avaliação microbiológica e identificação molecular de isolados de equipamentos e superfícies de contato com alimentos em um hospital Unidade de Alimentação e Nutrição. **Brazilian Journal of Biology**, São Paulo, v. 79, n. 2, p. 2-6, 2018.

RIBEIRO, L. F.; LOPES, E. M.; KISHI, L. T.; RIBEIRO, L. F. C.; MENEGUETI, M. G.; GASPAR, G. G.; SILVA-ROCHA, R.; GUAZZARONI, M. Microbial Community Profiling in Intensive Care Units Expose Limitations in Current Sanitary Standards. **Frontiers in Public Health**, Lausanne, v. 7, art. 240, p. 1-14, 2019.

RODRIGUES, F. C. B.; DE MESQUITA, A. R. C. de. Enterobactérias produtoras de beta-lactamase de espectro ampliado (ESBL) em uroculturas de transplantados renais: frequência e perfil de resistência. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Rio de Janeiro, v. 48, n. 2, p. 129-132, 2016.

RUSSOTTO, V.; CORTEGIANI, A.; RAINERI, S. M.; GIARRATANO, A. Bacterial contamination of inanimate surfaces and equipment in the intensive care unit. **Journal of Intensive Care**, Cambridge, v. 3, n., p. 1-8, 2015.

SOUSA, M. I. C. Prevalência de infecções por *Acinetobacter baumannii* multirresistente em um hospital e maternidade do sistema único de saúde. 2018. 29p. Trabalho de Conclusão de Curso (Licenciatura em Ciências Biológicas) – Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia.

TAKEDA, A. Q.; STURM, L. F. D.; TAQUES, M. C. R. S. Verificação da eficácia de desinfetantes de superfícies em uma clínica de estética utilizando metodologia de contagem total de bactérias heterotróficas e de bolores e leveduras. **Revista Saúde e Desenvolvimento**, Curitiba, v.11, n.9, p. 45-56, 2017.

TIMSIT, J.; BASSETTI, M.; CREMER, O. Rationalizing antimicrobial therapy in the ICU: a narrative review. **Intensive Care Medicine**, Alemanha, v. 45, n. 2, p. 172-189. 2019.

VASCONCELOS, R.; ALVES, D. C. I.; FERNANDES, L. M.; DE OLIVEIRA, J. L. C. Adesão à higienização das mãos pela equipe de enfermagem em unidade de terapia intensiva. **Revista Enfermería Global**, Múrcia, v. 17, n. 2, p. 446-461, abr. 2018.

VITAL, I. C. A. Projeto de intervenção: estratégias para profilaxia das IRAS relacionado à limpeza e desinfecção do ambiente hospitalar. 2019. 47p. Trabalho de Conclusão de Curso (Especialização em Formação de Educadores em Saúde) – Universidade Federal de Minas Gerais, Minas Gerais.

VOLKART, P. A.; SPAGIARI, M. S.; BIZANI, D. Avaliação da susceptibilidade e resistência bacteriana aos agentes controladores do crescimento de uso hospitalar e industrial. **Arquivos de Ciências da Saúde UNIPAR**, Umuarama, v. 20, n. 1, p. 25-32, jan./abr. 2017.

WISNIEWSKI, G. V.; FIORIN, T. M.; ALVES, I. A. Identificação e avaliação do perfil de resistência de bactérias isoladas da unidade de terapia intensiva de um hospital da região noroeste do Rio Grande do Sul. **Revista Interdisciplinar em Ciências da Saúde e Biológicas**, v. 4, n. 1, p. 11-23, 2020.

WYRES, K. L.; HOLT, K. E. *Klebsiella pneumoniae* as a key trafficker of drug resistance genes from environmental to clinically important bacteria. **Current Opinion in Microbiology**, Holanda, v. 45, n., p. 131–139, 2018.

ZANOL, F. M.; CANTARELLI, V. V. *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase (KPC): um mecanismo de resistência emergente. **Revista Brasileira de Análises Clínicas**, Rio de Janeiro, v. 48, n. 3, p. 4-9, 2016.