

Universidade Brasil
Campus Fernandópolis

THARINNE OLIVEIRA SILVA CAVALHEIRO

**AVALIAÇÃO DOS MICRORGANISMOS PATOGENICOS PRESENTES
EM BIOAEROSSOIS NO AMBIENTE DE UMA UNIDADE DE TERAPIA
INTENSIVA**

EVALUATION OF PATHOGENIC MICRORGANISMS PRESENT IN BIOAEROOSIS
IN THE ENVIRONMENT OF AN INTENSIVE CARE UNIT

Fernandópolis, SP

2019

Tharinne Oliveira Silva Cavalheiro

AVALIAÇÃO DOS MICRORGANISMOS PATOGÊNICOS PRESENTES EM
BIOAEROSSOIS NO AMBIENTE DE UMA UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA

Orientadora: Prof^a Dr^a Dora Inés Kozusny-Andreani

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais da Universidade Brasil, como complementação dos créditos necessários para obtenção do título de Mestre em Ciências Ambientais.

Fernandópolis, SP

2019

FICHA CATALOGRÁFICA

C32a Cavalheiro, Tharinne Oliveira Silva.
Avaliação dos Microrganismos Patogênicos presentes em Bioaerossóis no Ambiente de uma Unidade de Terapia Intensiva/ Tharinne Oliveira Silva Cavalheiro.
São Paulo – SP: [s.n.], 2019.
84 p.: il.; 29,5cm.

Dissertação de Mestrado apresentada ao Programa de Pós Graduação em Ciências Ambientais da Universidade Brasil, como complementação dos créditos necessários para obtenção do título de Mestre em Ciências Ambientais.

Orientador (a): Prof^ª. Dra. Dora Inés Kozusny-Andreani.

1.Ar de Interiores. 2.Bactéria Gram-Negativas. 3.Bactéria Gram-Positiva. 4.Leveduras. I. Título.

CDD 616.075

Termo de Autorização**Para Publicação de Dissertações e Teses no Formato Eletrônico na Página WWW do Respetivo Programa da Universidade Brasil e no Banco de Teses da CAPES**

Na qualidade de titular(es) dos direitos de autor da publicação, e de acordo com a Portaria CAPES no. 13, de 15 de fevereiro de 2006, autorizo(amos) a Universidade Brasil a disponibilizar através do site <http://www.universidadebrasil.edu.br>, na página do respectivo Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu*, bem como no Banco de Dissertações e Teses da CAPES, através do site <http://bancodeteses.capes.gov.br>, a versão digital do texto integral da Dissertação/Tese abaixo citada, para fins de leitura, impressão e/ou download, a título de divulgação da produção científica brasileira.

A utilização do conteúdo deste texto, exclusivamente para fins acadêmicos e científicos, fica condicionada à citação da fonte.

Título do Trabalho: **"AVALIAÇÃO DOS MICRORGANISMOS PATOGENICOS PRESENTES EM BIOAEROSSÓIS NO AMBIENTE DE UMA UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA"**

Autor(es):

Discente: Tharinne Oliveira Silva Cavalheiro

Assinatura: Tharinne O.S. Cavalheiro

Orientadora: Dora Inés Kozusny-Andreani

Assinatura: _____

Data: 05/novembro/2019

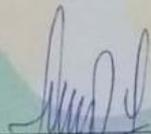
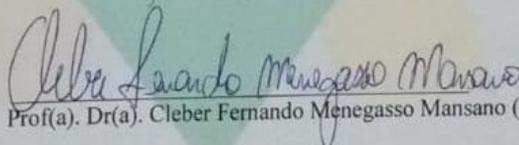
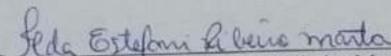


TERMO DE APROVAÇÃO

THARINNE OLIVEIRA SILVA CAVALHEIRO

“AVALIAÇÃO DOS MICRORGANISMOS PATOGÊNICOS PRESENTES EM
BIOAEROSSÓIS NO AMBIENTE DE UMA UNIDADE DE TERAPIA
INTENSIVA”

Dissertação aprovada como requisito parcial para obtenção do título de Mestre no Programa de Pós-Graduação em Ciências Ambientais da Universidade Brasil, pela seguinte banca examinadora:


Prof(a). Dr(a) Dora Inês Kozusny-Andreani (Presidente)
Prof(a). Dr(a). Cleber Fernando Menegasso Mansano (Universidade Brasil)
Prof(a). Dr(a). Ilda Estefani Ribeiro Marta (UFMS)

Fernandópolis, 05 de novembro de 2019.

Dedico este trabalho aos meus pais e irmão, que se privaram de regalias e da minha presença, em virtude da minha formação, na expectativa de me proporcionarem um futuro melhor.

AGRADECIMENTOS

Agradeço a *Deus* pelo dom da vida e por proporcionar a presença e a amizade de todos que listo aqui.

Agradeço a *meus pais, irmão*, também minha *tia Maria Eunice* e demais familiares que souberam entender que as ausências de minhas ligações eram para o alcance de um objetivo sonhado por todos nós.

Agradeço aos amigos *Ana Elisa Pereira, Carolina Pussoli, Valéria Vaz, Paula Bercelli, Giselle de Jesus, Taís Marques, Talita Barboza, Inaina Lara, Mateus Cezari, Leiliane Moraes, Gabriela Matheus, Lucas da Silveira, Regina Vieira, Ecreziana Santos, Éder Oliveira, Mariele Cogo, Beatriz Fernandes, Gêssica Colnago, André Lozano, Taís Vaiceulionis, Cinara Pinato e Aline Ramos*, pessoas que, de maneira direta ou indireta, contribuíram para a concretização desta etapa da minha vida, ora entendendo e suprimindo minha ausência, ora me apoiando e dando forças para prosseguir.

Agradeço pela mais nova amiga que Deus me permitiu conhecer, *Elizabete Santos Melo*, que preencheu várias lacunas no decorrer desta caminhada com o seu conhecimento, atenção e carinho, como profissional e como amiga.

Agradeço à equipe de colaboradores do laboratório de Microbiologia, em especial *Ana Cleia Limeira da Silva Abreu e Joelma Evelin Pereira Kumi*, que não mediu esforços durante os dias em que passei no laboratório de microbiologia.

Agradeço ao *Centro Cultural América* e as professoras *Elen Dias, Andrea Muniz e Carolina Tavares*, que me levou à aprovação em uma das primeiras etapas desta caminhada, o teste de proficiência em língua inglesa, as quais acreditaram na minha capacidade, quando nem eu mesma acreditava.

Agradeço a *Nicézia Vilela Junqueira Franqueiro*, que a faculdade me apresentou como professora e os caminhos da vida nos fizeram colegas de trabalho, e com a convivência, ora filha postiça, ora amiga, ora chefe, mas sempre juntas.

Agradeço a minha orientadora, *Dora Inês Kozusny-Andreani*, por me guiar durante a jornada e por compartilhar sua experiência e conhecimento, culminando no nascimento deste trabalho.

*A mente que se abre a uma nova ideia jamais voltará
ao seu tamanho original.*
(Oliver Wendell Holmes Sr.)

AVALIAÇÃO DOS MICRORGANISMOS PATOGÊNICOS PRESENTES EM BIOAEROSSÓIS NO AMBIENTE DE UMA UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA

RESUMO

Bioaerossóis são partículas transportadas pelo ar que se originam de microrganismos vivos, como bactérias, fungos e vírus e, podem permanecer suspensos e viáveis na corrente de ar por longos períodos de tempo. Seus componentes têm efeitos negativos, especialmente na saúde de pessoas imunocomprometidas. Objetivou-se avaliar a presença de microrganismos viáveis potencialmente patogênicos em bioaerossóis de uma Unidade de Terapia Intensiva de um hospital do noroeste paulista. Para a pesquisa foram colhidas amostras do ar de locais definidos. Todas as amostras foram cultivadas em Placas de Petri contendo meio seletivo para bactérias e meio seletivo para fungos, incubadas à temperatura de 37 °C por 24 a 48h para cultivos bacterianos e de 4 a 15 dias para cultivos fúngicos. Posteriormente, foi realizada a avaliação das características das colônias bem como a identificação por métodos bioquímicos convencionas. Os resultados obtidos evidenciaram a presença de leveduras das espécies *Candida albicans* e *Candida* spp. e bactérias gram-positivas *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis* e *Micrococcus* spp., gram-negativas *Escherichia coli* e *Klebsiella* spp. Os resultados mostraram padrão de resistência a antibióticos em *E. coli* e *Micrococcus* spp. *S. aureus* foi sensível à maioria dos antibióticos, enquanto foi possível observar 100% de sensibilidades para *S. epidermidis* e *Klebsiella* spp. A avaliação dos possíveis patógenos dispersos no ar de uma UTI quanto à sua presença e resistência antimicrobiana pode fornecer informações sobre a qualidade do ar e indicar a necessidade de pesquisas permanentes para auxiliar na avaliação da qualidade do ar e reduzir as infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS).

Palavras-chave: ar de interiores, bactéria gram-negativas, bactéria gram-positiva, leveduras.

EVALUATION OF PATHOGENIC MICROORGANISMS PRESENT IN BIOAEROOSIS IN THE ENVIRONMENT OF AN INTENSIVE CARE UNIT

ABSTRACT

Bioaerosols are airborne particles that originate from living microorganisms such as bacteria, fungi and viruses and can remain suspended and viable in the air stream for long periods of time. Their components have negative effects, especially on the health of immunocompromised people. This study aimed to evaluate the presence of potentially pathogenic viable microorganisms in bioaerosols of an Intensive Care Unit of a hospital in the northwest of São Paulo State (Brazil). For the research, air samples were taken from defined locations. All samples were cultured in Petri dishes containing bacterial selective medium and fungal selective medium, incubated at 37 °C for 24 to 48 hours for bacterial cultures and 4 to 15 days for fungal cultures. Subsequently, the characteristics of the colonies were evaluated as well as the identification by conventional biochemical methods. The results showed the presence of *Candida albicans* and *Candida* spp. yeasts and gram-positive bacteria *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis* and *Micrococcus* spp., and gram-negative *Escherichia coli* and *Klebsiella* spp. The results also showed standard of antibiotic resistance in *E. coli* and *Micrococcus* spp. *S. aureus* was sensitive to most antibiotics, while it was possible to observe 100% of sensitivities for *S. epidermidis* and *Klebsiella* spp. The evaluation of possible airborne pathogens of an ICU relating to their presence and antimicrobial resistance can provide information on air quality and the need for ongoing research to help the air quality evaluation and the reduction of Healthcare-Related Infections (HRI).

Keywords: indoor air, gram-negative bacteria, gram-positive bacteria, yeast.

LISTA DE ILUSTRAÇÕES

Figura 1 – Layout da planta física da Unidade de Terapia Intensiva do hospital em estudo.....	51
Figura 2 – Disposição das placas de Petri sobre a geladeira destinada à dieta de paciente da Unidade de Terapia Intensiva (UTI) do hospital em estudo, sendo a terceira placa objeto de outra coleta de dados.....	52
Figura 3 – Disposição das placas de Petri sobre o balcão de prescrição da Unidade de Terapia Intensiva (UTI) do hospital em estudo, sendo a terceira placa objeto de outra coleta de dados.....	53
Figura 4 – Disposição das placas de Petri na entrada dos banheiros de colaboradores, da Unidade de Terapia Intensiva (UTI) do hospital em estudo, sendo a terceira placa objeto de outra coleta de dados.....	54
Figura 5 – Análise de Componentes Principais evidenciando a relação entre os microrganismos identificados (A).	61
Figura 6 – Análise de Componentes Principais evidenciando a relação entre os microrganismos e os locais avaliados no estudo.	61
Figura 7 – Antibiograma de <i>Micrococcus</i> spp. de acordo com os diferentes antibióticos testados.....	63
Figura 8 – Antibiograma do <i>Staphylococcus aureus</i> de acordo com os diferentes antibióticos testados.....	64

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Percentual de ocorrência dos microrganismos identificados nas diversas áreas de coleta da UTI.	57
Tabela 2: Estatísticas descritivas da ocorrência dos diferentes microrganismos nos locais avaliados no estudo.	58
Tabela 3: Resultados do antibiograma do <i>Micrococcus</i> spp. de acordo com os diferentes antibióticos testados.	62
Tabela 4: Resultados do antibiograma do <i>Staphylococcus aureus</i> de acordo com os diferentes antibióticos testados.	64
Tabela 5: Resultados do antibiograma da <i>Escherichia coli</i> de acordo com os diferentes antibióticos testados. Fernandópolis, SP, 2019.	65

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ADN	Ácido desoxirribonucleico (ou DNA, em inglês)
AFB	Ácido fenilborônico
AmpC	Betalactamase classe C
APACHE	<i>Acute physiologic and chronic health evaluation</i>
BNM	Bloqueadores neuromusculares
BPC	Bactérias produtoras de carbapenemase
CC	Centro cirúrgico
CIM	Concentração Inibitória Mínima
CNS	<i>Coagulase-negative Staphylococcus</i>
CPE	Enterobacteriaceae produtoras de carbapenemase
CRE	Enterobactérias resistentes a carbapenens
DNA	Deoxyribonucleic acid
EAS	Estabelecimento assistencial de saúde
ECN	Estafilococo coagulase-negativa
ECP	Estafilococo de coagulase positivo
EDTA	Ácido etileno diamino tetracético
EPC	Enterobacteriaceae produtoras de carbapenemase
EPC	<i>Enterobacteriaceae</i> produtoras de carbapenemasas
EPI	Equipamento de proteção individual
EPIIC	European prevalence of infection in intensive care
ERC	<i>Enterobacteriaceae</i> resistentes a carbapenem
ESBL	<i>Extended-spectrum beta-lactamase</i> (beta-lactamase de espectro estendido)
FC	Fibrose cística
GAL	Gerenciamento de análises laboratoriais
HM	Higienização das mãos
ICS	Infecção da corrente sanguínea
IH	Infecção hospitalar
IPCS	Infecções primárias da corrente sanguínea
IRAS	Infecções relacionadas à assistência à saúde
IRMA	Índice de resistência múltipla aos antimicrobianos

ISC	Infecção do sitio cirúrgico
ITU	Infeção do trato urinário
KPC	<i>Klebsiella pneumoniae</i> carbapenemase
L.PS	Lipopolissacarídeo
MBL	Metalobetalactamase
MDR	Multi-drug resistant (resistência multidroga ou multirresistência)
MPA	Ácido mercaptopropiônico
MRSA	<i>Staphylococcus aureus</i> resistente à meticilina
OMS	Organização Mundial de Saúde
PAV	Pneumonia associada à ventilação mecânica
PCIH	Programas de controle de infecção hospitalar
PCR	Reação em cadeia da polimerase
PEEP	Pressão expiratória final positiva
PIV	Pielograma intravenoso
PNPCIRAS	Prevenção e controle de infecções relacionadas à assistência à saúde
PNSSP	<i>Streptococcus pneumoniae</i> não susceptível à penicilina
PVM	Pneumonia (associada a) ventilação mecânica
QAI	Qualidade do ar interior
SARA	Síndrome de angústia respiratória aguda
SED	Síndrome do edifício doente
TC	Tomografia computadorizada
TSA	Teste de susceptibilidade antimicrobiana
UFC	Unidade formadora de colônia
UTI	Unidade de terapia intensiva
VAP	Ventilator-associated pneumonia (Pneumonia associada à ventilação assistida)
VER	Enterococo resistente à vancomicina
VM	Vermelho de Metila
VMA	Valores máximos aceitáveis
VMI	Ventilação mecânica invasiva
VMNI	Ventilação mecânica não invasiva
VMR	Valor máximo recomendável

VP	Voges-Proskauer
VRE	Enterococo resistente à vancomicina
VRE	Vancomycin-resistance enterococcus (enterococo resistente a vancomicina – ERV).
VRSA/VISA	Resistência intermediária à vancomicina

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	16
1.1 Objetivo geral	17
1.2 Objetivos específicos	17
2 REVISÃO DA LITERATURA	18
2.1 Infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS)	18
2.2 Unidade de terapia intensiva (UTI).....	21
2.2.1 Resistência.....	27
2.2.2 Medidas de prevenção	35
2.2.3 Qualidade do ar em UTI	37
2.3 Bioaerossóis.....	44
3 MATERIAL E MÉTODOS	50
3.1 Tipo de pesquisa.....	50
3.2 Local de estudo – caracterização.....	50
3.3 Coleta de dados	51
3.4 Perfil de suscetibilidade bacteriana aos antimicrobianos	55
3.5 Análise dos dados.....	55
4 RESULTADOS	57
4.1 Ocorrência de microrganismos	57
4.2 Antibiograma	62
5 DISCUSSÃO	66
6 CONCLUSÃO.....	69
REFERÊNCIAS	70
APÊNDICE A – Autorização para coleta de dados na Unidade de Terapia Intensiva	81
APÊNDICE B – Aprovação do CEP para coleta de dados na Unidade de Terapia Intensiva	82

1 INTRODUÇÃO

Os poluentes biológicos ou os bioaerossóis representam ameaças iguais ou mais graves que os contaminantes químicos. Bioaerossóis são partículas transportadas pelo ar que se originam de microrganismos vivos, como bactérias, fungos, vírus, e parasitas. Podem ser perigosos para a saúde humana, pois apresentam capacidade de permanecer suspensos no ar por longos períodos, e o tempo entre a exposição e os danos à saúde é geralmente muito curto (MIRHOSEINI et al., 2015; SIVAGNANASUNDARA et al., 2019).

Os agentes microbianos contidos nos bioaerossóis podem contribuir para a instalação, transmissão e desenvolvimento de doenças infecciosas. Alguns agentes infecciosos, isto é, microrganismos capazes de iniciar infecções ou doenças infecciosas, são constituintes normais da microbiota humana (LAX; GILBERT, 2015).

O risco de infecções transmitidas pelo ar, especialmente em hospitais e outros estabelecimentos de saúde, pode ser alto, pois pode haver espaços confinados nos quais os bioaerossóis podem atingir níveis infecciosos. O acúmulo destas partículas infecciosas agrava os desafios da saúde nos países em desenvolvimento, à medida que o papel dos bioaerossóis nas infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS) é comprovado pelas evidências crescentes sobre a propagação de doenças por via aérea (BALASUBRAMANIAN, NAINAR, RAJASEKAR, 2012; SETLHARE et al., 2014; GODINI et al., 2015; RIBEIRO et al., 2019; TOLABI et al., 2019).

A exposição de pacientes, profissionais de saúde e visitantes a esses microrganismos é inevitável. O estado imunológico de pessoas e a dose de patógeno virulento determinam o desenvolvimento de doenças. O ambiente hospitalar colonizado com microrganismos é de importância substancial, embora as principais fontes sejam pacientes, equipe de saúde e visitantes (GHANIZADEH; GODINI, 2018).

A presença de bioaerossóis em hospitais, especialmente em diferentes enfermarias, pode ser atribuída a pacientes infectados que transmitem esses contaminantes por via aérea. A transmissão ocorre quando patógenos microbianos são liberados de um paciente infectado para indivíduos vulneráveis por meio de atividades como tossir, espirrar e falar. Outras fontes possíveis de bioaerossóis no hospital podem ser roupas ou outros itens pessoais pertencentes aos pacientes (NAPOLI; MARCOTRIGIANO; MONTAGNA, 2012; SETLHARE et al., 2014).

As infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS) são uma das principais causas de morbimortalidade em unidades de terapia intensiva (UTIs) e unidades de terapia intensiva neonatal (UTIN). Organismos que causam infecções estão frequentemente presentes nas superfícies ao redor do paciente, em dispositivos presentes nos hospitais e nos bioaerossóis (CALFEE, 2011; WALTER et al. 2018; RIBEIRO et al., 2019). O desenvolvimento e a frequência das IRAS são influenciados por vários fatores que podem ser categorizados em três principais: agentes microbianos, suscetibilidade do paciente e fatores ambientais (SIVAGNANASUNDARA et al., 2019).

A incidência das IRAS é um problema sério e generalizado, com uma estimativa de 1 em 10 pacientes adquirindo uma infecção durante uma internação hospitalar. Existe uma gama de microrganismos potencialmente patogênicos associados a infecções nosocomiais, muitos dos quais são patógenos oportunistas que, frequentemente, causam infecções respiratórias, particularmente em pacientes imunocomprometidos. Para determinar a extensão do problema, pode ser necessário realizar amostragens para verificar e quantificar a presença de bioaerossóis no ar, dado que a microbiota pode variar entre diferentes UTIs, e as espécies microbianas relacionadas à contaminação do ar interno nessas unidades permanecem pouco exploradas (BIELAWSKA-DRÓZD et al., 2018; RIBEIRO et al., 2019).

1.1 Objetivo geral

Avaliar a presença de microrganismos viáveis potencialmente patogênicos em bioaerossóis em uma Unidade de Terapia Intensiva de um hospital no Noroeste Paulista.

1.2 Objetivos específicos

Isolar e caracterizar os microrganismos encontrados quanto as suas características morfológicas.

Associar a presença dos microrganismos em relação aos locais de coleta.

Avaliar os isolados quanto à resistência a antimicrobianos.

2 REVISÃO DA LITERATURA

2.1 Infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS)

Vários fatores concorrem para a disseminação de microrganismos no ambiente hospitalar e risco de instalação de Infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS), entre outros, estado imunológico e condições nutricionais dos pacientes, gravidade da doença, número de bactérias no sítio de infecção, natureza dos procedimentos diagnósticos ou terapêuticos, tempo de internação, mecanismos de ação do antibiótico e níveis das drogas que atingem a população bacteriana (MARTINS, 2001; SANTOS, 2004; PADRÃO et al., 2010). O aumento de morbidade, crescimento de organismos multirresistentes, internação mais prolongada com maiores custos e terapias medicamentosas estão diretamente relacionados ao aumento nos índices de mortalidade e com o elevado número de infecção hospitalar na assistência à saúde (FESTUCCIA et al., 2013; SILVA; SILVA, 2015).

Segundo o Ministério da Saúde do Brasil, infecção hospitalar (IH) é “aquela constatada ou em incubação no ato de admissão do paciente, desde que não relacionada com internação anterior no mesmo hospital” (BRASIL, 1998). A IRA constitui uma deterioração orgânica de origem infecciosa adquirida pelo paciente após ter sido admitido em hospital ou unidade de saúde, portanto, secundária à condição inicial de saúde do paciente (SOARES, 2017). Manifesta-se durante o tempo de hospitalização ou mesmo após a alta, desde que esteja relacionada à internação nosocomial ou a procedimentos hospitalares (PADRÃO et al., 2010; GARCIA, 2011; SILVA; SILVA, 2015).

Infecções adquiridas dentro dos serviços de saúde tornaram-se mais comuns, tendo em vista que a morbidade e a mortalidade dos pacientes e os custos hospitalares aumentaram devido a procedimentos mais sofisticados, microrganismos patogênicos, antibióticos inadequados e resistência microbiana a antibióticos, em associação com fatores de risco do paciente, procedimentos invasivos e ambiente hospitalar (HEGGENDORNN et al., 2016).

Mendes, Pranchevicius e Cuellar (2012) admitem que cerca de 70% das IRAS provêm da microbiota do paciente ou endógena, enquanto a exógena é responsável pela transmissão de microrganismos por meio de outras fontes. No âmbito mundial,

as doenças infecciosas são responsáveis pela morte de 17 a 20 milhões de pessoas por ano, e quase 300 mil dentre as 10 milhões de pessoas que adquirem uma IH não resistem às bactérias (HEGGENDORNN et al., 2016).

As IRAS são “um importante agravo de saúde pública que, nos últimos anos, tem contribuído no incremento das taxas de morbimortalidade, permanência hospitalar e custos” (FIGUEIREDO, 2012, p. 8). Os centros para controle e prevenção de doenças americanos estimam que 2 milhões de pacientes sofram infecções hospitalares todos os anos e quase 100.000 morrem por erros médicos evitáveis. As infecções adquiridas em hospitais dos Estados Unidos resultam em uma perda financeira aproximada de US\$ 4,5 bilhões com despesas adicionais na assistência médica anual (REED; KEMMERLY, 2009). As IRAS são um problema de saúde pública, uma vez que um tratamento malsucedido gera recidivas ou provoca a morte do paciente. Além disso e em decorrência, a recidiva aumenta os custos da terapia medicamentosa, o tempo de internação e o trabalho dos profissionais da saúde, o que tende a gerar mais demora no atendimento dos demais pacientes (MEYER; PICOLI, 2011).

Apesar dos esforços para impedir o crescimento e disseminação de microrganismos em hospitais, esse tipo de ambiente é um importante reservatório a uma variedade de patógenos, muitos dos quais são microrganismos multirresistentes a antibióticos (QUADROS, 2008; SOLOMON et al., 2017). As IRAS resultam da interação de vários fatores: microrganismos no ambiente hospitalar, estado comprometido¹ do hospedeiro paciente e cadeia de transmissão no hospital, profissionais contaminados, ambiente fechado que favorece a transmissão, mobiliário e equipamentos, vestuário de uso pessoal e profissional como jalecos etc. (QUADROS, 2008; TORTORA; FUNKE; CASE, 2012; SILVA et al., 2013). Bactérias como *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas aeruginosa*, *Kebsiella pneumoniae* e *Enterococcus* spp. se apresentam como os mais importantes agentes de IRAS desde as décadas de 40 e 50 (TORTORA; FUNKE; CASE, 2012).

As IRAS, especialmente em unidades de terapia intensiva, têm como principais vias de transmissão ou fatores de risco o contato direto com a equipe

¹ O hospedeiro comprometido é aquele cuja resistência à infecção está reduzida pela doença ou terapia, e duas condições importantes podem comprometê-lo: a ruptura da pele ou membranas mucosas e o sistema imunológico suprimido. Pacientes imunossuprimidos, como recém-nascidos, pacientes em quimioterapia, ou submetidos a transplantes de órgãos, são exemplos de hospedeiros susceptíveis (TORTORA; FUNKE; CASE, 2012; PIGNATARI; MAMIZUKA, 2013).

hospitalar, contato de um paciente com outro, fômites e sistema de ventilação do hospital (FIGUEIREDO, 2012). Machado et al. (2016, p. 449) consideram que o “ambiente hospitalar requer ventilação com adequada renovação de ar para que sejam minimizadas as emissões que podem gerar malefícios à saúde dos pacientes, funcionários e visitantes”.

Vale ressaltar que a contaminação² pelo ar ocorre por meio de gotículas (tosse, espirro, conversação habitual, aspiração de secreções – a uma distância máxima de um metro – e procedimentos como broncoscopia) ou transmissão aérea por meio de partículas dispersas no ar (com tamanho menor que 5µm de diâmetro) e inspiradas pelos pacientes e profissionais (TORTORA; FUNKE; CASE, 2012). Os principais tipos de infecção hospitalar referem casos de infecção do trato urinário, sítio cirúrgico, trato respiratório superior, bacteremia³ e infecção cutânea (QUADROS, 2008; ARAÚJO, 2013).

A razão principal de IRAS é a existência de inúmeros e variados microrganismos potencialmente patogênicos, muitos deles oportunistas como os que provocam infecções respiratórias em pacientes imunocomprometidos. Muitos desses agentes bacterianos extrapolam a baixa resistência dos pacientes e instalam doenças infecciosas (SANTOS, 2004; PADRÃO et al., 2010). Fletcher et al. (2004) estimam que 1 em 10 pacientes adquire uma infecção durante o tempo em que permanecem internados em hospital.

As infecções relacionadas à assistência à saúde constituem “importante problema em todo o mundo, representando uma grande ameaça para a segurança do paciente” (MORAES et al., 2013, p. 186). Acredita-se que os hospitais brasileiros, em sua maioria, e mesmo os gestores públicos de saúde “enfrentem dificuldades na prevenção dessas infecções, apesar da obrigatoriedade de manterem programas de controle de infecção hospitalar (PCIH), e de declararem a existência de comissões específicas para este fim” (SANTOS, 2006, p. 1). Todavia, uma das formas mais efetivas de prevenção e controle dessas IRAS é a incorporação de ações, pelo

² Contaminação é a presença transitória de micro-organismos em superfícies sem invasão tecidual ou relação de parasitismo. Pode ocorrer em objetos inanimados ou em hospedeiros (MORAES et al., 2013; FOCACCIA et al., 2015; RESENDE et al., 2015).

³ Para Silva e Silva Júnior (2015), um problema comum observado no abuso de antimicrobianos refere-se ao tratamento de pacientes colonizados, em que o tratamento por antibióticos é introduzido devido a uma cultura positiva, apesar de não haver sinais, sintomas ou manifestação visível de infecção. Conhecer a microbiota que coloniza o paciente pode ajudar nos casos em que o tratamento empírico seja necessário. O reconhecimento da colonização anterior à infecção está associado a taxas de tratamento adequado em pacientes que desenvolveram bacteremia.

sistema de saúde brasileiro, relacionadas à assistência em saúde, que reduzam o impacto de suas ocorrências por meio de políticas estabelecidas por governos e administradores hospitalares (OLIVEIRA; SILVA; LACERDA, 2016).

2.2 Unidade de terapia intensiva (UTI)

A unidade de terapia intensiva (UTI) tem, atualmente, um papel decisivo na possibilidade de pacientes gravemente enfermos, por qualquer condição, terem uma esperança e chance de sobrevivência. O aparelhamento e a tecnologia aplicada à assistência hospitalar em UTI “viabiliza[m] o prolongamento da sobrevivência do paciente em situações muito adversas. Este fenômeno é altamente positivo por um lado, por outro, é um dos fatores determinantes do aumento do risco de infecção hospitalar (IH) em pacientes críticos” (SILVA PERNA et al., 2015, p. 119). No entanto, a UTI também pode tornar-se local importante para a ocorrência de IRAS as quais podem diminuir a chance de sobrevivência do paciente internado neste ambiente.

Assim como centros cirúrgicos e sala de parto, a UTI é ambiente onde os pacientes correm maior risco de contaminação por agentes microbianos do que no ambiente externo e pode ser poluído com patógenos liberados a partir de várias fontes (SOLOMON et al., 2017). A UTI representa um ambiente que associa uma gama de fatores que favorecem a ocorrência de infecções hospitalares relacionadas à assistência à saúde, com elevados índices de infecção, de resistência bacteriana e de letalidade (NÓBREGA; CARMO FILHO; PEREIRA, 2013).

Pacientes potencialmente graves, internados neste ambiente, podem contrair infecções hospitalares por vários fatores, entre os quais: a gravidade da doença, recursos tecnológicos necessários para assistência, exposição aos procedimentos invasivos, condições ambientais (ventiladores, cateteres sanguíneos e urinários, drenos), higienização do local, prolongamento do tempo de internação e higienização das mãos dos profissionais, os quais tendem a aumentar o risco de infecção em cinco ou até dez vezes mais nesses pacientes (FIGUEIREDO, 2012; DRESCH et al., 2018).

O ar do ambiente interno pode ser considerado como fonte de propagação de microrganismos. A relevância do ambiente hospitalar como fonte de transmissão de agentes infecciosos foi associada à contaminação do ar com esporos de *Aspergillus*. Nos dias atuais, foi demonstrado que vários outros microrganismos podem ser transmitidos por aerossóis, tais como *Staphylococcus aureus* metilicina resistente,

Pseudomonas aeruginosa, *Klebsiella pneumoniae* e *Mycobacterium tuberculosis*, muitas vezes responsáveis por surtos nosocomiais relacionados à contaminação ambiental (PEREIRA et al., 2005).

As infecções adquiridas em UTI “diferem das outras infecções adquiridas em outras unidades no seu sítio de infecção, microrganismos envolvidos, perfil de sensibilidade, além da frequência” (FIGUEIREDO, 2012, p. 45). No Brasil, apesar da legislação a respeito da ocorrência das IRAS, os dados referentes às mesmas ainda são pouco divulgados por não serem consolidados por muitos hospitais, o que tem dificultado um diagnóstico que retrate a dimensão atual do problema no país (GUIMARÃES; VIEIRA, 2014; VALADARES et al., 2017).

Os principais agentes etiológicos de infecção em UTI, segundo Figueiredo (2012), são: *Pseudomonas aeruginosa* (13%), *Staphylococcus aureus* (12%), *Staphylococcus coagulase negativo* (10%), *Enterococcus spp* (8%) e *Candida spp* (10%), além do *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina – MRSA (3,51%). Entre os agentes mais frequentemente envolvidos na etiologia das infecções estão: *Enterobacteriaceae* (34%), *Staphylococcus aureus* (30%), *Pseudomonas aeruginosa* (29%), *Staphylococcus coagulase negativo* (19%), *Acinetobacter baumannii* (15,79), *Enterococo* (12%) e *Klebsiella pneumoniae* (10,53%). Entre as infecções mais comuns contraídas em UTI estão: pneumonia (46,9%), infecções do trato respiratório inferior (17,8%), trato urinário (17,6%) e da corrente sanguínea (12%). O acesso venoso central, ventilação mecânica, traqueostomia, sonda nasogástrica e tempo de permanência na UTI foram os fatores de risco elencados como mais importantes para ocorrência da infecção hospitalar.

O tratamento destas doenças é realizado por uma combinação de terapia de amplo espectro, isto é, dois antibióticos como terapêutica inicial para alguns tipos de infecções com suspeitas de risco de contaminação por microrganismos resistentes, visando reduzir a possibilidade de morte em pacientes gravemente enfermos, embora os antibióticos possam exercer pressão seletiva potencial e, dessa forma, impulsionar a resistência (SANTOS, 2004). Segundo Silva e Silva Júnior (2015), os antibióticos são as drogas mais empregadas em UTIs e permitem reduzir as taxas de morbidade e mortalidade, mas seu uso indiscriminado e prolongado é um dos fatores envolvidos no surgimento de bactérias multirresistentes, cuja incidência é crescente em todos os continentes.

A Anvisa (2004) destaca, como transtornos consequentes da infecção hospitalar, a significativa letalidade vinculada, direta ou indiretamente, a taxas de morbidade e mortalidade; tempo de internação estendido; aumento de custos (para a instituição e os pacientes e familiares) e ameaça da possibilidade de disseminação de bactérias multirresistentes.

A Resolução n. 50, de 21 de fevereiro de 2002 (BRASIL, 2002), aprovou o Regulamento Técnico que norteia o planejamento, programação, elaboração, avaliação e aprovação de projetos físicos de estabelecimentos assistenciais de saúde a ser observado em todo o território nacional, na área pública e privada. A Resolução-RDC nº 7, de 24 de fevereiro de 2010 (BRASIL, 2010a), dispõe sobre os requisitos mínimos para funcionamento de Unidades de Terapia Intensiva, prevendo que a infraestrutura física contribua para a “manutenção da privacidade do paciente, sem, contudo, interferir na sua monitorização” (Art. 10).

Na infraestrutura física, pela Resolução RDC nº 7 (BRASIL, 2010a), as Unidades de Terapia Intensiva Adulto, Pediátrica e Neonatal devem ocupar salas distintas e exclusivas e, caso essas unidades sejam contíguas, os ambientes de apoio podem ser compartilhados entre si. Destaca, porém, que nas UTI Pediátricas Mistas deve haver separação física entre os ambientes de UTI Pediátrica e UTI Neonatal.

Quanto aos recursos humanos que atuam em UTI, um responsável técnico médico, um enfermeiro coordenador da enfermagem e um fisioterapeuta coordenador da fisioterapia, bem como seus respectivos substitutos, devem ser formalmente designados; além disso, uma equipe multiprofissional, legalmente habilitada, a ser dimensionada, quantitativa e qualitativamente, de acordo com o perfil assistencial, a demanda da unidade e legislação vigente (BRASIL, 2010a, Art. 14).

A Resolução RCD n. 7 (BRASIL, 2010a, Art. 17), visando ao aperfeiçoamento dos profissionais que atuam em UTI e dar provisão de equipamentos e utensílios usados nesse ambiente, propõe que a equipe participe de programas de educação continuada, contemplando, no mínimo: normas e rotinas técnicas da unidade; incorporação de novas tecnologias; gerenciamento dos riscos inerentes às atividades e segurança de pacientes e profissionais; e prevenção e controle de infecções relacionadas à assistência à saúde. Uma UTI também deve manter em seu ambiente materiais e equipamentos íntegros, limpos e prontos para uso permanente ou eventual, de acordo com a faixa etária e biotipo do paciente (BRASIL, 2010a, Art. 50).

Entre os fatores de risco para contrair IRAS estão: as condições ambientais, a higienização, o estado de saúde do paciente, o tempo de internação, o uso abusivo de antibióticos que contribuem para a debilidade do paciente internado e a resistência antimicrobiana (RIBAS et al., 2009); o tempo de permanência em UTI é um dos fatores de risco de grande importância. Segundo Figueiredo (2012), pacientes internados em UTI por 3 a 4 dias estavam três vezes mais propensos a adquirir infecção do que os admitidos por 1 a 2 dias. Para pacientes internados em UTI por 5 a 6 dias, o risco de infecção foi duas vezes maior, e aqueles internados por pelo menos 21 dias estavam 33 vezes mais propensos a contrair infecções do que aqueles que estiveram por 1 a 2 dias.

Em unidades de terapia intensiva, a disseminação e a aquisição de IRAS é maior que em outras unidades de atendimento de um hospital. Os pacientes têm de 5 a 10 vezes mais probabilidade de contrair infecção (GUSMÃO; DOURADO; FIACCONE, 2004) e representam mais de 20% de todas as infecções adquiridas no hospital (FIGUEIREDO, 2012), quer pela sua condição clínica, quer pela maior variedade de procedimentos invasivos (cateterização, intubação traqueal e cateteres intravasculares, sonda vesical), uso frequente de medicamentos imunossupressivos e de antibioticoterapia, o que lhes confere maior suscetibilidade às infecções.

Essas infecções, geralmente, são consideradas graves nessas unidades de alta complexidade, com pacientes em estado crítico, comprometidos e debilitados. Além disso, períodos de internação prolongados, pacientes acamados e imunodeprimidos, colonização por microrganismos resistentes, prescrição excessiva de antimicrobianos e condições ambientais (ambiente fechado) desfavoráveis contribuem para a seleção natural de bactérias e representam uma situação importante que interfere na morbimortalidade (PADRÃO et al., 2010; DRESCH et al., 2018).

Em UTI, as taxas de IRAS variam de 18 a 54%, cerca de 5 a 10 vezes maiores que em outras unidades de internação hospitalar; respondem por 5 a 35% de todas as infecções hospitalares e por 90% dos surtos nessa unidade; as taxas de mortalidade comumente variam de 9 a 38%, mas podem atingir 60% devido à incidência de infecção hospitalar (OLIVEIRA; KOVNER; SILVA, 2010, tela 99). Esposito e Leone (2007) consideram que de 5 a 10% dos pacientes internados em UTI contraem uma ou mais infecções, das quais três são consideradas responsáveis por mais de 60% de todas as infecções nosocomiais: pneumonia, infecção do trato

urinário e infecção primária da corrente sanguínea, associadas ao uso de dispositivos médicos. Quase 70% das infecções são devidas a microrganismos resistentes a um ou mais antibióticos (MDR). Essa resistência é favorecida, em sua maioria, por terapia antibiótica inapropriada; a necessidade de modificar a prescrição para continuar o tratamento aumenta substancialmente o risco de mortalidade.

O ambiente hospitalar, especialmente áreas críticas como UTIs que acolhem pacientes em estado de saúde debilitado, favorece a multiplicação e disseminação de microrganismos potencialmente patogênicos, ou bactérias multirresistentes, com incidência de infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS). Essas infecções impactam a letalidade hospitalar, duração da internação, ampliação de custos e aumento das “condições de indivíduos cada vez mais graves e imunocomprometidos, somado ao surgimento da resistência a antimicrobianos” (PADOVEZE; FORTALEZA, 2014, p. 996); também “representam uma das principais causas de morbidade e mortalidade aos usuários do sistema de saúde. Apesar dos esforços para melhorar os métodos de prevenção e de controle, a sua prevalência permanece em alta” (NÓBREGA; CARMO FILHO; PEREIRA, 2013, p. 697). Esse quadro confere às IRAS relevância na saúde pública como um problema grave e um desafio, que exigem ações efetivas de prevenção e controle (FESTUCCIA et al., 2013).

A UTI representa menos de 10% do total de leitos na maioria dos hospitais norte-americanos, entretanto mais de 20% das infecções hospitalares são adquiridas nesse ambiente, e “infecções e sepse adquiridas na UTI são responsáveis por morbidade, mortalidade e despesas substanciais aos serviços de saúde” (DRESCH et al., 2018, p. 86). Cordeiro et al. (2015, p. 161) acentuam que as “superfícies de equipamentos na unidade de terapia intensiva são fontes potenciais de infecção e veículos de contaminação para a equipe de saúde e o paciente”. Dresch et al. (2018) destacam que a contaminação de superfícies dos equipamentos desse ambiente contribui para a incidência de infecções hospitalares através da contaminação cruzada por parte dos profissionais da saúde. Pesquisas em hospitais americanos de cuidados agudos revelaram que, diariamente, cerca de 1 em 25 pacientes apresentam pelo menos uma infecção associada aos cuidados de saúde (RUTALA; WEBER, 2013; RAMPHALL et al., 2014).

Por isso, as unidades de terapia intensiva requerem cuidados especiais quanto ao rigor na limpeza e desinfecção de equipamentos e de sua estrutura física, uma vez que estes elementos favorecem a disseminação de agentes patogênicos

(CORDEIRO et al., 2015). Além da estrutura física e dos equipamentos manipulados, coletiva e repetidamente, pela equipe que assiste os pacientes, outros fatores potencialmente veiculadores ou favorecedores do surgimento de microrganismos, de transmissão bacteriana ou de infecção coexistem nos ambientes de UTI, alguns se apresentando como potenciais reservatórios de microrganismos patogênicos: estado clínico desfavorável dos pacientes, maior suscetibilidade a risco de infecções, uso de ventilação mecânica, cateteres vesicais e dispositivos intravenosos, roupas de uso pessoal, entre outros (CORDEIRO et al., 2015; DRESCH, 2018). A esses fatores aliam-se outros como a “capacidade de os microrganismos sobreviverem em superfícies inanimadas, a dificuldade de remoção dos patógenos e a falta de limpeza específica desses ambientes”, que reforçam indícios de que “superfícies hospitalares representam fontes de colonização e de disseminação de patógenos” (DRESCH, 2018, p. 86). Festuccia et al. (2013, p. 411) corroboram que “as superfícies inanimadas representam uma fonte de risco para transmissão direta de microrganismos aos pacientes, mas podem contribuir para a contaminação/infecção cruzada secundária, por meio das mãos dos profissionais de saúde”.

Como abriga pacientes debilitados que requerem assistência médica, de enfermagem, laboratorial e radiológica ininterrupta em ambiente fechado, a UTI é uma unidade aparelhada com equipamentos e utensílios permanentes, tais como aparelhos telefônicos, bancadas de preparo de medicações, teclados de computadores, oxímetro de pulso, glicosímetros, eletrocardiógrafo, monitor de pressão arterial, ventiladores, instrumentos clínicos como cateteres sanguíneos e urinários, entre outros (FREITAS, 2010; CORDEIRO et al., 2015; DRESCH, 2018). Alguns procedimentos médicos, especialmente os invasivos (cateterização urinária e intravascular, intubação traqueal, ventilação mecânica, habitualmente realizados em UTI), representam “fatores de risco responsáveis por um grande número das infecções” (FREITAS, 2010, p. 18).

Por esse motivo, são mais frequentes os casos de infecções em UTI quando comparadas com os demais setores do hospital. Brasil (2017, p. 20) aponta, por exemplo, os fatores de risco em pneumonia relacionada à assistência à saúde, agrupados em quatro categorias: colonização aumentada da orofaringe e estômago por microrganismos; aspiração do trato respiratório ou refluxo do trato gastrointestinal (intubação endotraqueal, uso de sonda nasogástrica, imobilização etc.); uso prolongado de ventilação mecânica com exposição potencial a dispositivos

respiratórios e contato com mãos contaminadas ou colonizadas; e hospedeiro: idade extremada, desnutrição, condições de base graves, incluindo imunossupressão.

Os patógenos neles podem instalar-se e persistir em suas superfícies por meses, transformando-se em fonte contínua de transmissão se os equipamentos, instrumentos ou utensílios não receberem desinfecção ou higienização regular, permanente e apropriada como forma de prevenção e controle das infecções hospitalares, visando à melhor qualidade dos serviços e à maior segurança na assistência, tanto dos pacientes, quanto dos profissionais (CORDEIRO et al., 2015). Embora a alta tecnologia empregada nas unidades de terapia intensiva objetive prolongar a sobrevivência dos pacientes, o que se observa, todavia, é o “aumento do risco de infecção hospitalar nos pacientes criticamente enfermos” internados nessas unidades (FIGUEIREDO, 2012, p. 90).

A disseminação de bactérias, entre elas as resistentes a antimicrobianos, ocorre tanto no ambiente hospitalar quanto na comunidade. Quando se trata de controlar infecção em ambiente hospitalar, “deve-se considerar a unidade de terapia intensiva como local prioritário de monitoramento e vigilância de IRAS, pois esta é uma manifestação frequente no paciente internado nessa unidade, representando grave risco de comprometimento” (FREITAS, 2010, p. 18). Torna-se, pois, imperioso constituir um planejamento, um programa e a implementação de protocolos específicos e de medidas bem estabelecidas de prevenção à disseminação de infecções ou propagação de microrganismos que põem em risco a saúde dos pacientes admitidos em UTI e dos profissionais que atuam nesse ambiente.

2.2.1 Resistência

A descoberta dos antibióticos revolucionou a história da humanidade em muitos aspectos da medicina. Todavia, o uso indiscriminado dessas drogas, especialmente em ambientes hospitalares, “facilitou a capacidade de algumas bactérias adquirirem resistência como meio natural de sobrevivência” (SILVA; CAMARGO, 2016, p. 403). É alto seu consumo em unidades de terapia intensiva: a terapia empírica inicial com antibióticos de amplo espectro reduz as taxas de mortalidade, mas a maioria dessas drogas é usada de forma inadequada, o que possibilita o aumento de bactérias multirresistente (SILVA; SILVA JUNIOR, 2015).

Dados coletados por Silva e Silva Júnior (2015) entre 2004 e 2009 sobre infecções da corrente sanguínea em UTIs em vários países mostraram que isolados de *Staphylococcus aureus* eram resistentes à meticilina em 84,4% dos casos, 100% dos casos de *Pseudomonas aeruginosa* expressaram resistência à cefepime e 47,2% a carbapenêmicos; 76,3% de casos de *Klebsiella pneumoniae* e 66,7% de *Escherichia coli* foram resistentes à ceftriaxona, e 55,3% dos casos de *Acinetobacter baumannii* eram resistentes a carbapenemas. Segundo Pascoal (2014, p. 55), “estudos realizados entre 2008 e 2011, em 29 países da União Europeia (UE), mostram um aumento da resistência aos antibióticos nas bactérias Gram negativo, particularmente nas estirpes de *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* e *Pseudomonas aeruginosa*”.

Assim, o uso de antibióticos tem sido acompanhado pelo aparecimento de cepas de bactérias resistentes e de gerações de microrganismos resistentes, com distribuição na biosfera como processo de pressão seletiva devido ao incessante mau uso ou subutilização dessas drogas pelos seres humanos. Essa resistência aos antibióticos é “um fenômeno natural que representa uma séria ameaça à saúde pública, levando ao aumento dos custos com os cuidados de saúde, ao insucesso terapêutico e, por vezes, à morte” (PASSADOURO et al., 2016, p. 737).

A emergência de cepas resistentes a múltiplas drogas em ambiente hospitalar, particularmente em países em desenvolvimento, é um problema para o tratamento de infecção (SOLOMON et al., 2017). Por isso, a resistência bacteriana tem sido considerada um problema frequente e importante no ambiente hospitalar (SEIBERT et al., 2014). A resistência de microrganismos gera dificuldades à terapia, prolonga a permanência nas UTIs e aumenta a morbimortalidade (NÓBREGA; CARMO FILHO; PEREIRA, 2013).

Na abrangência dessa resistência, as bactérias produtoras de carbapenemase (BPC) tornaram-se um desafio e extrema preocupação nos serviços de saúde, uma vez que “sua ocorrência esteve relacionada com pior desfecho clínico e risco de surtos em unidades críticas, com mortalidade variando de 44 a 30,1% em pacientes infectados, sendo que, no caso de bacteriemias, a taxa é de 50% em até 14 dias” (RESENDE et al., 2015).

A resistência aos carbapenêmicos pode reunir diversos mecanismos que atuam em conjunto ou isoladamente: modificação na permeabilidade da membrana, presença de bomba de efluxo associada com hiperprodução de betalactamases ESBL e AmpC e produção específica de carbapenemases (ALMEIDA, 2013). A emergência

de resistência é devida a dois fatores principais: presença do gene que codifica a transcrição de enzima responsável pela lise do carbapenêmico e baixa absorção da droga devido à deficiência de porinas e fraca afinidade pelo antimicrobiano – mecanismos que representam um obstáculo para definir uma terapêutica adequada e eficiente (ALMEIDA, 2013; RESENDE et al., 2015).

But et al. (2017, p. 813), em estudo sobre a epidemiologia e os fatores de risco de mortalidade em pneumonia associada à ventilação mecânica (PAV), demonstraram que o agente predominante foi o *Acinetobacter baumannii*, isolado em 290 pacientes (69,3%) e a resistência a carbapenem foi encontrada em 99,4% das cepas de *A. baumannii*, sendo esses agentes mais suscetíveis à colistina. As taxas de resistência de cepas de *A. baumannii* a outros antimicrobianos foram: meropenem 99,7%, piperacilina/tazobactam 99,3%, amicacina 93,1%, ciprofloxacina 99,7%, e ceftazidima 99,3%. Outros agentes isolados e tidos como agentes causadores da PAV foram a *Pseudomonas aeruginosa* e *Klebsiella pneumoniae*. As taxas de resistência de cepas de *P. aeruginosa* isoladas aos antimicrobianos utilizados foram: meropenem 54,1%, piperacilina/tazobactam 52,7%, amicacina 29,7%, ciprofloxacina 50%, ceftazidima 45,9% e colistina 1,4%.

Bactérias Gram-positivas e Gram-negativas têm características estruturais diferentes (NÓBREGA 2011), que apontam os mecanismos de resistência inicial. Os alvos dos agentes antimicrobianos localizam-se na “parede celular, membrana citoplasmática ou dentro do citoplasma. Nas bactérias Gram-negativas, a parede celular pode fornecer uma barreira intrínseca adicional que impede que as drogas alcancem seus alvos” (NÓBREGA; CARMO FILHO; PEREIRA, 2013, p. 17). Quando uma bactéria é intrinsecamente resistente a um antibiótico ou adquire resistência por meio da aquisição de genes plasmidiais ou por mutações, essa resistência indica mudança em sua composição genética de que decorre atividade antimicrobiana diminuída, mas insuficiente para inutilizar totalmente a ação da droga.

Os principais mecanismos de resistência bacteriana incluem: limitação da concentração intracelular do antimicrobiano pelo influxo diminuído ou efluxo aumentado, neutralização do agente antimicrobiano por enzimas, alteração do sítio de ligação do antibiótico e eliminação do alvo pela criação de vias metabólicas novas. Dessa forma, uma bactéria pode possuir um ou múltiplos mecanismos de resistência contra um único agente ou classes de agentes, ou uma única mudança pode conduzir

à resistência a diversos agentes antimicrobianos diferentes ou da mesma classe (NÓBREGA, 2011; SOLOMON et al., 2017).

Todavia, entende-se que os mecanismos de resistência são variáveis. Alguns desses mecanismos, disseminados entre as bactérias, visam diretamente à destruição do antibiótico aplicado: enzimas como as β -lactamases destroem as penicilinas e cefalosporinas, e enzimas modificadoras inativam o cloranfenicol e aminoglicosídeos, como estreptomicina e gentamicina (NÓBREGA, 2011).

Uma primeira estratégia empregada por muitas bactérias refere-se à mudança do sítio de ação dos antimicrobianos por meio de mutações espontâneas que alteram a proteína-alvo do agente antibacteriano. Essas mutações são modificações ou eliminação do sítio de ligação, como a proteína ligadora de penicilina, resultando em uma proteína modificada, mas funcional. Da mesma forma, pode haver aumento na produção de enzimas que alteram a ação dos antimicrobianos (NÓBREGA, 2011).

O intercâmbio genético corresponde a outro mecanismo de resistência. As bactérias trocam elementos genéticos móveis, genes codificadores de enzimas capazes de inativar os antimicrobianos e inibir sua atividade antibacteriana. A troca de material genético inclui conjugação, transdução e transformação (MURRAY; ROSENTHAL; PFALLER, 2015; MURRAY; ARIAS; NANNINI, 2015).

Uma terceira forma de resistência visa ao modo como o medicamento é transportado: um efluxo ativo de droga medeia a resistência às tetraciclínas, cloranfenicol e as fluoroquinolonas.

O quarto tipo de mecanismo de resistência visa alterar o alvo intracelular da droga como o ribossomo, enzimas metabólicas ou proteínas envolvidas na replicação do DNA ou síntese da parede celular, tornando a droga incapaz de inibir uma função vital na célula microbiana (LEVY; MARSHAL, 2004). A troca de genes é habilidade natural das bactérias: genes de resistência, que codificam enzimas betalactamases, por exemplo, podem ser transmitidos de uma bactéria a outra por vários mecanismos, tais como plasmídeos, bacteriófagos ou transposons de DNA.

Na prática, uma ampla variedade de mecanismos pode responder pela resistência bacteriana aos antibióticos (DABUL, 2014). Entretanto, a intensa troca de genes de resistência, elevando os níveis de resistência, provocou o surgimento de “superbactérias”, com maior morbidade e mortalidade. Essas superbactérias são consideradas resistentes (ou multirresistentes) a todos os antibióticos disponíveis. A

expressão multirresistência ou resistência multidroga (MDR) designa a resistência a três ou mais classes de antibióticos (LEVY; MARSHAL, 2004).

Nesses casos, restam aos médicos poucas ou limitadas opções de tratamento com antibióticos (primeira linha e segunda linha), sendo forçados a utilizar antibióticos potentes que podem ser mais caros, menos eficazes e, sobretudo, mais tóxicos para o paciente. O surgimento de organismos multirresistentes “juntamente com uma escassez alarmante de novas classes de antimicrobianos desenvolvidas pela indústria farmacêutica, tem obrigado a comunidade da área de saúde a otimizar o potencial terapêutico de antimicrobianos atualmente disponíveis” (ALMEIDA, 2013, p. 1).

Enterobacter e *K. pneumoniae* destroem até mesmo as mais recentes gerações de antibióticos de penicilina e cefalosporinas, redundando no aumento de linhagens contendo betalactamases que inativam os antibióticos carbapenêmicos⁴, de amplo espectro de atividade contra cocos e bacilos Gram-positivos e Gram-negativos, aeróbios e anaeróbios, e que, muitas vezes, seriam o "último recurso" em infecções hospitalares graves dessas bactérias Gram-positivas e Gram-negativas (LEVY; MARSHAL, 2004).

As *Enterobacteriaceae* resistentes a carbapenem (CRE) estão entre os principais patógenos no mundo todo e, particularmente nos Estados Unidos, a produção de carbapenemases de *Klebsiella pneumoniae* (KPCs) é o mecanismo predominante da resistência aos carbapenêmicos. Até recentemente, as opções de tratamento contra infecções devido a CRE em geral, e *Enterobacteriaceae* produtoras de carbapenemase (CPE) em particular, eram limitadas (HAIDAR et al., 2017). De acordo com o CLSI (2915, 2019), a maioria das KPC isoladas não manifesta completa resistência aos carbapenêmicos, como imipenem e meropenem, que apresentam uma Concentração Inibitória Mínima (CIM) de 2-8 µg/mL. No entanto, foram registrados relatos de que a CIM de carbapenêmicos se elevou para concentrações superiores a 64 µg/mL em aproximadamente 20% das estirpes KPC detectadas nos EUA (COTRIM; ROCH; FERREIRA, 2012).

O surgimento das bactérias produtoras de carbapenemase (BPC) produziu um desafio para o tratamento das infecções adquiridas no ambiente hospitalar, associado à escassez de opções terapêuticas (RESENDE et al., 2015). A resistência

⁴ Os antimicrobianos carbapenêmicos são β-lactâmicos que apresentam anel carbapênico de forte ação sobre bactérias Gram-positivas e Gram-negativas. O antibiótico se liga a uma proteína fixadora de penicilina presente na parede bacteriana, provocando sua lise osmótica (SBP, 2013).

de bacilos Gram-negativos resistentes a cefalosporinas de amplo espectro no ambiente hospitalar tem exigido a administração de betalactâmicos mais potentes, como os carbapenêmicos que são importantes opções terapêuticas no tratamento de infecções nosocomiais. À medida que se concentram os carbapenêmicos no ambiente hospitalar, porém, aumenta a pressão seletiva sobre a microbiota nosocomial, favorecendo a seleção de subpopulações de microrganismos com sensibilidade diminuída ou resistentes a esses antimicrobianos. Amostras bacterianas de *P. aeruginosa* e *Acinetobacter* spp. resistentes à maioria dos agentes antimicrobianos e sensíveis somente à polimixina B foram isoladas pelos laboratórios de microbiologia clínica em hospitais brasileiros (AVISON et al., 2001; MARRA et al., 2011).

O advento de bactérias resistentes ou multirresistentes em ambiente hospitalar tem-se revelado progressivo nas últimas décadas e se constitui em uma ameaça à saúde pública mundial (PASCOAL, 2014). A resistência decorre do uso indiscriminado e inapropriado dos antimicrobianos, quer em âmbito hospitalar, quer na comunidade (SANTOS, 2004). Acrescentam-se a esta ocorrência outras habituais em situações de emergência: “a inobservância e/ou a baixa conformidade com os protocolos/medidas de controle de infecção, pela prioridade de se manter[em] as funções vitais do paciente” (OLIVEIRA et al., 2012, p. 184), a frequente superlotação de pacientes, proximidade entre os leitos, sobrecarga de trabalho da equipe médica e a má distribuição dos recursos hospitalares, o que potencializa o risco de o paciente desenvolver complicações sérias relacionadas à assistência em saúde. Além disso, “a resistência aos antibióticos se desenvolve como uma natural consequência da habilidade da população bacteriana de se adaptar” (SANTOS, 2004, p. 65).

As infecções vinculadas à assistência à saúde geradas por microrganismos resistentes a múltiplos antimicrobianos são cada vez mais prevalentes em hospitais, cuja gravidade e extensão são variáveis conforme a população afetada e a instituição em que são encontradas (MORAES et al., 2013). As taxas de resistência a patógenos que causam infecções associadas aos cuidados de saúde aumentam de modo significativo, principalmente entre organismos Gram-negativos, como *P. aeruginosa*, *Acinetobacter baumannii* e *K. pneumoniae* (MARRA et al., 2011). Essas infecções podem decorrer da contaminação por diversos microrganismos resistentes aos antimicrobianos, entre os quais estão o *Staphylococcus aureus* e *S. Epidermidis*, resistentes à oxacilina/meticilina; o *Enterococcus* spp., resistente à vancomicina; as

Enterobacteriaceae, resistentes a cefalosporinas de terceira geração e as *P. aeruginosa*, resistentes a carbapenêmicos (GARCIA, 2011; ALMEIDA, 2013).

Na Europa e América do Norte, o *S. aureus* resistente à meticilina (MRSA), o *Streptococcus pneumoniae* não susceptível à penicilina (PNSSP), enterococos resistentes à vancomicina (VRE) e *Enterobacteriaceae* produtoras de betalactamase de espectro ampliado (ESBL) têm surgido e se têm espalhado por hospitais e comunidades (SANTOS, 2004). Os antibióticos betalactâmicos são o grupo de antibióticos mais empregados no “tratamento de infecções por bactérias Gram negativo, já que apresentam eficácia terapêutica e baixa toxicidade. Englobam as penicilinas, cefalosporinas, monobactâmicos e carbapenemos” (PASCOAL, 2014, p. 55). Todavia, nos últimos anos, têm aparecido estirpes bacterianas produtoras de β -lactamases de espectro expandido (*Extended-Spectrum β -Lactamase-ESBL*).

Segundo Nóbrega, Carmo Filho e Pereira (2013), as infecções causadas por *A. baumannii* e *P. aeruginosa* estão entre as mais temidas. A alta resistência desses microrganismos dificulta o tratamento devido à escassez de opções terapêuticas e diagnóstico complexo. Isso também faz refletir que essa elevada resistência aos antimicrobianos transformou os hospitais em ambientes potencialmente perigosos a usuários e pacientes susceptíveis a infecções que podem ser fatais, como as IRAS graves associadas a bactérias multirresistentes como *P. aeruginosa*, *Klebsiella pneumoniae* e *A. baumannii* (OLIVEIRA et al., 2016). O patógeno *Pseudomonas aeruginosa* é, inclusive, a expressão de muitos genes de virulência (PNAS, 2019).

A administração excessiva e inadequada de antimicrobianos é prevalente e, ao mesmo tempo, trágica em países como o Brasil. Caracteriza-se como uma “prática responsável pela emergência de resistência bacteriana, recursos limitados para a aquisição de antimicrobianos, higiene precária e procedimentos de prevenção e controle de infecções pouco eficientes nos hospitais” (RIBAS et al., 2009, p. 194). Além disso, a resistência antimicrobiana produz alta morbidade, mortalidade e falta de opção terapêutica para o tratamento diante de alguns microrganismos causadores da infecção, além de gerar custos mais elevados aos hospitais e ao sistema de saúde decorrentes do tempo dilatado de internação (OLIVEIRA et al., 2012; OLIVEIRA; SILVA; LACERDA, 2016).

Isso vem ao encontro, também, de uma forte necessidade da elaboração de programas de vigilância sanitária para definir a distribuição de espécies e os padrões de resistência de patógenos causadores de infecções nosocomiais e auxiliar a equipe

médica na escolha da terapia antimicrobiana mais adequada para pacientes hospitalizados (MARRA et al., 2011).

Com o objetivo de estabelecer mecanismos de controle sobre a resistência microbiana (RM) em Serviços de Saúde e diminuir, em âmbito nacional, a incidência de IRAS, a Anvisa propôs, em 2013, um Programa Nacional de Prevenção e Controle de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (PNPCIRAS) para o período 2013-2015 (BRASIL, 2013a), com destaque a IRAS da corrente sanguínea.

Como estratégias, para 2013, a Anvisa (BRASIL, 2013a) propôs consolidar o sistema de vigilância epidemiológica das infecções primárias da corrente sanguínea (IPCS) em todo serviço de saúde que possui unidade de terapia intensiva e implantar sistema de vigilância epidemiológica; para 2014, entre outras, elaborar manual operacional, atualizar guia específico de prevenção IPCS, realizar eventos regionais para capacitação e coordenação das ações de melhoria de processo para os hospitais-alvo, implantar pacotes de medidas para prevenção de IPCS; para 2015, fazer parceria com os estados, em ações de hospitais que se encontram no percentil 90 e acima (em referência aos dados de ISC de 2014), realizar eventos regionais para capacitação e coordenação de ações de melhoria de processo referentes à prevenção de infecções do sítio cirúrgico (ISC).

Como meta, o Programa (BRASIL, 2013a) tinha em vista que 100% dos estados tivessem um plano operativo para alcance das metas pactuadas até 2014. As metas referiam identificar a situação epidemiológica dos agentes etiológicos de IPCS nos hospitais participantes do sistema de vigilância epidemiológica. Entre as ações estratégicas estavam a consolidação do monitoramento de microrganismos de IPCS, avaliação do uso do sistema de Gerenciamento de Análises Laboratoriais (GAL) para monitoramento de microrganismos MDR.

Entretanto, em que pese a tentativa de se efetivar o Programa em suas estratégias, metas e ações, é importante acrescentar que, diante do perfil dos pacientes de UTI e das características desta unidade, a vigilância epidemiológica não consegue cumprir uma rotina nas instituições de saúde, quer pela escassez de pessoal em quantitativo e em capacitação, quer pela escassez de recursos ou de dados e indicadores que ofereçam suporte à “priorização do pronto atendimento, como uma unidade de importância epidemiológica para prevenção e controle das IPCS e redução da disseminação da resistência bacteriana e, sobretudo, garantia da qualidade assistencial” (OLIVEIRA et al., 2012, p. 184). Acrescenta-se a estes

aspectos, a monitorização muitas vezes ineficiente do paciente atendido em UTI por carência de parâmetros de comparação e desconhecimento dos fatores de risco associados à colonização de patógenos, o que inviabiliza uma avaliação correta da qualidade assistencial dessas unidades.

Estima-se que cerca de um terço das infecções hospitalares poderia ser evitado. Programas sobre medidas profiláticas estão entre os principais desafios para o gerenciamento de hospitais. O uso racional de antibióticos, com monitoramento especialmente daqueles de amplo espectro, é extremamente importante para se evitar o aumento da resistência bacteriana, bem como estimular e implantar a adoção efetiva de medidas preventivas e educativas. “Apesar dos programas de vigilância epidemiológica e medidas preventivas existentes, o risco de desenvolvimento de IH continua a ser inaceitavelmente alto”⁵ (HEGGENDORNN, 2016, p. 29).

Silva e Silva Júnior (2015, p. 1) sugerem que as melhores opções para a redução da emergência de cepas resistentes, especialmente em UTIs, é o emprego racional de estratégias antimicrobianas, tais como: praticar o descalonamento⁶; evitar o tratamento de colonização; avaliar os níveis séricos de antimicrobianos e a duração adequada do tratamento com antibióticos; e usar marcadores biológicos como procalcitonina, que permite diferenciar casos de etiologia infecciosa de não infecciosa.

2.2.2 Medidas de prevenção

As principais infecções relacionadas com o ambiente hospitalar referem-se ao trato urinário, pneumonia (PAV), infecção de sítio cirúrgico (manipulação de tecidos contaminados de pacientes, contato com instrumentos e equipamentos) e corrente sanguínea (BRASIL, 2010b; DRESCH et al., 2018). Em UTIs de adultos predomina a pneumonia, enquanto em neonatos prevalece a sepse ou infecção generalizada.

As mãos dos profissionais da saúde são um dos principais meios de transmissão cruzada em ambientes hospitalares (MEDRADO, 2012; VILARINHO et al., 2015): na transmissão epidêmica de microrganismos resistentes, as “mãos dos

⁵ Texto original: “Despite the epidemiological surveillance programs and existing preventive measures, the risk for development of NI remains unacceptably high.” (Tradução livre da autora).

⁶ O descalonamento é o ajuste do regime antimicrobiano de acordo com os resultados da cultura, ou seja, a troca de um regime de mais drogas e/ou de drogas com um espectro mais amplo por outro regime com menos drogas e/ou drogas com um espectro menos amplo (mais restrito), mas mais sensível no antibiograma (SILVA; SILVA JÚNIOR, 2015).

profissionais de saúde constituem a principal ponte entre o paciente colonizado e aquele que anteriormente não tinha tal status” (ALMEIDA JÚNIOR; BOSZCZOWSKI; COSTA, 2008, p. 27). Este fato aponta que a falta de cuidados de rotina e adesão à lavagem das mãos por parte de profissionais que prestam assistência à saúde representam um agravamento da contaminação pela capacidade de a pele “abrigar microrganismos e transferi-los de uma superfície para outra, por contato direto, pele com pele, ou indiretamente, por meio de objetos que culminam na contaminação do paciente” (SOARES, 2017, p. 8).

De modo semelhante, as superfícies de equipamentos e instalações são consideradas elementos que contribuem para a contaminação cruzada secundária, embora com baixo risco de transmissão direta de infecção: “[...] equipamentos, utensílios para alimentação, comadres, termômetros, bacias, roupas de cama e roupas de uso pessoal também podem ser considerados reservatórios de microrganismos patogênicos e, como são objetos frequentemente manuseados, colaboram para a transmissão dos patógenos” (DRESCH et al., 2018, p. 86). Essa contaminação se dá pelo contato das mãos dos profissionais de saúde com as superfícies desses instrumentos ou equipamentos que podem estar contaminadas; posteriormente, acabam por contaminar os pacientes e outras locais.

Sabe-se que medidas preventivas podem minimizar os fatores de risco modificáveis das infecções hospitalares em UTI, como pneumonias relacionadas à assistência à saúde, principalmente aquelas associadas à ventilação mecânica. Algumas medidas de prevenção ao agravo à saúde poderiam englobar: medidas gerais, medidas específicas recomendadas para prevenção de pneumonia; outras medidas de prevenção (BRASIL, 2013a, 2017).

Entre essas medidas, enquadram-se as ações gerais de prevenção e controle de IRAS (BRASIL, 2017), tais como: padronizar a implantação e manutenção de dispositivos invasivos; acompanhar a execução de procedimentos e adotar indicadores de resultado e avaliação criteriosa da estrutura; realizar vigilância epidemiológica das IRAS de modo efetivo e aprimoramento contínuo das estratégias de prevenção e controle das infecções; monitorar a pneumonia associada a ventilação mecânica (PAV) em UTI; desenvolver estratégias multimodais de educação continuada de profissionais de acordo com práticas baseadas em evidências para atendimento ao público; manter rotina de visitas multidisciplinares aos pacientes internados em UTI; praticar a higienização das mãos (HM) como ato de rotina na

assistência e em campanhas educativas (ANVISA, 2008), adequando-se à RDC/ANVISA nº 42/2010 (BRASIL, 2010b); implantar e manter estratégias de adesão à higiene das mãos.

2.2.3 Qualidade do ar em UTI

Diariamente, o indivíduo está sujeito a alterações de temperatura nos interiores de prédio e edificações as mais variadas por meio de climatização artificial. O ar interno desses ambientes, todavia, pode gerar problemas negativos que nem sempre são percebidos, posto que essa climatização pode veicular componentes físico-químicos e biológicos de origem biológica e não biológica, ou seja, agentes que exercem interferência direta na qualidade de vida das pessoas que frequentam esses ambientes fechados e climatizados (QUADROS, 2008; MOTA et al., 2014).

A concentração de microrganismos em suspensão no ar, classe denominada de bioaerossóis, intervém bastante na qualidade do ar interno, e esses “contaminantes podem ser os causadores dos principais problemas de alguns ambientes fechados [...] possivelmente, os causadores número 1 de alergias e doenças infecciosas” (ROSA; AGUAR; BERNARDO, 2016, p. 747). Entende-se por ar interno aquele existente em áreas não industriais, como habitações, escritórios, escolas e hospitais. O “estudo de sua qualidade é importante para garantir saúde aos ocupantes dos diferentes edifícios, bem como o ótimo desempenho de suas atividades” (SCHIRMER et al., 2011, p. 3584).

Com a tendência cada vez mais crescente de se construírem edifícios “selados” para atender a questões que oscilam desde estética a controle de ruídos, climatização, conforto e bem-estar dos indivíduos, a qualidade do ar em ambientes interiores tornou-se uma preocupação enorme porque por ele são veiculados germes e poluentes químicos, biológicos ou não, que afetam a saúde do indivíduo: a maior parte dos indivíduos (cerca de 80 a 90%) consomem grande parcela do seu tempo no interior desses edifícios (incluindo hospitais), expondo-se, em consequência, à concentração de poluentes no ar interno desses ambientes (SCHIRMER et al., 2011).

Taxas baixas de troca de ar em áreas internas das edificações podem responder pela concentração maior de produtos físico-químicos e poluentes biológicos e não biológicos no ar interno, com níveis de concentração duas a cinco vezes maiores em ambientes internos do que nos externos em que a troca de ar se faz naturalmente.

O nível desses poluentes em ambientes internos com índices superiores ao ar externo possibilita efeitos graves sobre a saúde, mesmo “quando os poluentes se encontram dentro dos padrões de segurança preconizados na legislação” (MACHADO et al., 2016, p. 448), muitas vezes, relacionados com a renovação do ar ambiente (BRASIL, 2003) e condicionadores de ar.

A falta de manutenção de equipamentos e procedimentos de higienização dos componentes dos condicionadores de ar tem conexão com a precariedade da qualidade do ar interno e deteriora o meio ambiente de modo a permitir que “a transmissão de contaminantes por via aérea seja inevitável e preocupante” (MOTA et al., 2014, p. 45). Essa condição se agrava com a adição de tempo mais prolongado de permanência em ambientes internos, e os riscos à saúde humana se tornam, potencialmente, muito maiores e mais severos (SCHIRMER et al., 2011).

Fatores físicos, como temperatura, umidade, taxa de circulação e renovação do ar, entre outros, afetam o desenvolvimento de microrganismos no ambiente interno e a forma como se dispersam e diluem os contaminantes no ar. Ambientes com “elevada taxa de umidade relativa do ar e temperatura favorecem o desenvolvimento de fungos [...] elevada taxa de ocupação e com circulação do ar insuficiente dificultam a diluição dos contaminantes introduzidos pelos próprios usuários” (QUADROS, 2008, p. 22). Por outro lado, o conforto térmico recebe a influência de fatores ambientais tais como temperatura do ar, umidade relativa e velocidade do ar, dentre outros.

O emprego do sistema de ar condicionado em ambientes internos possibilita oferecer facilidade e maior velocidade na troca de ar interno, conforto térmico e garantia de temperatura ambiente ideal, melhora na saúde e bem-estar, e pode levar a um aumento da produtividade dos servidores. O aparelho de ar condicionado capta e filtra o ar antes de lançá-lo ao ambiente; portanto, a filtragem é requisito essencial para se obter a pureza do ar (ABNT, 1980; AFONSO et al., 2004; ABNT, 2008; SILVA et al., 2013).

Todavia, a degradação, habitualmente associada à falta de manutenção do sistema de ventilação, como falta de troca de filtros e limpeza de componentes, torna inadequada a qualidade do ar que se contamina por agentes biológicos. Uma irregular ou baixa renovação do ar interno pode responder pelo aumento da concentração microbiana ou de partículas nos ambientes interiores (QUADROS, 2008; SILVA et al., 2013). A baixa renovação do ar tem, como consequência direta à saúde de pacientes e funcionários, a redução das concentrações de oxigênio, diminuição da umidade do

ar e lesão de vias respiratórias, pele e mucosas, o que representa risco iminente na transmissão de microrganismos em áreas hospitalares (AFONSO et al., 2004).

Em hospitais, as condições insatisfatórias da qualidade do ar interno criam situações que podem comprometer a recuperação dos pacientes, afetar a saúde das pessoas que circulam em seus ambientes (com índice elevado de ocupação) e reduzir a produtividade dos funcionários, resultando em falha na assistência à saúde e baixo desempenho. Assim, “estes estabelecimentos necessitam de sistemas de climatização bem projetados que forneçam taxas de ventilação adequadas para garantir o conforto e o bem-estar de seus ocupantes” (MOTA et al., 2014, p. 45).

A Resolução – RE/ANVISA nº 9, de 16 de janeiro de 2003 (BRASIL, 2003) estabeleceu padrões referenciais para a qualidade do ar interior, em ambientes de uso público e coletivo climatizados artificialmente. São padrões recomendados:

- 1 - valor máximo recomendável (VMR) para contaminação microbiológica: 750 ufc/m de fungos, para a relação I/E 1,5 (como normalidade), onde I é a quantidade de fungos no ambiente interior e E é a quantidade de fungos no ambiente exterior. Se o VMR ultrapassar 1,5, é necessário diagnosticar as fontes poluentes e intervir, uma vez que é inadmissível a presença de fungos patogênicos e toxigênicos;
- 2 – VMR para contaminação química: 1000 ppm de dióxido de carbono (CO₂); 80 µg/m de aerodispersóides totais no ar, que indicam o grau de pureza do ar e limpeza do ambiente climatizado, embora, pela carência de dados epidemiológicos brasileiros, seja mantido o valor = 1000 ppm de CO₂ como indicador de renovação do ar;
- 3 - valores recomendáveis para parâmetros físicos de temperatura, umidade, velocidade, taxa de renovação e grau de pureza do ar, em conformidade com a NBR 6401 (ABNT, 1980):
 - a) operação das temperaturas de bulbo seco, em condições internas (verão) entre 23°C e 26°C, exceto para ambientes de arte (variação de 21°C e 23°C);
 - b) operação da umidade relativa (condições internas para verão), entre 40% a 65%, exceto para ambientes de arte (variação de 40% e 55% em todo o ano);
 - c) VMR da velocidade do ar: com nível de 1,5 m do piso, menos 0,25 m/s;
 - d) taxa de renovação do ar para ambientes climatizados: 27 m³/hora/pessoa (mínimo), exceto para ambientes com alta rotatividade de pessoas (com mínima de 17 m³/hora/pessoa);
 - e) filtros de classe G1 obrigatórios na captação de ar exterior, com grau de pureza do ar nos ambientes climatizados usando-se, no mínimo, filtros de classe G-3

nos condicionadores de sistemas centrais, para minimizar o acúmulo de sujidades nos dutos e reduzir os níveis de material particulado no ar insuflado.

Em 2005, a NBR 7256 (ABNT, 2005) estabeleceu requisitos para projeto e execução das instalações e parâmetros para tratamento de ar em estabelecimentos assistenciais de saúde (EAS). Sequentemente, em agosto de 2008, a ABNT (2008) revogou a NBR 6041, de 1980 (ABNT, 1980), por meio da NBR 16401-2, que especificou, na parte 2, os parâmetros do ambiente interno para proporcionar conforto térmico aos ocupantes de recintos providos de ar condicionado, como as unidades de terapia intensiva em hospitais. O conforto térmico, segundo a ABNT (2008), é afetado por três fatores essenciais: temperatura operativa, velocidade do ar e umidade relativa do ar. Os valores correspondentes aos parâmetros que definem as condições de conforto térmico ainda dependem de outros fatores pessoais, como tipo de roupa usado pelas pessoas e nível de atividade física em determinado ambiente.

Os novos parâmetros de conforto estabelecidos pela NBR 16401 (ABNT, 2008) têm o seguinte enquadramento:

- a) no verão – *temperatura operativa* (uniforme de um ambiente): 22,5°C a 25,5°C, com *umidade relativa* de 65% (variando entre 23,0°C e 26,0°C, com umidade relativa de 35%) e *velocidade média do ar* não direcional na zona de ocupação de 0,20 m/s ou 0,25 m/s para distribuição de ar por sistema de fluxo de deslocamento;
- b) no inverno – *temperatura operativa* (uniforme de um ambiente): 21,0°C a 23,5°C, com *umidade relativa* de 60% (variando entre 21,5°C e 24,0°C, com umidade relativa de 30%) e *velocidade média do ar* não direcional na zona de ocupação não devendo ultrapassar 0,15 m/s ou 0,20 m/s para distribuição de ar por sistema de fluxo de deslocamento.

Estabelece, igualmente, recomendações quanto a algumas limitações ou cuidados relacionados à direção do ar (vertical/horizontal), variação gradual ou contínua de temperatura (dependendo do nível de atividades, circulação de pessoas, tipos de roupas), não direcionamento da corrente de ar localizada às pessoas (como nuca, tornozelos), além de formas de avaliação e controle da observação dos parâmetros ambientais recomendados, instalações ou execução de reformas, localização dos pontos de medição e instrumentação (ABNT, 2008).

Em instalações hospitalares, são frequentes as dificuldades de inspeção e controle da temperatura de seus ambientes devido à precariedade das instalações, procedimentos rotineiros de limpeza/higienização, troca de filtros e manutenção dos

equipamentos – habituais medidas que garantiriam qualidade do ar interno, conforto e proteção a seus ocupantes. Embora os hospitais necessitem de sistemas de climatização que ofereçam ventilação adequada para renovação do ar e redução de emissões para não gerar malefícios à saúde dos que os frequentam, nem sempre se observam os devidos cuidados em manter a qualidade do ar de seus ambientes internos, o que gera inevitável preocupação na assistência à saúde dos pacientes (MACHADO et al., 2016). Em hospitais, “as péssimas condições da qualidade do ar interno criam situações que podem comprometer a recuperação dos pacientes, além de afetar a saúde e a produtividade dos funcionários” (MOTA et al. 2014, p. 45), deterioram o meio ambiente e permitem a veiculação de contaminantes e patógenos por via aérea.

Quadros (2008) denuncia que síndromes complexas surgiram associadas à inadequada qualidade do ar interno, como a síndrome do edifício doente (SED)⁷. Para Machado et al. (2016, p. 449), a “exposição crônica dos funcionários a ambientes propícios de alta concentração de agentes químicos e microbiológicos tem, como consequência, o surgimento de diagnósticos como os sintomas” que caracterizam essa síndrome.

A qualidade inadequada do ar em ambientes internos, como em unidades de terapia intensiva, vem associada à perda de produtividade e ao absenteísmo⁸ no ambiente de trabalho, a um aumento da incidência de infecções respiratórias (como asma) e outras doenças pela exposição a poluentes internos e a patógenos (bioaerossóis) presentes no ar interior, veiculados e dispersos pelos equipamentos de ar condicionado (STERLING; COLLETT; RUMEL, 1991).

No caso específico de UTI, “a qualidade do ar pode exercer uma influência direta e de grande significância na velocidade de recuperação dos pacientes e na

⁷ Sterling, Collett e Rumel (1991, p. 56) identificaram que trabalhadores de centenas de edifícios fechados na América do Norte e Europa Ocidental relatavam um complexo de queixas relacionadas à saúde e conforto nos locais de trabalho. Tais edificações são mencionadas como “edifícios doentes” e a epidemia de queixas de seus ocupantes como “Síndrome do Edifício Doente”. Nesses indivíduos, prevaleciam sintomas como: dor de cabeça, problemas nos olhos (irritação, dor, secreção, coceira, lacrimejamento), problemas nasais (constipação, coriza, irritação) e torácicos (sensação de opressão e dificuldade de respiração), de garganta (secura, dor, irritação), fadiga e letargia (sonolência, debilidade), de pele (secura, coceira, irritação), dificuldade na concentração no trabalho.

⁸ As doenças causadas pelo ar interno insalubre estão entre as principais causas de pedidos de afastamento do trabalho, nos Estados Unidos e Europa (QUADROS et al., 2009). Vários fatores de risco determinam a ocorrência de doenças, entre eles a poluição do ar interno, que ocupa o 8º lugar como fator de risco mais importante, responsável por 2,7% das doenças no mundo (QUADROS, 2008).

ocorrência de infecções hospitalares” (QUADROS et al., 2009, p. 17). Existem “muitos problemas relacionados com a qualidade do ar interior” (ZEEB; SHANNOUN; WHO, 2015, p. 55) e, para que essa qualidade do ar interior seja satisfatória, é desejável que haja um intercâmbio suficiente entre o ar interior e o exterior. Se a prevenção e a redução de incidência de infecções associadas aos cuidados de saúde exigem limpeza ambiental permanente e adequada de objetos manipulados com frequência, também exigem cuidados com a manutenção da qualidade de ar interno dentro de ambientes hospitalares fechados, como uma UTI (RAMPHAL et al., 2014).

Os contaminantes biológicos ou bioaerossóis (como fungos, bactérias, algas, ácaros, amebas) apropriam-se de matérias particuladas (pólen, fragmentos de insetos, escamas de pele humana, pelos) para se instalarem. Como dependem do parasitismo celular para se reproduzirem, têm nas matérias particuladas o substrato para sua multiplicação, duplicando sua população a cada 20 segundos. Muitos surtos de infecções hospitalares podem estar associados à qualidade do ar interno de ambientes nosocomiais, em que a contaminação de filtros de condicionadores de ar por esses bioaerossóis é, habitual e acentuadamente, maior (AFONSO et al., 2004).

As UTIs são consideradas áreas com alto potencial de risco para a ocorrência de infecções devido à presença dessas bactérias (bioaerossóis), uma vez que são ocupadas por pacientes que exigem cuidados intensivos ou de isolamento, contam com a execução de procedimentos invasivos, frequência de pacientes imunocomprometidos, com a saúde comprometida ou fortemente debilitados, além da presença de elevado risco ocupacional pela manipulação de substâncias infectantes e deficiência ocasional de ventilação interna (MOTA et al., 2014).

Segundo Silva et al. (2013), os microrganismos prevalentes em ambientes internos climatizados compreendem, entre outros, a *Pseudomonas aeruginosa*, *Staphylococcus aureus*, *Mycobacterium tuberculosis*, *Streptococcus pneumoniae*, *Actinomyces* spp., *Acinetobacter* spp., fungos, vírus influenza e sincicial respiratório, que acometem, especialmente, os pacientes imunocomprometidos. Água em nebulizadores e umidificadores representam as fontes mais importantes da presença de bactérias, que podem dispersar aerossóis no ambiente e contaminar o sistema de condicionamento do ar. Nos condicionadores de ar, a bandeja é o principal meio de multiplicação de organismos microbianos, que conseguem formar um biofilme e incorporar-se à cadeia de transmissão. Portanto, a limpeza e desinfecção são medidas extremamente importantes para a prevenção e a disseminação de patógenos

no ambiente interno que podem afetar tanto pacientes quanto profissionais de atendimento em saúde (RAMPHAL et al., 2014).

Nas unidades de saúde, a qualidade do ar interno pode refletir diretamente na velocidade com que se propagam germes nocivos à saúde, no tempo de recuperação dos pacientes e na ocorrência de IH (QUADROS et al., 2009), diante da exposição a diversos agentes físico-químicos e biológicos que tendem a possibilitar o surgimento e disseminação de infecções hospitalares associadas à qualidade do ar – o que dificulta a recuperação do paciente ou agrava sua patologia, além de tornar insalubre o trabalho da equipe médica e demais servidores.

Para Silva et al. (2013, p. 155), a qualidade do interno é um “marcador quantitativo e qualitativo utilizado como sentinela para determinar a necessidade de busca de fontes poluentes ou intervenções ambientais”. Esses autores apontam a insalubridade do ar (poluição) como a causa principal dos pedidos de afastamento do trabalho, sendo fator de risco a determinadas doenças.

Como às unidades de terapia intensiva se destina um ambiente reservado e, necessariamente, climatizado, quando não bem higienizado e controlado, o “acúmulo de umidade e material orgânico em bandejas de ar-condicionado pode torná-las poderosas fontes dispersoras de bioaerossóis fúngicas” (MOTA et al., 2014, p. 48), o que pode agravar as condições de saúde dos pacientes que as ocupam. Segundo Mota et al. (2014), os mais afetados são recém-nascidos, imunodeprimidos e idosos, pela imaturidade do sistema imune, redução ou limitações de sistemas imunológicos e pelo uso frequente e excessivo de antibióticos de largo espectro, quimioterapia, dentre outros, com associação de fungos presentes no ar ou bioaerossóis. Acrescentam-se, a este quadro, a qualidade do ar externo, o número de pessoas que veiculam por essas unidades, a ventilação interior, a umidade relativa do ar, a hora do dia e tipo de climatização, que contribuem para o surgimento e disseminação de infecções nosocomiais. O condicionador de ar constitui-se fator importante no surgimento de pneumonias, rinites, sinusites alérgicas, falta de concentração, fadiga aos pacientes e funcionários, dentre outras infecções.

Na base da etiologia de IH em UTI, a contaminação de pacientes e servidores pelo ar pode ocorrer por meio da produção de gotículas (tosse, espirro, aspiração de secreções, procedimentos como broncoscopia e ventilação mecânica ou pela conversação habitual), ou pela transmissão aérea por partículas dispersas no ar (bioaerossóis). Dentre os ambientes hospitalares, as salas cirúrgicas e as unidades

de terapia intensiva se destacam pela elevada taxa de contaminação de sítios cirúrgicos e instrumentação mecânica, relacionada à ventilação desses ambientes (SILVA et al., 2013).

2.3 Bioaerossóis

Nas últimas décadas, os bioaerossóis têm tido elevada importância “por estarem relacionados à saúde das pessoas, levando ao aparecimento de patologias que vão de alergias a infecções disseminadas em pacientes suscetíveis” (MARTINS-DINIZ, 2005, p. 399; HONORATO, 2009, p. 20). Presentes no ambiente externo ou produzidos no próprio ambiente nosocomial, afetam a contaminação microbiológica de ambientes hospitalares. Essa contaminação microbiológica do ar de ambientes internos é devida a fatores vários, tais como a concentração variada de bioaerossóis nesses ambientes, onde um ou mais gêneros de microrganismos podem ser identificados (PEREIRA et al., 2005).

De todos os ambientes hospitalares, certamente as salas de cirurgia e as unidades de terapia intensiva se destacam pela presença de procedimentos invasivos que contaminam o sítio cirúrgico e pela ventilação das salas e do ambiente como um todo; por isso, o “monitoramento da qualidade do ar interior (QAI) vem ganhando cada vez mais atenção nas pesquisas atuais”, em que pesem existir “poucos trabalhos relacionados ao desenvolvimento de técnicas para minimizar os efeitos da poluição do ar interior” (ROSA; AGUIAR, BERNARDO, 2016, p. 747).

Reservatórios de superfície ambiental como pisos e superfícies lisas, número de visitantes e tráfego interno, número de materiais trazidos do ambiente externo e resistência a antibióticos agravam a extensão da microbiota bacteriana do ar. A falta de controle do ar dentro e fora do ambiente hospitalar possibilita que uma bactéria persista por mais tempo, uma vez que microrganismos infecciosos podem espalhar-se facilmente por meio de espirros, tosse, fala e contato com materiais hospitalares. Isso pode afetar não apenas pacientes que, anteriormente, ocuparam esses ambientes e foram considerados positivos a um patógeno, como também pacientes internados de outros ambientes hospitalares locais e até pacientes provenientes de outras unidades nosocomiais (SOLOMON et al., 2017).

Todavia a ocupação de ambientes internos por outros microrganismos é elevada em relação ao ambiente exterior, devido à disseminação por diversos veículos

como baixa renovação do ar, equipamentos e instrumentos que tendem a concentrar microrganismos, superfícies de mobiliários e pisos, vestuários (como jalecos ou uniformes), concentração de pessoas (pacientes e profissionais) – que influenciam na qualidade do ar em ambientes hospitalares climatizados e atuam como fator de risco à infecção hospitalar (AFONSO et al., 2004).

Segundo Valadares et al. (2017, p. 9), entre as prováveis fontes dessas infecções estão os equipamentos de saúde, dentre os quais “os uniformes privativos, que apresentam uma contaminação de 60%, incluindo bactérias resistentes a diferentes drogas”, com frequência utilizados para o acesso às UTI, e podem carrear “microrganismos possivelmente patogênicos aos pacientes e demais profissionais que trabalham nestas unidades”. Essa contaminação tende a aumentar em relação ao tempo de uso e às atividades no período de uso. Esses autores reconhecem que o uso de uniformes privativos em UTI é de “fundamental importância para a proteção dos funcionários do setor, bem como a manutenção das boas práticas para cuidados aos pacientes na intenção de evitar IRAS” (VALADARES et al., 2017, p. 9).

Igualmente importantes são os procedimentos para processar essas roupas para o controle da colonização por microrganismos: coleta, transporte e separação da roupa suja, processo de lavagem, secagem, armazenamento e distribuição. Por outro lado, sabe-se que a “contaminação de jalecos/uniformes é praticamente inevitável em ambiente hospitalar, podendo ser um dos fatores que levam a infecções, considerando que estes são um potencial reservatório de microrganismos” (VALADARES et al., 2017, p. 11).

Entende-se que os equipamentos de proteção individual (EPI) são indispensáveis para o trabalho seguro dentro do ambiente hospitalar, cujo uso, quando utilizados de forma adequada, protege o profissional durante “procedimentos de contato direto ao paciente e seus materiais biológicos”; caso contrário, torna-se “um veículo de transmissão de microrganismos potencialmente patogênicos, influenciando na distribuição dos mesmos em diferentes ambientes” (VALADARES et al., 2017, p. 9). Em outras palavras, os uniformes ou vestuário usados para acesso à UTI podem estar impregnados e veicular bactérias resistentes a diferentes drogas ou micro-organismos patogênicos aos pacientes e profissionais desta unidade.

A “colonização do ar está diretamente relacionada às condições do ambiente, de forma que os microrganismos variam em qualidade e quantidade, dependendo do local analisado”, distinguindo-se dois tipos de “microbiota aérea: de ambientes

fechados e de ambientes abertos” (PANTOJA; COUTO; PAIXÃO, 2007, p. 42). Em ambiente fechado, como em uma unidade de terapia intensiva, o fator mais importante de risco da colonização por bactérias potencialmente patogênicas vem associado à infecção (RIBAS et al., 2009). Se essa colonização ou infecção ocorrerem por microrganismos resistentes de pacientes hospitalizados, a situação se torna mais crítica pelo “impacto dessa complicação infecciosa no ambiente hospitalar [que] se traduz por prolongamento da hospitalização, reinternações, sequelas, incapacidade para o trabalho, aumento de custo e óbito” (MORAES et al., 2013, p. 186).

A dispersão de microrganismos no ar, em especial em locais climatizados, pode determinar um problema sério aos pacientes (e profissionais) em uma UTI e requer a necessidade de se realizar a amostragem para verificar e quantificar a presença de bioaerossóis no ar desse ambiente (FLETCHER et al., 2004). Brasil (2003) elaborou orientações para os valores máximos aceitáveis (VMA) ou de conjuntos de valores que classifiquem as condições ambientais, com relação aos marcadores epidemiológicos (fungos e bactérias) em ambientes climatizados artificialmente de uso público e coletivo; definiu valores máximos recomendáveis para contaminação biológica, química e parâmetros físicos do ar interior, a identificação das fontes poluentes de natureza biológica, química e física, métodos analíticos e as recomendações para controle.

Em ambientes climatizados, comumente utilizados em UTI, a temperatura deve permanecer entre 23°C e 26°C no verão e 20°C e 22°C no inverno; a umidade relativa é variável de 40% a 55% durante todo o ano, embora para condições internas no inverno a faixa recomendável varie de 35% a 65%; e taxa de renovação mínima do ar de 27 m³/hora/pessoa, exceto no caso específico de ambientes com alta rotatividade de pessoas, onde a taxa de renovação do ar mínima será de 17 m³/hora/pessoa (BRASIL, 2003).

Além disso, é preconizada a higienização mensal dos componentes do sistema de climatização e do componente hídrico empregado para umidificação do ar, já que o risco de crescimento bacteriano, produção e inalação de aerossóis é potencialmente aumentado (SILVA et al., 2013). Os vírus têm no ser humano sua principal fonte de produção e veiculação em ambiente interno e facilmente se “propagam pelas correntes de ar, ressuspensão de material particulado ou em gotículas de aerossóis dispersadas pela saliva” (SILVA et al., 2013, p. 155). As bactérias patogênicas veiculadas pelos sistemas centrais de ar condicionado e por

meio de pessoas no ambiente são inúmeras e se compõem de bactérias Gram-negativas e Gram-positivas, sendo os fungos onipresentes e maiores poluentes do ar interno. Por isso, a limpeza constante desses ambientes nosocomiais internos, segundo normas técnicas bem definidas, se faz imperiosa para se evitar que esses ambientes se tornem veículo para disseminar bioaerossóis (ROCHA et al., 2012).

Os bioaerossóis são “partículas de origem biológica suspensas no ar, tendo como importantes constituintes os fungos anemófilos. O conhecimento da microbiota aérea de um dado local é determinante para o diagnóstico ecológico, monitoramento da contaminação do ar e tratamento de alergias” (PANTOJA; COUTO; PAIXÃO, 2007, p. 41). Os bioaerossóis são numerosos, diversificados e compreendem “vírus, bactérias, fungos, cistos de protozoários, grãos de pólen, fragmentos de plantas e insetos [...] podem perfazer de 10 a 50% da massa total do ar, dependendo da estação do ano e da localização geográfica” (PANTOJA; COUTO; PAIXÃO, 2007, p. 42). A esses contaminantes de origem biológica, Schirmer et al. (2011) também incluem ácaros e esporos.

Silva et al. (2013, p. 154) reiteram que

Os contaminantes biológicos ou bioaerossóis, como fungos, bactérias, algas, ácaros, amebas utilizam-se de matéria particulada (pólen, fragmentos de insetos, escamas de pele humana e pelos) como substrato, onde se multiplicam, dobrando a população a cada 20 segundos, pois dependem do parasitismo celular para reprodução. Surtos de Infecção Hospitalar (IH) podem estar associados à contaminação de filtros de ar condicionado por estes bioaerossóis.

Habitualmente, os bioaerossóis contêm bactérias mortas e viáveis, fungos, parasitas, protozoários, algas, vírus e derivados de células, partículas de poeira e gotas de água aerossolizadas com microrganismos e outras partículas biológicas (ROCHA et al., 2012). A contaminação do ar condicionado pode ter origem na presença de bioaerossóis provenientes do ambiente externo e interno, e o ar contaminado impregna o ambiente. Em ambiente interno, os microrganismos se alojam e se desenvolvem nos “dutos do sistema de ar condicionado e nos reservatórios com água estagnada, torres de resfriamento, bandejas de condensado, desumidificadores, umidificadores, serpentinas. Como os sistemas funcionam em pressão positiva, esses microrganismos podem ser insuflados no ambiente interno” (QUADROS, 2008, p. 52).

Logo, as manifestações de doenças em indivíduos (usuários e profissionais) que frequentam o ambiente nosocomial fechado (como UTI) podem estar associadas à contaminação do ar. Em decorrência, há necessidade de limpeza criteriosa dos aparelhos e de permanentes análises físico-químicas do ambiente interno para que a introdução de ar refrigerado seja controlada de forma a reduzir a densidade de bioaerossóis e a produção de infecções (QUADROS, 2008).

Os bioaerossóis são partículas ínfimas, que variam de 0,01 μm a mais de 100 μm ; os vírus são as menores partículas biológicas, enquanto os grãos de pólen apresentam partículas entre 10 e 150 μm . Suas propriedades biológicas e composição química, a quantidade de partículas inaladas e sítio de deposição induzem doenças infecciosas e não infecciosas. O “tamanho das partículas de aerossóis varia entre alguns nanômetros e dezenas de micrômetros de diâmetro” (STERN, 2015, p. 3). As partículas com diâmetro menor que 5 μm dispersam-se no ar e penetram no sistema respiratório, conseguem penetrar nos alvéolos e provocam reações alérgicas e outras doenças graves. Se essas partículas permanecerem suspensas na atmosfera, sofrem processos físico-químicos que modificam seu tamanho e propriedades. Quando o vapor se condensa, ou líquidos se evaporam, ou haja coagulação com outras partículas, ou supersaturação de vapor de água, formam-se gotículas de nuvens ou neblina que aderem às superfícies ou são inaladas.

Os fungos, em especial, geralmente penetram em um edifício pela entrada de ar externo do sistema de aquecimento, ventilação e ar condicionado, ou por portas e janelas e em materiais e conteúdos de construção contaminados (BOŽIĆ; ILIĆ; ILIĆ, 2019). Os fungos aparecem dispersos no meio ambiente (vegetais, ar atmosférico, água, solo), são leves e de ampla distribuição, são ubiqüitários, adaptam-se a vários ambientes e se desenvolvem com facilidade servindo-se de substâncias simples para seu crescimento; por isso, a presença de fungos no ar (especialmente os anemófilos) parece estar associada a diversas doenças respiratórias como asma, aspergilose, pneumonite por hipersensibilidade, rinite e algumas reações tóxicas, como toxicose sistêmica aguda e micoses (BRASIL, 2013b). Segundo Martins-Diniz et al. (2005, p. 299), “as infecções fúngicas de origem hospitalar passaram a ser de grande importância nos últimos anos, pelo seu aumento progressivo e pelas elevadas taxas de morbidade e mortalidade”.

Muitas dessas infecções têm origem diversa (endógena ou exógena): mãos dos profissionais da saúde, infusos contaminados, biomateriais e fontes inanimadas

ambientais (MARTINS-DINIZ et al., 2005). Por conseguinte, admite-se que o meio ambiente hospitalar tenha uma relação íntima com as infecções hospitalares, e a higiene é uma das formas de controlar a contaminação por fungos por meio de focos de contato e transmissão (HONORATO, 2009). Infecções pós-operatórias, respiratórias e do trato urinário estão entre as infecções mais comuns adquiridas em ambiente hospitalar relacionadas à qualidade do ar. O padrão de susceptibilidade dos isolados a antibióticos comumente usados em UTI deve, pois, oferecer à equipe médica opções variadas na seleção de antimicrobianos mais eficientes na terapia medicamentosa usual (SOLOMON et al., 2017).

Ambientes hospitalares tendem a concentrar bactérias patogênicas no ar e fungos, que potencializam as chances de riscos biológicos (ROCHA et al., 2012). A limpeza da unidade do paciente, composta pelo “conjunto de espaços e de móveis destinados a cada paciente, variando seus componentes de hospital a hospital” (HONORATO, 2009, p. 22), é reconhecida como uma das formas de manter o ambiente hospitalar biologicamente seguro. Essa limpeza objetiva a remoção de sujidades para impedir a propagação de microrganismos que colonizam as superfícies horizontais dos mobiliários, como o *Staphylococcus aureus*, *Pseudomonas* sp., *Pseudomonas aeruginosa*, *Kebsiella pneumoniae*, *Candida* sp.

Independentemente dos níveis de segurança e proteção contra os bioaerossóis em condições internas, bactérias, vírus e fungos transportados pelo ar e disseminados em ambiente fechado como a UTI devem ser estritamente controlados para se evitarem complicações à saúde dos pacientes e profissionais. Esse ambiente se caracteriza como uma fonte potencial de contaminação microbiana e de doenças infecciosas a pacientes frequentemente expostos a patogenicidade dos bioaerossóis por um período de tempo prolongado. O ar interno de ambientes hospitalares, com destaque para o ar de centros cirúrgicos e unidades de terapia intensiva, deve obedecer a normas restritas de funcionamento e efetiva monitoração, além de normas rigorosas de limpeza, independentemente da qualidade do ar exterior. Os protocolos de limpeza devem incluir a infraestrutura do quarto, o pessoal médico e paramédico, instrumentos cirúrgicos, eliminação de resíduos e ar.

3 MATERIAL E MÉTODOS

3.1 Tipo de pesquisa

Trata-se de uma pesquisa de natureza aplicada, no sentido de gerar conhecimento da qualidade do ar dentro de uma Unidade de Terapia Intensiva adulta (UTI) com a captação de bioaerossóis em placa de Petri e identificar os microrganismos presentes nos bioaerossóis e sua respectiva resistência antimicrobiana. A pesquisa foi autorizada, conforme Brasil (2012), pelo deferimento da solicitação entregue à Comissão de Ética em Pesquisa (CEP) do hospital em estudo (Apêndice A) e pelo parecer favorável da solicitação entregue à administração do hospital (Apêndice B).

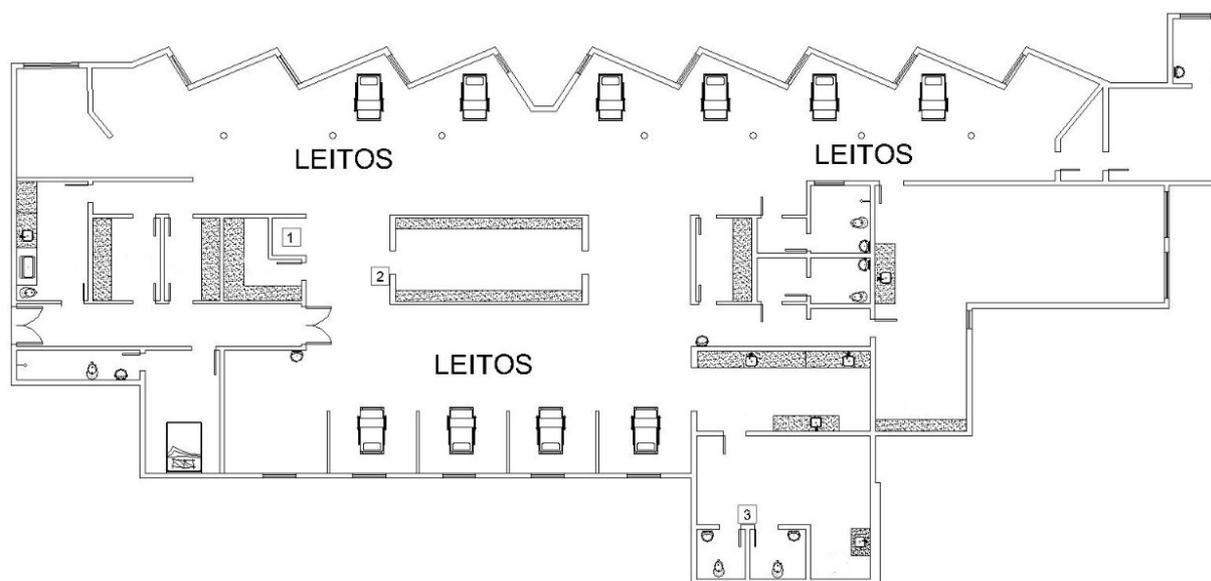
Em consonância com Silveira e Córdova (2009) trata-se de um estudo quantitativo analítico, o qual busca informações para fornecer explicações e, ao mesmo tempo, quantificar os microrganismos pesquisados, centrando-se na objetividade.

3.2 Local de estudo – caracterização

A pesquisa foi realizada em uma UTI adulta de dez leitos, sendo um deles de isolamento, em um hospital de médio porte do noroeste paulista nos meses de março, maio e junho do ano de 2019.

Por suas características singulares, a UTI conta com uma estrutura física diferenciada de outros setores hospitalares, segundo a RDC nº 50 (BRASIL, 2002), tais como, vestiário de colaboradores, copa, banheiro de pacientes, dentre outros conforme planta física do local da pesquisa.

O local estabelecido para a pesquisa envolve dois aspectos a serem discutidos neste estudo: a climatização artificial e a vulnerabilidade do público atendido e equipe. Visando captar os bioaerossóis de maneira transversal dentro do ambiente, as placas de Petri foram dispostas sobre a geladeira destinada ao armazenamento de dietas de pacientes (1), sobre o balcão de prescrição (2) e na entrada dos banheiros de colaboradores (3), como pode ser visto na Figura 1.



Legenda:

- 1 Local de coleta 1, sobre a geladeira destinada à dieta de paciente
- 2 Local de coleta 2, sobre o balcão de prescrição
- 3 Local de coleta 3, na entrada dos banheiros de colaboradores.

Figura 1 – *Layout* da planta física da Unidade de Terapia Intensiva do hospital em estudo.

3.3 Coleta de dados

As amostras do ar referente ao ambiente estudado foram coletadas de acordo com a metodologia descrita por Kalwasińska, Burkowska e Wilk (2012) e Hayleeyesus e Manaye (2014). Foi utilizado um dueto de placas de Petri com meios seletivos estéreis distintos, sendo eles: meio seletivo Agar Triptecaseína Soja (TSA, OXOID®), Sabouraud-dextrose (SAB, OXOID®), abertas, disponibilizadas em três locais diferentes, sendo eles: sobre a geladeira, sobre o balcão de prescrição e na entrada dos banheiros de colaboradores, como pode ser visto nas Figuras 2, 3 e 4, por 12 horas e, na sequência, outro dueto de placas por mais 12 horas, fechando um ciclo de 24 horas de coleta, o qual representa uma coleta.

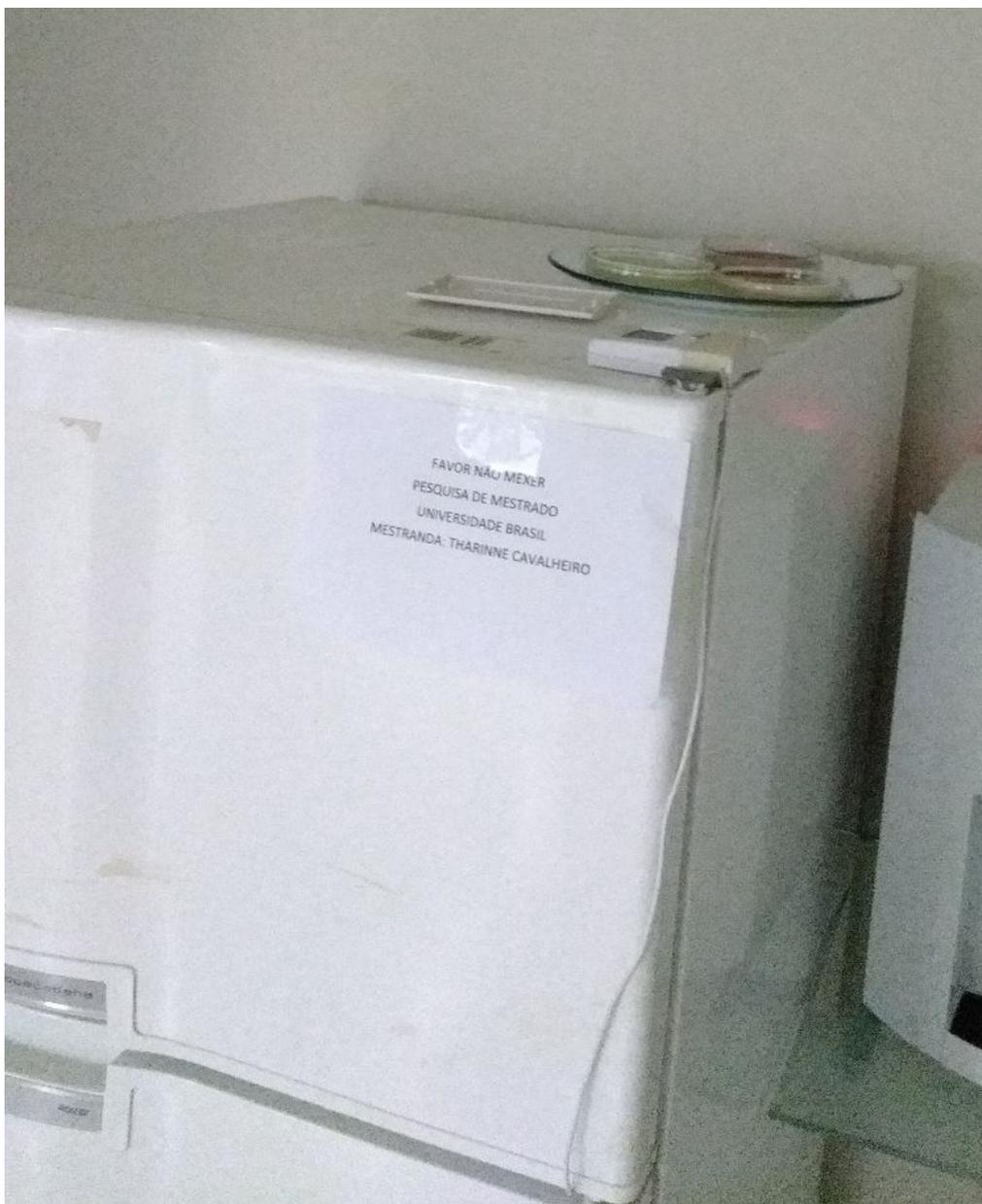


Figura 2 – Disposição das placas de Petri sobre a geladeira destinada à dieta de paciente da Unidade de Terapia Intensiva (UTI) do hospital em estudo, sendo a terceira placa objeto de outra coleta de dados.



Figura 3 – Disposição das placas de Petri sobre o balcão de prescrição da Unidade de Terapia Intensiva (UTI) do hospital em estudo, sendo a terceira placa objeto de outra coleta de dados.



Figura 4 – Disposição das placas de Petri na entrada dos banheiros de colaboradores, da Unidade de Terapia Intensiva (UTI) do hospital em estudo, sendo a terceira placa objeto de outra coleta de dados.

As placas foram identificadas por data, horário, meio de cultura e local de coleta. Em seguida, foram acondicionadas em caixa isotérmica e transportadas ao laboratório de microbiologia, sendo incubadas à temperatura de 37°C, por 24 a 48 horas, as placas contendo meio TSA, e as de meio SAB por 4 a 15 dias.

Após esse período foram realizadas a contagem e a avaliação das características das colônias em relação à forma, tamanho e cor. A metodologia de coloração de Gram foi empregada para selecionar bactérias Gram-positivas e Gram-negativas.

Para a caracterização das espécies bacterianas Gram-negativas, foi utilizado o sistema Api 20E e, para a caracterização das espécies bacterianas Gram-positivas,

foram realizados os testes de: catalase, coagulase, DNase, oxidase e hemólise (WINN-JUNIOR; ALLEN; JANDA, 2012).

Para a identificação dos fungos foram empregadas as características morfológicas macro e microscópicas, assim como métodos bioquímicos convencionais (WINN-JUNIOR; ALLEN; JANDA, 2012).

3.4 Perfil de suscetibilidade bacteriana aos antimicrobianos

Os isolados bacterianos foram avaliados quanto ao perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos. Para tal fim, empregou-se o método de Kirby Bauer (difusão em placas), e foram avaliados os antimicrobianos: Amicacina (30µg), Ampicilina (10µg), Cefalexina (30µg), Ceftazidima (30µg), Ciprofloxacina (5µg), Clindamicina (2µg), Vancomicina (30µg), Gentamicina (10µg), Penicilina (10µg), Tobramicina (10µg), Eritromicina (15µg), Oxacilina (1µg), Sulfametaxazol (23,75µg) + Trimetoprim (1,25µg), Cloranfenicol (30µg) e Tetraciclina (30µg). Os resultados foram interpretados de acordo com os parâmetros estabelecidos pela Clinical and Laboratory Standards Institute (CLSI, 2015, 2019).

3.5 Análise dos dados

Os dados foram compilados em um banco de dados em formato Microsoft Excel®, sendo alimentado com a identificação de cada placa e colônias selecionadas para coloração de Gram positiva. Após a coloração de Gram, as lâminas foram analisadas microscopicamente, levando a identificação dos microrganismos pela inspeção da forma, cor e tamanho.

Além disso, foi realizada análise percentual da ocorrência de microrganismos por local avaliado e por coleta realizada e estatística descritiva da ocorrência dos microrganismos de acordo com o local estudado. Os resultados percentuais das quatro coletas realizadas foram computados em termos de estatísticas descritivas (média, desvio padrão e mediana) com o objetivo de observar possíveis diferenças significativas na ocorrência de cada um dos microrganismos identificados quando os locais foram comparados entre si. A relevância dessa abordagem foi observar se a ocorrência dos diferentes microrganismos diferiu significativamente em relação aos

locais estudados e, em caso afirmativo, em qual local foi possível observar a maior e menor ocorrência dos mesmos.

Foi aplicado teste não paramétrico Kruskal-Wallis e um teste de proporção para verificar a presença de diferenças significativas na comparação dos percentuais de resistência e sensibilidade dos microrganismos no antibiograma (MIRHOSEINI et al., 2015; ESLAMI et al. 2016).

Aplicou-se ainda, a Análise de Componentes Principais (ACP) (abordagem multivariada) com o objetivo de verificar relações entre os locais de coleta e os tipos de microrganismos, adotando um nível de significância de $p < 0,05$ ou 5%. A ACP reduz o número de variáveis agrupando as variáveis em um gráfico bidimensional, relacionando dois gráficos por quadrantes. Esta abordagem permite encontrar um meio matemático de condensar a informação contida em diversas variáveis originais em um conjunto menor de variáveis estatísticas, chamadas de componentes, com uma perda mínima de informação, ou seja, que estes componentes consigam explicar quase que a totalidade da variação dos dados (geralmente acima de 60% já se considera aceitável (ZAR, 2009). Para isso, utilizaram-se o Software Minitab 18 (Minitab® Inc.) e Statistica 12 (StatSoft® Inc.).

4 RESULTADOS

4.1 Ocorrência de microrganismos

A Tabela 1 evidencia o percentual da ocorrência dos microrganismos identificados nas áreas analisadas no estudo: setores banheiros, geladeira e balcão.

Tabela 1: Percentual de ocorrência dos microrganismos identificados nas diversas áreas de coleta da Unidade de Terapia Intensiva.

Microrganismos	Coleta 1					
	Banheiros		Geladeira		Balcão	
	N	%	N	%	N	%
<i>Candida albicans</i>	3	17,65	3	27,27	7	38,89
<i>Escherichia coli</i>	3	17,65	1	9,09	1	5,56
<i>Candida spp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00
<i>Klebsiella spp.</i>	0	0,00	0	0,00	1	5,56
<i>Micrococcus spp.</i>	5	29,41	4	36,36	5	27,78
Negativo (sem crescimento)	0	0,00	2	18,18	1	5,56
<i>Staphylococcus aureus</i>	3	17,65	1	9,09	2	11,11
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	3	17,65	0	0,00	1	5,56

Microrganismos	Coleta 2					
	Banheiros		Geladeira		Balcão	
	N	%	N	%	N	%
<i>Candida albicans</i>	4	44,44	3	42,86	6	60,00
<i>Escherichia coli</i>	1	11,11	0	0,00	1	10,00
<i>Candida spp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00
<i>Klebsiella spp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00
<i>Micrococcus spp.</i>	1	11,11	2	28,57	2	20,00
Negativo (sem crescimento)	0	0,00	0	0,00	0	0,00
<i>Staphylococcus aureus</i>	3	33,33	1	14,29	1	10,00
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	0	0,00	1	14,29	0	0,00

Microrganismos	Coleta 3					
	Banheiros		Geladeira		Balcão	
	N	%	N	%	N	%
<i>Candida albicans</i>	6	50,00	3	50,00	8	50,00
<i>Escherichia coli</i>	3	25,00	2	33,33	1	6,25
<i>Candida spp.</i>	1	8,33	0	0,00	0	0,00
<i>Klebsiella spp.</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00
<i>Micrococcus spp.</i>	1	8,33	0	0,00	6	37,50
Negativo (sem crescimento)	0	0,00	0	0,00	1	6,25
<i>Staphylococcus aureus</i>	1	8,33	1	16,67	0	0,00
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	0	0,00	0	0,00	0	0,00

Microrganismo	Coleta 4					
	Banheiros		Geladeira		Balcão	
	N	%	N	%	N	%
<i>Candida albicans</i>	13	59,09	14	53,85	8	40,00
<i>Escherichia coli</i>	3	13,64	2	7,69	5	25,00
<i>Candida</i> spp.	0	0,00	1	3,85	0	0,00
<i>Klebsiella</i> spp.	0	0,00	0	0,00	0	0,00
<i>Micrococcus</i> spp.	4	18,18	6	23,08	3	15,00
Negativo (sem crescimento)	0	0,00	2	7,69	1	5,00
<i>Staphylococcus aureus</i>	1	4,55	1	3,85	1	5,00
<i>Staphylococcus epidermidis</i>	1	4,55	0	0,00	2	10,00

N: número de colônia identificadas na placa.

Os resultados da Tabela 1 indicam que o microrganismo *Candida albicans* apresentou maior ocorrência frente aos demais em todos os locais avaliados e coletas realizadas. Em relação aos banheiros, os microrganismos que se destacaram em termos de ocorrência foram: *Candida albicans*, *Escherichia coli*, *Micrococcus* spp. e *Staphylococcus aureus*. A geladeira apresentou maiores ocorrências de *Candida albicans* e *Micrococcus* spp., e o balcão apresentou maiores ocorrências de *Candida albicans*, *Escherichia coli* e *Micrococcus* spp.

A Tabela 2 evidencia as estatísticas descritivas da ocorrência dos diferentes microrganismos em relação aos locais avaliados no estudo.

Tabela 2: Estatísticas descritivas da ocorrência dos diferentes microrganismos nos locais avaliados no estudo.

Microrganismo	Locais de coleta						
	Banheiros		Geladeira		Balcão		Valor p ¹
	Média±DP ²	Md ³	Média±DP	Md	Média±DP	Md	
<i>Candida albicans</i>	42,8±17,8	47,2	43,5±11,7	27,27	47,2±9,8	45,0	0,981
<i>Escherichia coli</i>	16,8±6,0	15,6	12,5±14,4	8,4	11,7±9,0	8,1	0,351
<i>Candida</i> spp.	2,0±4,1	0,0	0,9±1,9	0,0	0,0	0,0	0,573
<i>Klebsiella</i> spp.	0,0±0,0	0,0	0,0±0,0	0,0	1,4±2,7	0,0	0,368
<i>Micrococcus</i> spp.	16,7±9,4	14,6	22,0±15,6	25,8	25,0±9,8	23,9	0,584
Negativo	0,0±0,0	0,0	6,4±8,6	3,8	4,2±2,8	5,2	0,166
<i>S. aureus</i>	15,9±12,8	12,9	10,9±5,7	11,7	6,5±5,1	7,5	0,551
<i>S. epidermidis</i>	5,5±8,3	2,2	3,5±7,1	0,0	3,9±4,8	2,7	0,846

¹Valor p referente ao teste de Kruskal-Wallis a P<0,05. ²Média±desvio padrão. ³Mediana

Os resultados da Tabela 2 indicam a ausência de diferenças significativas quando os percentuais de ocorrência dos microrganismos avaliados foram comparados em relação aos locais, já que todos os valores p foram superiores ao nível de significância do teste. Neste contexto, não houve diferenças significativas no

que se refere à contaminação microbiana quando os diferentes locais foram comparados, ou seja, a natureza distinta dos locais não influenciou de forma significativa na maior ou menor ocorrência dos microrganismos.

Partindo do pressuposto de que não houve resultados significativos na abordagem univariada pela aplicação do teste de Kruskal-Wallis, a abordagem multivariada se faz necessária a fim de explorar os dados de uma forma pontual e concisa. A Análise de Componentes Principais (ACP) tem por objetivo analisar inter-relações entre as inúmeras variáveis coletadas. No caso do presente estudo, relacionar a ocorrência dos diversos microrganismos com os locais avaliados teve como finalidade obter pressuposições acerca de quais locais tendem a apresentar maior ou menor ocorrência de determinados microrganismos ou grupo de microrganismos.

A ACP resultou na extração de duas componentes principais, quando cada componente principal é uma combinação linear de todas as variáveis originais, independentes entre si, e estimados com o propósito de reter, em ordem de estimação, o máximo de informação em termos de similaridade, com o objetivo de explicar o máximo da variação total nas primeiras componentes. A componente principal 1 (PC1) explicou 82,39% da variação total dos dados e a componente principal 2 (PC2) explicou 17,61% da variação total dos dados.

Analisando os resultados da ACP de forma exploratória (Figuras 5 e 6), é possível observar que o balcão apresentou maior ocorrência de *Candida albicans* e *Klebsiella* spp., já que estes microrganismos se localizaram no mesmo quadrante que o local mencionado. O banheiro apresentou maior ocorrência de *Escherichia coli* e *Staphylococcus epidermidis*, já que estes microrganismos se localizaram no mesmo quadrante que o local mencionado. A geladeira se destacou por apresentar incidência negativa de microrganismos. Adicionalmente, *Micrococcus* spp. apresentou ocorrência significativa em balcão e geladeira, já que se localizou próximo a estes locais.

De uma maneira geral, *Staphylococcus epidermidis* e *Escherichia coli* apresentaram ocorrência significativa para os banheiros, ao passo que *Staphylococcus aureus* e *Candida* spp. apresentaram ocorrência discreta para este local de análise. *Candida albicans* e *Klebsiella* spp. apresentaram ocorrência significativa para o balcão, ao passo que *Micrococcus* spp. apresentou ocorrência discreta para este local de análise. A geladeira apresentou ocorrência negativa de

microrganismos de forma significativa, entretanto, apresentou também ocorrência discreta de *Micrococcus* spp.

Estas divergências de ocorrência de microrganismos nos diferentes locais avaliados pode direcionar o processo de limpeza e desinfecção desses locais, mostrando que, em determinados locais, há predominância de determinados tipos de microrganismos patogênicos e, além disso, os resultados obtidos pela ACP permitiram direcionar um planejamento para evitar a proliferação desses microrganismos, minimizando a probabilidade de infecções na UTI e garantindo a segurança dos pacientes ali internados.

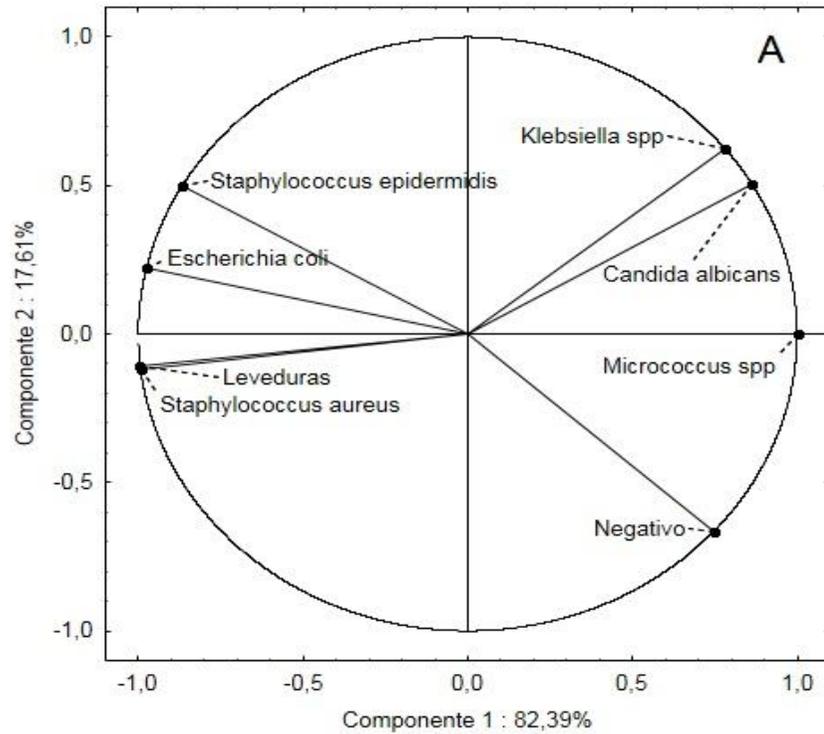


Figura 5 – Análise de Componentes Principais evidenciando a relação entre os microrganismos identificados (A).

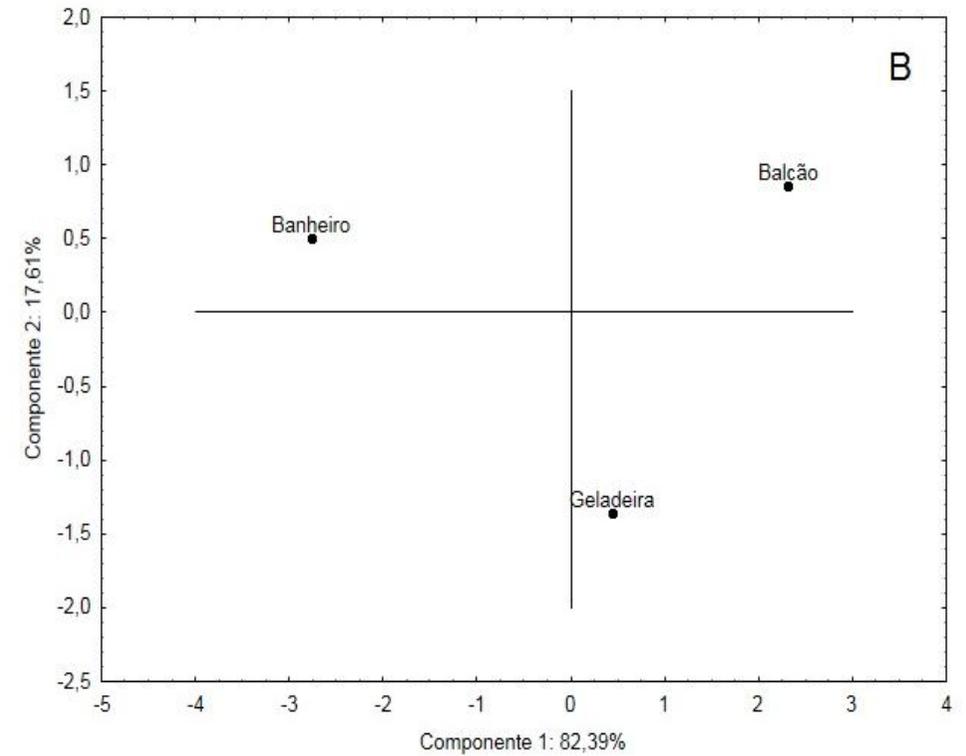


Figura 6 – Análise de Componentes Principais evidenciando a relação entre os microrganismos e os locais avaliados no estudo.

4.2 Antibiograma

O antibiograma tem por objetivo observar a resistência ou sensibilidade dos microrganismos a determinados antibióticos. Os resultados mostram os percentuais de microrganismos resistentes aos antibióticos estudados de acordo com o local de coleta (Tabela 3, Figura 7).

Os resultados indicam a presença de sete casos de diferenças significativas nas proporções de resistência e sensibilidade do *Micrococcus* spp. Tais diferenças foram observadas nos seguintes antibióticos: Cefalexina (CFL), Vancomicina (VAN), Ceftazidime (CAZ), Clorafenicol (CLO), Gentamicina (GEN), Tetraciclina (TET) e Amicacina (AMI). Destes, somente o CAZ apresentou menor eficácia antimicrobiana em relação ao *Micrococcus* spp., sendo que este microrganismo apresentou elevada resistência a este antibiótico. Para os demais antibióticos mencionados – CFL, VAN, CLO, GEN, TET e AMI –, o percentual de sensibilidade do *Micrococcus* spp. foi significativamente superior em relação ao percentual de resistência. Para os demais antibióticos avaliados, os percentuais de resistência e sensibilidade não diferiram de forma significativa ($p > 0,05$).

Tabela 3: Resultados do antibiograma do *Micrococcus* spp. de acordo com os diferentes antibióticos testados.

Antibióticos	<i>Micrococcus</i> spp.				Valor p
	Resistente		Sensível		
	N	%	N	%	
OXA	12	75,00	4	25,00	0,077
CFL	3	18,75	13	81,25	0,021
ERI	8	50,00	8	50,00	1,000
CLI	9	56,25	7	43,75	0,804
VAN	1	6,25	15	93,75	0,001
PEN	5	31,25	11	68,75	0,210
AMP	5	31,25	11	68,75	0,210
CAZ	13	81,25	3	18,75	0,021
CLO	1	6,25	15	93,75	0,001
SUT	7	43,75	9	56,25	0,804
GEN	1	6,25	15	93,75	0,001
CIP	6	37,50	10	62,50	0,454
TET	3	18,75	13	81,25	0,021
TOB	10	62,50	6	37,50	0,454
AMI	0	0,00	16	100	<0,001

N: número de repetições referentes às análises realizadas.

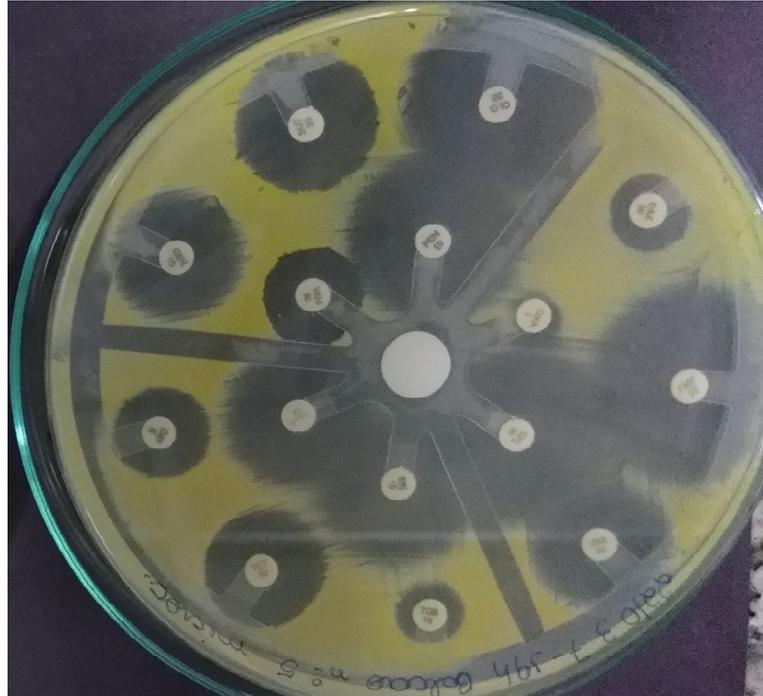


Figura 7 – Antibiograma de *Micrococcus* spp. de acordo com os diferentes antibióticos testados.

Os resultados da Tabela 4 mostram que não existem diferenças estatisticamente significativas na comparação das proporções de sensibilidade e resistência do *Staphylococcus aureus* no que se refere aos antibióticos estudados. Para todos os antibióticos estudados, os percentuais de sensibilidade foram superiores aos percentuais de resistência, apesar da ausência de diferenças significativas nas proporções. De certo modo, tais diferenças não foram significativas, mesmo apresentando 100% de sensibilidade, devido à falta de representatividade amostral, ou seja, somente cinco casos de contaminação por *Staphylococcus aureus* foram testados pelo antibiograma (Figura 8).

Tabela 4: Resultados do antibiograma do *Staphylococcus aureus* de acordo com os diferentes antibióticos testados.

Antibióticos	<i>Staphylococcus aureus</i>				Valor p
	Resistente		Sensível		
	N	%	N	%	
OXA	2	40,00	3	60,00	1,000
CFL	0	0,00	5	100	0,063
ERI	2	40,00	3	60,00	1,000
CLI	2	40,00	3	60,00	1,000
VAN	0	0,00	5	100	0,063
PEN	2	40,00	3	60,00	1,000
AMP	2	40,00	3	60,00	1,000
CAZ	2	40,00	3	60,00	1,000
CLO	0	0,00	5	100	0,063
SUT	0	0,00	5	100	0,063
GEN	0	0,00	5	100	0,063
CIP	0	0,00	5	100	0,063
TET	0	0,00	5	100	0,063
TOB	2	40,00	3	60,00	1,000
AMI	0	0,00	5	100	0,063

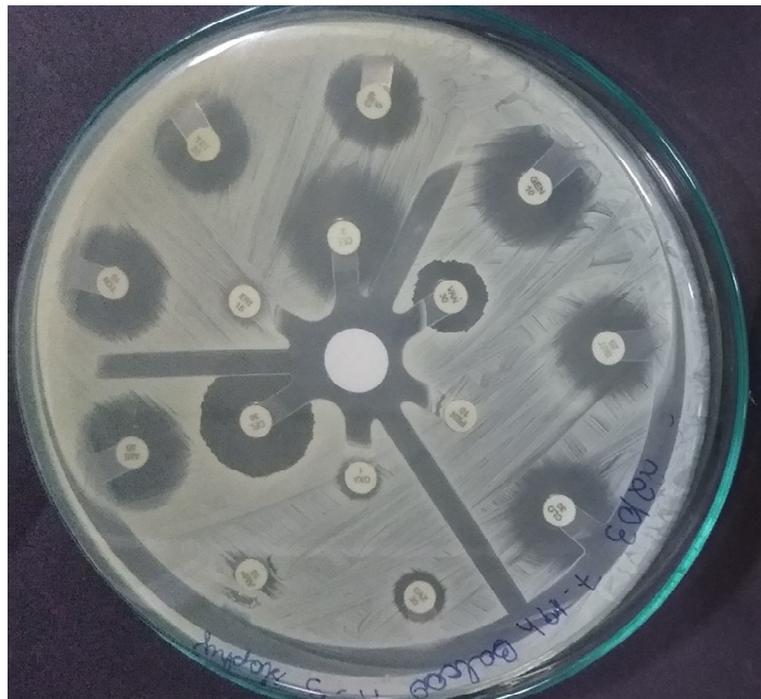


Figura 8 – Antibiograma do *Staphylococcus aureus* de acordo com os diferentes antibióticos testados.

O mesmo fato ocorreu com a contaminação por *Escherichia coli* (Tabela 5) que apresentou somente um caso, impossibilitando a realização de uma proporção.

De acordo com os resultados da Tabela 5, verificou-se que *Escherichia coli* apresentou o padrão de sensibilidade aos antibióticos CAZ, GEN, Ciprofloxacino

(CIP), Tobramicina (TOB) e AMI; para os demais antibióticos estudados, o referido microrganismo apresentou elevada resistência, para todas as cepas isoladas.

Tabela 5: Resultados do antibiograma da *Escherichia coli* de acordo com os diferentes antibióticos testados.

Antibióticos	<i>Escherichia coli</i>			
	Resistente		Sensível	
	N	%	N	%
OXA	1	100	0	0,00
CFL	1	100	0	0,00
ERI	1	100	0	0,00
CLI	1	100	0	0,00
VAN	1	100	0	0,00
PEN	1	100	0	0,00
AMP	1	100	0	0,00
CAZ	0	0,00	1	100
CLO	1	100	0	0,00
SUT	1	100	0	0,00
GEN	0	0,00	1	100
CIP	0	0,00	1	100
TET	1	100	0	0,00
TOB	0	0,00	1	100
AMI	0	0,00	1	100

Em relação a *Staphylococcus epidermidis* e *Klebsiella* spp. verificou-se que as cepas isoladas apresentaram sensibilidade a todos os antibióticos avaliados.

5 DISCUSSÃO

A contaminação microbiana do ar em ambientes hospitalares é afetada por microrganismos transportados pelo ar, sendo avaliada a sua existência, quantidades e tipos. Existem amplas variedades de fatores que influenciam as contagens no ar e, portanto, influenciam as taxas de infecções relacionadas à assistência à saúde (LIM; KIM; CHO, 2010; GODINI et al., 2015; LAX; GILBERT, 2015; SIVAGNANASUNDARA et al., 2019).

O nível e a diversidade da biocontaminação nos ambientes hospitalares dependem de diferentes fatores, como o número e as atividades dos visitantes, sistema de ventilação, pacientes e suas atividades, que contribuem para a disseminação de bioaerossóis, projeto de salas de hospitais, processos e métodos de desinfestação, ar e poeira ao ar livre e outros fatores (BALASUBRAMANIAN; NAINAR; RAJASEKAR, 2012; NASIR et al., 2015; GHANIZADEH; GODINI, 2018; TOLABI; ALIMOHAMMADI; HASSANVAND et al., 2019).

Os bioaerossóis são partículas transportadas pelo ar, constituídos por bactérias, vírus, fungos e parasitas, que penetram no corpo humano por várias vias, como inalação, ingestão e contato com a pele (MIRHOSEINI et al., 2015; BIELAWSKA-DRÓZD et al., 2018; SIVAGNANASUNDARA et al., 2019). As partículas transportadas pelo ar têm alto significado em diferentes partes dos hospitais. Os bioaerossóis podem-se originar de pacientes ou várias características hospitalares internas e fontes ambientais externas. Comparados aos ambientes externos, os espaços internos podem potencialmente colocar os seres humanos em maior risco, porque os espaços fechados podem limitar os aerossóis e atingir níveis de infecção (EKHAISE; OGBOGHODO, 2011; GODINI et al., 2015; RIBEIRO et al., 2019).

A exposição a bioaerossóis tem sido associada à deterioração da saúde entre trabalhadores em diversos ambientes ocupacionais. Isso destaca a necessidade de estudar a qualidade microbiológica do ar dos locais de trabalho (PAGALILAUAN; PARAOAN; VITAL, 2018). Na presente pesquisa, para detectar e caracterizar as bactérias aéreas mesofílicas cultiváveis no ar de uma UTI, nos locais selecionados (banheiro, geladeira e balcão), foi utilizada a técnica de sedimentação passiva. Observou-se que a composição bacteriana foi semelhante em todos os

locais, sendo isolados cocos Gram-positivos, bacilos Gram-negativos e leveduras. *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis*, *Micrococcus* spp., *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp., *Candida albicans* e *Candida* spp. foram detectados em todos os locais avaliados e em todas as coletas. Esses achados sugerem que a presença de bactérias e fungos no ar pode ser um risco potencial para a saúde dos pacientes e dos trabalhadores.

Estudos realizados por Pagalilauan, Paraoan e Vital. (2018) evidenciaram que a composição bacteriana dos bioaerossóis foi de cocos Gram-positivos> bacilos Gram-positivos> bactérias Gram-negativas. Estes autores isolaram *Staphylococcus aureus* e *Bacillus* spp., que também foram detectados em todos os locais avaliados. Segundo Calfee (2011), Lax e Gilbert (2015), Teerawattanapong, Panich e Kulpokin (2018), Walter et al. (2018), os patógenos mais comuns causadores das IRAS são *Clostridium difficile*, *Enterococcus* spp., *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella* spp., *Acinetobacter* spp., *Pseudomonas eruginosa* e *Escherichia coli*. Verificou-se, na presente pesquisa, a presença *Staphylococcus aureus*, *Klebsiella* spp. e *Escherichia coli*.

A exposição a essas partículas presentes no ar pode resultar em distúrbios respiratórios e outros efeitos adversos à saúde, como infecções, pneumonites por hipersensibilidade e reações tóxicas. Além disso, o contato em longo prazo de pessoas com bioaerossóis contaminados pode influenciar nos distúrbios mentais e na capacidade de aprendizagem de uma pessoa (NARUKA; GAUR, 2014). Diferentes condições ambientais, como temperatura, luz ultravioleta e umidade, desempenham um papel no controle do crescimento de partículas em suspensão. No entanto, os microrganismos conseguem alcançar novos hospedeiros para sua sobrevivência (SHEIK; RHEAM; AL SHEHRI, 2015).

Muitas bactérias isoladas em bioaerossóis apresentam resistência a antimicrobianos, e a exposição aos mesmos tem sido associada à deterioração da saúde entre trabalhadores em diversos ambientes ocupacionais (LAX; GILBERT, 2015; AGABA et al., 2017; PAGALILAUAN; PARAOAN; VITAL, 2018). Verificou-se que as cepas de *Micrococcus* spp. e de *E. coli* isoladas na UTI apresentaram padrão de resistência elevado, enquanto o perfil de resistência de *S. aureus* foi baixo e *Klebsiella* spp. e *S. epidermidis* foram sensíveis a todos os antibióticos avaliados. Os resultados obtidos evidenciaram que os bioaerossóis na UTI estavam compostos por microrganismos potencialmente patogênicos, e algumas cepas apresentaram perfil de resistência a antibióticos elevada.

De acordo com Godini et al. (2015), Pagalilauan, Paraoan e Vita (2018), Sivagnanasundara et al. (2019), os hospitais devem executar protocolos mais drásticos e medidas mais severas de controle de infecções. O monitoramento regular da aerobiota hospitalar é, particularmente, recomendado. Altas concentrações microbianas em vários ambientes internos apontam um risco potencial à saúde, predispondo à ocorrência de doenças respiratórias. Como as bactérias e fungos isolados podem ser patogênicos, é pertinente que sua presença seja controlada. Esforços devem ser feitos para minimizar a transmissão aérea de microrganismos oportunistas e seu potencial impacto nos pacientes.

6 CONCLUSÃO

Os bioerossóis da UTI avaliada apresentaram microrganismos viáveis potencialmente patogênicos. Os microrganismos isolados pertenciam às espécies: *Staphylococcus aureus*, *S. epidermidis*, *Microccus* spp., *Escherichia coli*, *Klebsiella* spp., *Candida albicans*, e *Candida* spp.

Ao analisar os locais de coleta, a *Cândida albicans* foi mais frequente em todos os locais de coleta.

As espécies *Microccus* spp. e *E. coli* apresentaram perfil de resistência a antimicrobianos, enquanto *S. aureus* foi sensível à maioria dos antibióticos e *Klebsiella* spp. e *S. epidermidis* evidenciaram sensibilidade de 100%.

A partir da avaliação dos possíveis patógenos dispersos no ar de uma UTI quanto à sua presença e resistência antimicrobiana podem-se fornecer informações sobre a qualidade do ar.

Pesquisas permanentes do ambiente hospitalar são necessárias e são de grandia valia para auxiliar na avaliação da qualidade do ar e reduzir as Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde.

REFERÊNCIAS

ABNT – Associação Brasileira de Normas Técnicas. **NBR 6041**, de 1980. Instalações centrais de ar - condicionado para conforto - parâmetros básicos de projeto. Rio de Janeiro: ABNT, 1980.17 p.

_____. **NBR 7256, 2005**. Tratamento de ar em estabelecimentos assistenciais de saúde (EAS). Requisitos para projeto e execução das instalações. Rio de Janeiro: ABNT, 2005.

_____. **NBR 16401-2**, ago. 2008. Instalações de ar condicionado: sistemas centrais e unitários – projetos das instalações – parâmetros de conforto térmico – qualidade do ar interior. 1. ed. Rio de Janeiro: ABNT, 2008. 66 p. (Válida a partir de 04/09/20078).

AFONSO, M. S. M.; TIPPLE, A. F. V.; SOUZA, A. C. S. et al. A qualidade do ar em ambientes hospitalares climatizados e sua influência na ocorrência de infecções. **Revista Eletrônica de Enfermagem**, Goiânia, v. 6, n. 2, p. 181-188, 2004.

AGABA, P.; TUMUKUNDE, J.; TINDIMWEBWA, J.V.B. et al. Nosocomial bacterial infections and their antimicrobial susceptibility patterns among patients in Ugandan intensive care units: a cross sectional study. **BMC Research Notes**, v. 10, p. 349-360, 2017.

ALMEIDA JÚNIOR, J. N.; BOSZCZOWSKI, Í.; COSTA, S. F. Controle da disseminação de microrganismos multirresistentes. In: BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA). **Segurança do paciente: higienização das mãos**. Brasília: Anvisa: 2008. p. 27-31.

ALMEIDA, V. V. P. **Infecções por *Klebsiella pneumoniae* resistente aos carbapenêmicos em hospital de nível terciário: epidemiologia e caracterização**. 2013. 66 f. Dissertação (Mestrado em Ciências da Saúde) – Faculdade de Medicina, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2013.

ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Anvisa intensifica controle de infecção em serviços de saúde. Informes técnicos institucionais. **Revista de Saúde Pública**, São Paulo, v. 38, n. 3, p. 475-478, 2004.

_____. **Segurança do paciente: higienização das mãos**. Brasília, DF: Anvisa, 2008.

ARAÚJO, M. R. E. Infecções sistêmicas. In: BRASIL. Anvisa – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Microbiologia clínica para o controle de infecção relacionada à assistência à saúde**. Módulo 3: Principais síndromes infecciosas. Brasília, DF: Anvisa, 2013. cap. 7, p. 87-108.

AVISON, M. B.; HIGGINS, C. S.; VON HELDREICH, C. J. et al. Plasmid location and molecular heterogeneity of the L1 and L2 b-lactamase genes of *Stenotrophomonas*

maltophilia. **Antimicrob Agents Chemother**, Bristol, UK, v. 45, n. 2, p. 413-419, Feb 2001.

BALASUBRAMANIAN, R.; NAINAR, P.; RAJASEKAR, A. Airborne bacteria, fungi, and endotoxin levels in residential microenvironments: a case study. **Aerobiologia**, v. 28, p.375-390, 2012.

BIELAWSKA-DRÓZD, A.; CIEŚLIK, P.; BOHACZ, J. et al. Microbiological analysis of bioaerosols collected from Hospital Emergency Departments and ambulances. **Annals of agricultural and environmental medicine**, v. 25, n. 2, p. 274–279, 2018.

BOŽIĆ, J.; ILIĆ, P.; ILIĆ, S. Indoor air quality in the hospital: the influence of heating, ventilating and conditioning systems. **Braz. arch. biol. technol.** Curitiba, PR, v. 62, 2019. Sep 05, 2019.

BRASIL. Portaria n. 2.616, 12 de maio de 1998. Expede diretrizes e normas para prevenção e o controle das infecções hospitalares. **Diário Oficial da União**. Brasília, DF: Ministério da Saúde, 1998. (Saúde Legis – Sistema de Legislação da Saúde)

_____. Anvisa – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução RDC nº 50, de 21 de fevereiro de 2002. Dispõe sobre o Regulamento Técnico para planejamento, programação, elaboração e avaliação de projetos físicos de estabelecimentos assistenciais de saúde. **Diário Oficial da União**, de 22/02/2002. Brasília: Ministério da Saúde/Anvisa, 2002. (Saúde Legis - Sistema de Legislação da Saúde).

_____. Anvisa – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Resolução RE nº 9**, de 16 de janeiro de 2003. Determina a publicação de orientação técnica elaborada por grupo técnico assessor, sobre padrões referenciais de qualidade do ar interior, em ambientes climatizados artificialmente de uso público e coletivo. Brasília, DF: Anvisa, 2003.

_____. Ministério da Saúde. Resolução-RDC nº 7, de 24 de fevereiro de 2010. Dispõe sobre os requisitos mínimos para funcionamento de Unidades de Terapia Intensiva e dá outras providências. **Diário Oficial da União**, nº 37, de 25/02/10, seção 1, p. 48, 2010. Brasília, DF: Ministério da Saúde, 2010a.

_____. Ministério da Saúde. **Resolução RDC nº 42**, de 25 de outubro de 2010. Dispõe sobre a obrigatoriedade de disponibilização de preparação alcoólica para fricção antisséptica das mãos, pelos serviços de saúde do País, e dá outras providências. Brasília, DF: Ministério da Saúde/Anvisa, 2010b. (Saúde Legis - Sistema de Legislação da Saúde).

_____. Conselho Nacional da Saúde. **Resolução 466/12**, de 12 de dezembro de 2012. Aprova as diretrizes e normas regulamentadoras de pesquisas envolvendo seres humanos. Brasília: CNS, 2012.

_____. Anvisa – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Ministério da Saúde. **Programa nacional de prevenção e controle de infecções relacionadas à assistência à saúde (2013 – 2015)**. Brasília: Anvisa, set. 2013a.

_____. Anvisa – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Microbiologia clínica para o controle de infecção relacionada à assistência à saúde**. Módulo 3: Principais síndromes infecciosas. Brasília, DF: Anvisa, 2013b. 150 p. (9 v.).

_____. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Medidas de prevenção de infecção relacionada à assistência à saúde**. Brasília: Anvisa, 2017. 122 p.

BUT, A.; YETKİN, M. A.; KANYILMAZ, D. et al. Analysis of epidemiology and risk factors for mortality in ventilator-associated pneumonia attacks in intensive care unit patients. **Turkish Journal Medical Sciences**, Turkey, n. 47, p. 812-816, Jun. 12, 2017.

CALFEE, D. P. Crisis in hospital-acquired, healthcare-associated infections. **Annual Review of Medicine**, v. 6, p. 359–371, 2011.

CLSI – Clinical and Laboratory Standards Institute. **Verification of commercial microbial identification and antimicrobial susceptibility testing systems**. 1st. ed. CLSI guideline M52. Wayne, PA: Clinical and Laboratory Institute, 2015.

_____. **Suggested Grouping of US-FDA approved antimicrobial agents that should be considered for routine testing and reporting on nonfastidious organisms by clinical laboratories**. 29th. ed. CLSI guideline M100-S29. Wayne, PA: Clinical and Laboratory Institute, 2019.

CORDEIRO, A. L. A. O.; OLIVEIRA, M. M. C.; FERNANDES, J. D. et al. Contaminação de equipamentos em unidade de terapia intensiva. **Acta Paulista de Enfermagem**. v. 28, n. 2, p. 160-165, 2015.

COTRIM, É. R.; ROCHA, R. D. R.; FERREIRA, M. F. R. *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase – KPC em *Enterobacteriaceae*: o desafio das bactérias multirresistentes. **Pós em revista do Centro Universitário Newton Paiva**, ed. 5, p. 268-275, jan. 2012.

DABUL, A. N. G. **Estudo epidemiológico molecular de *Staphylococcus aureus* resistentes à meticilina (MRSA) isolados no Brasil e estudo da proteína reguladora de reposição GraR**. 2014. 136 f. Tese (Doutorado em Ciências) – Instituto de Física de São Carlos, Universidade de São Paulo, São Carlos, São Carlos, 2014.

DRESCH, F.; BIRKHEUER, C. F.; REMPEL, C. et al. Contaminação de superfícies localizadas em unidades de terapia intensiva e salas de cirurgia: uma revisão sistemática da literatura. **R Epidemiol Control Infec**, Santa Cruz do Sul, v. 8, n. 1, p. 85-91, 2018. ISSN 2238-3360.

EKHAISE, F.; OGBOGHODO, B. I. Microbiological indoor and outdoor air quality of two major hospitals in Benin City, Nigeria. **Journal of Biomedical Research**, v. 3, p.169-174, 2011.

ESLAMI, A.; KARIMI, F.; KARIMI, Z. et al. A survey of the quantity and type of biological aerosols in selected wards of a teaching hospital in Ghazvin. **Electronic physician**, v. 8, n. 4, p. 2281–2285, 2016. doi:10.19082/2281.

ESPOSITO, S.; LEONE, S. Antimicrobial treatment for Intensive Care Unit (ICU) infections including the role of the infectious disease specialist. **Int J Antimicrob Agents**, v. 29, n. 5, p. 494-500, May 2007. (Epub 2007 March 7).

FESTUCCIA, J. M. Z.; ANDRADE, D.; BERALDO, C. C. et al. *Staphylococcus aureus* e a atividade *in vitro* da clorexidina. **Rev Ciênc Farm Básica Apl.**, v. 34, n. 3, p. 411-415, 2013.

FIGUEIREDO, D. A. **Fatores de risco associados à infecção hospitalar em uma unidade de terapia intensiva**. 2012. 107 p. Dissertação (Mestrado em Modelos em Saúde) – Centro de Ciências Exatas e da Natureza, Universidade Federal da Paraíba, João Pessoa, PB, 2012.

FLETCHER, L. A.; NOAKES, C. J.; BEGGS, C. B. et al. The importance of bioaerosols in hospital infections and the potential for control using germicidal ultraviolet irradiation. In: MONEDERO, M. A. S.; GARCIA-FERRANDEZ, A. R. (Eds.) **Proceedings of the 1st seminar on Applied Aerobiology**, Murcia, Spain, 20th March 2004. Segura, Spain: Centro de Edafología y Biología Aplicada del Segura, University of Leeds; 2004. 136 p. ISBN 8468867217.

FOCACCIA, R. (Ed.). **Tratado de infectologia**. 5. ed. rev. atual. São Paulo: Atheneu; 2015. p. 3-7.

FREITAS, E. S. **Percepções de profissionais que atuam em unidade de terapia intensiva sobre a ocorrência de infecções relacionadas à assistência**. 2010. 141 p. Dissertação (Mestrado Profissional em Enfermagem) – Faculdade de Medicina de Botucatu, Universidade Estadual Paulista (UNESP), Botucatu, SP, 2010. Capes: 40400000.

GHANIZADEH, F.; GODINI, H. A review of the chemical and biological pollutants in indoor air in hospitals and assessing their effects on the health of patients, staff and visitors. **Rev Environ Health**, v. 33, p. 231-245, 2018 Sept 25. doi: 10.1515/reveh-2018-0011.

GODINI, H.; AZIMI, F.; KAMAREHIE, B. et al. Bio-aerosols concentrations in different wards of Khorramabad Hospital, Iran, 2013. **International Journal Environmental Health Engineering**, v. 4, p. 23-28, 2015.

GARCIA, P. N. **Adesão dos profissionais de saúde às precauções de contato em unidade de terapia intensiva**. 2011. 110 p. Dissertação (Mestrado Profissionalizante em Enfermagem) – Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, SP, 2011.

GUIMARÃES, P.D.C.; VIEIRA, F.O. **A *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase (KPC): bactérias multirresistentes**. São Paulo, SP: Centro Universitário Izabela Hendrix, 2014. 11 p. Disponível em: <https://www.metodista.br/revistas/revistas-izabela/index.php/aic/article/viewFile/495/480>. Acesso em: 21 mar. 2019.

GUSMÃO, M. E.; DOURADO, I.; FIACCONE, R. L. Nosocomial pneumonia in the intensive care unit of a Brazilian university hospital: an analysis of the time span from admission to disease onset. **Am J Infect Control**, n. 32, p. 209-214, jun. 2004.

Haidar, G.; Clancy, C. J.; Shields, R. K. et al. Mutations in *bla*_{KPC-3} that confer ceftazidime-avibactam resistance encode novel *kpc-3* variants that function as extended-spectrum β -lactamases. **Antimicrob Agents and Chemother**, v. 61, n. 5, p. e02534-16, Apr 24, 2017. doi: 10.1128/AAC.02534-16.

HAYLEYESUS, S. F.; MANAYE, A. M. Microbiological quality of indoor air in university libraries. **Asian Pac J Trop Biomed.**, v. 4, (Supl. 1), p. S312-S317, May 2014. doi: 10.12980/APJTB.4.2014C807.

HEGGENDORNN, L. H.; GOMES, S. W. C.; SILVA, N. A. et al. Epidemiological profile and antimicrobial susceptibility of microorganisms isolated from nosocomial infections. **Revista Saúde e Meio Ambiente (RESMA)**, Três Lagoas, v, 2, n.1, p. 26-47, jan./jul. 2016. ISSN: 2447-8822.

HONORATO, G. M. Verificação de fungos anemófilos na U.T.I. do Hospital Santa Lucinda (Sorocaba/SP), antes e depois de sua limpeza. **Revista Eletrônica de Biologia** v. 2, p. 19-31, 2009.

KALWASIŃSKA, A.; BURKOWSKA, A.; WILK, I. Microbial air contamination in indoor environment of a university library. **Ann Agric Environ Med**, Lublin, v. 19, n. 1, p. 25-29, 2012.

LAX, S.; GILBERT, J. A. Hospital-associated microbiota and implications for nosocomial infections. **Trends in Molecular Medicine**, v. 21, p. 427–432, 2015.

LEVY, S. B.; MARSHALL, B. Antibacterial resistance worldwide: causes, challenges and responses. **Nature Medicine**, v. 10, n. 12, p. S122–129, Dec. 2004.

LIM, T.; KIM, B. S.; CHO, J. The predictions of infection risk of indoor airborne transmission of diseases in high-rise hospitals: tracer gas simulation. **Energy Buildings**, v. 42, p.1172-1181, 2010.

MACHADO, E. C. M.; LIMBERGER, V. C.; SCHNEIDER, R. C. S. et al. Avaliação da qualidade do ar de um centro cirúrgico de um hospital do sul do Brasil. **Revista salud pública**, v. 18, n. 3 p. 447-458, 2016.

MARRA, A. R.; CAMARGO, L. F. A.; PIGNATARI, A. C. C. et al. Nosocomial bloodstream infections in Brazilian hospitals: analysis of 2,563 cases from a prospective nationwide surveillance study. **Journal Clinical Microbiology**, v, 49, n. 5, p. 1866-1871, May 2011.

MARTINS-DINIZ, J.N. Monitoramento de fungos anemófilos e de leveduras em unidade hospitalar. **Revista Saúde Pública**, São Paulo, v. 39, n. 3, p. 398-405, 2005.

MARTINS, M. A. (Ed.). **Manual de infecção hospitalar**. Epidemiologia, prevenção e controle. 2. ed. Belo Horizonte: MEDSI, 2001. 1116 p.

MEDRADO, M. M. P. M. **Avaliação da utilização da técnica de lavagem das mãos pelo profissional de enfermagem em Unidade de Terapia Intensiva Neonatal**. 2012. 57 f. Dissertação (Mestrado Profissionalizante em Enfermagem) – Universidade Estadual Paulista “Júlio de Mesquita Filho”, Botucatu, SP, 2012. Capes: 40403009.

MENDES, G. O.; PRANCHEVICIUS, M. C.; CUELLAR, P. M. G. Perfil bacteriológico das mãos de profissionais de saúde do centro cirúrgico e do pós-operatório do hospital geral de Palmas. In: SEMINÁRIO DE INICIAÇÃO CIENTÍFICA, 11-14 dez. 2012. **Anais...** Universidade Federal de Tocantins (UFP), Palmas, 2012. [s.p.].

MEYER, G.; PICOLI, S. U. Fenótipos de betalactamases em *Klebsiella pneumoniae* de hospital de emergência de Porto Alegre. **Jornal Brasileiro de Patologia Medicina Laboratorial**, v. 47, n. 1, p. 25-31, fev. 2011.

MIRHOSEINI, S.H.; NIKAEEN, M.; KHANAHMD, H. et al. Monitoring of airborne bacteria and aerosols in different wards of hospitals – Particle counting usefulness in investigation of airborne bacteria. **Ann Agric Environ Med**, v. 22, n. 4, p. 670–673, 2015. doi: <https://doi.org/10.5604/12321966.1185772>.

MORAES, G. M.; COHRS, F. M.; BATISTA, R. E. A. et al. Infecção ou colonização por micro-organismos resistentes: identificação de preditores. **Acta Paulista Enfermagem**, São Paulo, v. 26, n. 2, p. 185-191, 2013.

MOTA, R. J. B.S.; GIL, T. G. B.; LIMA, F. B. et al. Qualidade do ar interno no ambiente hospitalar: uma revisão integrativa. **Revista Saúde**, Universidade de Guarulhos (UnG), Guarulhos, SP, v. 8, n.1/2, p. 44-52, 2014.

MURRAY, B. E.; ARIAS C.A.; NANNINI E. C. Glycopeptides (vancomycin and teicoplanin), streptogramins (quinupristin-dalfopristin), lipopeptides (daptomycin), and lipoglycopeptides (telavancin). In: JOHN, E. B., DOLIN, R.; MARTIN, J. (Eds.). **Blaser Mandell, Douglas, and Bennett's principles and practice of infectious diseases**. 8th. ed. Philadelphia: Elsevier, 2015. p. 376- 400.

MURRAY, P. R.; ROSENTHAL, K.; PFALLER, M. **Medical microbiology**. 8th ed. Philadelphia, PA (USA): Elsevier Health Sciences, Oct. 2015. 848 p. ISBN: 9780323299565.

NAPOLI, C.; MARCOTRIGIANO, V.; MONTAGNA, M.T. Air sampling procedures to evaluate microbial contamination: a comparison between active and passive methods in operating theatres. **BMC Public Health**, v.12, p. 594-600, 2012.

NASIR, Z. A.; MULA, V.; STOKOE, J. et al. Evaluation of total concentration and size distribution of bacterial and fungal aerosol in healthcare built environments. **Indoor and Built Environment**, v. 24, n. 2, p. 269–279, Nov. 15, 2015.

NARUKA, K.; GAUR, J. Distribution pattern of airborne bacteria and fungi at market area. **American-Eurasian Journal Science Research**, v. 9, n. 6, p.186-192, 2014.

NÓBREGA, M. S. **Evolução da resistência e aspectos microbiológicos de *Pseudomonas aeruginosa* e *Acinetobacter baumannii* em unidades de terapia intensiva**. 2011. 77 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Ambientais e Saúde) – Pontifícia Universidade Católica de Goiás, Goiânia, 2011.

NÓBREGA, M. S.; CARMO FILHO, J. R.; PEREIRA, M. S. Evolução da resistência de *Pseudomonas aeruginosa* e *Acinetobacter baumannii* em unidades de terapia intensiva. **Revista Eletrônica Enfermagem**, v. 15, n. 3, p. 696-703, jul./set. 2013.

OLIVEIRA, A. C.; KOVNER, C. T.; SILVA, R. S. Infecção hospitalar em unidade de tratamento intensivo de um hospital universitário brasileiro. **Revista Latino-Americana Enfermagem**, v. 18, n. 2, 8 telas, mar./abr. 2010.

OLIVEIRA, A. C.; ANDRADE, F. S.; DIAZ, M. E. P. et al. Colonização por micro-organismo resistente e infecção relacionada ao cuidar em saúde: **Acta paulista enfermagem**, São Paulo, v. 25, n. 2, p. 183-189, 2012.

OLIVEIRA, C. G.; COSTA, B. B.; SANTOS, C. A. et al. Perfil de resistência e incidência de *Klebsiella pneumoniae* em um hospital público de ensino. **Revista Uningá Review**, Uningá, v. 25, n. 3, p. 36-40, jan./mar. 2016. ISSN 2178-2571.

OLIVEIRA, H. M.; SILVA, C. P. R.; LACERDA, R. A. Políticas de controle e prevenção de infecções relacionadas à assistência à saúde no Brasil: análise conceitual. **Revista Escola Enfermagem USP**, São Paulo, v. 50, n. 3, p. 505-511, 2016.

PADOVEZE, M. C.; FORTALEZA, C. M. C. B. Infecções relacionadas à assistência à saúde: desafios para a saúde pública no Brasil. **Revista Saúde Pública**, v. 48, n. 6, p. 995-1001, 2014.

PADRÃO, M. C.; MONTEIRO, M. L.; MACIEL, N. R. et al. Prevalência de infecções hospitalares em unidade de terapia intensiva. **Revista Brasileira Clínica Médica**, v. 8, n. 2, p. 125-128, 2010.

PAGALILAUAN, H. A. M.; PARAOAN, C. E. M.; VITAL, P. G. Detection of pathogenic bioaerosols and occupational risk in a Philippine landfill site. **Arch Environ Occup Health**, v. 73, n. 2, p. 107-114, March 4, 2018. doi: 10.1080/19338244.2017.1299087. Epub Apr 18, 2017.

PANTOJA, L. D. M.; COUTO, M. S.; PAIXÃO, G. C. Diversidade de bioaerossóis presentes em ambientes urbanizados e preservados de um campus universitário. **Biológico**, São Paulo, v. 69, n.1, p.41-47, jan./jun., 2007.

PASCOAL, T. I. S. **Padrão de resistência da *Klebsiella pneumoniae* aos antibióticos**. 2014. 114 f. Dissertação (Mestrado em Ciências Farmacêuticas) – Faculdade de Ciências da Saúde, Universidade da Beira Interior, Beira Interior, Portugal, jul. 2014. Disponível em:

https://ubibliorum.ubi.pt/bitstream/10400.6/5323/1/3573_7259.pdf>. Acesso em: 14 mar. 2019.

PASSADOURO, R.; FONSECA, R.; FIGUEIREDO, F. et al. Avaliação do perfil de sensibilidade aos antibióticos na infecção urinária da comunidade. **Acta Médica Portuguesa**, v. 27, n. 6, p. 737-742, Nov./Dec. 2014.

PEREIRA, R. G.; REIS, D.; AMBRÓSIO JÚNIOR, G. N. et al. Bioaerossóis bacterianos em um hospital. **Rev. Ciênc. Farm. Básica Apl.**, v. 26, n.1, p. 77-81, 2005.

PIGNATARI, A. C. C.; MAMIZUKA, E. M. Infecções da pele e tecido subcutâneo. In: BRASIL. Anvisa – Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Microbiologia clínica para o controle de infecção relacionada à assistência à saúde**. Módulo 3: Principais síndromes infecciosas. Brasília, DF: Anvisa, 2013. 150 p., cap. 3, p. 37-53. (9 v.).

PNAS – **Proceedings** of the National Academy of Sciences of the United States of America. Staphylococcus Photo. [Internet], March 25, 2019. Disponível em: <https://noticiaalternativa.com.br/staphylococcus-aureus>. Acesso em: 25 mar. 2019.

QUADROS, M. E. **Qualidade do ar em ambientes internos hospitalares: parâmetros físico-químicos e microbiológicos**. 2008. 134 p. Dissertação (Mestrado em Engenharia Ambiental) – Universidade Federal de Santa Catarina, Florianópolis SC, 2008.

QUADROS, M. E.; LISBOA, H. M.; OLIVEIRA, V. L. et al. Qualidade do ar em ambientes internos hospitalares: estudo de caso e análise crítica dos padrões atuais. **Eng Sanit Ambient**, v. 14, n. 3, p. 431-438. jul./set. 2009.

RAMPHAL, L.; SUZUKI, S.; McCRACKEN, I. M. et al. Improving hospital staff compliance with environmental cleaning behavior. **Proceedings (Bayl Univ Med Cent)**, Dallas, Texas (USA), v. 27, n. 2, p. 88-91, Apr 2014. Available from: <https://www.ncbi.nlm.nih.gov/pmc/articles/PMC3954653>. Accessed on: March 19, 2019.

REED, D.; KEMMERLY, S. A. Infection control and prevention: a review of hospital-acquired infections and the economic implications. **Ochsner Journal**, v. 9, n. 1, p. 27–31, Spring 2009.

RESENDE, J. P.; PAGANINI, M. C.; VERONEZE, I. et al. Infecção e colonização por bactéria produtora de carbapenemase em pacientes de um hospital terciário: caracterização clínica e epidemiológica. **Rev. Med. UFPR**, v. 2, n. 3, p. 113-117, jul./set. 2015.

RIBAS, R. M.; GONTIJO FILHO, P. P.; CEZARIO, R. C. et al. Fatores de risco para colonização por bactérias hospitalares multirresistentes em pacientes críticos, cirúrgicos e clínicos em um hospital universitário brasileiro. **Rev Med Minas Gerais**, v. 19, n. 3, p. 193-197, 2009.

RIBEIRO, L. F.; LOPES, E. M.; KISHI, L.T. et al. Microbial community profiling in Intensive Care Units expose limitations in current sanitary standards. **Front. Public Health**, v.7, p. 240-247, Aug 2019.

ROCHA, C. A.; BÁEZ, N. A.; VILLARROEL, E. V. et al. Study of bioaerosols in surgical theaters and intensive care units from a public general hospital. **The Journal of Bioscience and Medicine**, v. 2, n. 3, 2012.

ROSA, P. F.; AGUIAR, M. L.; BERNARDO, A. Avaliação da eliminação de bioaerossóis em filtros de malha modificados com nanopartículas de prata. **Eng Sanit Ambient.**, v. 21, n. 4, p. 747-752, out./dez. 2016.

RUTALA, W. A; WEBER, D. J. Disinfectants used for environmental disinfection and new room decontamination technology. **American Journal of Infection Control**, v. 41, n. 5 (Supl.), p. S36-41. 2013.

SANTOS, A. A. M. **O modelo brasileiro para o controle das infecções hospitalares**: após vinte anos de legislação, onde estamos e para onde vamos? 2006. 135 f. Dissertação (Mestrado em Ciências da Saúde: Infectologia e Medicina Tropical) – Faculdade de Medicina, Universidade Federal de Minas Gerais, Belo Horizonte, 2006.

SANTOS, N. Q. A resistência bacteriana no contexto da infecção hospitalar. **Texto Contexto Enferm**, v. 13, n. esp., p. 64-70, 2004.

SBP – Sociedade Brasileira de Pediatria (Org.). Betalactâmicos e Quinolonas. **Sociedade Brasileira de Pediatria**, Rio de Janeiro, n. p. 1, p. 1, 13 abr. 2013.

SCHIRMER, W. N.; PIAN, L. B.; SZYMANSKI, M. S. E. et al. A poluição do ar em ambientes internos e a síndrome dos edifícios doentes. **Ciências & Saúde Coletiva**, v. 16, n. 8, p. 3583-3590, 2011.

SEIBERT, G.; HÖRNER. R.; MENEGHETTI, B. H. et al. Infecções hospitalares por enterobactérias produtoras de *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase em um hospital escola. **Einstein**, São Paulo, v. 12, n. 3, p. 282-286, 2014.

SETLHARE, G.; MALEBO, N.; SHALE, K. et al. Identification of airborne microbiota in selected areas in a health-care setting in South Africa. **BMC Microbiology**, v. 14, n. 100, p. 1-10, 2014.

SHEIK, G. B.; RHEAM, A. I. A. A.; AL SHEHRI, Z. S. Assessment of bacteria and fungi in air from college of applied Medical Sciences (male) at AD-Dawadmi, Saudi Arabia. **International Research Journal of Biological Sciences**, v. 4, n. 9, p.1-5, 2015.

SILVA, D. P.; NAZARÉ, D. L.; MUNIZ, J. W. C. et al. Infecções hospitalares associadas à qualidade do ar em ambientes climatizados. **Rev Epidemiol Control Infect.**, ano III, v. 3, n. 4, p. 153-157, out./dez. 2013.

SILVA, E. R. F.; SILVA, R. A. R. Incidência de infecções por *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase em Unidade de Terapia Intensiva – UTI. In: 9º FÓRUM DE ENSINO, PESQUISA, EXTENSÃO E GESTÃO FEPEG, 23 a 26 setembro 2015, Câmpus Universitário Professor Darcy Ribeiro. **Anais...** Montes Claros, MG: Universidade Estadual de Montes Claros (Unimontes), 2015.

SILVA, C. D. R.; SILVA JÚNIOR, M. Strategies for appropriate antibiotic use in intensive care unit. **Einstein (São Paulo)**, São Paulo, v.13, n.3, July/Sept. 2015. 7 p. (Epub June 30, 2015).

SILVA PERNA, T. D. G.; PUIATTI, M. A.; PERNA, D. H. et al. Prevalência de infecção hospitalar pela bactéria do gênero *Klebsiella* em uma unidade de terapia intensiva. **Rev Soc Bras Clin Med**, v. 13, n. 2, p. 119-123, abr./jun. 2015.

SILVA, S. S. D. M.; CAMARGO, B. Incidência de *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase (KPC) em ambiente hospitalar. In: SIMPÓSIO DE TCC E SEMINÁRIO IC, 2016/2º. **Anais...** Icesp, 2016. p. 403-408.

SILVEIRA, D. T.; CÓRDOVA, F. P. A pesquisa científica. In: GERHARDT, T. E.; SILVEIRA, D. T. (Org.). **Métodos de pesquisa**. Porto Alegre: UFRGS, 2009. v. 3, p. 31-42.

SIVAGNANASUNDARA, M. P.; AMARASEKARA, R. W. K.; MADEGEDARA, R. M. D. et al. Assessment of airborne bacterial and fungal communities in selected areas of teaching hospital, Kandy, Sri Lanka. **BioMed Research International**, v. 2019, p. 11- 22, 2019. <https://doi.org/10.1155/2019/7393926>.

SOARES, M. A. **Contaminação das mãos de profissionais de saúde de uma unidade de terapia intensiva neonatal por microrganismos multirresistentes**. 2017. 34 f. Monografia (Graduação em Ciências Biológicas) – Ciências Biológicas, Universidade Federal de Uberlândia, Uberlândia, 2017.

SOLOMON F. B.; WADILO, F. W.; AROTA, A. A. et al. Antibiotic resistant airborne bacteria and their multidrug resistance pattern at university teaching referral hospital in South Ethiopia. **Ann Clin Microbiol Antimicrob**, v. 16, n. 1, p. 16-29, Apr 12, 2017.

STERLING, T. D.; COLLETT, C.; RUMEL, D. A epidemiologia dos "edifícios doentes". **Rev Saúde públ**, São Paulo, v. 25, n. 1, p. 56-63, 1991.

STERN, R. **Caracterização química e física dos aerossóis durante a estação seca de 2013 na Amazônia Central**. 2015. 94 f. Dissertação (Mestrado em Clima e Ambiente) – Instituto Nacional de Pesquisas da Amazônia (INPA), Universidade do Estado do Amazonas (UEA), Manaus, 2015.

TEERAWATTANAPONG, N.; PANICH, P.; KULPOKIN, D. et al. A systematic review of the burden of multidrug resistant healthcare-associated infections among intensive care unit patients in Southeast Asia: the rise of multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii*. **Infect Control Hosp Epidemiol**, v. 39, n. 5, p. 525–533. May 2018.

TOLABI, Z.; ALIMOHAMMADI, M.; HASSANVAND, M. S. The investigation of type and concentration of bio-aerosols in the air of surgical rooms: A case study in Shariati hospital, Karaj. **MethodsX**, v. 6, p.641-650, 2019.

TORTORA, G. J.; FUNKE, B. R.; CASE, C. L. **Microbiologia**. Trad. Aristóbolo Mendes da Silva et al.; revisão técnica Flávio Guimarães da Fonseca. 10. ed. Porto Alegre, RS: Artmed, 2012. 967 p.

VALADARES, B. S.; BARBOSA, R. M.; TEIXEIRA, R. A. V. et al. Contaminação de uniformes privativos utilizados por profissionais que atuam nas unidades de terapia intensiva. **R Epidemiol Control Infec**, Santa Cruz do Sul, v. 7, n. 1, p. 8-13, 2017. [ISSN 2238-3360].

VILARINHO, L. M.; VILARINHO, M. L. C. M.; SILVA, F. L. et al. Isolamento e *Staphylococcus aureus* em mãos de profissionais de Unidades de Terapia Intensiva. **Rev. Pre. Infec e Saúde**, v. 1, n. 1, p. 10-18, 2015.

WALTER, J.; HALLER, S.; QUINTEN, C. et al. Healthcare-associated pneumonia in acute care hospitals in European Union/European economic area countries: an analysis of data from a point prevalence survey, 2011 to 2012. **Euro Surveill.**, v. 23, n. 32, p. 1-12, Aug 9, 2018.

WINN-JUNIOR, W. C.; ALLEN, S. D.; JANDA, W. M. **Koneman, diagnóstico microbiológico**: texto e atlas colorido. 6. ed. Rio de Janeiro: Guanabara-Koogan, 2012.

ZAR, J. H. **Biostatistical Analysis**. 5th. ed. Essex: Prentice Hall, 2009.

ZEEB, H.; SHANNOUN, F.; WHO (Organización Mundial de la Salud). **Manual de la OMS sobre el radón en interiores**: una perspectiva de salud pública. Organización Mundial de la Salud, Ginebra, 2015. 100 p. ISBN 978 92 4 354767 1. Disponível em: https://apps.who.int/iris/bitstream/handle/10665/161913/9789243547671_spa.pdf?sequence=1&isAllowed=y. Acesso em: 14 mar. 2019.

APÊNDICE A – AUTORIZAÇÃO PARA COLETA DE DADOS NA UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA

Fernandópolis, 17 de dezembro de 2018

Ilmo. Sr. Duílio Igor de Oliveira
Gerente administrativo da Irmandade Santa Casa de Fernandópolis

Venho por meio deste, solicitar autorização para coleta de dados na Unidade de Terapia Intensiva da Santa Casa pela aluna, Tharinne Oliveira Silva Cavalheiro, enfermeira, COREN 352865, regularmente matriculado no Programa de Pós Graduação *Strictu Sensu* em Ciências Ambientais – Nível de Mestrado na Universidade Brasil, *campus* de Fernandópolis, sob orientação da Profª Drª Dora Inés Kozusny-Andreani.

Para embasar sua análise, seguem esclarecimentos sobre a pesquisa e cópia do Projeto (anexo).

Título da Pesquisa: Avaliação dos micro-organismos patogênicos presentes em bioaerossóis no ambiente de uma unidade de terapia intensiva

Objeto: Coleta dos bioaerossóis dispersos no ar da Unidade de Terapia Intensiva.

Objetivo: Avaliar a presença de microrganismos patogênicos presentes em bioaerossóis em uma Unidade de Terapia Intensiva de um hospital no noroeste paulista.

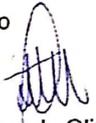
Período: dezembro de 2018 a fevereiro de 2019.

Sendo só para o momento, reiteramos admiração, respeito e estima enquanto aguardamos parecer.

Atenciosamente,


Profa. Dra. Dora Inés Kozusny-Andreani
Orientadora

Parecer: deferido () indeferido


Duílio Igor de Oliveira
Gerente administrativo
Irmandade Santa Casa de Fernandópolis

APÊNDICE B – APROVAÇÃO DO CEP PARA COLETA DE DADOS NA UNIDADE DE TERAPIA INTENSIVA

Fernandópolis, 17 de dezembro de 2018.

Ref: Solicitação de Autorização Institucional para pesquisa

Ilustríssimo Senhor,

Eu, Dora Inês Kozusny-Andreani, orientadora do Programa de Mestrado em Ciências Ambientais da Universidade Brasil de Fernandópolis/SP, venho por meio deste solicitar a Vossa autorização para que Tharinne Oliveira Silva Cavalheiro, aluna da pós-graduação *Stricto sensu* deste Programa, possa realizar coleta dentro da Unidade de Terapia Intensiva da Santa Casa de Misericórdia de Fernandópolis.

Título: Avaliação dos microrganismos patogênicos presentes em bioaerossóis no ambiente de uma unidade de terapia intensiva.

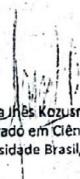
Objetivo: Avaliar a presença de microrganismos patogênicos presentes em bioaerossóis em uma Unidade de Terapia Intensiva de um hospital do noroeste paulista.

Procedimento para coleta: Autorização para coleta de dados por meio de exposição de placas de petri para análise em laboratório.

Os dados serão coletados após parecer favorável deste documento, estando a coleta prevista para os meses de dezembro de 2018 a fevereiro de 2019.

Informamos que nos responsabilizamos pela devolutiva dos resultados.

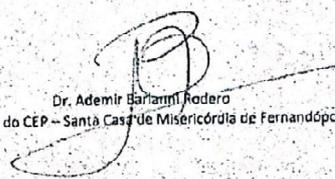
Agradecemos a consideração e nos colocamos à disposição para quaisquer esclarecimentos.


Prof. Dra. Dora Inês Kozusny-Andreani
Programa de Mestrado em Ciências Ambientais
Universidade Brasil/SP

Despacho:

Deferido

Indeferido


Dr. Ademir Barilanti Rodero
Presidente do CEP – Santa Casa de Misericórdia de Fernandópolis