

UNIVERSIDADE FEDERAL DE GOIÁS
FACULDADE DE ENFERMAGEM
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENFERMAGEM

GISELLE PINHEIRO LIMA AIRES GOMES

REANIMADOR MANUAL: QUANDO TROCAR NO MESMO PACIENTE?

GOIÂNIA, 2016

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

Na qualidade de titular dos direitos de autor, autorizo a Universidade Federal de Goiás (UFG) a disponibilizar, gratuitamente, por meio da Biblioteca Digital de Teses e Dissertações (BDTD/UFG), regulamentada pela Resolução CEPEC nº 832/2007, sem ressarcimento dos direitos autorais, de acordo com a Lei nº 9610/98, o documento conforme permissões assinaladas abaixo, para fins de leitura, impressão e/ou *download*, a título de divulgação da produção científica brasileira, a partir desta data.

1. Identificação do material bibliográfico: ☐ Dissertação ☒ Tese

2. Identificação da Tese ou Dissertação

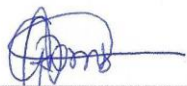
Nome completo do autor: Giselle Pinheiro Lima Aires Gomes

Título do trabalho: Reanimador manual: quando trocar no mesmo paciente?

3. Informações de acesso ao documento:

Concorda com a liberação total do documento ☒ SIM ☐ NÃO

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



Assinatura do (a) autor (a)

Data: 20 / 10 / 2016

GISELLE PINHEIRO LIMA AIRES GOMES

**REANIMADOR MANUAL: QUANDO TROCAR NO MESMO
PACIENTE?**

Tese de Doutorado apresentada ao Programa de Pós-Graduação em Enfermagem da Faculdade de Enfermagem da Universidade Federal de Goiás para a obtenção do título de Doutor em Enfermagem.

Área de concentração: A Enfermagem no cuidado à Saúde Humana

Linha de pesquisa: Epidemiologia, prevenção e controle de doenças infecciosas

Orientador: Profa. Dra. Adenicia Custódia Silva e Souza

Co-orientadora: Profa. Dra. Milca Severino Pereira

GOIÂNIA, 2016

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

Pinheiro Lima Aires Gomes, Giselle

Reanimador Manual: quando trocar no mesmo paciente?
[manuscrito] / Giselle Pinheiro Lima Aires Gomes. - 2016.
CXVIII, 118 f.: il.

Orientador: Profa. Dra. Adenícia Custódia Silva e Souza; co
orientadora Dra. Milca Severino Pereira.

Tese (Doutorado) - Universidade Federal de Goiás, Faculdade de
Enfermagem (FEN), Programa de Pós-Graduação em Enfermagem,
Goiânia, 2016.

Bibliografia. Anexos. Apêndice.

Inclui siglas, fotografias, abreviaturas, gráfico, tabelas, lista de
figuras, lista de tabelas.

1. Infecção Hospitalar. 2. Contaminação de Equipamentos. 3.
Enfermagem. 4. Resistência Microbiana a Medicamentos. 5.
Unidades de Terapia Intensiva. I. Custódia Silva e Souza, Adenícia,
orient. II. Título.

CDU 616-083



FEN
FACULDADE DE
ENFERMAGEM

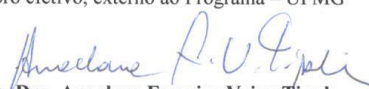


PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM ENFERMAGEM

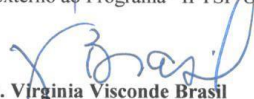
ATA DE DEFESA DE TESE DE DOUTORADO DE GISELLE PINHEIRO LIMA AIRES GOMES. Aos trinta e um dias do mês de março de dois mil e dezesseis (31/02/2016), às 08h00min, reuniram-se os componentes da Banca Examinadora: **Profa. Dra. Adenícia Custódia Silva e Souza, Profa. Dra. Adriana Cristina de Oliveira, Profa. Dra. Anaclara Ferreira Veiga Tipple, Profa. Dra. Lara Stefânia Netto de Oliveira Leão, Profa. Dra. Virginia Visconde Brasil**, sob a presidência da primeira, em sessão pública realizada no Auditório da Faculdade de Enfermagem da Universidade Federal de Goiás, para procederem à avaliação da defesa de Tese intitulada **REANIMADOR MANUAL: QUANDO TROCAR NO MESMO PACIENTE?**, de autoria de **Giselle Pinheiro Lima Aires Gomes**, discente do Programa de Pós-Graduação em Enfermagem da Universidade Federal de Goiás. A sessão foi aberta pela presidente da Banca Examinadora: **Profa. Dra. Adenícia Custódia Silva e Souza**, que fez a apresentação formal dos membros da Banca. A seguir, a palavra foi concedida à autora da Tese que, em 40 minutos, fez a apresentação de seu trabalho. Logo em seguida, cada membro da Banca arguiu a examinada, tendo-se adotado o sistema de diálogo sequencial. Terminada a fase de arguição, procedeu-se à avaliação da defesa. Tendo em vista o que consta no Regulamento do Programa de Pós-Graduação em Enfermagem, a Tese foi **APROVADA**, por unanimidade, considerando-se integralmente cumprido este requisito para fins de obtenção do título de **DOCTORA EM ENFERMAGEM**, área de concentração em **A ENFERMAGEM NO CUIDADO À SAÚDE HUMANA** pela Universidade Federal de Goiás. A conclusão do curso dar-se-á quando da entrega, na secretaria do programa, da versão definitiva da tese, com as correções solicitadas pela Banca e com o comprovante de envio de artigo científico, oriundo desta Tese para publicação em periódicos de circulação nacional e ou internacional. Cumpridas as formalidades de pauta, às 12h00, a presidência da mesa encerrou esta sessão de defesa de Tese de Doutorado e, para constar eu, Mayana Paula de Souza Santos, secretária do Programa de Pós-Graduação em Enfermagem, lavrei esta ata que depois de lida e aprovada, será assinada pelos membros da Banca Examinadora em quatro vias de igual teor.


Profa. Dra. Adenícia Custódia Silva e Souza
Presidente da Banca e Orientadora – FEN-UFG


Profa. Dra. Adriana Cristina de Oliveira
Membro efetivo, externo ao Programa – UFMG


Profa. Dra. Anaclara Ferreira Veiga Tipple
Membro efetivo, interno ao Programa – FEN-UFG


Profa. Dra. Lara Stefânia Netto de Oliveira Leão Vasconcelos
Membro efetivo, externo ao Programa – IPTSP-UFG


Profa. Dra. Virginia Visconde Brasil
Membro efetivo, externo ao Programa – FEN-UFG

DEDICATÓRIA

A Deus.

Aos meus pais, Eliene Pinheiro e Antônio Carlos, amores da minha vida.

A todos os profissionais de saúde, em especial aos enfermeiros que buscam consolidar a profissão fundamentados na literatura científica.

AGRADECIMENTOS

Ao ingressar no doutorado, imaginei que seria uma caminhada solitária... No entanto, não demorei muito para compreender que estava profundamente enganada, jamais conseguiria concretizar uma meta tão árdua se não fosse o trabalho em equipe. Só tenho a agradecer às várias pessoas que fizeram parte desse processo.

Em primeiro lugar, agradeço a Deus por ter me segurado no colo durante toda essa caminhada.

*Aos meus pais, irmãos (em especial **Letícia Aires e Antônio Carlos Junior**) e a minha segunda mãe, **Maria Almerita**. “O amor tudo sofre, tudo crê, tudo espera, tudo suporta”. Nestes longos anos de estudo, fomos testados das mais diversas maneiras, mas esperamos com o coração em paz, suportamos a distância, a dor... Tínhamos a certeza de que Deus estava conosco nos fortalecendo enquanto família. Amo vocês infinitamente. Gratidão eterna!*

*À minha grande orientadora, **Profª Drª. Adenícia Custódia Silva e Souza**, Amor, Carinho, Segurança, Sensibilidade, são algumas das inúmeras palavras que podem descrevê-la. Exemplo de professora, mãe, mulher... Jamais esquecerei o que vivi ao seu lado, o que aprendi, o que cresci, o que senti... Gratidão eterna!*

*À tia **Ana Pinheiro** e Vó **Luzia Pinheiro**, obrigada pelo carinho, atenção, oração e amor...*

*À profª **Drª. Lara Stefânia Netto de Oliveira Leão-Vasconcelos**, sem seus conhecimentos em microbiologia, sua paciência, carinho e dedicação, grande parte deste estudo não seria possível de ser concretizado, meu muito obrigado. Gratidão eterna!*

*Às minhas grandes amigas de todas as horas, **Dayane de Melo Costa e Rafaela Peres Boaventura**. Obrigada por compartilharem o conhecimento de vocês comigo, por me acalmarem, me incentivarem e acima de tudo, obrigada por me reaproximarem de Deus nas horas mais difíceis em que a fé e a esperança pareciam não mais existir. Saudades, gratidão!*

*Às minhas amigas **Flávia Rocha, Cíntia Rocha, Sergiane Bisinoto e Heliny Carneiro** obrigada pela amizade sincera, apoio, incentivo e abrigo. Saudades, gratidão!*

*À professora **Profª Drª. Milca Severino Pereira**, obrigada pela paciência, contribuições e ensinamentos. Orgulho para a enfermagem brasileira, mulher de fibra... Declaro meu afeto e carinho!*

*À Professora **Profª Drª. Anaclara Ferreira Veiga Tipple**, muito obrigada pelas contribuições ao longo dessa caminhada, obrigada pela atenção e pelo cuidado para comigo. Declaro meu afeto e carinho!*

*À Professora **Profª Drª. Virginia Visconde Brasil**, muito obrigada por participar da validação do questionário, primeira proposta desse estudo, obrigada por contribuir na qualificação e agora neste momento da defesa. Suas considerações foram essenciais na construção deste trabalho em equipe. Declaro meu afeto e carinho!*

Agradeço ainda a todos aqueles que contribuíram de alguma forma para a conclusão deste trabalho, por diversas razões e em vários momentos: Wander Moraes de Araújo, Adriana Arruda, Katiane Martins, Dulcelene Melo, Allison Barros Santana, Rógerio Alves, Hozana Rjvello.

À turma de doutorado FEN/UFG 2012, Heliny Carneiro, Thatianny Paranaguá, Leonora Pacheco, Lillian Kely, Zilah Cândida, Heliny Carneiro, Luana Cássia, Madalena Del Duqui, obrigada por acreditarem em mim mais do que eu mesma e por compartilharem seus conhecimentos. Amizade sincera, saudades. Unidas pelo doutorado, agora para a vida, com o compromisso de levar o que aprendemos e modificar o futuro.

À grande família Pinheiro, obrigada por compreenderem minha ausência e por me incentivarem em todos os momentos... Amo vocês!

Aos profissionais do Hospital Geral Público de Palmas e do LACEN-TO, obrigada por permitir e contribuir para a realização deste estudo.

À Fundação de Amparo à Pesquisa do Estado de Goiás (FAPEG) pelo apoio financeiro durante a condução do doutorado. Sem dúvida a bolsa de estudos foi essencial para a continuidade das atividades.

À família NEPIH (Núcleo de Estudos e Pesquisas de Enfermagem em Controle de Infecção Relacionadas à Assistência à Saúde), por disponibilizar a sala de estudos nesta caminhada e estimular a pesquisa em nossas mentes.

À FEN/UFG, em especial aos docentes dessa universidade que apesar das dificuldades enfrentadas pela educação neste país, conseguem promover um ensino superior de qualidade.

A Mayana Santos (secretária do Programa Pós-Graduação em Enfermagem), por sua educação, paciência e presteza.

Meu muito obrigada!

Muito obrigada aos docentes, componentes da Banca de qualificação e de defesa, que mesmo diante dos problemas que envolvem a educação no país, dedicaram um espaço na agenda, para contribuir na construção coletiva deste trabalho. Prof^ª. Dr^ª. Anaclara Ferreira Veiga Tipple, Prof^ª. Dr^ª. Virginia Visconde Brasil, Prof^ª. Dr^ª Lara Stefânia N. de Oliveira Leão-Vasconcelos, Prof^ª. Dr^ª. Marinésia Aparecida do Prado, Prof^ª. Dr^ª. Adriana Cristina Oliveira e Prof Dr. Evandro Leão Ribeiro.

SUMÁRIO

LISTA DE TABELAS	12
LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS	13
RESUMO.....	16
ABSTRACT.....	17
RESUMEN	18
1. INTRODUÇÃO	22
2. OBJETIVOS.....	28
2.1. Geral	28
2.2. Específicos	28
3. REVISÃO DA LITERATURA	30
3.1. O contexto das infecções relacionadas à assistência à saúde.....	30
3.1.1. Papel do ambiente na ocorrência das infecções relacionadas à assistência à saúde	33
3.1.2. Papel dos produtos para a saúde na ocorrência das infecções relacionadas à assistência à saúde	36
3.2. Reanimadores manuais: um reservatório de agentes patogênicos	38
3.2.1. Recomendações de Uso e Processamento do Reanimador Manual	42
3.3. Bactérias gram-negativas de importância para as infecções respiratórias relacionadas à assistência à saúde	46
3.3.1. Família <i>Enterobacteriaceae</i>	46
3.3.2. Bastonetes gram-negativos não fermentadores (BGNNF)	48
3.3.3. Mecanismos de Resistência Antimicrobiana	51
3.4. Bactérias gram-positivas de importância para as infecções respiratórias relacionadas à assistência à saúde	55
3.4.1. Gênero <i>Staphylococcus</i>	55
3.4.2. Mecanismos de Resistência Antimicrobiana dos <i>Staphylococcus aureus</i>	57
4. MATERIAL E MÉTODO.....	63
4.1. Delineamento, local, período, casuística e método do estudo	63
4.1.1. Material e casuística.....	64
4.1.2. Critérios de inclusão e exclusão.....	64
4.2. Definição do tempo e intervalo de coleta.....	65

4.2.1 Coleta dos dados	66
4.2.2. Transporte do material coletado para o Laboratório	68
4.3. Análise microbiológica	69
4.3.1. Contagem das Unidades Formadoras de Colônias e isolamento dos micro-organismos	69
4.3.2. Identificação dos micro-organismos	70
4.3.3. Sistema automatizado de identificação <i>Vitek 2 Compact</i> ®	73
4.3.4. Identificação de <i>Enterobacteriaceae</i> e de Bastonetes gram-negativos não fermentadores	73
4.3.5. Identificação de <i>Staphylococcus</i> spp.	74
4.3.6. Teste de suscetibilidade aos antimicrobianos e detecção de fenótipos de resistência	75
4.3.7. Teste de suscetibilidade aos antimicrobianos e detecção de fenótipos de resistência: <i>Enterobacteriaceae</i> e de Bastonetes gram-negativos não fermentadores	76
4.3.8. Teste de suscetibilidade aos antimicrobianos e detecção de fenótipos de resistência: <i>Staphylococcus</i> spp.	76
4.4. Armazenamento dos micro-organismos isolados	77
4.5. Análise dos dados	77
4.6. Aspectos ético-legais	78
5. RESULTADOS	80
5.1. Caracterização da carga microbiana	80
5.2. Tempo de uso seguro do RM	82
5.3. Sujidade visível no Reanimador Manual	83
5.4. Caracterização fenotípica e de resistência dos micro-organismos	84
6. DISCUSSÃO	89
7. CONCLUSÃO	96
REFERÊNCIAS	98
APÊNDICES	112
Apêndice A – <i>Checklist</i> para preenchimento dos profissionais sobre o manuseio do reanimador manual	113
Apêndice B – Autorização pelo diretor	114
ANEXOS	115
Anexo A - Parecer do Comitê de Ética em Pesquisa	116

ILUSTRAÇÕES

Figura 1: Patogênese da Pneumonia Relacionada à Assistência à Saúde	32
Figura 2: Produtos de Limpeza e Desinfecção de Superfícies em Serviços de Saúde.....	36
Figura 3: Representação esquemática d do reanimador manual com balão autoinflável	40
Figura 4: Guarda do reanimador manual em uso conforme rotina da instituição	64
Figura 5: Tempo e intervalo da coleta de espécimes microbiológicas de reanimadores manuais.....	65
Figura 6: Componente do reanimador manual elegido para coletar as amostras para análise microbiológica	67
Figura 7: Identificação dos reanimadores manuais quanto ao tempo de coleta microbiológico	67
Figura 8: Carta de identificação do sistema Vitek 2 Compact®	71
Figura 9: Média do logaritmo na base 10 das unidades formadoras de colônia nos tempos zero, 24h e 48h de uso dos reanimadores manuais.....	80
Figura 10: Número de reanimadores manuais sem sujidade visível em 24 e 48 horas classificados em não contaminados e contaminados.....	83
Figura 11: Perfil de resistência aos antimicrobianos de <i>Staphylococcus</i> spp. resistentes à meticilina	84
Figura 12: Perfil de resistência aos antimicrobianos de bastonetes gram-negativos não fermentadores	85
Quadro 1: Mensagens de qualificação de cartas de identificação emitidas pelo sistema <i>Vitek 2 Compact</i> ®.....	72
Quadro 2: Bactérias (n=54) isoladas de reanimadores manuais, segundo o tempo de uso	81

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Logaritmo na base 10 das Unidades formadoras de colônia em zero hora, 24 horas e 48 horas de uso de reanimadores. Palmas, TO, Brasil, 2016	82
Tabela 2: Coeficiente de correlação de Spearman entre frequência de uso dos reanimadores e unidades formadoras de colônia em 24h e 48h. Palmas, TO, Brasil, 2016	83

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

ANVISA – Agência Nacional de Vigilância Sanitária

AORN – Association of Perioperative Registered Nurses

APECIH – Associação Paulista de Epidemiologia e Controle de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde

ATCC – American Type Culture Collection

BGN – bastonetes gram-negativos

BGNF – Bastonetes gram-negativos não fermentadores

BGN – Bastonetes gram-negativos

BGP – Bastonetes gram-positivos

BORSA – Bordeline Oxacillin-Resistant *Staphylococcus aureus*)

CDC – Centers for Disease Control and Prevention

CEULP/ULBRA – Centro Universitário Luterano de *Palmas*

CIM – Concentração Inibitória Mínima

CLSI – Clinical and Laboratory Standards Institute

CME – Centro de Material e Esterilização

CoNS – *Staphylococcus* coagulase negativos

ECDC – *European centre for disease prevention and control*

ESBL – Beta-lactamase de espectro ampliado

FAD – Food and Drug Administration

GISA – *Staphylococcus aureus* de sensibilidade intermediária aos glicopeptídeos

GRSA- *Staphylococcus aureus* resistente aos glicopeptídeos

IRAS – Infecções Relacionadas à Assistência em Saúde

KPC – *Klebsiella pneumoniae* carbapenemase

LACEN – Laboratório Central de saúde Pública

MBL – Metallo-betalactamases

MLS_B - *Staphylococcus aureus* resistente ao macrolídeos, lincosamidas e estreptogramina B

MDR – Multidroga resistentes

MODSA – modified penicillin-binding protein *S.aureus*

MRSA – *Staphylococcus aureus* resistentes à meticilina

NDM – *New Delhi* metallo-betalactamases

NEP – Núcleo de Ensino e Pesquisa

PAV – Pneumonia associada à ventilação

PBP - *Penicillin binding protein*

PDR – Pan resistentes

PNM – Pneumonias

POP – Procedimento Operacional Padrão

PPS – Produtos para a Saúde

QSR – Quality System Regulation

RCP – Ressuscitação Cardiopulmonar

RDC – Resolução de Diretoria Colegiada

RM – Reanimador Manual

SCIH – Serviço de Controle de Infecção Hospitalar

SOBECC – Associação Brasileira de Enfermeiros de Centro Cirúrgico, Recuperação Anestésica e Centro de Material de Esterilização

SPSS – Statistical Package Social Science

TCLE – Termo de Consentimento Livre e Esclarecido

TSB – Caldo de Trypticase Soja

UCI – Unidade de Cuidados Intermediários

UFC – Unidades Formadoras de Colônias

UTI – Unidade de Terapia Intensiva

VISA – *Staphylococcus aureus* com resistência intermediária à vancomicina

VM – Ventilação mecânica

VRE – *Enterecoco* resistente à vancomicina

VRSA – *Staphylococcus aureus* resistente à vancomicina

XDR – Extensivamente resistentes

RESUMO

INTRODUÇÃO: O reanimador manual é um dispositivo de assistência respiratória amplamente utilizado que tem sido reportado como reservatório e fonte de contaminação por diversos micro-organismos, e ainda não apresenta critérios definidos para a troca quando em uso sucessivo no mesmo paciente. **OBJETIVO:** Avaliar o tempo de uso seguro do reanimador manual em uso sucessivo no mesmo paciente. **MÉTODO:** Trata-se de uma coorte aberta prospectiva, realizada de outubro a novembro de 2014 em 30 válvulas do reanimador manual (conector do paciente) em Unidades de Tratamento Intensivo de um hospital geral da região Norte do Brasil. As amostras foram coletadas por meio de fricção de swab em reanimador manual em uso no mesmo paciente nos tempos zero (pronto uso), 24 e 48 horas. A identificação bacteriana e o antibiograma foram automatizados (Vitek 2 Compact®). **RESULTADOS:** Dos 30 reanimadores avaliados, 20 (66,6%) estavam contaminados. A carga microbiana entre os tempos zero e 24h de uso dos reanimadores manuais apresentou diferença estatística significativa ($p=0,03$). A frequência e o tempo de uso foram identificados como fatores de risco associados para a contaminação de reanimadores manuais em uso. Dos 19 reanimadores manuais avaliados como visivelmente limpos, 95,0% apresentaram contaminados. Foram isolados cinco, 11 e 24 tipos de micro-organismos nos tempos zero, 24 e 48 horas respectivamente. Treze dispositivos estavam contaminados por duas ou mais espécies bacterianas. Dentre os cocos gram-positivos ($n=18$), 38,9% eram *Staphylococcus aureus* resistentes à meticilina e 11,1% *Staphylococcus coagulase* negativos resistentes à meticilina, todos com resistência constitutiva ao grupo MLS_B. Dentre os bastonetes gram-negativos ($n=36$), predominaram *Acinetobacter baumannii* (36,1%), *Pseudomonas aeruginosa* (19,4%), *Serratia marcescens* (22,2%) e *Proteus spp.* (8,3%). Mais de 50% destes apresentaram resistência aos carbapenems, cefalosporinas de segunda, terceira e quarta gerações, e ampicilina/sulbactam. **CONCLUSÃO:** Os reanimadores manuais em uso sucessivo no mesmo paciente estavam contaminados, mesmo na ausência de sujidade visível, sendo o tempo e a frequência de uso do dispositivo fatores de risco identificados. Bactérias multirresistentes e extensivamente resistentes de importância clínica foram detectadas. Quanto maior o tempo de uso, maior o número de reanimadores contaminados e de espécies bacterianas isoladas. Os resultados apontam para falhas no processamento, e indicam necessidade de discussão entre os órgãos regulamentadores sobre a recomendação para o processamento de produtos para a saúde semicríticos, em especial, os de assistência ventilatória e demonstram ainda a necessidade de troca do reanimador manual a cada 24 horas de uso, como estratégia primária para minimizar o risco de (re)colonização que poderá resultar em infecção do trato respiratório.

Palavras-chave: Infecção Hospitalar; Contaminação de Equipamentos; Enfermagem; Resistência Microbiana a Medicamentos; Unidades de Terapia Intensiva.

ABSTRACT

INTRODUCTION: The manual resuscitator is a widely used respiratory assist device that has been reported to be a reservoir and a source of contamination from various microorganisms. At present, there is no criteria to replacement of manual resuscitator when it is in successive use in the same patient. **AIM:** To evaluate the safest amount of time the manual resuscitator can be successively used in the same patient. **METHODS:** An open, prospective cohort study was conducted from October to November, 2014 using 30 patient connector valves from manual resuscitator devices obtained from Intensive Care Units of a general hospital located in a region north of Brazil. The samples were collected through swab friction on the manual resuscitator that was used by the same patient, at zero (ready use), 24 and 48 hours. Bacterial identification and antibiotic susceptibility were performed automatically (Vitek 2 Compact®). **RESULTS:** Of the 30 resuscitators evaluated, 20 (66.6%) were found to be contaminated. There was a significant difference between the microbial load on the manual resuscitators in use at zero and 24 hours ($p = 0.03$). Associated risk factors for the contamination of manual resuscitators identified were frequency and time of use. The presence of visible soil was not detected on 19 manual resuscitators in use, however, 95.0% were contaminated. The number of microorganisms isolated at zero, 24 and 48 hours were five, 11 and 24, respectively. Thirteen devices were contaminated with two or more bacterial species. Of the Gram-positive cocci, 38.9% ($n = 18$) were methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and 11.1% were methicillin-resistant coagulase-negative *Staphylococcus*, all were constitutive MLS_B resistant. Of the Gram-negative rods ($n = 36$), *Acinetobacter baumannii* (36.1%), *Pseudomonas aeruginosa* (19.4%), *Serratia marcescens* (22.2%) and *Proteus spp.* (8.3%) dominated. Over 50% of these were resistant to carbapenems, second, third and fourth cephalosporins generations, and ampicillin/sulbactam. **CONCLUSION:** Manual resuscitators in successive use in the same patient were contaminated even in the absence of visible dirt. Multi- and extensively-resistant bacteria of clinical importance were also detected. Frequency and time of use were identified as risk factors in the contamination of manual resuscitators. The longer the time of use, the greater the number of contaminated resuscitators and bacterial species isolated. These results point to failures in reprocessing, and therefore highlights the importance of having thorough discussions among regulators about the recommendations for the reprocessing of semi-critical medical devices, especially, those for ventilatory assistance. Furthermore, the results highlight the need to replace manual resuscitators every 24 hours after use as a strategy for infection control and to minimize the risk of re-colonization or -infection of the respiratory tract.

Keywords: Cross Infection; Equipment Contamination; Nursing Drug Resistance, Microbial; Intensive Care Units.

RESUMEN

INTRODUCCIÓN: El resucitador manual es un dispositivo de asistencia respiratoria ampliamente utilizado que puede ser un reservorio y fuente de contaminación con diversos microorganismos. A pesar de ello, hasta ahora no hay criterios para el cambio cuando se usa sucesivamente en el mismo paciente. **OBJETIVO:** Evaluar el tiempo necesario que lleva usar de forma segura el resucitador cuando colocado en el mismo paciente. **METODOLOGÍA:** Se trata de un estudio de cohorte prospectivo, realizado entre octubre y noviembre de 2014 en el conector de la válvula de 30 Unidades de Cuidados Intensivos resucitador manual del paciente el norte de Brasil un hospital general. Las muestras se recogieron por fricción swab en accionamiento manual en uso en el mismo paciente en tiempo cero (uso inmediato), 24 y 48 horas. La identificación de bacterias y el antibiograma a los antibióticos fueron automatizados (Vitek 2 Compact®). **RESULTADOS:** De los 30 resucitadores evaluados, 20 (66,6 %) estaban contaminados. La carga microbiana entre cero y 24 horas de tiempo de uso de resucitadores manuales presentó diferencia estadística significativa ($p = 0,03$). La frecuencia de uso fue identificado como un posible factor de riesgo para la infección de resucitadores manuales en uso. La presencia de suciedad visible se detectó en diecinueve resucitadores manuales en uso, sin embargo, 95,0 % estaban contaminados. Los microorganismos fueron aislados a cero, 24 y 48 horas con cinco, 11 y 24, respectivamente. Trece dispositivos estaban contaminados con dos o más especies bacterianas. Entre los cocos Gram-positivos ($n = 18$), el 38,9 % eran resistentes a la meticilina *Staphylococcus aureus* y el 11,1% *Staphylococcus coagulasa* negativos resistentes a la meticilina, todo ello con la resistencia constitutiva grupo MLSB. Entre los bacilos gram-negativos ($n = 36$) *Acinetobacter baumannii* fue el mayoritario (36,1%), *Pseudomonas aeruginosa* (19,4%), *Serratia marcescens* (22,2%) y *Proteus* spp (8,3%). Más del 50% de ellos mostraron resistencia a los carbapenems, cefalosporinas de segunda, tercera y cuarta generación, y ampicilina / sulbactam. **CONCLUSIÓN:** La resucitador manual en uso sucesivo en el mismo paciente presentaron contaminación, incluso en ausencia de suciedad visible y el tiempo y la frecuencia de uso del dispositivo de factores de riesgo identificados. Se detectaron bacterias multirresistentes y extremadamente resistente de importancia clínica. Cuanto más largo el tiempo de uso, mayor será el número de reanimadores contaminados y especies bacterianas aisladas. Los resultados apuntan fallas en el proceso y por lo tanto, para una discusión a fondo entre los reguladores sobre la recomendación mínima para la transformación de los productos para la salud semi-críticos, en especial el apoyo ventilatorio, confirma una vez más la necesidad de sustituir resucitador manual cada 24 horas en el uso como una estrategia para el control de la infección y el riesgo de (re) colonización / infección del tracto respiratorio.

Palabras-claves: Infección Hospitalaria; Contaminación de Equipos; Enfermería; Farmacorresistencia Microbiana; Unidades de Cuidados Intensivos.

*Este estudo contou com o apoio da
Fundação de Amparo à Pesquisa do
Estado de Goiás (FAPEG).*

*“Educação não transforma o mundo.
Educação muda pessoas. Pessoas
transformam o mundo”.*

Paulo Freire

1. INTRODUÇÃO

A assistência à saúde constitui um conjunto de ações complexas que envolvem a incorporação de diversas tecnologias para o alcance do restabelecimento da saúde. Dentre essas tecnologias destaca-se o uso do reanimador manual (RM) popularmente conhecido como (AMBU®) (RUBEN, 1959), principal dispositivo ventilatório utilizado por médicos, enfermeiros e fisioterapeutas na reanimação cardiopulmonar (NEUMAR et al., 2011) e ainda na mobilização de secreções, no suporte ventilatório nas Unidades de Terapia Intensiva (UTI).

Não há dúvidas de que a incorporação da tecnologia aos Produtos para a Saúde (PPS) tem contribuído para a qualidade assistencial, entretanto, estes produtos não estão isentos de riscos, especialmente em condições que envolve o reuso e processamento (COSTA, 2013).

A tecnologia associada as conformações complexas dos PPS, dotados de encaixes, engates, lumens estreitos e longos, válvulas e balões, como as encontradas no RM, assim como a ausência de rotina de processamento desafiam a garantia da limpeza e das demais etapas do processamento, e com isso podem implicar em Infecções Relacionadas à Assistência em Saúde (IRAS) (GRAZIANO; CASTRO; MOURA, 2002).

As IRAS são eventos adversos de relevância clínica desde 1950, e tem como foco nos estudos iniciais a possibilidade de transmissão, fatores causais e relação do cuidado prestado pelo profissional de saúde, ambiente, estado clínico do paciente e processamento dos PPS (OLIVEIRA; DAMASCENO, 2012).

No contexto das IRAS, processos seguros de higienização, reuso e processamento dos PPS são imprescindíveis na prevenção e controle destas infecções (GRAZIANO; CASTRO; MOURA, 2002). E, portanto, a construção coletiva de protocolos, normas e rotinas são fundamentais para implementação de boas práticas em saúde.

Contudo, apesar de reconhecida a contaminação de PPS como risco potencial para o desenvolvimento das IRAS (DANTAS et al., 2014; MORAES et al., 2013) sobretudo, durante a utilização de produtos de assistência respiratória contaminados (ANVISA, 2013a), estabelecer rotina para o uso, reuso e

processamento dos PPS, com critérios mínimos de qualidade que possam garantir a segurança do paciente e, com isso, reduzir o risco de infecção, não é tarefa fácil, especialmente para o enfermeiro.

O enfermeiro possui papel fundamental neste processo, uma vez que, atua ativamente na elaboração das normas, rotinas e protocolos, assim como no estabelecimento dos indicadores de processo e estrutura que englobam os aspectos organizacionais, garantia da qualidade de uso/reuso e guarda de todos os PPS utilizados durante a assistência, até a supervisão e capacitação/atualização dos recursos humanos envolvidos (GIL; CAMELO; LAUS, 2013).

A construção de protocolos assistenciais quanto ao uso e reuso de produtos como os RM é complexo, pois os questionamentos envolvidos no uso deste dispositivo perpassam desde sua classificação quanto ao grau de risco potencial *Spaulding* (1968), as recomendações de processamento (ANVISA, 2012a), até as recomendações de guarda durante o seu manuseio (SOBECC, 2013).

Tal complexidade envolvida no uso e reuso de RM sem a elaboração de rotinas e protocolos seguros, tem sido associado como fonte de contaminação por micro-organismos potencialmente patogênicos (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985; HARTSTEIN et al., 1988; WEBER et al., 1990; GAUTHIER; LONG, 1994; BARBOSA et al., 2011; MIRZA et al., 2011).

Ao analisar a classificação quanto ao grau de risco potencial dos PPS proposta por *Spaulding* (1968), o RM é classificado como um dispositivo semicrítico por entrar em contato com membranas e mucosas colonizadas ou com pele não íntegra. Entretanto, ao ser comprimido, todo o conteúdo existente no seu interior será aerolizado para as vias aéreas inferiores do paciente.

Além dos questionamentos sobre a classificação do RM, outras inquietações quanto a escolha do método de processamento é evidente na literatura. Segundo *Spaulding* (1968), *Association of Perioperative Registered Nurses* (AORN, 2013), o *Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities* (RUTALA; WEBER, 2008), a Associação Paulista de Epidemiologia e Controle de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde (APECIH, 2010) e a Associação Brasileira de Enfermeiros de Centro Cirúrgico, Recuperação Anestésica e Centro de Material de Esterilização (SOBECC, 2013), (RUTALA; WEBER, 2013), os PPS semicríticos devem ser submetidos no mínimo a desinfecção de alto nível.

Entretanto, de acordo com a Agência Nacional de Vigilância Sanitária na última Resolução de Diretoria Colegiada (RDC), nº 15, publicada sobre o assunto (ANVISA, 2012a), PPS semicríticos devem ser submetidos, no mínimo, à desinfecção de nível intermediário, sendo proibido o processamento por imersão em produtos químicos líquidos a base de aldeídos.

As dificuldades quanto à reutilização segura do RM persistem, pois, mesmo sendo realizada a escolha correta do método de processamento, inexistem recomendações de guarda específicas durante o seu manuseio. Nota-se na prática clínica que os RM não são processados a cada uso, e, portanto, são reutilizados pelo mesmo paciente por horas, ou até mesmo dias. O que favorece o ressecamento da matéria orgânica e dificulta o processo de limpeza (REICHERT; YOUNG, 1997; AORN, 2001).

A ausência de rotinas seguras do uso e reuso do RM pode ter favorecido o compartilhamento do mesmo RM por pacientes diferentes, o que culminou em infecção do trato respiratório ocasionada por *Acinetobacter calcoaceticus* (STONE; DAS, 1986; HARTSTEIN et al., 1988) e em surto de infecção envolvendo três pacientes (MIRZA et al., 2011). Reanimadores manuais considerados prontos para uso foram encontrados acondicionados em caixas plásticas, misturados a vários outros equipamentos e apresentaram contaminação, sendo isolados *Staphylococcus* sp. *Streptococcus* spp. e colônias fúngicas (BARBOSA et al., 2011).

Provável contaminação do paciente pelo uso do mesmo RM foi identificada; micro-organismos idênticos contidos no RM e em secreções provenientes do paciente foram isoladas (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985). Estes resultados demonstram que RM contaminados podem ser veículos importantes na proliferação de micro-organismos que poderão ser transferidos ao paciente durante as intervenções ventilatórias.

Na tentativa de reduzir o risco de infecção relacionado ao uso sucessivo do RM pelo mesmo paciente (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985; HARTSTEIN et al., 1988; WEBER et al., 1990; GAUTHIER; LONG, 1994; BARBOSA et al., 2011; MIRZA et al., 2011), a sujidade visível e o tempo de uso dos RM têm sido investigados como critério de troca a fim de nortear a prática clínica (WEBER et al., 1990; GAUTHIER; LONG, 1994), porém ainda não foram suficientes para estabelecer consenso quanto às melhores condutas.

Contudo, o que é sujidade visível? Os micro-organismos podem ser vistos a olho nu? Usar este critério é uma conduta segura? Sabe-se que não há definição para a expressão “sujidade visível”, porém “sujidade” se refere a sujeira/excremento, e “visível” é aquilo que se pode ver, evidente (FERREIRA, 2004).

Essa expressão é amplamente descrita e utilizada nos estudos, normas nacionais e internacionais sobre processamento de PPS e quando abordada no contexto do processo de limpeza, refere-se à carga microbiana contida nos produtos (GRAZIANO et al., 2006). Entretanto, é considerada uma avaliação subjetiva, uma vez que não há possibilidade de mensurar com precisão a quantidade de sujidade presente e conseqüentemente os riscos de infecção (SCHMIDT; YONEKURA; GIL, 2008).

Com relação ao critério tempo de uso para a troca do RM no mesmo paciente, estudo demonstrou que os RM substituídos entre 03 a 04 dias de uso apresentaram menor carga microbiana quando comparados àquela cuja substituição ocorreu 01 a 02 dias e 06 a 07 dias após uso (GAUTHIER; LONG, 1994). Todavia, apesar do tempo de uso ser um possível critério adotado para a troca de RM, os autores relataram que a sujidade aparente demonstrou ser superior ao tempo de uso, visto que RM considerados visivelmente sujos apresentaram maior carga microbiana.

Portanto, há duas variáveis importantes que podem induzir condutas inadequadas: tempo de uso no mesmo paciente - seja superestimando, ou subestimando o risco e a necessidade da troca; e a sujidade visível dos RM - quando há a interferência da avaliação subjetiva do que é sujidade no ambiente assistencial, pois nem sempre ela está aparente.

Considerando que o uso do reanimador manual pode ser um risco ao paciente, entendendo ainda que é uma obrigação do enfermeiro e dos demais profissionais de saúde que fazem uso do RM desenvolver ações que possam subsidiar a prática clínica para assegurar a segurança dos pacientes. Vários questionamentos direcionaram essa investigação: “Qual o tempo de uso seguro do RM no mesmo paciente?” “A presença de sujidade visível e o número de vezes em que o reanimador manual é utilizado durante a assistência ao paciente podem ser parâmetros de referência para estabelecer a frequência de troca do RM em uso no mesmo paciente?”

Por ser um assunto de relevância para enfermeiros, médicos e fisioterapeutas e os serviços de saúde, a presente investigação visa estabelecer evidências frente à escassez de pesquisas relacionadas à rotina de uso do RM, pois é indiscutível o risco que representa à segurança dos pacientes. Assim, estes profissionais poderão ampliar o conhecimento sobre o uso e reuso seguro de reanimadores manuais no cotidiano da assistência e, sobretudo, fortalecer, solidificar e alinhar o cuidado de enfermagem a partir de evidências científicas.

Acredita-se que os resultados poderão sinalizar os fatores de risco e pontos críticos durante o uso dos RM. Espera-se assim elucidar e subsidiar a tomada de decisão quanto ao uso seguro do RM na prática assistencial, bem como fortalecer a compreensão da temática e a implementação das melhores condutas, contribuindo para a maximização das condutas de redução do risco das IRAS preveníveis e minimizando aquelas não preveníveis. E certamente apontará novos caminhos para a continuidade complementar de investigação do tema.

2. OBJETIVOS

2.1. Geral:

- Caracterizar a carga microbiana em reanimador manual em diferentes tempos de uso sucessivo no mesmo paciente.

2.2. Específicos:

- Detectar a presença de micro-organismos no reanimador manual em diferentes tempos de uso sucessivo no mesmo paciente;
- Avaliar o tempo de uso seguro do reanimador manual em uso sucessivo no mesmo paciente;
- Avaliar a sujidade visível no reanimador manual e presença de micro-organismos em diferentes tempos de uso sucessivo no mesmo paciente;
- Analisar as características fenotípicas e a ocorrência de resistência dos micro-organismos isolados nos reanimadores manuais durante uso sucessivo no mesmo paciente.

3. REVISÃO DA LITERATURA

3.1. O Contexto das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde

As IRAS são eventos adversos considerados um grave problema de saúde pública (ANVISA, 2013a) e apresentam impacto direto sobre as taxas de letalidade, tempo de internação e custos hospitalares (PADOVEZE; FORTALEZA, 2014).

Em relatório publicado por Starfield em 1999, *To Err is Human - Errar é Humano*, foram estimados nos EUA o mínimo de 225.000 mortes possíveis de serem evitadas, sendo 99.000 resultantes de IRAS com custos diretos de US\$28.000 a US\$33.000, em 2009 (KLEVENS; EDWARDS; GAYNES, 2008; SCOTT, 2009).

Apesar do impacto das IRAS no contexto hospitalar, este evento adverso ainda não apresenta critérios de diagnósticos uniformes e claros, o que contribui para a imprecisão epidemiológica dos dados, em especial no Brasil (ANVISA; 2013a), e denota a necessidade de um efetivo sistema de vigilância epidemiológica nacional para que a magnitude deste problema seja conhecida e enfrentada (NOGUEIRA JUNIOR et al., 2014).

No contexto global, a prevalência das IRAS nos países em desenvolvimento pode ser até 20 vezes maior do que nos países desenvolvidos (PITTET et al., 2008; ALLEGRAZI et al., 2011) o que pode ser justificado pela escassez e falta de qualificação de recursos humanos, desconhecimento das medidas de controle de infecção e estrutura física incipiente (PADOVEZE; FORTALEZA, 2014).

No Brasil, infelizmente inexistem estudos recentes que possam retratar a prevalência das IRAS, entretanto, o único estudo dessa magnitude identificou uma prevalência de aproximadamente 15% em 99 hospitais terciários, sendo a região sudeste com 16,4%, nordeste com 13,1%, norte 11,5%, sul 9% e centro oeste 7,2% (PRADE et al., 1995).

Dentre as IRAS desenvolvidas nas UTIs, as pneumonias apresentam grande destaque, e podem originar em decorrência dos fatores de risco intrínsecos ou não modificáveis que estão relacionados a condições do paciente como idade, desnutrição, doença de base, imunossupressão, ou em decorrência dos fatores de

risco extrínsecos, também denominados fatores modificáveis como internações prolongadas, uso de procedimentos invasivos e de equipamentos contaminados, mãos contaminadas dos profissionais de saúde (FOURNIER; RICHET, 2006; DIJKSHOORN; NEMEC; SEIFERT, 2007; DEPUYDT et al., 2008; MARAGAKIS; PERL, 2008; BARAN et al., 2008; LIMA; LIMA; OLIVEIRA; PAULA, 2008; FALAGAS; KARAGEORGOPOULOS; FALAGAS, 2008; ANVISA, 2013a; ÖZGÜR et al., 2014).

Os fatores de riscos modificáveis são considerados evitáveis, pois podem ser amenizados ou eliminados, e, portanto, deve constituir em alvo das medidas preventivas no controle das pneumonias associadas à assistência à saúde, dentre as medidas preventivas gerais recomenda-se a higienização das mãos, a capacitação da equipe multiprofissional com a utilização de estratégias multimodais, a profilaxia da úlcera de estresse e a profilaxia da trombose venosa profunda (TVP); como medidas específicas recomenda-se a elevação da cabeceira de 30 a 45°, interrupção da sedação diária e evitar o uso de agentes paralisantes, aspiração de secreção subglótica rotineiramente, higiene oral com antissépticos (ANVISA, 2013a).

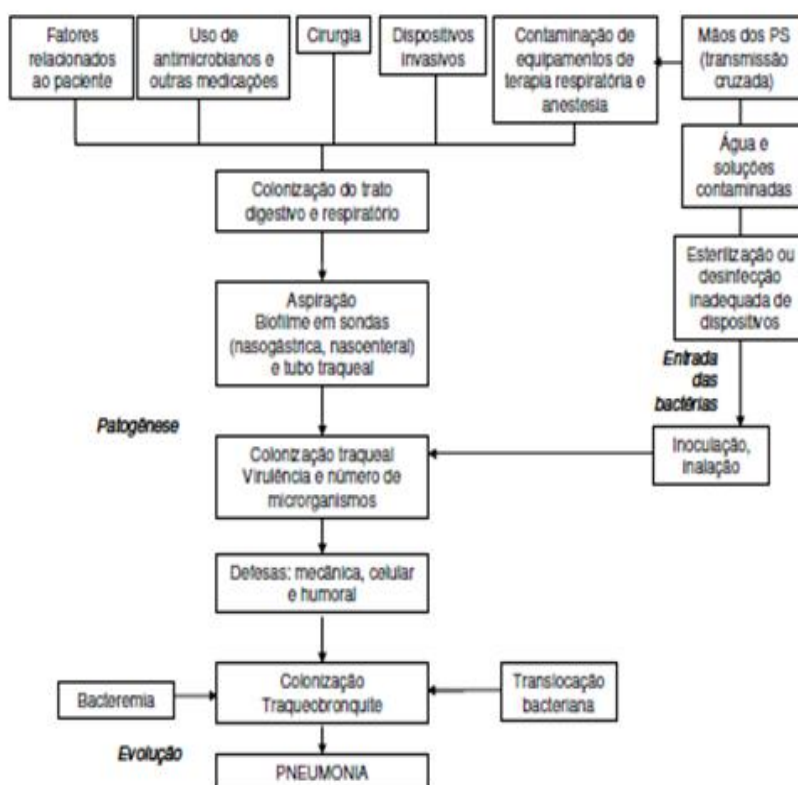
A pneumonia é a principal infecção no trato respiratório (NEPOMUCENO et al., 2014). Com prevalência entre 10,0 e 65,0%, sendo 13,0 a 55,0% dos casos fatais. É considerada a principal causa de morte atribuída às doenças infecciosas nos países desenvolvidos, especialmente pela dificuldade de identificação e caracterização do agente etiológico, e no direcionamento da conduta terapêutica (ANVISA, 2013b).

Em um estudo sobre indicadores de pneumonias associadas à assistência à saúde, realizado na enfermaria da clínica cirúrgica, no Hospital Universitário-USP em São Paulo, ocorreram 108 pneumonias em 86.840 pacientes-dia no período 2004 a 2010. O que gerou um indicador de 1,3 pneumonias por 1000 pacientes-dia (PADOVEZE et al., 2014).

A pneumonia associada à assistência à saúde é definida como aquela que tem origem após um período maior ou igual a 48 horas de admissão e que não pode ser detectada no momento da hospitalização. Dentre esta, destacam-se aquelas associadas à ventilação mecânica (VM) com incidência de infecção de 7 a 21 vezes maior do que em pacientes que não necessitam deste suporte ventilatório (ANVISA, 2013c). Esta é responsável por 33,0% dos óbitos, pelo aumento em torno de 12 dias de hospitalização e pela elevação das despesas hospitalares em aproximadamente 40.000 dólares por episódio (ANVISA, 2013a).

A patogênese das pneumonias associadas à assistência à saúde (figura 1) ocorre por meio da interação entre a tríade patógeno, hospedeiro e as variáveis epidemiológicas, contudo, a contribuição de cada um ainda é incerta, mas é sabido que a pneumonia tem como principal fonte a origem aspirativa, proveniente de secreções das vias aéreas superiores, seguida pela aspiração exógena de material contaminado ou por refluxo gastrointestinal (ANVISA, 2013a; CRAVEN, DUNCAN, 2007), sendo ainda necessário a perda das defesas do hospedeiro, a aspiração de inóculo suficiente para alcançar o trato respiratório ou a presença de micro-organismo virulento (ANVISA, 2013b).

Figura 1: Patogênese da Pneumonia Relacionada à Assistência à Saúde.



Fonte: Adaptado de Craven et al. (2007).

Os agentes etiológicos mais frequentemente isolados nas pneumonias associadas à assistência à saúde são as bactérias gram-negativas, como *Enterobacteriaceae* (*Klebsiella* spp., *Escherichia coli* e *Enterobacter* spp.) e o grupo dos bastonetes gram-negativos não fermentadores (BGNF) (*Pseudomonas aeruginosa* e *Acinetobacter baumannii*) (ANVISA, 2013b), os quais são responsáveis

pelo aumento das taxas de mortalidade em caso de bacteremias. Entre as bactérias gram-positivas, destaca-se o *Staphylococcus aureus* (BARROS et al., 2012; ANVISA, 2013b).

Frente ao exposto, cada vez mais tem-se admitido no contexto das IRAS que o isolamento de micro-organismos patogênicos e resistentes aos antimicrobianos não estão restritos apenas ao paciente, mas também a partir das mãos contaminadas dos profissionais e, possivelmente, a partir do uso de PPS (DIEKEMA et al., 2004) e de superfícies contaminadas (CORDEIRO et al., 2015).

3.1.1. Papel do ambiente na ocorrência das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde

O ambiente hospitalar é um potencial reservatório de micro-organismos (ANVISA, 2010), e por este motivo despertou atenção especial na prevenção e controle das IRAS inclusive nas atuações da enfermagem desde *Florence Nightingale* (ANDRADE; ANGERAMI; PADORAMI, 2000). A associação entre ambiente e as IRAS corroborou para a prática empírica da “desinfecção do ambiente”, sendo realizada no Brasil principalmente pelo uso de pastilhas de formol, tal prática entrou em desuso pela falta de correlação na redução das taxas de infecção (TABLAN et al., 2004; OLIVEIRA; DAMASCENO, 2012).

Contudo, com o aumento da resistência bacteriana e a presença constante de micro-organismos multiressistentes no ambiente hospitalar nota-se o retorno desta temática as práticas assistências atuais e ao contexto acadêmico (OLIVEIRA; DAMASCENO, 2012; FERREIRA et al., 2013; MORAES et al., 2013).

As superfícies apresentam risco mínimo de transmissão direta de infecção, entretanto as mãos dos profissionais de saúde e o uso de PPS que entram em contato com essas superfícies podem contribuir para a contaminação cruzada secundária, e com isso, contaminar os pacientes, e outras superfícies (ANSI; AAMI 2013).

O favorecimento do ambiente hospitalar como facilitador no desenvolvimento das IRAS pode ocorrer pela proximidade dos PPS, ausência ou baixa adesão às medidas de higienização das mãos, inadequada limpeza do ambiente e dos equipamentos, do excessivo manuseios dos dispositivos pelos profissionais de

saúde (CDC, 2004) e ainda, pela presença constante de umidade, poeira ou matéria orgânica nas superfícies e pelas condições precárias dos revestimentos (ANVISA, 2012b).

O papel do ambiente na ocorrência das IRAS pode ser agravado pela decisão dos processos de limpeza das superfícies, normalmente ser realizada pela inspeção visual, o que contribui para a percepção equivocada da ausência de contaminação, e até mesmo para a subestimação do risco envolvido no processo, ou ainda pela definição inadequada de rotinas seguras que proporcione a descontaminação adequada das superfícies (CARLING et al., 2010; ANVISA, 2012b).

A presença de sujidade em superfícies e dispositivos além de proteger e ser substrato para os micro-organismos, dificultam o contato direto do agente desinfetante com o PPS, interferindo na sua ação (GRAZIANO; CASTRO; MOURA, 2002), ou favorecem a presença e multiplicação de micro-organismos, que podem ser transportados passivamente (PELCZAR, 1997; FERNANDES et al., 2000).

Staphylococcus aureus resistente à meticilina (MRSA) foram isolados em superfícies do ambiente hospitalar e na microbiota transitória das mãos dos profissionais de saúde, o que sugere contaminação cruzada (CDC, 2004; HUANG; DATA; PLATT, 2006; OLIVEIRA; DAMASCENO, 2012).

A presença de micro-organismos nas mãos dos profissionais pode favorecer a contaminação, ou re-contaminação de mais de cinco superfícies ao entrar em contato com estes, sendo a *Escherichia coli*, *Salmonella* spp, *Staphylococcus aureus* os micro-organismos de maior prevalência (LABORDE et al., 1993)

As mãos dos profissionais de saúde é o principal veículo na transmissão de micro-organismos em decorrência da pele envolta facilitar o abrigo de micro-organismos e transferi-los de uma superfície para a outra, seja por contato direto, pele com pele, ou indireto, por meio do uso dos PPS (BOTTONE; CHENG; HYMES, 2004).

A higiene das mãos é a medida mais simples e mais eficaz no controle das IRAS (ANVISA, 2007a), essa medida deve ser incorporada constantemente às práticas educativas nas instituições de saúde, na tentativa de aumentar sua adesão, e com isso reduzir a contaminação cruzada (ANVISA, 2013a).

Estudo reporta que 40% dos pacientes que tiveram contato com os profissionais de enfermagem, foram contaminados por *Klebsiella* pela contaminação

das mãos da equipe (TEARE, 2001). As mãos contaminadas dos profissionais de saúde durante o manuseio de RM, também foram associadas como fonte de contaminação entre o mesmo paciente e entre pacientes diferentes (WEBER et al., 1990; MIRZA et al., 2011).

As superfícies próximas ao paciente, e o leito, também apresentaram contaminadas por *Clostridium difficile*, *Acinetobacter baumannii*, VRE e MRSA. *Pseudomonas aeruginosa*, foram identificadas em torneiras, favorecido pelo tropismo por locais úmidos (PETIGNAT et al., 2006), e ainda foram isoladas em sabonetes líquidos (CAETANO et al., 2011). *Stenotrophomonas* sp. foram identificadas em pias e bancadas (21,43%) (BAPTISTA et al., 2013).

Vale ressaltar que na prática clínica, assim como outros dispositivos, os RM permanecem na maioria das instituições sobre superfícies que podem ou não estar contaminadas, e em muitas vezes não possuem rotinas seguras e incorporadas de limpeza e desinfecção do ambiente hospitalar, o que pode favorecer a contaminação cruzada entre a superfície de contato e o dispositivo.

De acordo com a Anvisa (2012b) alguns cuidados devem ser realizados durante e após a limpeza e desinfecção de superfícies, dentre eles destacam-se as a preferência pelo uso de aspiradores de pó em setor administrativo a fim de evitar levantamento das partículas em suspensão; não realização da varredura seca nas áreas internas dos serviços de saúde; remoção rápida da matéria orgânica das superfícies a fim de evitar o ressecamento e consequentemente remoção da sujeira; o isolamento das áreas em reformas ou em construção, utilização de tapumes e plástico, bem como o uso rotineiro de sabão ou detergente para os processos de limpeza de superfícies, sendo os desinfetantes restritos em situações como presença de matéria orgânica e micro-organismos multirresistentes; e a preparação de soluções somente para uso imediato.

Ainda segundo a Anvisa (2012b) os produtos utilizados na limpeza e desinfecção de superfícies de maior uso nos serviços de saúde do Brasil são os alcoóis etílico e o isopropílico, recomendados na concentração de uso 60% a 90% em solução de água volume/volume, com fricção do local a ser aplicado, já quanto aos compostos de cloro ativo os hipocloritos de sódio, cálcio e de lítio são os mais frequentes, indicados na desinfecção de superfícies fixas na concentração de uso para desinfecção 0,02% a 1,0%; o ácido peracético destaca-se aos produtos oxidantes, pela baixa toxicidade e é indicado para desinfecção de superfícies com

ou sem presença de matéria orgânica na concentração, 0,5%, com tempo de contato indicado pelo fabricante. Anvisa traz ainda neste mesmo documento observações pontuais sobre diversos agentes desinfetantes que podem ser vistos na (figura 2).

Figura 2: Produtos de Limpeza e Desinfecção de Superfícies em Serviços de Saúde.

PRODUTOS DE LIMPEZA/ DESINFECÇÃO	INDICAÇÃO DE USO	MODO DE USAR
Água	Limpeza para remoção de sujidade	Técnica de varredura úmida ou retirada de pó
Água e sabão ou detergente		Friccionar o sabão ou detergente sobre a superfície
Água		Enxaguar e secar
Álcool a 70%	Desinfecção de equipamentos e superfícies	Fricções sobre a superfície a ser desinfetada
Compostos fenólicos	Desinfecção de equipamentos e superfície	Após a limpeza, imersão ou fricção. Enxaguar e secar
Quaternário de amônia	Desinfecção de equipamentos e superfícies	Após a limpeza, imersão ou fricção. Enxaguar e secar
Compostos liberadores de cloro ativo	Desinfecção de superfícies não-metálicas e superfícies com matéria orgânica	Após a limpeza, imersão ou fricção. Enxaguar e secar
Oxidantes Ácido peracético (associado ou não a peróxido de hidrogênio)	Desinfecção de superfícies	Após a limpeza, imersão ou fricção. Enxaguar e secar

Fonte: ANVISA, 2012.

3.1.2. Papel dos Produtos para a Saúde na ocorrência das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde

As variáveis de confusão envolvidas no processo do cuidar dificultam o rastreamento da relação entre o uso de PPS processados e o desenvolvimento das IRAS, sendo necessário que questões importantes como o desenho, a matéria prima e a compatibilidade destes produtos quanto aos processos de limpeza, desinfecção e esterilização sejam avaliadas com cautela (COSTA, 2013), bem como a integridade química, física e mecânica dos PPS e a segurança dos profissionais de saúde envolvidos (GUERRA et al., 2013).

Além disso, diante da limitação da avaliação dos riscos associados ao uso de PPS processados, a compreensão deste processo à luz do princípio da precaução deve ser considerada, sendo de competência dos poderes públicos juntamente com seus órgãos regulamentadores direcionar as ações dos serviços em saúde, e com isso, assegurar a assistência (CARVALHO, 2005), embora seja difícil a associação do uso de PPS com o desenvolvimento das IRAS, não se pode omitir a real possibilidade da transmissão de micro-organismos dos PPS para o paciente (SHARBAUGH, 2001).

Neste contexto, na tentativa de prevenir os riscos inerentes ao uso de PPS processados, especialmente os de assistência ventilatória, a Agência Nacional de Vigilância Sanitária publicou a Resolução de Diretoria Colegiada (RDC), nº 15, (ANVISA, 2012a), na qual recomenda que os produtos semicríticos devam ser submetidos, no mínimo, à desinfecção de nível intermediário, sendo proibido o processamento por imersão em produtos químicos líquidos a base de aldeídos.

Apesar de vigente no Brasil, tal recomendação diverge de outras internacionais e nacionais sobre o processamento final. A *Association of Perioperative Registered Nurses* (AORN, 2013), o *Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities* (RUTALA; WEBER, 2008), a Associação Paulista de Epidemiologia e Controle de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde (APECIH, 2010) e a Associação Brasileira de Enfermeiros de Centro Cirúrgico, Recuperação Anestésica e Centro de Material de Esterilização (SOBECC, 2013), (RUTALA; WEBER, 2013) orientam a desinfecção de alto nível para PPS semicríticos independente do sítio de uso.

Os PPS podem ser de uso único ou reutilizados e podem ainda ser classificados de acordo com o grau de risco potencial de infecção proposta por *Spaulding* (1968), classificados como PPS críticos que são todos aqueles que penetram em tecidos estéreis ou sistema vascular, os semicríticos são aqueles produtos que entram em contato com membranas mucosas íntegras ou pele não intacta (mas restritos a ela) e os não críticos são aqueles que entram em contato com a pele intacta ou não entram em contato direto com o paciente.

Essa classificação, apesar de não muito recente é a mais utilizada nos guias de recomendações sobre o assunto desde 1985, entretanto, deve ser observado que alguns produtos como os RM, mesmo classificados como semicríticos, durante o uso podem ultrapassar o limiar entre crítico e semicrítico e entrarem em contato com

tecidos estéreis. No caso específico do RM, todo o conteúdo existente no seu interior poderá ser conduzido às vias aéreas inferiores do paciente. A colonização do RM entre usos sucessivos poderá contribuir para o desenvolvimento de infecção, mesmo sendo de uso único (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985).

Os PPS constituem importantes veículos na disseminação de micro-organismos. Dentre eles são citados tendas de oxigênio, máscaras, canulas de traqueostomia, bolsas de água quente, aparelhos de aerosol, equipamentos de aspiração e sucção, material de curativos, frascos de drenagem, dispositivos de ventilação artificial, instrumental cirúrgico (CANSIAN, 1977), e por isto devem ser limpos e desinfetados adequadamente (LICKY; MARQUES, 2002).

O processamento inadequado resulta diretamente nas infecções cruzadas de paciente para paciente. Para tanto deve haver protocolos claros sobre o processamento, gerenciamento de riscos, capacitação da equipe de enfermagem, responsável por esse procedimento, para garantir a sua qualidade (SHARBAUGH, 2001; COSTA, 2013). O processamento deve eliminar ou inativar os diferentes tipos de micro-organismos que normalmente colonizam esses produtos para a saúde.

Kits para aerossol são colonizados por *Enterobacteriaceae*, BGNNF *Staphylococcus* coagulase positivo, *Staphylococcus* coagulase negativo e ainda *Micrococcus* sp. (ANDERS; TIPPLE; PIMENTA, 2008). *Staphylococcus aureus* resistentes à metilicina estão presentes em estetoscópio (DANTAS et al., 2014), e colchões, no ambiente hospitalar (FERREIRA et al., 2011b), e *Staphylococcus* coagulase negativa foram encontrados em bomba de infusão, estetoscópio, berços, incubadoras (MORAES et al., 2013),

Nos RM foram identificados a presença de *Acinetobacter baumannii*, *Staphylococcus* sp., *Streptococcus* sp., entre outros micro-organismos (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985; HARTSTEIN et al., 1988; WEBER et al., 1990; GAUTHIER; LONG, 1994; BARBOSA et al., 2011; MIRZA et al., 2011).

3.2. Reanimadores manuais: um reservatório de agentes patogênicos

O reanimador manual é um equipamento portátil, gerador de pressão positiva, amplamente empregado na assistência ventilatória de indivíduos que não podem respirar espontaneamente (KHOURY et al., 2014). Outras nomenclaturas

caracterizam este dispositivo como: RM autoinflável, bolsa autoinflável, ventilador manual e hiperinsuflador (OLIVEIRA et al., 2011); neste estudo, optou-se pelo termo reanimador manual (RM).

A oferta de ventilação efetiva com ou sem auxílio de oxigênio, fez do RM o principal dispositivo utilizado por enfermeiros, médicos e fisioterapeutas durante a assistência ventilatória na ressuscitação cardiopulmonar (RCP) *American Heart Association* (NEUMAR et al., 2011; GONZALEZ et al., 2013; CHAVES, 2013).

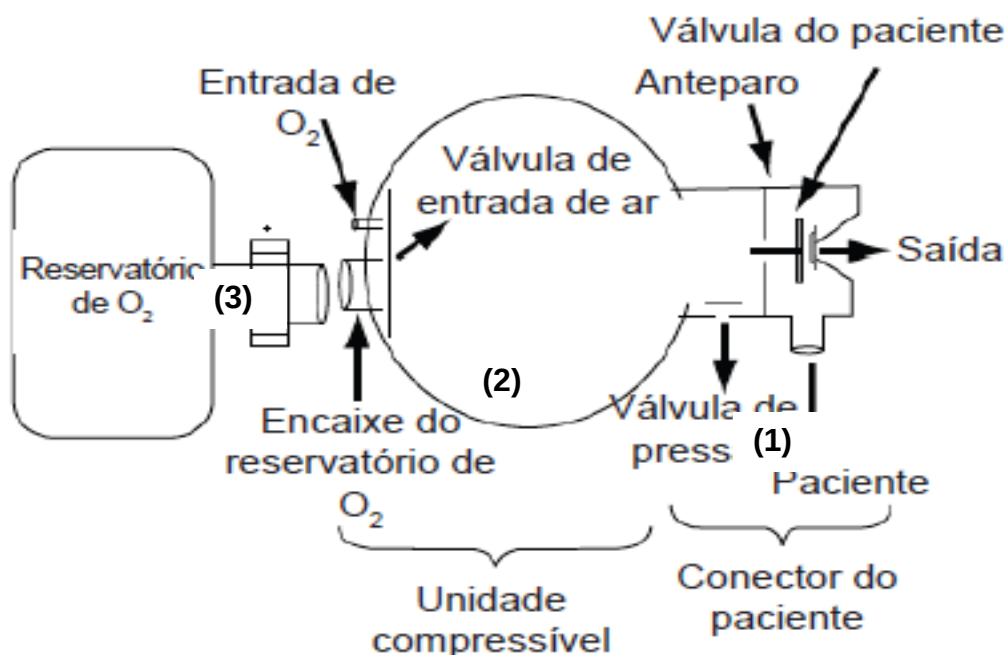
Outras características, como a ausência do uso de energia e possuir válvula de não reinalação, também contribuíram para a expansão da utilização do RM em UTI, centro cirúrgico e no transporte intra e extra-hospitalar de pacientes (OLIVEIRA et al., 2011).

Embora largamente utilizado e aparentemente simples, o RM é descrito como um sistema complexo, composto por válvulas que trabalham de forma sequencial e sincronizada, capaz de promover eventos adversos como hipoventilação, hiperventilação, barotrauma, pneumotórax, atelectasia, volutrauma, redução do débito cardíaco (BERNEY; DENEHY, 2002; LEMES; ZIN; GUIMARÃES, 2009; NOLAN et al. 2010; NEUMAR et al., 2011; GODOY, 2011; KHOURY et al., 2014).

Além disso, seu uso no mesmo paciente tem sido reportado como fonte de infecção, especialmente em UTI (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985; HARTSTEIN et al., 1988; WEBER et al., 1990; GAUTHIER; LONG, 1994; BARBOSA et al., 2011; MIRZA et al., 2011).

O reanimador manual é constituído por duas unidades fundamentais, denominadas unidade compressível **(1)** e o conector do paciente **(2)**, e ainda possui uma terceira unidade opcional, disponível apenas em alguns reanimadores, conexão do reservatório de O₂ **(3)** (Figura 3) (GODOY; VIEIRA; CAPITANI, 2008).

Figura 3: Representação esquemática do reanimador manual com balão autoinflável.



Fonte: Godoy; Vieira e Capitan (2008).

A Unidade compressível (2), ou bolsa autoinflável, é o local onde o ar é inicialmente armazenado e forçado a entrar nos pulmões após sua compressão (FINK, 2000; GODOY, 2011; OLIVEIRA et al., 2011), assim quando a bolsa apresenta maior crescimento dos micro-organismos colonizados, o ar contido na bolsa se apresenta contaminado e pode contribuir para o desenvolvimento de infecção, visto que micro-organismos idênticos foram isolados a partir do ar exalado de RM, e em secreções do trato respiratório de pacientes (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985).

O conector ou válvula do paciente (1) é a unidade que permite o encaixe entre o reanimador e os dispositivos artificiais definitivos da ventilação (tubo endotraqueal ou traqueostomia). A proximidade desta unidade com secreções provenientes do paciente a torna uma importante fonte de contaminação, sendo objeto de estudo por (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985; HARTSTEIN et al., 1988; WEBER et al., 1990; GAUTHIER; LONG, 1994) e dessa presente investigação.

O maior estudo publicado até o momento sobre a contaminação de RM durante o uso foi realizado em 14 UTIs, sendo identificados *Pseudomonas*

maltophilia, *Pseudomonas aeruginosa*, *Serratia*, *Enterobacter cloacae*, *Staphylococcus aureus* provenientes do aspirado traqueal e do conector do paciente (WEBER et al., 1990).

Hartstein et al. (1988), diante de um surto inicial de pneumonia com 93 pacientes sob ventilação mecânica, também obtiveram culturas positivas para *Acinetobacter* a partir de amostras biológicas coletadas nos RM e circuitos ventilatórios.

Ao investigar possíveis fontes de contaminação durante surto de pneumonia, a mesma cepa de *Acinetobacter baumannii* foi isolada em três pacientes que compartilharam o uso do mesmo RM (MIRZA et al., 2011).

Assim, por considerar que o uso de RM apresenta risco potencial de infecção, a carga microbiana, a sujidade aparente e o tempo de uso destes dispositivos têm sido investigados como critério de troca a fim de nortear a prática clínica (THOMPSON; WILDER; POWNER, 1985; HARTSTEIN et al., 1988; WEBER et al., 1990; GAUTHIER; LONG, 1994).

A sujidade visível e tempo de uso de RM foi investigada como critério de troca em 147 pacientes, entretanto, reanimadores considerados visivelmente limpos apresentaram contaminação, sendo ainda observado o aumento da colonização a partir de dois dias de uso, diante disso, o critério de sujidade visível foi desconsiderado pelos profissionais de saúde, e adotado a troca dos RM a cada 04 dias de uso (MELVILLE, 2013).

A carga microbiana contida em RM durante o uso foi avaliada em diferentes intervalos de tempo e durante a presença de sujidade visível. Os resultados demonstraram que os RM substituídos entre 3 a 4 dias de uso apresentaram menor carga microbiana quando comparados àqueles substituídos entre 1 a 2 dias e 6 a 7 dias de uso. Contudo, apesar do tempo de uso ser um possível critério adotado para a troca de RM, a sujidade aparente demonstrou ser superior ao tempo de uso, visto que RM considerados visivelmente sujos apresentaram maior carga microbiana (GAUTHIER; LONG, 1994).

Ao analisar a secreção traqueal de pacientes, a superfície exterior da válvula do RM, o port (junção da conexão da válvula) e o interior da válvula pós-exalação dos reanimadores, estudo identificou que os mesmos patógenos que colonizam o trato respiratório de pacientes intubados em UTI, estavam também presentes tanto

na superfície exterior do reanimador, bem como no interior da válvula do paciente (WEBER et al.,1990).

O resultado desse estudo confirma que a superfície exterior e a válvula do paciente são peças que podem servir como fonte de colonização do trato respiratório de pacientes intubados e/ou traqueostomizados (WEBER et al.,1990). Por este motivo, os autores sugeriram à comunidade científica o investimento na limpeza da válvula do paciente na presença de sujidade visível e a desinfecção do RM em uso, com álcool, pelo menos uma vez por dia.

Nota-se, portanto, que apesar do uso de RM desempenhar um importante papel na transmissão de micro-organismos, a compreensão do risco de contaminação, o controle da carga microbiana, a periodicidade de troca, rotinas de guarda e seu manuseio permanecem incertos, refletindo na tomada de decisão e nas condutas dos profissionais de saúde durante a prática clínica, especialmente na atuação da equipe de enfermagem, seja na escolha do método seguro de processamento, ou ainda, na padronização da troca dos reanimadores.

3.2.1. Recomendações de Uso e Processamento do Reanimador Manual

A equipe de enfermagem desempenha papel de grande relevância na intersecção do uso do RM no cuidado intensivo ao paciente e o seu processamento (centro de material e esterilização). Ambas situações representam desafios a serem compreendidos e superados para o alcance da segurança do paciente e confluem para uma responsabilidade compartilhada fundamental no contexto da assistência.

Ao avaliar as divergências descritas no decorrer dessa revisão, principalmente no que se refere à literatura nacional sobre o processamento e as melhores condutas adotadas frente ao uso de RM, observa-se que apesar de exequível, algumas recomendações como aquelas relacionadas ao processamento dos produtos semicríticos feitas pela ANVISA (2012a) distanciam-se de aspectos importantes sobre a segurança do paciente, e podem dificultar a tomada de decisão e a padronização das ações em saúde.

Apesar da prática do reuso de PPS ser uma saída inevitável, especialmente para os RM em uso no Brasil. As variáveis de confusão entre o uso dos PPS e o

desenvolvimento das IRAS podem influenciar na subvalorização do processamento, especialmente no que tange a limpeza (LIND, 2000; SPRY, 2000).

A limpeza é a essência para que as demais etapas do processamento ocorram de forma segura, pois consiste na remoção física ou mecânica, redução ou remoção de micro-organismos e remoção ou redução de substâncias pirogênicas (LACERDA; SILVA, 1992; GRAZIANO; CASTRO; MOURA, 2002) e quanto menor a carga microbiana dos PPS após essa etapa, melhor a probabilidade de atingir o nível de segurança de 10^{-6} (GRAZIANO; CASTRO; MOURA, 2002).

A variedade de peças e válvulas que compõe o RM, algumas sensíveis ao calor, com *designs* diferentes, além de dificultar a limpeza, requerem métodos diferentes de processamento e, com isso, atenção contínua da enfermagem desde o desmonte até a montagem correta para uso (GRAZIANO; CASTRO; MOURA, 2002).

A desconexão cuidadosa das partes que compõe o RM como válvulas, diafragmas e reservatório antes da limpeza é recomendada com o objetivo de garantir maior exposição ao alcance dos níveis desejados de limpeza e desinfecção, e deve ser realizada com a utilização de solução de detergente neutro, com ou sem enzimas, e pelo uso preferencialmente de lavadoras termodesinfetadoras por se tratar de um dispositivo de assistência respiratória a fim de evitar a impregnação de germicidas químicos (SOBECC, 2013).

A limpeza, assim como o processamento dos RM é também fragilizado pela inspeção visual que antecede a decisão do momento adequado para o processamento. Segundo Graziano, Castro e Moura (2002), a limpeza dos PPS deve ser realizada imediatamente após seu uso. O ressecamento de sangue e demais fluídos corpóreos nos PPS e superfícies dificulta o processo de limpeza (REICHERT; YOUNG, 1997; AORN, 2001) e facilita a formação de biofilme potencializado na prática clínica pelo uso contínuo dos RM sem rotina de troca segura, e pelo método de inspeção visual, processo decisório na definição do momento de processamento.

Segundo dados da “*National Institutes of Health*”, aproximadamente 80% de todas as infecções em nível mundial está associada a biofilmes (NIH, 2002). Sua composição inicial ocorre de forma complexa pela adesão bacteriana, seja em uma superfície abiótica ou reversível (inanimada, como plásticos e metais) ou biótica (como células e tecidos animais ou vegetais) (TRENTIN; GIORDANI; MACEDO et al., 2013).

Dentre as diversas características do biofilme destacam-se a resistência ao sistema imune do hospedeiro e aos agentes antimicrobianos que podem ser de 10 a 1000 vezes maior do que em bactérias sobreviventes em outras comunidades (DAVIES, 2003). Na formação de biofilme diversos micro-organismos estão envolvidos, sendo mais comuns o *Staphylococcus* spp. principal responsável por infecções, associadas a implantes (UÇKAY et al., 2009; ANTUNES et al., 2011) e as *Pseudomonas aeruginosa* relacionadas as infecções crônicas (LYCZAK; CANNON; PIER, 2002; KERR; SNELLING, 2009).

A inspeção criteriosa da limpeza é um dos pontos críticos para que um produto possa ser reutilizado, contudo a inspeção visual ainda é um método muito utilizado para a avaliação desta etapa, e como já dito anteriormente não é confiável por sofrer interferência de muitas variáveis como: acuidade visual do operador, luminosidade do ambiente, características do produto que está sendo processado e etc. Em estudo realizado com o objetivo de avaliar a eficácia dos métodos de inspeção visual e exame microscópico após a limpeza, 90,6% dos PPS estavam visivelmente limpos, porém em análise microscópica foi identificada sujidade residual em 84,3%, principalmente em locais de difícil acesso dos dispositivos como junções, articulações e ranhuras (DESCÔTEAUX et al., 1995).

Após a limpeza, os RM devem ser secados antes da esterilização ou desinfecção química. A presença de água nos PPS pode levar a hiperdiluição do germicida químico, ou interferir na sua ação e conferir danos nos produtos quando submetidos a processos físicos de esterilização. Ao processar os RM, deve-se preferir a esterilização a vapor, ou a desinfecção térmica para evitar toxicidade. Caso seja somente possível a desinfecção química optar por germicidas com menor absorção plástica e menor toxicidade como o ácido peracético, e hipoclorito de sódio (SOBECC, 2013).

Vale ressaltar que apesar da Anvisa (2012a) permitir, o uso do hipoclorito de sódio na desinfecção do RM, a maioria dos órgãos e instituições internacionais e nacionais como a *Association of Perioperative Registered Nurses* (AORN, 2013), o *Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities* (RUTALA; WEBER, 2008), a Associação Paulista de Epidemiologia e Controle de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde (APECIH, 2010) e a Associação Brasileira de Enfermeiros de Centro Cirúrgico, Recuperação Anestésica e Centro de Material de

Esterilização (SOBECC, 2013), (RUTALA; WEBER, 2013) recomendam a desinfecção de alto nível, o que não é alcançada com o uso desse germicida.

Atenção também deve ser dada as peças plásticas que compõe o RM como o reservatório e encaixe de oxigênio (unidade 3), estes itens podem absorver facilmente germicidas como glutaraldeído, formaldeído e fenol sintético, e, portanto, são proibidos na desinfecção de PPS de assistência respiratória devido a toxicidade (ANVISA, 2012a).

Outras características como o pH e o tempo de ação dos germicidas deve ser utilizado de acordo com o fabricante, bem como deve haver a imersão completa dos PPS, incluindo lumens e reentrâncias (SOBECC, 2013), no caso do bolsa de compressão do RM (unidade 2) dar preferência a limpeza em desinfecção automatizada a fim de evitar a flutuação desta unidade, e com isso, comprometer a ação do germicida.

O enxague dos PPS deve ser rigoroso quando processado por desinfecção química para evitar toxicidade, e sempre que possível deve ser realizado preferencialmente com o uso de água filtrada com filtro de 0,2 mc (TABLAN et al., 2004), posteriormente deve ser procedida a secagem do RM, e quando possível preferencialmente em secadora automatizada, caso a instituição não possibilite este processo utilizar tecido livre do desprendimento de partículas, ou ainda utilizar jato sob pressão, principalmente nas tubulações do RM. Os reanimadores não devem ser submetidos a secagem ao ar livre, pois a demora do processo, a umidade da água e a exposição a fatores ambientais não controlados favorece a proliferação de micro-organismos, principalmente de fungos (SOBECC, 2013).

O acondicionamento do RM deve ser realizado individualmente em embalagens limpas, atóxicas e que impeça a penetração de sujidade e umidade, com o objetivo de proteger o produto da recontaminação ocasionada pelo manuseio. O armazenamento deve ser realizado em ambiente limpo e seco, estocados verticalmente, com o máximo possível de peças desmontadas como as válvulas, diafragmas, encaixe do reservatório e reservatório de oxigênio (SOBECC, 2013).

Apesar de identificadas orientações na literatura sobre o processamento de PPS semicríticos de forma geral, não foram identificadas condutas adequadas sobre o acondicionamento de RM quando em uso contínuo no mesmo paciente que possam nortear a prática clínica.

O que se observa na prática clínica é que devido à necessidade de acesso rápido durante a assistência, os RM são processados com a maioria das peças conectadas, colocados à beira leito envolvidos em sacos plásticos, em embalagem utilizada no processamento, ou ainda o conector do paciente envolvido com luva de procedimento. Essa prática expõe o reanimador às condições ambientais, comprometendo a sua segurança, visto que a contaminação microbiana de mobiliários e demais superfícies utilizadas em UTI foi demonstrada (MARTINS-DINIZ et al., 2005; OTTER; YEZLI; FRENCH, 2011; FERREIRA et al. 2011a; OLIVEIRA; DAMASCENO, 2012).

Condições inadequadas de guarda de RM durante o uso também foram associadas como fatores facilitadores para a presença de sujidade visível, falta de funcionamento (GODOY, 2011) e a contaminação de reanimadores por diversos micro-organismos (BARBOSA et al., 2011).

Secreções espessas identificadas no conector do paciente impediram o funcionamento de RM durante a ventilação em situação de emergência, mesmo com a frequência de troca destes estabelecida a cada 48 horas (GODOY, 2011).

Além das questões de uso e processamento dos RM, outra estratégia importante no controle de infecção é a identificação e caracterização do agente etiológico responsável pelas IRAS, uma vez que permite o planejamento, a elaboração e implementação das melhores condutas (ANVISA, 2013b; DAMASCENO; NICOLI; OLIVEIRA, 2015).

3.3. Bactérias gram-negativas de importância para as infecções respiratórias relacionadas à assistência à saúde

3.3.1. Família *Enterobacteriaceae*

A família *Enterobacteriaceae* é constituída por bastonetes gram-negativos que compõe a microbiota intestinal humana, de fácil disseminação, isolados de infecções de origem comunitária ou hospitalar e estão entre os patógenos humanos mais comuns nos casos de cistite, pielonefrite, sepse, pneumonia, peritonite,

meningite e infecções associadas ao uso de dispositivos (NORDMANN; NASS; POIREL, 2011).

Enterobacteriaceae são frequentemente isoladas em amostras clínicas, podem também ser encontradas no solo, água, vegetais e estão relacionadas a qualquer doença infecciosa, especialmente em pacientes imunocomprometidos expostos a procedimentos invasivos. Aproximadamente 95,0% de todas as *Enterobacteriaceae* isoladas em laboratórios clínicos pertencem às seguintes espécies: *Escherichia coli*, *Klebsiella pneumoniae* e *Proteus mirabilis* (WINN JÚNIOR et al., 2012). Também destacam-se pela sua importância clínica aquelas que compõem o chamado grupo CESP (*Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *Serratia* spp. e *Providencia* spp.)

O isolamento de *Enterobacteriaceae* multirresistentes aos antimicrobianos tem sido uma tendência preocupante nos últimos anos, especialmente devido à elevada mortalidade e a restrição terapêutica em detrimento da produção de carbapenemase (ANVISA, 2013c).

Do gênero *Klebsiella*, a espécie *K. pneumoniae* é a mais isolada, estando relacionada a casos de pneumonias, meningites, sepse e infecções urinárias (WINN JÚNIOR et al., 2012). A presença desta espécie pode causar ainda pneumonia lobar primária e possível destruição necrótica dos espaços alveolares, a formação de cavidades e a produção de escarro sanguinolento (MURRAY; ROSENTHAL; PFALLER, 2009).

As complicações causadas pelo gênero *Enterobacter* são raras em pacientes imunocompetentes, mas são comuns em neonatos e imunocomprometidos, sendo um grande problema a resistência destes a múltiplos antimicrobianos (MURRAY; ROSENTHAL; PFALLER, 2009). Dentre o gênero *Proteus*, a espécie de maior prevalência é o *P. mirabilis*, isolado frequentemente em infecções urinárias (CHAMBÔ FILHO et al., 2013).

Outras espécies de grande importância clínica entre as *Enterobacteriaceae* são as do gênero *Serratia*, as quais produzem enzimas hidrolíticas como a lipase, gelatinase e Dnase. A resistência à colistina e à cefalotina, constitui uma característica adicional desta espécie. *Serratia marcescens* é o membro mais importante do gênero, estando associada a inúmeras infecções, entre elas as pneumonias hospitalares (WINN JÚNIOR et al., 2012).

3.3.2. Bastonetes gram-negativos não fermentadores (BGNNF)

Os bastonetes gram-negativos não fermentadores (BGNNF) constituem um grupo de bactérias não esporuladas, incapazes de utilizar carboidratos como fonte de energia por meio da fermentação, sendo assim, estritamente aeróbios (DELIBERALI et al., 2011). As espécies de maior importância clínica são: *Pseudomonas aeruginosa*, *Acinetobacter baumannii* e *Stenotrophomonas maltophilia* (WINN JÚNIOR et al., 2012).

Os BGNNF possuem diversos fatores de virulência que contribuem para sua patogenicidade, sendo eles: endotoxinas, exotoxinas, flagelos, fímbrias, pili (BROOKS et al., 2012).

Este grupo de micro-organismo pode ser encontrado em diversos reservatórios como: umidificadores, nebulizadores, creme para as mãos, PPS de assistência ventilatória, como os RM, equipamentos de anestesia, soluções de irrigação ou desinfetantes. Com exceção da *P. aeruginosa*, os BGNNF normalmente possuem baixa virulência, mas são multirresistentes aos antimicrobianos, causando infecções hospitalares com frequência em pacientes imunocomprometidos e debilitados. Os principais fatores que predispõem à desenvolvimento de infecções por este grupo são: pacientes com neoplasia, com doenças metabólicas ou em terapia prolongada com antimicrobianos (WINN JÚNIOR et al., 2012).

Dentre os BGNNF, *P. aeruginosa* possui maior destaque na ocorrência das IRAS, principalmente as do trato respiratório (BARROS et al., 2012). Segundo dados da América Latina, esta bactéria é responsável por 31,2% das pneumonias, 13,8% nas infecções de pele e tecidos moles, e 7,5% das infecções de corrente sanguínea (GALES et al., 2012).

Esse micro-organismo geralmente é encontrado no solo, na matéria orgânica em decomposição, na vegetação e na água, condição essa que favorece seu isolamento no ambiente hospitalar em reservatórios úmidos como equipamentos de assistência respiratória, máscara de nebulização, RM, circuitos e traqueias da ventilação mecânica, e até mesmo, em soluções desinfetantes (WINN JÚNIOR et al., 2012), uma vez que apresentam resistência a desinfetantes químicos e anti-sépticos como compostos quaternários de amônio, fenol e hexaclorofeno (CHUANCHUEN et

al., 2001). *Pseudomonas* podem ainda estar presentes em pequeno número na microbiota intestinal e na pele (BROOKS et al., 2012).

A colonização de indivíduos saudáveis por *P. aeruginosa* é incomum, sendo mais frequente em pacientes hospitalizados e imunocomprometidos (MURRAY; ROSENTHAL; PFALLER, 2009). O tratamento das infecções ocasionadas por esse BGNNF é particularmente problemático devido à sua resistência intrínseca a múltiplas classes de antimicrobianos e a habilidade em adquirir resistência durante um curso terapêutico (WINN JÚNIOR et al., 2012).

Pseudomonas espécie mais prevalente nas infecções de corrente sanguínea (34,69%), e a segunda causa nas infecções do trato respiratório (30,61%). A prevalência destas espécies nestes sítios de infecção pode estar relacionada a locais de frequente manipulação, além da necessidade de ventilação mecânica, aspiração contínua, sedação e o uso de outros PPS de assistência respiratória como o RM. A presença destes micro-organismos repercutiu no tempo de internação dos pacientes, na dificuldade de opções terapêuticas e na elevação das taxas de mortalidade em UTI (NOBREGA; CARMO FILHO; PEREIRA, 2013).

Por outro lado, apesar do aparente tropismo desta bactéria pelo trato respiratório, vale lembrar que estes micro-organismos são oportunistas e quando encontram condições favoráveis, como o rompimento de mucosas, podem se fixar, colonizar o paciente e ocasionar doenças sistêmicas (BROOKS et al., 2012).

Diversos fatores de virulência têm sido identificados em *P. aeruginosa* e contribuem para que esta bactéria seja a de maior importância clínica e de difícil tratamento, dentre estes destacam-se a produção de lipopolissacarídeo, exotoxina A, leucocidina, polissacarídeo extracelular (alginato), protease, fosfolipase e a produção de betalactamases (WINN JÚNIOR et al., 2012). Estes fatores favorecem o isolamento de cepas resistentes às cefalosporinas de segunda e terceira geração e aos carbapenêmicos, como imipenem e meropenem (ROSSI; ANDREAZZI, 2005), e com resistência combinada aos antimicrobianos (LIVERMORE, 2002).

Para o tratamento das infecções relacionadas à *P. aeruginosa* não é indicada a monoterapia devido à baixa taxa de sucesso e ao risco do desenvolvimento de resistência. Recomenda-se o uso da penicilina ativa (piperacilina), associado a algum aminoglicosídeo (tobramicina). Em alguns casos o aztreonam, os carbapenêmicos e as quinolonas (ciprofloxacino) permanecem ativos e podem ser possibilidades terapêuticas. Os padrões de sensibilidade desta

espécie variam geograficamente, sendo indicado o antibiograma como medida auxiliar na terapêutica (BROOKS et al., 2012).

Acinetobacter baumannii se apresenta como cocobacilos gram-negativos, oportunistas, estão distribuídos no solo, água e podem ainda ser encontrados na água de umidificadores, vaporizadores e em PPS úmidos como circuitos ventilatórios, máscara de nebulização e RM (BROOKS et al., 2012). Estima-se que 45,0% dos pacientes que desenvolveram infecções do trato respiratório ocasionadas por *A. baumannii* eram resistentes aos antimicrobianos, o que pode ser justificado pelo uso de dispositivos ventilatórios contaminados (ELLIS et al., 2015).

Dentre as espécies que compõem o gênero, *A. baumannii* é a mais frequente e de maior importância clínica para as IRAS. Este micro-organismo pode causar pneumonias associadas à ventilação (PAV), bacteremia principalmente ocasionada pelo uso de cateteres intravenosos (BROOKS et al., 2012).

Os principais fatores de risco para a ocorrência de *A. baumannii* multirresistentes de acordo com a literatura são: tempo de internação prolongado, internação em UTI, uso de ventilação mecânica, cateter venoso central ou cateter urinário, exposição prévia a agentes antimicrobianos, realização de cirurgias e procedimentos invasivos (MARAGAKIS; PERL, 2008; ZHOU; YUAN; DU, 2014).

A capacidade de adaptação do *A. baumannii* às diversidades de condições ambientais, como alteração na temperatura e umidade, contribuem para sua sobrevivência prolongada, para o aumento do seu potencial de transmissão nos PPS (KANJ et al., 2008) e para a formação de biofilme em superfícies (WROBLEWSKA et al., 2008).

Os mecanismos de resistência desse BGNNF aos antimicrobianos incluem a alteração dos locais alvo, a produção de enzimas hidrolisadoras e modificadoras de antimicrobianos, alterações nas proteínas de membranas externas e a presença de bombas de efluxo. O principal mecanismo de resistência do *A. baumannii* aos betalactâmicos consiste na produção de betalactamases (PELEG; SEIFERT; PATERSON, 2008).

3.3.3. Mecanismos de Resistência Antimicrobiana

A resistência bacteriana aos antimicrobianos é uma preocupação e seu controle considerado um problema de saúde pública mundial (GISKE et al., 2011; LOWE et al., 2012), sendo as UTIs importantes reservatórios de micro-organismos multirresistentes (ANVISA, 2007a). Essa resistência é um fenômeno genético relacionado à existência de genes intrínsecos ao micro-organismo, que codificam diferentes mecanismos bioquímicos e impedem a ação dos fármacos, ou pode ainda estar relacionada a mutações durante o processo de divisão celular ou a mecanismos de recombinação genética, como a transferência de genes de resistência entre uma bactéria e outra (OPLUSTIL et al., 2010).

Diversos fatores contribuem para a ocorrência de infecção por bactérias resistentes aos antimicrobianos, como: internações prolongadas, procedimentos invasivos como a ventilação mecânica, o uso de cateteres vesicais de demora, cateter venoso central e procedimentos cirúrgicos (DEPUYDT et al., 2008; MARAGAKIS, PERL, 2008; BARAN et al., 2008; LIMA, OLIVEIRA, PAULA, 2008; FALAGAS; KARAGEORGOPOULOS; FALAGAS, 2008; ÖZGÜR et al., 2014). Entretanto, o de maior impacto é a pressão seletiva causada pelo descontrole no uso de antimicrobianos (AZEVEDO, 2005).

Frente a este contexto, tem sido reportado o surgimento de micro-organismos multidroga resistentes (MDR), extensivamente resistentes (XDR) e pan resistentes (PDR). De acordo com Magiorakos et al. (2012), MDR são micro-organismos que apresentam resistência a pelo menos um agente de três classes de antimicrobianos e XDR são micro-organismos sensíveis somente a uma ou duas classes de antimicrobianos. Enquanto que pan resistentes são definidos como não sensíveis a todos os agentes em todas as categorias antimicrobianos. As infecções causadas por estes micro-organismos retardam a terapêutica, prolongam a internação, aumentam o risco de disseminação microbiana, pioram o prognóstico do paciente, elevam os custos hospitalares e aumentam o risco de morte.

Entre as bactérias gram-negativas, o principal meio de transmissão de micro-organismos MDR, XDR e PDR é por contato direto a partir das mãos contaminadas dos profissionais de saúde, ou por contato indireto pelo uso de PPS contaminados (ANVISA, 2007b). A produção de betalactamases pelos BGN é a

principal forma de resistência bacteriana aos antimicrobianos betalactâmicos, entretanto bastonetes gram-positivos também podem expressar essa resistência. As betalactamases são enzimas que promovem a degradação do anel betalactâmico, inativando o antimicrobiano e impedindo que ele apresente atividade contra as enzimas responsáveis pela síntese da parede celular bacteriana.

Entre as betalactamases, as de maior importância clínica são as betalactamases de espectro estendido (ESBL), as betalactamases tipo AmpC e as carbapenemases (ALVES; BEHAR, 2013). Este grupo de bactérias pode acumular ainda resistência aos aminoglicosídeos, sulfametoxazol-trimetoprim e quinolonas (MARRA, 2012)

As betalactamases podem ser classificadas com base na preferência de substrato da enzima, na inativação diante de inibidores específicos (BUSH; JACOBY; MEDEIROS, 1995; BUSH; JACOBY, 2010), ou a partir da similaridade entre as cadeias de aminoácidos das enzimas, sendo estas distribuídas em quatro classes A, B, C, D (AMBLER, 1980).

Na tentativa de controlar as betalactamases, três inibidores de betalactamases têm sido aplicados na medicina clínica: o ácido clavulânico, o sulbactam e o tazobactam. Todos demonstram ser efetivos contra penicilinas produzidas por *Staphylococcus*, mas apresentam baixa efetividade contra as enzimas cromossômicas ou plasmidiais produzidas pelas bactérias gram-negativas (NATBISUWAN; BURGESS; LEWIS, 2001).

Diante do exposto, observa-se que as opções terapêuticas com relação às betalactamases, além de limitadas, dependem de testes de suscetibilidade aos antimicrobianos, retardando a terapêutica adequada, aumentando as complicações e diminuindo as chances de sucesso terapêutico (ALVES; BEHAR, 2013).

- Beta-lactamases de importância epidemiológica

As betalactamases de espectro estendido (ESBL) pertencem ao tipo A (penicilinasas), constituem um grupo de enzimas derivadas das betalactamases clássicas TEM-1, TEM-2 e SHV-1 (CASELLAS, 2011) e são produzidas principalmente por espécies de *Klebsiella pneumoniae*, até 52,0% e *Escherichia coli*

(MARRA, 2012). Bactérias gram-negativas produtoras de ESBL podem ser isoladas de PPS contaminados como estetoscópio, termômetro, nebulizadores, umidificadores, circuitos do ventilador, RM, e ainda de pacientes e profissionais de saúde colonizados e/ou infectados (ANVISA, 2007b). A presença dessa enzima é preocupante, uma vez que sua produção é induzida pela terapêutica antimicrobiana, e por este motivo cepas aparentemente sensíveis à alguns fármacos passam a apresentar resistência a estes, induzindo erros na análise microbiológica, retardando o tratamento e prejudicando o prognóstico do paciente (SILVA; SALVINO, 2000).

As ESBL conferem resistência aos betalactâmicos mais recentes, como as cefalosporinas de amplo espectro (ceftriaxone, cefotaxima, ceftizoxima e ceftazidima), e o aztreonam, com exceção das cefamicinas (cefoxitina). Os carbapenens (imipenem e meropenem) apresentam-se como uma das alternativas efetivas restritas de fármacos. A presença de cepas multirresistentes neste grupo de micro-organismos tem como principal causa a falha terapêutica (SILVA; LINCOPAN, 2012).

As betalactamases do tipo AmpC constituem enzimas da classe C, denominadas cefalosporinases (NAAS; CUZON; TRUONG, 2012), são produzidas principalmente por espécies pertencentes ao grupo CESP (*Citrobacter* spp., *Enterobacter* spp., *Serratia* spp., *Providencia* spp.), além de *P. aeruginosa*. As betalactamases do tipo AmpC geralmente atuam contra cefalosporinas de primeira, segunda e terceira gerações, monobactâmicos e penicilinas de amplo espectro, inclusive quando associadas a inibidores de betalactamases (MARRA, 2012).

A produção dessa enzima é codificada pelo gene *AmpC*, de forma induzida ou constitutiva. Ampicilina e cefalosporinas são fortes indutores da produção de AmpC, assim como os carbapenêmicos. Já as cefalosporinas de amplo espectro são fracos indutores (LIVERMORE; BROWN, 2001).

Na produção enzimática de forma induzida, a bactéria possui o gene *AmpC*, mas este pode estar reprimido por um gene repressor. O uso dos betalactâmicos indutores atuará inibindo o gene responsável pela produção da enzima. Essa resistência poderá se manifestar durante o tratamento, existindo duas linhas de conduta: monitorar a terapêutica; e usar outras opções terapêuticas, como as cefalosporinas de quarta geração, ou usar carbapenens, como o imipenem ou meropenem, principalmente em casos de pneumonia, sepse e em pacientes imunodeprimidos (MARRA, 2012).

Dentre as carbapenemases produzidas por bactérias gram-negativas, destacam-se as do tipo KPC (*Klebsiella pneumoniae* carbapenemase), MBL (metallo-betalactamases) e, mais recentemente, a NDM (*New Delhi* metallo-betalactamases), sendo as do tipo KPC e NDM de grande importância clínica devido à sua rápida e ampla disseminação mundial (ANVISA, 2013c). Contudo, independentemente do tipo de carbapenemases, todas as bactérias produtoras desta enzima são usualmente resistentes a todos os betalactâmicos atualmente disponíveis, incluindo os carbapenêmicos (MARRA, 2012). O primeiro registro de produção de KPC entre os BGN foi em 2001 e em *Klebsiella pneumoniae* (YIGIT et al., 2001), mas sabe-se que esta enzima pode ser produzida também por outras bactérias como as *Escherichia coli* (MARRA, 2012).

MBL são normalmente adquiridas e pertencem a classe B (PELEG; SEIFERT; PATERSON, 2008), sendo os tipos IMP, VIM e NDM as mais frequentemente detectadas em *Enterobacteriaceae* (ANVISA, 2013c). Este grupo de betalactamases são produzidas principalmente por BGNNF, como *P. aeruginosa* e *A. baumannii* (MARRA, 2012). Assim como as demais betalactamases, as MBL também podem ser codificadas cromossomicamente ou transmitidas por meio de elementos genéticos (WALSH et al., 2005).

A primeira descrição da MBL codificada cromossomicamente foi em 1966 em isolado de *Bacillus cereus* (SABATH, ABRAHAM, 1966). Contudo com a capacidade de disseminação desta enzima em diversos micro-organismos, posteriormente foram isoladas cepas mediadas por plasmídeos em bactérias de relevância clínica, como *P. aeruginosa*, *Acinetobacter* spp. e membros da família *Enterobacteriaceae* (MARRA, 2012; ANVISA, 2013c).

As MBL apresentam atividade sobre vários betalactâmicos, dentre eles as cefamicinas e os carbapenens, o ácido clavulânico e sulbactam. Entretanto, apesar de não apresentarem atividade aos monobactâmicos (aztreonam) (MARRA, 2012), são preocupantes não apenas devido à restrição terapêutica, mas pela falta de inibidores eficientes de betalactamases e por dificuldades da indústria farmacêutica em produzir novos antimicrobianos (ROSSOLINI, 2005; WALSH et al., 2005).

A NDM tem sido reportada em surtos principalmente no subcontinente Indiano (JOHNSON; WOODFORD, 2013). De acordo com a ANVISA (2013c), no Brasil, em Porto Alegre, já foram isolados *Providencia rettgeri* e *Enterobacter cloacae* produtores de NDM. Ainda segundo este órgão estes casos somente serão

controlados com esforço coletivo, detecção precoce de pacientes colonizados, implementação de precauções de contato, tratamento adequado e padronizado em todos os serviços de saúde.

Assim, diante da redução das opções farmacológicas frente aos micro-organismos MDR, XDR e PDR tem-se observado o ressurgimento de antimicrobianos como a polimixina e, ainda, recomendações quanto ao uso de agentes antimicrobianos combinados. Em nota técnica publicada pela Anvisa sobre as medidas de prevenção e controle de infecções por *Enterobactereacea* MDR, contraindica-se o uso de monoterapias, e recomenda-se o uso de dois ou três fármacos, dentre eles o uso da Polimixina B, ou Polimixina E (Colistina) em associação com algum dos aminoglicosídeos (gentamicina ou amicacina), ou com carbapenêmicos (meropenem ou doripenem), ou ainda a Tigeciclina (ANVISA, 2013c).

3.4. Bactérias gram-positivas de importância para as infecções respiratórias relacionadas à assistência à saúde

3.4.1 Gênero *Staphylococcus*

O gênero *Staphylococcus* é constituído por cocos gram-positivos imóveis, anaeróbios facultativos mesófilos, não formadores de esporos que se apresentam em agrupamentos que lembram cachos de uva, o que justifica o nome do gênero. Pode ser encontrado principalmente na pele e mucosas dos seres humanos (WINN JÚNIOR et al., 2012). Geralmente suas colônias apresentam-se lisas, butiráceas, convexas, com borda contínua, com aproximadamente 1 a 3 mm de diâmetro, após 24 horas de incubação (WINN JÚNIOR et al., 2012; MURRAY; ROSENTHAL; PFALER, 2009). Até o momento já foram descritas 45 espécies e 24 subespécies para este gênero (EUZÉBY, 2011).

Algumas enzimas produzidas pelo gênero *Staphylococcus* auxiliam na sua identificação, sendo as mais investigadas a produção da enzima catalase, que o diferencia da família *Streptococcaceae* (catalase negativa), e a produção da enzima

coagulase, considerada um importante fator de virulência (WINN JÚNIOR et al., 2012) encontrada com frequência nos *Staphylococcus aureus* (MURRAY; ROSENTHAL; PFALER, 2009). As produções dessas enzimas norteiam a divisão deste gênero em duas categorias: coagulase positivos e coagulase negativos (ANVISA, 2013a).

- *Staphylococcus aureus*

Staphylococcus aureus compõe a microbiota humana residual, principalmente pele e fossas nasais de indivíduos saudáveis. É o micro-organismo do gênero mais virulento, apresentando maior frequência e relevância na ocorrência das IRAS (SANTOS et al., 2007; WINN JÚNIOR et al., 2012).

A denominação dessa espécie é devido à pigmentação amarela ou amarelo-alaranjada apresentada por suas colônias, sendo o significado de “*aureus*” dourado. Entretanto, essa característica na pigmentação não é presente em todas as colônias podendo algumas serem esbranquiçadas ou cinzas. *Staphylococcus aureus* apresentam diversos fatores de virulência, seja a partir dos componentes da superfície celular (polissacarídeos capsulares, peptidoglicano, ácido teicoico e proteína A), pela produção de toxinas (enterotoxinas, toxinas esfoliativas, toxina do choque tóxico 1 e citotoxinas) ou a produção de enzimas (catalase, coagulase, fibrinolisinase, hialuronidase, lipase, desoxirribonuclease, penicilinasas e fosfolipases) e ainda pela formação de biofilme (MURRAY; ROSENTHAL; PFALER, 2009; WINN JÚNIOR et al., 2012).

Desta forma, ao encontrarem condições favoráveis, podem migrar de sítios anatômicos e, com isso, ocasionar desde infecções mais simples até as mais complexas de difícil resolução. As infecções comumente ocasionadas por estes micro-organismos são: infecções de pele, osteomielite, artrite séptica, endocardite, meningite, pneumonia, sepse e bacteremia (MURRAY; ROSENTHAL; PFALER, 2009; WINN JÚNIOR et al., 2012; BROOKS et al., 2012).

- *Staphylococcus* coagulase negativos (CoNS)

Staphylococcus coagulase negativos (CoNS) normalmente estão presentes na pele e membranas mucosas, sem causar nenhum dano. Contudo ao penetrar o tecido humano a partir de traumas cutâneos, inoculação por agulhas ou implante de materiais médicos como próteses, cateteres, válvulas cardíacas, marca-passos, pode aumentar seu potencial patogênico (ANVISA, 2013a).

S. epidermidis é a espécie deste grupo de maior importância clínica, especialmente pela sua associação à ocorrência de IRAS relacionada ao uso de PPS contaminados e à formação de biofilmes nestes dispositivos (GORDON et al., 2012; OTTO, 2013).

3.4.2 Mecanismos de Resistência Antimicrobiana dos *Staphylococcus aureus*

Staphylococcus aureus produzem diversos mecanismos de resistência, dentre eles destaca-se a produção das enzimas betalactamases ou penicilinases, que podem ser induzidas na presença de agentes antimicrobianos betalactâmicos ou constitutiva (produzidas continuamente). Essas enzimas atuam inativando os antibacterianos betalactâmicos, como penicilinas. *Staphylococcus aureus* com fenótipo de resistência às penicilinas sintéticas (metecilina/oxacilina,) são denominados *Staphylococcus aureus* resistentes à metecilina (MRSA) (MURRAY; ROSENTHAL; PFALER, 2009; WINN JÚNIOR et al., 2012). Essa resistência deve-se à presença de uma proteína de ligação da penicilina alterada, denominada PBP2a, a qual resulta da aquisição de um gene cromossômico definido como gene *mecA* (WINN JÚNIOR et al., 2012).

Em menor frequência, *Staphylococcus aureus* podem apresentar baixo nível de resistência à metecilina devido à produção de uma PBP modificada ou pela hiperprodução de betalactamases que inibem estes antimicrobianos. Entretanto, quando essa espécie apresenta-se resistente à metecilina, pode também carrear genes de resistência aos macrolídeos, aminoglicosídeos, tetraciclina, mupirocina. Posteriormente a terapias prolongadas com vancomicina, foram identificadas cepas

deste micro-organismo resistentes à vancomicina denominadas *Staphylococcus aureus* resistente à vancomicina- (VRSA) e com resistência intermediária à vancomicina (VISA), restringindo a terapêutica aos glicopeptídios vancomicina e teicoplanina (BROOKS et al., 2012).

Todavia, cepas de *Staphylococcus aureus* podem também apresentar, com menor frequência, resistência à meticilina com concentrações inibitórias mínimas (CIM) próximas ao ponto de corte e não serem associadas à presença do gene *mecA*. Este tipo de resistência é denominada *bordeline* e pode ocorrer pela hiperprodução de betalactamases, BORSA (*bordeline oxacillin-resistant Staphylococcus aureus*), ou por modificações nas proteínas de ligação de penicilina (PBPs 1, 2 e 4), cepas conhecidas como MODSA (*modified penicillin-binding protein S.aureus*) (ANVISA, 2007b).

- Resistência à meticilina

De acordo com o *European Centre for Disease Prevention and Control* (ECDC, 2013), cepas do tipo MRSA constituem um problema global para o controle de infecção, especialmente na Europa, Continente Americano, África do Norte e o Médio e Extremo Oriente. Estudos têm demonstrado que mais de 75,1% dos isolados de *S. aureus* em infecções no ambiente hospitalar foram resistentes à meticilina (ALMEIDA et al., 2012), e que 23,0% MRSA foram também isolados em PPS contaminados (DANTAS et al., 2014) e ainda isolados em grades da cama, manivela, mesa de cabeceira, botões de bomba de infusão (FERREIRA et al., 2011a). A alta prevalência destes micro-organismos nestes produtos pode ser justificada pela falta de desinfecção e limpeza durante o uso, visto que após a realização dessas medidas, houve redução em 100,0% dos isolados (DANTAS et al., 2014).

Diante disso, os profissionais de saúde devem estar atentos aos diversos fatores que podem influenciar no risco de transmissão microbiana, não restringindo suas ações apenas às características individuais dos pacientes, mas ampliando seu olhar para outros fatores como a exposição ambiental e o uso de PPS, uma vez que pacientes colonizados e infectados podem colonizar o ambiente, bem como

superfícies inanimadas e equipamentos, principalmente por micro-organismos resistentes (DREES et al., 2008).

A resistência clássica do *S. aureus* à meticilina/oxacilina se deve à aquisição do gene *mecA* que codifica PBPs, que são denominadas proteínas ligadoras de penicilinas responsáveis pela síntese da parede celular bacteriana e constituem alvos de ação dos betalactâmicos. MRSA expressam um subtipo de PBP denominada de PBP2a ou PBP2', o qual apresenta afinidade reduzida à meticilina/oxacilina e a todos os betalactâmicos com resistência ainda a todas às cefalosporinas, inclusive as de 4^a geração e a todos os carbapenêmicos, independente do antibiograma (ANVISA, 2007b; SILVA et al. 2011; LIMA et al., 2015).

Entre as opções terapêuticas para MRSA, estão: glicopeptídeos (vancomicina e teicoplanina), fluoroquinolonas (ciprofloxacina), oxazolidinonas (linezolida), lincosamidas (clindamicina), inibidores do metabolismo do ácido fólico (trimetoprima-sulfametoxazol), ansamicinas (rifampicina), aminoglicosídeos (gentamicina), ácido pseudomônico (mupirocina), estreptograminas (dalfopristina-quinupristina), lipopeptídeo (daptomicina) e lipoglicopeptídeo (telavancina) (CASEY; LAMBERT; ELLIOTT, 2007; CLSI, 2016; LIU et al., 2011).

De acordo com Gemmell et al. (2006) nas pneumonias associadas à assistência e outras infecções de elevado risco recomenda-se o uso de linezolide ou os glicopéptidos para MRSA. Devido ao elevado risco de indução de resistência as quinolonas, macrólidos, clindamicina, rifampicina e ácido fusídico não devem de ser utilizados em monoterapia, independentemente do perfil de susceptibilidade (MENDES, 2010).

A identificação precoce e o isolamento de pacientes colonizados ou infectados por MRSA são medidas a serem adotadas no controle de infecção para que a descolonização seja realizada quando necessária, assim como a vigilância epidemiológica e o treinamento constante dos profissionais de saúde (ALVAREZ; LABARCA; SALLES, 2010).

É importante salientar que os mecanismos responsáveis pela resistência deste micro-organismos são idênticos aos que ocorrem nos CoNS. A maioria dos isolados nosocomiais de CoNS são resistentes às penicilinas e sensíveis aos glicopeptídeos. Entretanto, deve-se atentar para a possibilidade de isolados

resistentes a glicopeptídeos devido ao uso indiscriminado de antimicrobianos (ROSA, 2008).

- *Staphylococcus aureus* resistentes ao grupo dos macrolídeos, lincosamidas e estreptogramina B (MLS_B)

A resistência dos *Staphylococcus aureus* aos macrolídeos (eritromicina) e lincosamidas (clindamicina) normalmente ocorre devido à modificação no alvo de ligação ribossomal. Este mecanismo é decorrente da expressão de genes *erm* (*erythromycin ribosome methylation*) e confere resistência cruzada à estreptogramina B (dalfopristina-quinupristina), caracterizando a resistência ao grupo MLS_B. Este fenótipo com expressão constitutiva quando os isolados se apresentam resistentes aos três antimicrobianos do grupo, independente da presença de um agente indutor (eritromicina), ou induzida quando os isolados apresentam resistência à eritromicina e falsa sensibilidade à clindamicina, facilmente detectada *in vitro* (ROBERTS et al., 1999; ROSSI; ANDREAZZI, 2005; STEWARD et al., 2005; SADER, 2009; WINN JÚNIOR et al., 2012).

- *Staphylococcus aureus* resistentes aos glicopeptídeos

Apesar de não ter ainda sido descrito o gene específico a esta alteração, sabe-se que as cepas dos *Staphylococcus aureus* resistentes aos glicopeptídeos, apresentam espessamento da parede celular, que dificulta a penetração desta classe de antimicrobianos, e mesmo sendo classificados com perfil de resistência intermediária, essas cepas não respondem ao tratamento com vancomicina ou teicoplanina (ANVISA, 2007b).

Com o aumento das taxas de resistência do *Staphylococcus aureus* à oxacilina, as prescrições de vancomicina elevaram e contribuíram para a resistência destes micro-organismos a este antimicrobiano (MIMICA; BEREZIN, 2006).

Isolados de *Staphylococcus aureus* resistente à vancomicina (VRSA) foi descrito pela primeira vez nos Estados Unidos da América em Michigan, em paciente com *Enterococo* resistente à vancomicina, a amostra biológica foi colhida de uma lesão no pé do paciente e de um da ponta de saída de um cateter, o fato permitiu inferir a transferência de material genético entre os diferentes micro-

organismos isolados devido a presença do gene VanA-VRSA (CHANG et al., 2003) e foi concluído posteriormente o transposon foi incluído no plasmídeo estafilocócico e o restante do plasmídeo enterocócico perdeu-se (WEIGEL et al., 2003).

S. aureus que apresentam resistência aos glicopeptídios teicoplanina e vancomicina têm como opção terapêutica as estreptograminas (quinupristina/dalfopristina), as oxazolidinonas, a glicilciclina (Tigeciclina®), (TAVARES, 2002). Contudo, mesmo diante de outras opções terapêuticas para o tratamento é necessário o uso racional de vancomicina, a padronização dos fármacos, e a adoção das melhores práticas em saúde como a higiene de mãos, precaução de contato e vigilância epidemiológica.

4. MATERIAL E MÉTODO

4.1. Delineamento, local, período, casuística e método do estudo

Trata-se de um estudo do tipo coorte aberta prospectiva, não clássica, realizado em Unidades de tratamento intensivo de um hospital público no Estado do Tocantins. Este hospital possui 348 leitos e destes 44 destinados a cuidados intensivos que atendem pacientes adultos de ambos os sexos e em todas as especialidades médicas.

As unidades de cuidados intensivos utilizam os RM para auxílio na intubação traqueal, manobras ventilatórias e no transporte de pacientes que precisam de suporte ventilatório. Os reanimadores são de silicone e a unidade não apresenta protocolo de rotina de troca quando em uso no mesmo paciente, sendo trocado, na maioria das vezes, quando há sujidade visível.

Esses reanimadores são processados na própria unidade de cuidados intensivos, por meio de desinfecção de nível intermediário, com uso do hipoclorito de sódio a 2%. Após a desinfecção química os reanimadores não são embalados, exceto a válvula do paciente que é protegida com uma luva de procedimento e ficam acondicionados em armários fechados, nas unidades de cuidado intensivo.

De acordo com os dados da equipe de fisioterapia do hospital o tempo médio de ventilação mecânica dos pacientes é de 13,3 dias, e a taxa de utilização da ventilação mecânica entre os pacientes internados na UTI é de 74,1%. O tempo de ventilação geralmente acompanha a estimativa do tempo de uso do RM, uma vez que este dispositivo é colocado em uso pelo paciente, no momento inicial deste procedimento, permanecendo até que o paciente não necessite dele ou trocado apenas quando da percepção, pela equipe, de sujidade visível. Durante o uso, os reanimadores ficam protegidos com luva na válvula do paciente, e dispostos em bancadas dos monitores ou sobre as terminações de saídas dos gases de oxigênio e ar comprimido conforme (figura 4).

Figura 4: Guarda do reanimador manual em uso conforme rotina da instituição



Fonte: Acervo da autora.

4.1.1. Material e casuística

Considerando uma coorte não clássica foram selecionados para o estudo todos os RM utilizados nas unidades de internação para cuidados intensivos que contemplassem os critérios de inclusão. Os RM foram analisados em número suficiente para caracterizar a contaminação dos mesmos quando em uso sucessivo no mesmo paciente desde que atendessem aos critérios de inclusão e foram avaliados apenas uma vez por cada paciente.

4.1.2. Critérios de inclusão e exclusão

Foram incluídos no estudo todos os RM utilizados por pacientes internados nas unidades de cuidados intensivos, sem previsão de extubação e/ou alta em menos de 48 horas, independentemente do diagnóstico médico. Foram excluídos RM novos (1º uso), aqueles que apresentaram defeitos durante o uso e foram substituídos, bem como os que estavam em uso por pacientes que foram a óbito

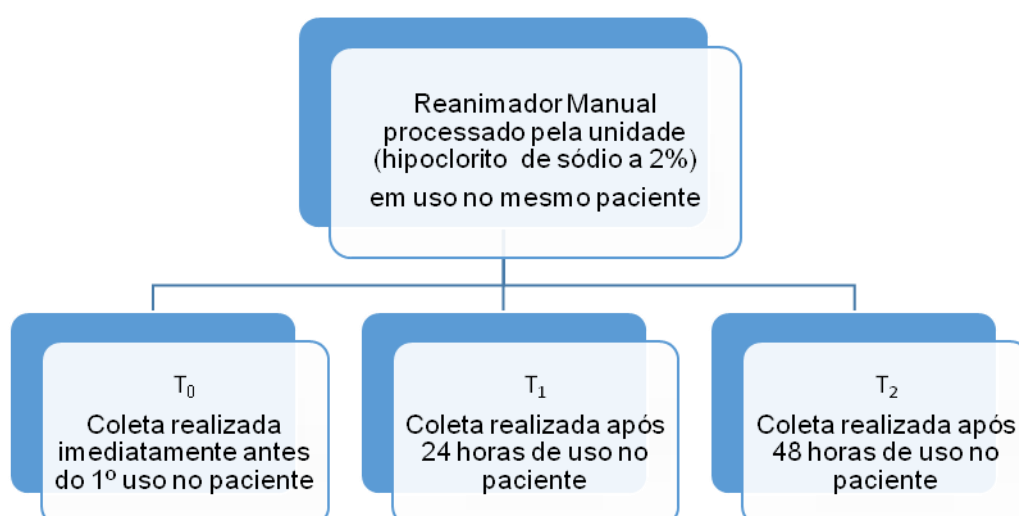
antes de 48 horas após a inclusão na coorte, devido à impossibilidade de análise de todos os tempos determinados para a coleta.

Foram incluídos na coorte 32 RM que foram codificados com numeração de 1 a 32. Obedecendo aos critérios de exclusão foram eliminados do estudo os RM de nº 32 devido ao óbito do paciente e o de nº 22 por troca inadvertida, antes do prazo determinado. Assim, entraram para a análise 30 RM que obedeceram à codificação inicial.

4.2. Definição do tempo e intervalo de coleta

Para definir o intervalo entre as coletas microbiológicas foi realizado teste piloto em quatro RM: tempo zero de uso, 48 e 72 horas após o uso. Os resultados demonstraram crescimento de *Pseudomonas* spp. e *Staphylococcus* spp. em 24 horas de uso do RM sem presença de sujidade visível. Diante disso, optou-se por reduzir os intervalos entre as coletas microbiológicas dos reanimadores, ficando estabelecidos os seguintes tempos e intervalos apresentados na (figura 5).

Figura 5: Tempo e intervalo da coleta de espécimes microbiológicas de reanimadores manuais



Fonte: Elaborado pela autora

4.2.1 Coleta dos dados

A coleta dos dados envolveu a coleta dos espécimes para análise e o preenchimento de um *check list* sobre a frequência de uso e a necessidade e motivo de troca do reanimador.

Antes de proceder à coleta, foi realizada reunião com a enfermeira responsável pelo Serviço de Controle de Infecção Hospitalar (SCIH) do Hospital, com a finalidade de esclarecer sobre o estudo e solicitar apoio para a realização do estudo. A anuência do estudo foi realizada pela SCIH e pelo diretor do Hospital. Após a sua anuência e autorização foi realizado contato individual com todos os integrantes das equipes de enfermagem, fisioterapia e médica em seus turnos de trabalho. Todos foram esclarecidos sobre os objetivos do estudo e o método de coleta dos dados, orientados quanto ao rigor dos tempos estabelecidos para a coleta e solicitado a colaboração no sentido de não trocar o RM antes do tempo determinado. Entretanto, para garantir a segurança dos pacientes, em caso de necessidade de troca, deveriam registrar o motivo no *checklist* (Apêndice A) disponibilizado pela pesquisadora, bem como o número de vezes em que o reanimador em análise foi utilizado e para qual finalidade.

Placas de alerta com os seguintes dizeres: “*não trocar esse “ambú” até tal data*”, foram apresentadas para as equipes e reforçadas a importância dessa observação para garantir a fidedignidade dos dados coletados. Essas placas de alerta tinham a assinatura da gerência de enfermagem das unidades e foram afixadas na cabeceira de cada leito, ao lado do monitor, sempre que um novo RM foi colocado em uso.

A coleta das amostras clínicas foi realizada pela pesquisadora com o auxílio de duas acadêmicas de enfermagem que foram qualificadas pela pesquisadora com a seguinte abordagem: Objetivos do estudo, aplicação do instrumento de coleta de dados e medidas de biossegurança com o uso de equipamentos de proteção individual (avental, gorro, luvas, máscara e óculos de proteção), coleta e transporte das amostras biológicas para o laboratório.

As amostras foram coletadas da válvula conector do paciente, por ser um componente crítico do RM, e ter maior probabilidade de conter perdigotos (gotículas) e/ou secreções provenientes do paciente (Figura 6).

Figura 6: Componente do reanimador manual elegido para coletar as amostras para análise microbiológica.



Fonte: Acervo da autora.

Com a finalidade de garantir a avaliação sequencial nos três tempos de coleta estabelecidos, os RM foram identificados com marcadores de difícil remoção, logo após a primeira coleta para permitir o controle do tempo em que foi realizada a coleta (Figura 7).

Figura 7: Identificação dos reanimadores manuais quanto ao tempo de coleta microbiológico.



Fonte: Acervo da autora

A coleta da amostra microbiológica do RM ocorreu pelo método de fricção de swab esterilizado, previamente umedecido com soro fisiológico a 0,9%, em

movimentos circulares no sentido horário, na válvula do conector do paciente, e no sentido interno para externo da válvula (Figura 6). Após a coleta, o *swab* foi inserido em meio de transporte *Stuart*, e o RM a ser avaliado foi identificado com seguintes dados: código do RM com as iniciais do paciente, tempo de uso e data da coleta.

Para iniciar a coleta do T₀ (tempo zero) todos os RM em uso anterior pelos pacientes foram substituídos por RM processados, considerados pronto uso pela equipe multiprofissional. Na medida em que outros pacientes necessitaram do uso do RM, esses foram inseridos no estudo.

A coleta microbiológica foi realizada em balcão de inox localizado próximo ao armazenamento dos RM no T₀ e em mesa auxiliar móvel, próximo ao leito do paciente destinada a procedimento nas unidades de cuidados intensivos nos T₁ e T₂. Antes da coleta, procedeu-se a desinfecção dessas superfícies com álcool etílico, executando três fricções por, no mínimo, 15 segundos. O pesquisador e auxiliares estavam paramentados com gorro, óculos protetores, máscara, avental e luvas estéreis após a higienização das mãos. Com o objetivo de garantir o processamento das amostras microbiológicas no mesmo dia, todas foram coletadas a partir das sete horas da manhã e encaminhadas imediatamente ao laboratório para análise.

Após a coleta das amostras biológicas nos tempos determinados, os RM eram acondicionados para o próximo uso no mesmo paciente de acordo com a rotina da unidade (protegida a válvula do conector do paciente com luvas de procedimento e depositado sobre bancada na cabeceira do paciente).

O registro das observações no *check list* foi realizado pelos enfermeiros e fisioterapeutas que atuavam nas unidades e utilizavam o RM. Esses profissionais foram orientados sobre o que observar e como registrar e foram supervisionados pelo pesquisador que retornava às unidades ao final do turno da tarde e às 22 horas para acompanhar os registros dos profissionais no *Check list* quanto a frequência de uso do RM e necessidade de substituição.

4.2.2. Transporte do material coletado para o Laboratório

Os *swabs* foram enviados em caixas de isopor à temperatura ambiente (20° a 25°C) ao Laboratório Central de Saúde Pública (LACEN), órgão apoiador desta

pesquisa. O período máximo entre o término da coleta microbiológica e o início do processamento dos *swabs* foi de 30 minutos.

4.3. Análise microbiológica

4.3.1. Contagem das Unidades Formadoras de Colônias e isolamento dos micro-organismos

No laboratório, os *swabs* foram analisados pelo biomédico da instituição e foram retirados do meio de transporte *Stuart* e inseridos em tubos de ensaio identificados e contendo 3,0 mL de solução salina esterilizada, quantificada pelo *dispenser* (dispositivo de dispensação automática de solução salina volume estipulado). As soluções foram homogeneizadas manualmente, e, em seguida, agitadas/homogeneizadas novamente por meio do *vortex*. Após as homogeneizações, foram utilizadas alças calibradas, esterilizadas e descartáveis de 10µL para inocular a solução em um meio enriquecido (ágar nutriente) e em dois meios seletivos (ágar manitol salgado e ágar *MacConkey*). Este inóculo foi denominado 01.

O método de escolha utilizado para semear a solução no ágar nutriente foi à varredura de alça. Optou-se por essa técnica com o objetivo de identificar o quantitativo de Unidades Formadoras de Colônias (UFC/mL) e, assim, avaliar o nível de contaminação e, conseqüentemente, a possibilidade de transmissão de micro-organismos. O método de varredura escolhido permitiu ainda correlacionar a quantidade de UFC existentes com o tempo de uso estabelecido para coleta de amostras (0h, 24h e 48h) e com a frequência de uso dos RM anotados pela equipe da UTI e UCI em *checklist*.

As placas de ágar nutriente foram incubadas a 35°C por 24 horas e, nos casos em que não houve crescimento, reincubadas por mais 24 horas, totalizando 48 horas. Em seguida, aquelas que apresentaram crescimento foram avaliadas quanto às características macroscópicas das colônias (tamanho, forma, elevação, margem, cor, superfície e odor) e submetidas à contagem manual do número de

colônias. O valor final da contagem foi multiplicado por 100 (fator de conversão da alça calibrada μL - mL) e os resultados dessa multiplicação foi o quantitativo de UFC por mL daquela placa. A contagem era realizada até o máximo de 100 colônias. Acima deste valor, eram descritas como >10.000 UFC/mL (WINN JÚNIOR et al., 2012; OPLUSTIL et al., 2010).

Cálculo:

Contagem de UFC/mL = número de colônias $\times$ 100 (fator de conversão da alça 10 μL)

Para isolamento de *Enterobacteriaceae* e bastonetes gram-negativos não fermentadores (BGNNF), utilizou-se o ágar *MacConkey* e, para isolamento de *Staphylococcus* spp., ágar manitol salgado. A técnica empregada para semear o inóculo 01 nesses meios de cultivo foi esgotamento de alça, permitindo assim obter colônias puras e isoladas. Todas as placas dos meios seletivos foram incubadas a 35°C, por 24 horas, para observação do crescimento bacteriano. Em caso de não crescimento, a placa foi reincubada por mais 24 horas, totalizando 48 horas. As colônias formadas foram analisadas conforme suas características macroscópicas (WINN JÚNIOR et al., 2012; OPLUSTIL et al., 2010).

As colônias puras crescidas nos meios *MacConkey* e manitol salgado foram reisoladas nos mesmos meios seletivos, a fim de promover o crescimento de maior número de colônias puras para posterior identificação. Para as colônias crescidas nestes meios, não houve a necessidade da técnica de coloração de Gram, conforme o Manual de Procedimento Operacional Padrão (POP) do LACEN.

4.3.2. Identificação dos micro-organismos

As análises microbiológicas foram realizadas de forma automatizada pela utilização do Sistema *Vitek 2 Compact*®. Este consiste de aparelho de automação em microbiologia, fabricado pela empresa bioMérieux (Estados Unidos da América, North Carolina) em conformidade com os requisitos da norma ISO 13485 da *Food and Drug Administration* (FDA) e do *Quality System Regulation* (QSR), sistema de qualidade que se refere a desenho, desenvolvimento e fabricação de sistemas de

O relatório também disponibiliza a probabilidade em porcentagem (%) e a confiabilidade dos resultados, conforme o Quadro 1:

Quadro 1: Mensagens de qualificação de cartas de identificação emitidas pelo sistema *Vitek 2 Compact*[®].

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

Fonte: Manual do sistema *Vitek 2 Compact*[®]

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

No fim do ciclo de incubação, as cartas são automaticamente eliminadas em um compartimento interno, sem contato com o ambiente, e os resultados ficam disponíveis para a aprovação e liberação do responsável.

Para cada RM a ser analisado, foi adotado um código alfanumérico, contendo os números de identificação do RM, o tempo de coleta e as iniciais do paciente. Todos os códigos foram relacionados em um mapa de trabalho.

4.3.3. Sistema automatizado de identificação *Vitek 2 Compact*[®]

Para a identificação dos micro-organismos no sistema *Vitek 2 Compact*[®], foi preparado o inóculo 02, contendo 3,0 mL de solução salina 0,45%, em tubo de ensaio esterilizado de plástico (12x75mm) graduado pelo *dispenser*. Foi adicionado em cada tubo uma colônia pura por meio de *swab* esterilizado, homogeneizada pelo vórtex e sua turbidez comparada a Escala de *MacFarland* (0,5 - 0,63 McF) e confirmada pelo *densicheck*. Após a confirmação da escala, os inóculos 02 foram transferidos juntamente com as cartas de identificação correspondentes para a cassete do *Vitek 2 Compact*[®] para prosseguir a análise.

Apesar de descritos separadamente a identificação e o antibiograma das *Enterobacteriaceae*, BGNNF e *Staphylococcus* spp para fins didáticos, a disponibilidade de compartimentos oferecidos pelo sistema *Vitek 2 Compact*[®] permitiu avaliar simultaneamente a presença de gram-positivos e/ou gram-negativos a partir das cartas de identificação, bem como avaliar simultaneamente o perfil antibiograma por meio das cartas de antibiograma, promovendo com isso agilidade no resultado.

No intuito de monitorar a precisão e acurácia da análise microbiológica, cepas padrão da *American Type Culture Collection* (ATCC), como *Staphylococcus aureus* (ATCC[®] 29213), *Escherichia coli* (ATCC[®] 25922) e *Pseudomonas aeruginosa* (ATCC[®] 27853) foram utilizadas como controle de qualidade das cartas do sistema de identificação e antibiograma *Vitek 2 Compact*[®].

4.3.4. Identificação de *Enterobacteriaceae* e de Bastonetes gram-negativos não fermentadores

Para a identificação das *Enterobacteriaceae* e BGNNF isolados foi utilizada a carta para gram-negativo. Essa carta possui um poço de controle negativo e 47 provas bioquímicas: ala-fe-pro-Arilamidase; Adonitol; L-Pirrolidonil-Arilamidase; L-Arabitól; D-Celobiose; Beta-Galactosidase; Produção De H₂S; Beta-N-Acetil-Glucosaminidase; Glutamil Arilamidase Pna; D-Glucose; Gama-Glutamil-

Transferase; Fermentação/Glucose; Beta-Glucosidade; D-Maltose; D-Manitol; D-Manose; Beta-Xilosidade; Beta-Alanina Arilamidase Pna; L-Prolina Arilamidase; Lipase; Palatinose; Tirosina Arilamidase; Urease; D-Sorbitol; Sacarose/Sucrose; D-Tagatose; D-Trealose; Citrato (Sódio); Malonato; 5-Ceto-D-Gluconato; Alcalinização L-Lactato; Alfa-Glucosidade; Alcalinização Succinato; Beta-N-Acetil-Galactosaminidase; Alfa-Galactosidase; Fosfatase; Glicina Arilamidase; Ornithine Descarboxilase; Lisina Descarboxilase; Assimilação L-Histidina; Cumarato; Beta-Glucuronidase; Resistência O/129 (Comp.Vibrio.); Glu-Gli-Arg-Arilamidase; Assimilação L-Malato; Ellman; e Assimilação L-Lactato.

Os resultados foram disponibilizados em aproximadamente 10 horas ou menos. No entanto, todos foram analisados e impressos após 24 horas a fim de não interferir na rotina do serviço.

4.3.5. Identificação de *Staphylococcus* spp.

Para a identificação dos *Staphylococcus* spp. isolados foram utilizadas cartas de identificação para gram-positivo. Estas cartas apresentam 43 provas bioquímicas, são elas: D-Amigdalina; Fosfatidilinositol Fosfolipase C; D-Xilose; Arginina Dihidrolase 1; Beta-Galactosidase; Alfa-Glucosidase; Ala-Fe-Pro-Arilamidase; Ciclodextrina; L-Aspartato Arilamidase; Beta Galactopiranosidase; Alfa-Manosidade; Fosfatase; Leucina Arilamidase; L-Prolina Arilamidase; Beta-Glucuronidase; Alfa-Galactosidase; L-Pirrolidonil Arilamidase; Beta-Glucuronidase; Alanina Arilamidase; Tirosina Arilamidase; D-Sorbitol; Urease; Resistência à Polimixina B; D-Galactose; D-Ribose; Alcalinização L-Lactato; Lactato; N-Acetil-Glucosamina; D-Maltose; Resistência à Bacitracina; Resistência à Novbiocina; Crescimento em NaCl 6,5%; D-Manitol; D-Manose; Metil-B-D-Glucopiranosídeo; Pululano; D-Rafinose; Resistência O/129 (Comp.Vibrio.); Salicina; Sacarose/Sucrose; D-Trealose; Arginina Dihidrolase 2; e Resistência à Optoquina.

Os resultados ficaram disponíveis em aproximadamente 8 horas ou menos.

4.3.6. Teste de suscetibilidade aos antimicrobianos e detecção de fenótipos de resistência

Os testes de suscetibilidade são indicados para qualquer micro-organismo que contribua para um processo infeccioso que justifique uma terapia antimicrobiana. A carta de suscetibilidade do sistema *Vitek 2 Compact*[®] é uma metodologia automatizada, baseada na detecção da Concentração Inibitória Mínima (CIM). Essa carta é essencialmente uma versão miniaturizada e abreviada da técnica de dupla diluição para as CIM determinadas pelo método de microdiluição. Cada carta apresenta 64 micropoços, sendo um poço de controle positivo, que contém apenas meio microbiológico, e o restante dos poços contém quantidades conhecidas de antimicrobianos específicos combinados com um meio de cultura².

Para realização do teste de suscetibilidade, o sistema *Vitek 2 Compact*[®] avalia cada padrão de crescimento de micro-organismos na presença de antimicrobianos em relação ao crescimento no poço de controle. Vários parâmetros baseados nas características de crescimento observadas são utilizados para determinar o resultado CIM ou qualitativo (por exemplo, produção de beta-lactamase de espectro ampliado - ESBL POS/NEG). O resultado CIM deve ser associado à identificação de um micro-organismo de forma a determinar uma interpretação de categoria. Os valores de CIM são determinados pelo fabricante para cada antimicrobiano contido na carta de acordo com o Manual *Clinical and Laboratory*. Para realização do teste de suscetibilidade foi preparado o inóculo 03. Para tanto, antes de ser adicionado à carta de suscetibilidade, e com o objetivo de não haver contaminação, foi utilizada uma suspensão inicial a partir do inóculo 02 (matriz), transferido com pipeta automática padronizada de volume fixo 145µl (gram-negativo) e 280µl (gram-positivo), para um tubo de plástico estéril contendo 3,0 mL de solução salina. Em seguida, o inóculo 03 foi homogeneizado no vórtex e posteriormente adicionado ao cassete com sua respectiva carta de suscetibilidade, seguindo o mapa de trabalho.

² Manual do Sistema *Vitek 2 Compact*[®] Standards Institute - CLSI (2014), com resultados disponíveis em aproximadamente 18 horas ou menos.

4.3.7. Teste de suscetibilidade aos antimicrobianos e detecção de fenótipos de resistência: *Enterobacteriaceae* e de Bastonetes gram-negativos não fermentadores

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

4.3.8. Teste de suscetibilidade aos antimicrobianos e detecção de fenótipos de resistência: *Staphylococcus* spp.

Para o antibiograma dos *Staphylococcus* spp. foram utilizadas cartas AST-P585, que contém os seguintes antimicrobianos: benzilpenicilina, ampicilina, oxacilina, gentamicina, ciprofloxacina, moxifloxacina, norfloxacina, eritromicina, clindamicina, linezolida, teicoplanina, vancomicina, tigeciclina, ácido fusídico, rifampicina e trimetoprim/sulfametoxazol.

Staphylococcus aureus e *Staphylococcus* coagulase-negativos com CIM para a oxacilina $\geq 4/\mu\text{g/mL}$ e $\geq 0.5 \mu\text{g/mL}$, respectivamente, foram considerados resistentes à meticilina (CLSI, 2014), conforme resultado automático do sistema Vitek 2 Compact® para antibiograma. As cartas de antibiograma também avaliam o fenótipo de resistência induzida ao grupo MLS_B. Um teste de indução positivo indica que a bactéria é resistente aos macrólídeos, lincosamidas e estreptogramina de tipo B.

4.4. Armazenamento dos micro-organismos isolados

Após a realização dos procedimentos laboratoriais para caracterização fenotípica, os micro-organismos isolados foram armazenados em microtubos (1,5 mL) contendo 1,0 mL de TSB caldo de tripticase soja acrescido de 20% de glicerol, e estocados a -70°C.

4.5. Análise dos dados

Os dados foram tabulados e analisados no *Statistical Package Social Science* (SPSS) versão 21.0. O nível de significância adotado foi de 0,05. Os dados foram expressos como média, desvio-padrão e frequências.

A variável dependente do estudo foi o crescimento de micro-organismos contados pelo número de UFC, e as variáveis independentes, aquelas relacionadas ao uso do reanimador, à frequência de uso durante a assistência, a sujidade visível e o tempo de troca do reanimador. Para verificar a normalidade dos dados foi utilizado o teste *Shapiro-Wilk* (número de observações do estudo <50).

O resultado da contagem de UFC a partir do ágar nutriente foi transformado em logaritmos na base dez ($\log_{10}$) devido à assimetria encontrada no teste de normalidade. A diferença entre o número de UFC para os 30 reanimadores manuais no momento zero (T_0), em 24 horas (T_1) e em 48 horas (T_2) foi verificada pelo ANOVA para medidas repetidas com *post hoc* de *Bonferroni*.

A correlação entre o número de micro-organismos, as UFC e a frequência de uso do reanimador foram verificadas pelo coeficiente de correlação de *Spearman* e classificado de acordo com Cohen (COHEN, 1988). O Qui-quadrado foi utilizado para verificar a associação entre as variáveis categóricas, presença de sujidade visível e a presença ou não de micro-organismos no reanimador ao final de 48 horas.

4.6. Aspectos ético-legais

O projeto foi aprovado pelo Comitê de Ética e Pesquisa em Seres Humanos do Centro Universitário Luterano de *Palmas* (CEULP/ULBRA), sob protocolo nº 314.923 – 2013 (Anexo A), conforme estabelecido na Resolução Nº 466/2012 (CONSELHO NACIONAL DE SAÚDE, 2012). O Termo de Consentimento Livre e Esclarecido foi assinado pelo diretor geral do hospital público (Apêndice B) como anuência de participação no estudo.

Após a conclusão do estudo, os resultados foram apresentados ao SCIH do hospital, discutidos os resultados e a necessidade de agendar essa devolução com toda a equipe multiprofissional das unidades de cuidados intensivos.

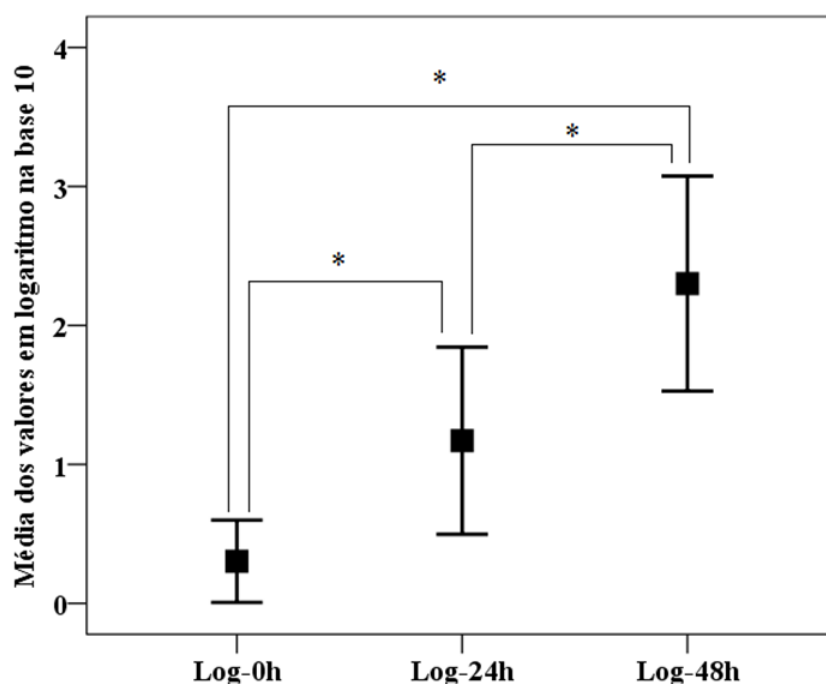
5. RESULTADOS

Os resultados foram sistematizados de acordo com o desenvolvimento do estudo, conforme etapas a seguir:

5.1. Caracterização da carga microbiana

Os RM analisados ($n = 30$) foram utilizados em procedimentos de aspiração e reexpansão pulmonar durante o manuseio na assistência, destes 20 (66,6%) estavam contaminados, com variação da carga microbiana de 10^2 a $> 10^4$ UFC entre 24 a 48 horas de uso (Figura 9).

Figura 9: Média do logaritmo na base 10 das unidades formadoras de colônia nos tempos zero, 24h e 48h de uso dos reanimadores manuais. * $p < 0,05$.



Fonte: Elaborado pela autora

Dos 20 RM contaminados, foram isolados um total de 22 (40,7%) BGNNF, 18 (33,3%) cocos gram-positivos e 14 (25,9%) *Enterobacteriaceae* (Quadro 1). Entre os cocos gram-positivos ($n=18$), *Staphylococcus aureus* foi o mais prevalente

(33,3%). Foram também isolados quatro *Staphylococcus* coagulase negativos (CoNS), sendo um *S. epidermidis*, dois *S. hominis* e um *S. warneri*, e um *Streptococcus agalactiae*. Os demais cocos gram-positivos isolados representam bactérias contaminantes ambientais como *Micrococcus luteus*, *Dermacoccus nishinomiyaensis* e *Kokuria kristinae* (Quadro 2).

O número de bactérias isoladas nos tempos zero, 24 e 48 horas foi de seis (M=0,13, DP=0,34, IC95%=0,03-0,23), 17 (M=0,36, DP=0,49, IC95%=0,22-0,50) e 31 (M=0,66, DP=0,34, IC95%=0,51-0,81), respectivamente, totalizando 54 bactérias (Quadro 2).

Quadro 2: Bactérias (n=54) isoladas de reanimadores manuais, segundo o tempo de uso.

Nº RM	Espécies	Nº de bactérias		
		T0	T1	T2
01	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	-	1
	<i>Staphylococcus aureus</i>	-	-	1
02	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	-	1
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	1
	<i>Citrobacter koseri</i>	-	1	-
04	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	-	1
	<i>Staphylococcus aureus</i>	-	-	1
05	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	1	1
	<i>Staphylococcus warneri</i>	1	-	-
06	<i>Staphylococcus hominis</i>	-	-	1
09	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	-	1
12	<i>Acinetobacter baumannii</i>	1	-	-
	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	1	-	-
	<i>Dermacoccus nishinomiyaensis</i>	1	-	-
14	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	1	1
	<i>Serratia marcescens</i>	-	1	-
	<i>Proteus mirabilis</i>	-	-	1
	<i>Staphylococcus aureus</i>	-	1	1
15	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	1	1
	<i>Serratia marcescens</i>	-	1	1
16	<i>Serratia marcescens</i>	-	1	1
17	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	1	-
	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	-	-	1
	<i>Serratia marcescens</i>	-	1	-
	<i>Micrococcus luteus</i>	1	-	-
18	<i>Serratia marcescens</i>	-	-	1

19	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	2
	<i>Staphylococcus lentus</i>	-	-	1
	<i>Staphylococcus aureus</i>	-	1	-
	<i>Kokuria kristinae</i>	-	-	1
20	<i>Serratia marcescens</i>	-	-	1
21	<i>Proteus mirabilis</i>	-	-	1
	<i>Staphylococcus epidermidis</i>	1	-	-
	<i>Staphylococcus aureus</i>	-	-	1
	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	1	-
23	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	-	1
	<i>Stenotrophomonas maltophilia</i>	-	-	1
25	<i>Staphylococcus hominis</i>	-	1	-
	<i>Acinetobacter baumannii</i>	-	-	1
26	<i>Staphylococcus aureus</i>	-	-	1
27	<i>Serratia fonticola</i>	-	1	-
	<i>Proteus mirabilis</i>	-	1	-
	<i>Streptococcus agalactiae</i>	-	1	-
	<i>Kokuria kristinae</i>	-	1	-
31	<i>Pseudomonas aeruginosa</i>	-	-	1
	<i>Enterobacter cloacae complex</i>	-	-	1
	<i>Kokuria kristinae</i>			1
Total		6	17	31

Fonte: Elaborado pela autora

5.2. Tempo de uso seguro do RM

Ao comparar os valores das cargas microbianas nos três momentos distintos (T_0 , T_1 e T_2) transformados em log foram encontradas diferenças significativas nas UFC entre 0h-24h ($p=0,04$), 0h-48h ($p<0,001$) e entre 24h e 48h ($p<0,001$) (Tabela1).

Tabela 1: Logaritmo na base 10 das Unidades formadoras de colônia em zero hora, 24horas e 48 horas de uso de reanimadores. Palmas, TO, Brasil, 2016.

	Zero hora	24 horas	48 horas	p
Nº de UFC	0,30 (0,80)	1,17 (1,80)	2,30 (2,10)	< 0,001

UFC= unidades formadoras de colônia.

Fonte: Elaboardo pela autora

A correlação de *Spearman* indicou que há uma associação linear positiva e moderada entre a frequência de uso do reanimador e o número de UFC em 24h de uso ($r=0,40$; $p=0,03$) (Tabela 2).

Tabela 2: Coeficiente de correlação de *Spearman* entre frequência de uso dos reanimadores e unidades formadoras de colônia em 24h e 48h. Palmas, TO, Brasil, 2016.

	r	P
Frequência de uso em 24h x UFC em 24h	0,40	0,03
Frequência de uso em 48h x UFC em 48h	0,24	0,20

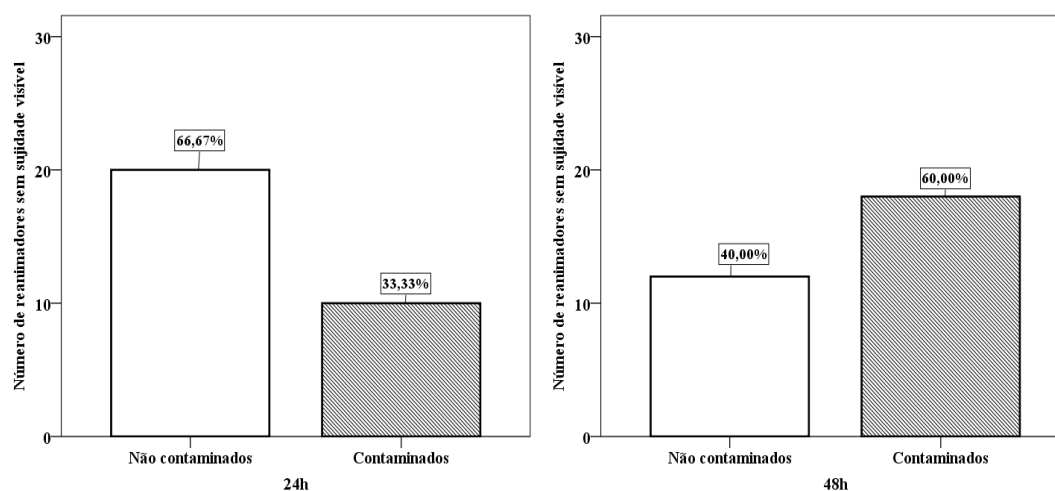
UFC= unidades formadoras de colônia.

Fonte: Elaborado pela autora

5.3. Sujidade visível no Reanimador Manual

A sujidade visível não foi detectada nos RM em 24h de uso, entretanto, 33,33% ($n=10$) estavam contaminados (Figura 10). Em 48h de uso, a sujidade visível foi detectada em apenas um reanimador contaminado 3,23% ($n=1$), sendo este o (RM31) com carga microbiana de $> 10^4$ UFC (Quadro 2).

Figura 10: Número de reanimadores manuais sem sujidade visível em 24 e 48 horas classificados em não contaminados e contaminados. Palmas, TO, Brasil, 2016.



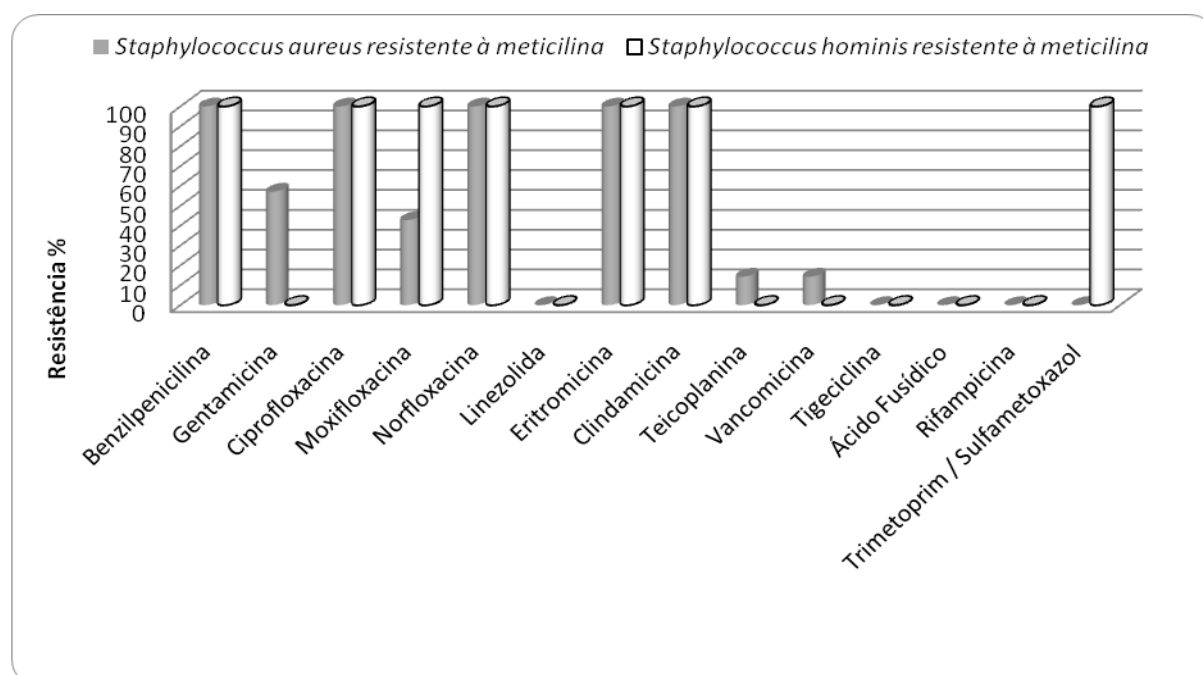
Fonte: Elaborado pela autora

5.4. Caracterização fenotípica e de resistência dos micro-organismos

No total, 14 RM (70,0%) estavam contaminados por duas ou mais espécies bacterianas nas 48 horas de uso. Destes, onze estavam contaminados por bactérias gram-positivas e gram-negativas, e três somente por bactérias gram-negativas. Destaca-se o RM codificado número 14 com seis isolados bacterianos diferentes (dois *Acinetobacter baumannii*, um *Proteus mirabilis*, uma *Serratia marcescens* e dois *Staphylococcus aureus* com fenótipos diferentes) e os RM números 17, 19, 21 e 27 com quatro isolados diferentes cada (Quadro 2).

A resistência à metilina foi detectada em 100,0% dos *S. aureus* (MRSA) e *S. hominis* (MRCoNS). Estes apresentaram teste de *screening* para cefoxitina positivo predizendo a presença do gene *mecA* (resistência clássica), e ainda apresentaram resistência constitutiva ao grupo MLSB, à ciprofloxacina e à norfloxacina (fluorquinolonas). Um MRSA resistente à vancomicina e à teicoplanina foi isolado. Todos os *Staphylococcus* foram sensíveis à linezolida e rifampicina, ácido fusídico e tigeciclina (Figura 11).

Figura 11: Perfil de resistência aos antimicrobianos de *Staphylococcus* spp. resistentes à metilina.

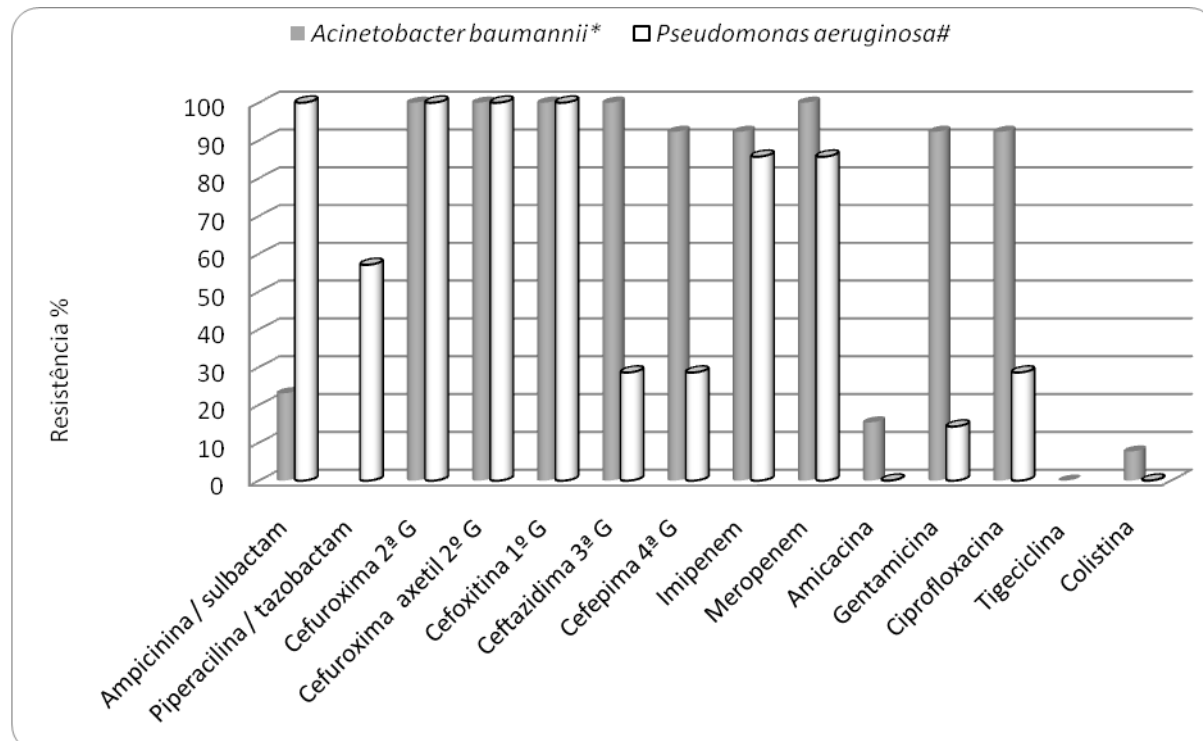


Fonte: Elaborado pela autora

Entre as bactérias gram-negativas houve predomínio de *Acinetobacter baumannii* (36,1%), *Serratia marcescens* (22,2%) e *Pseudomonas aeruginosa* (19,4%) (Quadro 2). Quanto ao perfil de suscetibilidade aos antimicrobianos dos BGNNF, 100,0% das *P. aeruginosa* e *A. baumannii* apresentaram-se resistentes ou com resistência intermediária às cefalosporinas de 2ª geração (cefuroxima, cefuroxima axetil, cefoxitina).

Todas (100,0%) *P. aeruginosa* também foram resistentes à piperacilina/tazobactam e ampicilina/sulbactam, e (85,7%) aos carbapenems (meropenem e imipenem). Em relação aos *A. baumannii*, a resistência às cefalosporinas de 3ª (ceftazidima) e 4ª (cefepima) geração foi identificada em (100,0%) e (92,3%) dos isolados, respectivamente. A resistência intermediária a tigeciclina foi detectada em (76,9%) dos isolados e um (7,7%) *A. baumannii* apresentou resistência a colistina (Figura 12).

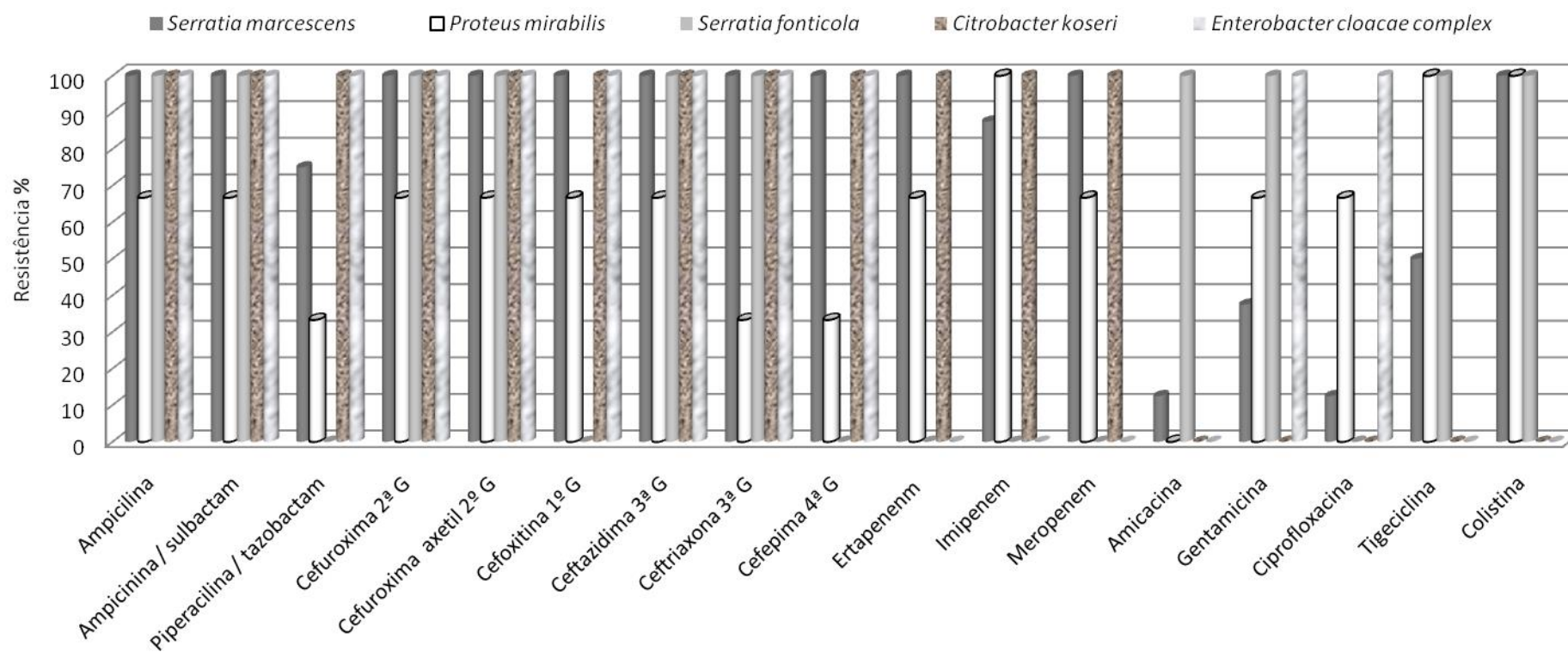
Figura 12: Perfil de resistência aos antimicrobianos de bastonetes gram-negativos não fermentadores.



Fonte: Elaborado pela autora

Dentre as *Enterobacteriaceae* (n=14), além das resistências intrínsecas esperadas, (92,8%) todos isolados foram resistentes a pelo menos uma cefalosporina de 3ª geração (ceftazidima e ceftriaxona) e (85,7%) foram resistentes a algum dos carbapenens (ertapenem, meropenem e imipenem). Onze (85,7%) isolados apresentaram resistência concomitante às cefalosporina de 3ª geração e aos carbapenens, sugerindo a produção de carbapenemase como mecanismo de resistência. Com relação aos membros do grupo CESP (*Citrobacter*, *Enterobacter* e *Serratia*), 85,7% dos isolados foi resistente à cefepime (Figura 13).

Figura 13. Perfil de resistência aos antimicrobianos de *Enterobactereaceae*.



Fonte: Elaborado pela autora

6. DISCUSSÃO

A carga microbiana significativa identificada em RM em uso sucessivo no mesmo paciente internado nas unidades de cuidados intensivos evidencia condições favoráveis à proliferação de micro-organismos potencialmente patogênicos.

Considerando que a contaminação de PPS pode resultar na transmissão cruzada de micro-organismos causadores de IRAS e na recontaminação de pacientes (GAUTHIER; LONG, 1994), e que os micro-organismos podem ser veiculados a partir das mãos contaminadas dos profissionais durante o uso deste dispositivo no mesmo paciente, ou entre pacientes diferentes (WEBER et al., 1990), esses resultados apontam para a importância de se ter protocolos bem estabelecidos para o processamento dos RM, bem como o armazenamento antes e durante o uso e definição do tempo de uso no mesmo paciente.

A contaminação de PPS durante o uso pode estar relacionada à ausência de rotinas definidas de troca dos dispositivos, à inobservância das rotinas de limpeza e desinfecção dos produtos, bem como das superfícies em contato (TURRINI, 2000), ao manuseio frequente, à falta de orientação quanto a desinfecção dos produtos durante o uso, e à ausência ou baixa adesão às medidas de higienização das mãos (SANTOS, 2015). A falsa percepção dos profissionais de saúde quanto ao risco invisível e a subestimação da responsabilidade individual nas taxas de infecção influenciam na baixa ou ausência de adesão dos profissionais de saúde às medidas de prevenção e controle de infecção (PAULA, 2008).

Além disso, a proximidade do dispositivo com a pele e secreções provenientes do paciente, e o tempo de uso do produto no mesmo paciente são fatores que podem influenciar a contaminação dos PPS durante o uso e aumentar o risco de infecção principalmente em pacientes críticos imunocomprometidos (LESTARI; RYLL; KRAMER, 2013).

O aumento significativo da carga microbiana entre os tempos zero e 24h de uso ($p=0,03$) e da frequência de uso do RM a partir de 24 horas ($p<0,001$), evidencia que a troca do RM deve ocorrer no mínimo a cada 24 horas de uso contínuo no mesmo paciente. Esse tempo de troca recomendado deve ocorrer independente da

sujidade visível, visto que a maioria dos RM sem sujidade visível estava contaminada ao final de 48 horas de uso contínuo.

A sujidade visível não é parâmetro seguro para estabelecer a troca de dispositivos, uma vez que é uma avaliação subjetiva, sem possibilidade de mensurar com precisão a quantidade de sujidade presente e o potencial risco de infecção (SCHMIDT; YONEKURA; GIL, 2008). Por outro lado, a presença de sujidade visível pode significar maior quantidade de matéria orgânica, o que explica a elevada carga microbiana encontrada neste estudo no RM31, e consequentemente maior risco para a disseminação de micro-organismos.

A frequência de uso do RM praticamente dobrou entre 24 e 48 horas de uso com diferença estatisticamente significativa ($p < 0,001$), mostrando a relação de aumento da contaminação com o aumento da frequência de uso no mesmo paciente. Este resultado indica que quanto maior a frequência de uso dos RM, maior a carga microbiana. Portanto, os profissionais de saúde devem avaliar a necessidade do uso deste dispositivo em algumas situações na prática clínica, e a possibilidade de intervenções ventilatórias com outros dispositivos, principalmente quando não for possível estabelecer a troca do RM a cada 24 horas de uso.

A presença de micro-organismos como *A. baumannii*, *P. aeruginosa* identificada em RM processados com uso do hipoclorito de sódio 2%, considerados prontos para uso (tempo zero) demonstra falha no processamento. Esta, quando realizada adequadamente deve garantir a segurança da reutilização de PPS (GRAZIANO et al., 2009). Falhas na sua execução podem estar relacionadas a conduta dos profissionais, ou à má formulação, imprecisão, falta de clareza e conteúdo vago nas resoluções da ANVISA, que geram diferentes interpretações por parte dos serviços de saúde (COSTA et al., 2011).

Este estudo demonstra ainda a contaminação de reanimador manual em uso sucessivo no mesmo paciente por bactérias de importância clínica e epidemiológica, com destaque para *A. baumannii*, *P. aeruginosa*, *S. aureus*. Estes micro-organismos podem sobreviver por meses em condições desfavoráveis como em superfícies secas (KRAMER; SCHWEBKE; KAMPF, 2006). Além disso, pertencem ao grupo de bactérias conhecido como “*the ESKAPE bugs*”, e estão entre os agentes mais prevalentes de IRAS (RICE, 2008; PENDLETON; GORMAN; GILMORE, 2013), incluindo as infecções respiratórias, especialmente em UTI (LLACA-DÍAZ et al.,

2012) e infecções por micro-organismos MDR (DAMASCENO; NICOLI; OLIVEIRA, 2015).

Vale ressaltar que em alguns RM foi observado crescimento bacteriano no T₁ e ausência em T₂ o que pode ser explicado pela dificuldade de recuperar micro-organismo pelo método de fricção por swab quando há o ressecamento da matéria orgânica ou formação de biofilme.

A maioria dos RM (70,0%) estava contaminada por duas ou mais espécies bacterianas, sendo que quanto maior o tempo em uso, maior a quantidade de RM contaminados e de espécies bacterianas isoladas. Esses resultados apontam para o risco dos RM atuarem como reservatório de micro-organismos e favorecerem a (re)colonização/infecção do trato respiratório de pacientes internados em UTI, considerados de alto risco para o desenvolvimento de infecção (TVERDEK; CRANK; SEGRETI, 2010; MOELLERING JR, 2012; RABELO et al., 2014).

Os resultados apontam ainda para o aumento do risco de contaminação cruzada, visto que foi observado aumento progressivo da contaminação em diferentes tempos de uso do reanimador manual. Isso pode ter sido influenciado não somente pela contaminação ambiental, mas também pelas mãos dos profissionais de saúde, uma vez que estas mostram ser duas vezes mais suscetíveis à contaminação por fontes ambientais do que pelo contato direto com pacientes infectados (CREAMER et al., 2010).

O uso sucessivo de RM contaminado e o aumento da carga microbiana pode também favorecer a formação de biofilme na superfície do dispositivo. Isso interfere diretamente no processamento do RM, devido à resistência do biofilme à ação de agentes desinfetantes (VICKERY et al., 2009) e no tempo seguro de uso do dispositivo antes de ser descartado. Nesse sentido, alerta-se para as falhas no processamento e/ou no armazenamento dos RM utilizados em serviços de saúde. Foram identificados RM a pronto uso (tempo zero) e após 24 horas de uso no mesmo paciente contaminados. É preciso estabelecer o tempo máximo de uso do RM até o descarte.

Surto de infecção em UTI relacionado ao uso de RM contaminado foi descrito na literatura e, após mudança no processamento com o uso da esterilização por óxido de etileno, o problema foi solucionado (HARTSTEIN et al., 1988).

Nesta investigação, a presença da contaminação nos RM foi agravada pelo perfil de resistência aos antimicrobianos apresentado pelas bactérias isoladas.

Todos os micro-organismos exibiram algum tipo de resistência, incluindo multirresistência (MDR), resistência a pelo menos um agente de três classes de antimicrobianos, e resistência extensiva (XDR), sensíveis somente a uma ou duas classes de antimicrobianos. Estes dados reforçam as evidências da presença de mecanismos de resistência associados e a disseminação destes nas últimas décadas (MAGIORAKOS et al., 2012).

A emergência de bactérias multirresistentes e com mecanismos de resistência combinados é uma tendência mundial (HÖGBERG et al., 2010; MUNIR; XAGORARAKI, 2011; BALSALOBRE; DROPA; MATTÉ, 2012). Este fato tem sido considerado grave problema de saúde pública, pois além de aumentar substancialmente os custos com internação e medicamentos, piora o prognóstico do paciente reduzindo drasticamente as opções terapêuticas e aumentando o risco de contaminação cruzada (HÖGBERG et al., 2010; MUNIR; XAGORARAKI, 2011).

A resistência à meticilina, identificada em (75,0%) dos *Staphylococcus* spp. isolados, é bastante preocupante. Em estudo multicêntrico realizado no Brasil, *S. aureus* foi o segundo agente relacionado às pneumonias associadas à assistência em saúde (24,9%) e em cerca de 30,0% destas, o agente era MRSA (GALES et al., 2009), dado que não difere de outras taxas gerais de resistência (29%) (TOLEDO et al., 2012; JONES et al., 2013) e de isolados de amostras microbiana a partir do trato respiratório (37,1%) (SILVEIRA et al., 2015). Vale destacar que a resistência a meticilina confere também resistência cruzada à oxacilina e aos antimicrobianos beta-lactâmicos (SIEGEL et al., 2006).

Todavia, esse perfil é ainda mais desafiador quando o micro-organismo apresenta mecanismos de resistência associados a outros antimicrobianos não beta-lactâmicos. MRSA com resistência concomitante às fluorquinolonas e resistência constitutiva ao grupo MLSB e um MRSA com resistência aos glicopeptídeos (vancomicina e teicoplanina - RM14) foram isolados. A ocorrência e disseminação de *S. aureus* resistentes aos glicopeptídeos (GRSA) nas instituições brasileiras tem sido descrita e reflete outro problema de saúde pública, que é o uso indiscriminado e, muitas vezes, desnecessário dos glicopeptídeos na prática clínica (ROSSI et al., 2014). A resistência constitutiva ao grupo MLSB entre MRSA isolados de espécimes clínicas pode alcançar prevalência de 94,4%, como identificado em estudo realizado na Índia (KAUR; CHATE, 2015), restringindo ainda mais as opções terapêuticas.

A presença de MDR e XDR também foi evidenciada entre as bactérias gram-negativas. *Pseudomonas aeruginosa* e *A. baumannii* apresentaram resistência às cefalosporinas de 2^a, 3^a e 4^a gerações, ampicilina/sulbactam, carbapenens e piperaciclina/tazobactam. Destacam-se ainda a resistência à colistina e a resistência intermediária à tigeciclina observada entre isolados de *A. baumannii*.

Surto de infecção por *A. baumannii* relacionado ao uso de RM compartilhado foi identificado entre três pacientes internados em UTI (MIRZA et al., 2011). Ademais, a presença de *A. baumannii* pan-resistentes geneticamente relacionados foi detectada em um paciente e em um RM (CHUANG et al., 2009), demonstrando o risco de transmissão de agentes infecciosos do paciente para o RM e vice-versa.

A disseminação acelerada da resistência a colistina (polimixina E) tem sido uma ameaça aos serviços de saúde em todo o mundo, pois trata-se de um antimicrobiano ativo contra muitas bactérias gram-negativas multirresistentes, incluindo aquelas resistentes aos carbapenens, sendo considerado, muitas vezes, última opção terapêutica (GIRARDELLO; GALES, 2012; LESHIO et al., 2013). O isolamento de micro-organismo com este fenótipo de resistência em RM é um alerta para os profissionais de saúde quanto à necessidade de novas estratégias para o controle de infecções relacionadas ao uso desse equipamento.

Resistência concomitante às cefalosporinas de 3^a geração e aos carbapenens também foi detectada na maioria das *Enterobacteriaceae*, sugerindo a produção de carbapenemase como mecanismo de resistência. Esse perfil de resistência tem aumentado mundialmente, principalmente em UTI, onde pacientes colonizados por essas bactérias têm, em média, 1,79 vezes maior risco de morrer do que os pacientes não colonizados, principalmente devido ao aumento no tempo de internação (DAUTZENBERG et al., 2015). Diante disso, a detecção de focos de contaminação/colonização por esses agentes infecciosos se faz necessária para prevenir sua disseminação (NORDMANN; NAAS; POIREL, 2011).

Resistência à cefepime foi identificada entre os membros do grupo CESP isolados neste estudo (*Citrobacter*, *Enterobacter* e *Serratia*). Estes patógenos produzem enzima AmpC de forma constitutiva, sendo intrinsecamente resistentes às cefalosporinas e penicilinas. As cefalosporinas de 4^a geração, como a cefepima, são mais estáveis à ação desta enzima. A presença de resistência à cefepima sugere, portanto, a presença de outros mecanismos de resistência, como a diminuição da permeabilidade da membrana externa (ROSSI; ANDREAZZI, 2005).

A emergência e o acúmulo de mecanismos de resistência entre *Staphylococcus* spp., *Enterobacteriaceae*, *P. aeruginosa* e *A. baumannii* é um grave problema mundial e um desafio para o controle de infecção. Por conseguinte, o isolamento de agentes infecciosos MDR e XDR em RM utilizados em UTI e UCI impacta negativamente na recuperação/tratamento dos pacientes em caso de (re)colonização/infecção por estes micro-organismos, uma vez que aumentam os custos e limitam ou retardam as alternativas de tratamento.

As limitações desse estudo são relativas à inviabilidade de coleta de amostras do paciente e pela impossibilidade da coleta microbiológica para avaliar a carga microbiana a cada uso do RM.

7. CONCLUSÃO

A análise dos resultados mostra a presença de micro-organismos de relevância clínica como *Staphylococcus* spp., *Enterobacteriaceae*, *P. aeruginosa* e *A. baumannii* nos reanimadores manuais em diferentes tempos de uso sucessivo no mesmo paciente.

Foi evidenciado que quanto maior o tempo em uso, maior o número de reanimadores manuais contaminados e de espécies bacterianas isoladas, o que aumenta a possibilidade da formação de biofilme nesse dispositivo. O aumento significativo da carga microbiana entre os diferentes tempos de uso do RM avaliados evidencia que a troca do reanimador em uso sucessivo no mesmo paciente deve ser realizada no mínimo a cada 24 horas de uso.

Este estudo demonstrou ainda que a troca do RM a cada 24 horas de uso contínuo deve ocorrer independente da sujidade visível, visto que a maioria significativa dos reanimadores contaminados estava visivelmente limpos.

Além do tempo de uso, o manuseio frequente dos reanimadores avaliados também contribui para o aumento da carga microbiana, demonstrando que quanto maior a frequência de uso sem rotina de troca definida, maior a contaminação deste dispositivo.

Bactérias epidemiologicamente relevantes com perfil de resistência acumulados aos antimicrobianos como MDR e XDR foram detectadas nos RM em uso sucessivo pelos pacientes classificados de alto risco para o desenvolvimento de infecção e podem apresentar impacto negativo na recuperação e tratamento dos pacientes, uma vez que estes isolados limitam ou retardam as alternativas de tratamento e aumentam os custos.

Apesar deste estudo não controlar o processamento dos reanimadores avaliados foi observado falhas importantes neste processo, visto que reanimadores processados considerados pronto para uso, pela equipe, estavam contaminados antes de serem utilizados pelos pacientes. Essas falhas podem estar relacionadas ao método de processamento do RM adotado pela instituição, com o uso do hipoclorito de sódio, indicam a necessidade de discussão entre os órgãos

regulamentadores sobre a recomendação para o processamento de produtos para a saúde semicríticos, em especial, os de assistência ventilatória e ainda sugerem falhas na execução da técnica e método de desinfecção adotado, condições inadequadas de armazenamento sem invólucros.

O presente estudo contribui para subsidiar as reflexões propostas pelo SCIH sobre a importância da centralização do processamento dos reanimadores manuais, a reestruturação de todas as etapas do processamento, discussões sobre a possibilidade da realização da desinfecção de alto nível e troca do reanimador manual a cada 24 horas de uso contínuo.

Considerando que vigilância é essencial para o delineamento de estratégias e para o alcance de resultados positivos, estudos futuros são necessários a fim de investigar a relação entre o uso sucessivo de RM contaminados e infecção do trato respiratório, bem como para conhecer o perfil genotípico dos isolados.

REFERÊNCIAS

- Allegranzi B, Bagheri Nejad S, Combescure C, Graafmans W, Attar H, Donaldson L, et al. Burden of endemic health-care-associated infection in developing countries: systematic review and meta-analysis. *Lancet* 2011;377(9761):228-41.
- Almeida LC, Rodrigues MVP, Fortaleza CMCB, Cunha MLRS. Avaliação fenotípica e genotípica do perfil de resistência de amostras de *staphylococcus aureus* isoladas de culturas clínicas e de vigilância de um hospital de ensino brasileiro. *Colloquium Vitae* [Internet]. 2012 [cited 2016 Mar 16];4(2):68-78. Available from: <http://revistas.unoeste.br/revistas/ojs/index.php/cv/article/viewArticle/804>.
- Alvarez C, Labarca J, Salles M. Prevention strategies for methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) in Latin America. *Braz J Infect Dis* 2010;14 (Suppl 2):S107-18.
- Alves AP, Behar PRP. Infecções hospitalares por enterobactérias produtoras de Kpc em um hospital terciário do sul do Brasil. *Revista da AMRIGS* [Internet]. 2013 [cited 2016 Mar 16];57(3):213-8. Available from: <http://www.amrigs.org.br/revista/57-03/1226.pdf>.
- Ambler RP. The structure of beta-lactamases. *Philos Trans R Soc Lond B Biol Sci* 1980;289(1036):321-31.
- Anders PS, Tipple AFV, Pimenta FC. Kits para aerossol em um serviço de saúde: uma análise microbiológica após reprocessamento. *Rev Esc Enferm USP* 2008;42(2):276-81.
- Andrade D, Angeramia ELS, Padovanib CR. Condição microbiológica dos leitos hospitalares antes e depois de sua limpeza. *Rev Saúde Pública* 2000;34(2):163-9.
- ANSI/AAMI/ ISO 17665-1: 2006/(R)2013 Sterilization of health care products—Moist heat—Part 1: Requirements for the development, validation, and routine control of a sterilization process for medical devices: United States of America; 2013.
- Antunes ALS, Bonfanti JW, Perez LR et al. High vancomycin resistance among biofilms produced by *Staphylococcus* species isolated from central venous catheters. *Memórias do Instituto Oswaldo Cruz*. 2011;106:51-55.
- ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Higienização das mãos em serviços de saúde. Brasília (Brasil): Anvisa, 2007a.
- ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Investigação e Controle de Bactérias Multirresistentes. Brasília (Brasil): Ministério da Saúde; 2007b.
- ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Segurança do paciente em serviços de saúde: limpeza e desinfecção de superfícies. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Brasília (Brasil): Ministério da Saúde; 2010.
- ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução da Diretoria Colegiada - RDC N° 15, de 15 de março de 2012. Dispõe sobre requisitos de boas práticas para o processamento de produtos para saúde e dá outras providências. Brasília (Brasil): Ministério da Saúde; 2012a.
- ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Segurança do paciente em serviços de saúde: limpeza e desinfecção de superfícies. Brasília (Brasil): Ministério da Saúde; 2012b.

ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Medidas de prevenção de infecção relacionada à assistência à saúde. Brasília (Brasil): Ministério da Saúde; 2013a.

ANVISA - Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Critérios diagnósticos de infecção relacionada à assistência à saúde. Série: Segurança do paciente e qualidade em serviços de saúde. Brasília (Brasil): Ministério da Saúde; 2013b.

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

AORN - Association of Perioperative Registered Nurses. Recommended Practices for the care and cleaning of surgical instruments and powered equipment. Aorn standards, recommended practices, and guidelines. Denver: AORN; 2001.

AORN - Association of Perioperative Registered Nurses. Recommended Practices for Selection and Use of Packaging Systems for Sterilization. Denver: AORN; 2013.

APECIH - Associação Paulista de Epidemiologia e Controle de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde. Limpeza, desinfecção e esterilização de artigos em serviços de saúde. São Paulo: APECIH; 2010.

Azevedo FM. Microrganismos multirresistentes. In: Oliveira AC. Infecções hospitalares: epidemiologia, prevenção e controle. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2005. p. 341-47.

Balsalobre LC, Dropa M, Matté MH. An overview of antimicrobial resistance and its public health significance. Braz J Microbiol [internet]. 2014 [cited 2016 Mar 16];45(1):1-5. Available from: <http://dx.doi.org/10.1590/S1517-83822014005000033>.

Baptista AB, Metz M, Saraiva NBG. A importância do ambiente como reservatório do microrganismo *acinetobacter sp.* Resistente a carbapenêmico em uma unidade de terapia intensiva de um hospital especializado em trauma. Journal of infection control 2013;2(1):14-113.

Baran G, Erbay A, Bodur H, Onguru P, Akıncı A, Balaban N, et al. Risk factors for nosocomial imipenem-resistant *Acinetobacter baumannii* infections. Int J Infect Dis 2008;12(1):16-21.

Barbosa ACN, Souza MA, Vilar MSA, Vilar DA, Veloso MFL, Silva AL, et al. Avaliação microbiológica de artigos de uso médico numa Unidade de Terapia Intensiva. TEMA - Rev Eletrônica Ciências [Internet]. 2011 [cited 2016 Mar 16];11(16). Available from: <http://revistatema.facisa.edu.br/index.php/revistatema/article/viewArticle/77>.

Barros LM, Bento JNC, Caetano JA, Araújo TM, Moreira RAN, Pereira FGF, et al. Prevalência de micro-organismo e sensibilidade antimicrobiana de infecções hospitalares em unidade de terapia intensiva de hospital público no Brasil. Revista de Ciências Farmacêuticas Básica e Aplicada [Internet]. 2012 [cited 2016 Mar 16];33(3):429-35. Available from: http://serv-bib.fcfar.unesp.br/seer/index.php/Cien_Farm/article/view/2211.

Berney S, Denehy L. A comparison of the effects of manual and ventilator hyperinflation on static lung compliance and sputum production in intubated and ventilated intensive care patients. Physiother Res Int 2002;7(2):100-8.

Biomérieux AS. Informações de produtos dos sistemas VITEK® 2 Systems. North Carolina; 2010.

Bottone EJ, Cheng M, Hymes S. Ineffectiveness of handwashing with lotion soap to remove nosocomial bacterial pathogens persisting on fingertips: a major link in their intrahospital spread. *Infect Control Hosp Epidemiol* 2004;25(3):262-4.

Brooks GF, Carroll KC, Butel JS, Morse AS, Mietzner TA. Microbiologia Médica: de Jawetz, Melnick e Adelberg. 25th ed. Porto Alegre: AMG; 2012.

Bush K, Jacoby GA, Medeiros AA. A functional classification scheme for beta-lactamases and its correlation with molecular structure. *Antimicrob Agents Chemother* 1995;39(6):1211-33.

Bush K, Jacoby GA. Updated functional classification of beta-lactamases. *Antimicrob Agents Chemother* 2010;54(3):969-76.

Caetano JA, Lima MA, Miranda MDC, Serufo JC et al. Identificação de contaminação bacteriana no sabão líquido de uso hospitalar. *Rev Esc Enferm USP* 2011; 45(1):153-60.

Cansian TM. A enfermagem e o controle da infecção cruzada. *Rev Brasileira de Enfermagem* 1977; 30: 412-422.

Carling PC, Parry MF, Bruno-Murta LA, Dick B. Improving environmental hygiene in 27 intensive care units to decrease multidrug-resistant bacterial transmission. *Crit. Care Med* 2010;38(4):1054-59.

Carvalho A. Implementation of risk management principles and activities within a Quality Management System [Internet]. Geneva: The Global Harmonization Task Force; 2005 [cited 2016 Mar 16]. Available from: <http://www.imdrf.org/docs/ghtf/final/sq3/technical-docs/ghtf-sq3-n15r8-risk-management-principles-qms-050520.pdf>.

Casellas JM. Resistência a los antibacterianos em América Latina: consecuencias para la infectología. *Rev Panam Salud Publica* 2011;30(6):519-28.

Casey AL, Lambert PA, Elliott TSJ. Staphylococci. *Int J Antimicrob Agents* 2007;29 Suppl 3:S23-32.

Tablan OC, Anderson LJ, Besser R, Bridges C, Hajjeh R. Guidelines for preventing health-care--associated pneumonia, 2003: recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. *MMWR Recomm Rep* 2004;53(RR-3):1-36.

Chambô Filho A, Camargo AS, Barbosa FA, Lopes TF, Motta YR. Estudo do perfil de resistência antimicrobiana das infecções urinárias em mulheres atendidas em hospital terciário. *Rev. Soc. Bras. Clín. Méd* 2013;11(2):102-7.

Chang S, Sievert DM, Hageman JC, Boulton ML, Tenover FC, Downes FP, et al. Infection with vancomycin-resistant *Staphylococcus aureus* containing the vanA resistance gene. *N Engl J Med* 2003;348:1342-7.

Chaves CP. Repercussões da manobra de bag-squeezing com e sem válvula reguladora dpositiva expiratória final em recém-nascidos pré-termo sob ventilação mecânica prolongada, em São Paulo/SP [dissertation]. São Paulo: Faculdade de Medicina/USP; 2013.

Chuanchuen R, Beilinch K, Hoang TT, Becher A, Karkhoff-Schweizer RR, Schweizer HP. Cross-Resistance between Triclosan and Antibiotics in *Pseudomonas aeruginosa* Is Mediated by Multidrug Efflux Pumps: Exposure of a Susceptible Mutant Strain to Triclosan Selects *nfxB* Mutants Overexpressing MexCD-OprJ. *Antimicrob Agents Chemother* 2001;45(2):428-32.

CLSI - Clinical and Laboratory Standards Institute. M100-S24: Performance Standards for Antimicrobial Susceptibility Testing; Twenty-Fourth Informational Supplement. Wayne (USA): Clinical and Laboratory Standards Institute; 2014.

CLSI. Performance standards for antimicrobial susceptibility testing. 26 th ed. CLSI supplement M100S. Wayne PA: Clinical and Laboratory Standards Institute; 2016.

Cohen, J. Statistical power analysis for the behavioral sciences. 2nd ed. Hillsdale: Erlbaum; 1988.

Conselho Nacional de Saúde. Resolução n. 466, de 12 de dezembro de 2012. Diretrizes e normas regulamentadoras para pesquisas envolvendo seres humanos. Brasília (DF): MS; 2012.

Cordeiro ALAO, Oliveira MMC, Fernandes JD, Barros CSMA, Castro LMC. Contaminação de equipamentos em unidade de terapia intensiva Equipment contamination in an intensive care unit. *Acta Paul Enferm* [Internet]. 2015 [cited 2016 Mar 16];28(2):160-5. Available from: <http://dx.doi.org/10.1590/1982-0194201500027>.

Costa EAM. Gerenciando risco em reprocessamento de produtos para saúde: uma metodologia para serviços hospitalares. *Rev. SOBECC* 2013;18(2):33-44.

Craven DE, Craven KS, Duncan RA. Hospital-acquired pneumonia. In: Jarvis WR. Bennett & Brachman's Hospital Infections. 5th ed. Philadelphia: Lippincott Williams & Wilkins; 2007. p. 519-31.

Creamer E, Dorrian S, Dolan A, Sherlock O, Fitzgerald-Hughes D, Thomas T, et al. When are the hands of healthcare workers positive for meticillin-resistant *Staphylococcus aureus*? *J Hosp Infect* 2010;75(2):107-11.

Damaceno QS, Nicoli J, Oliveira AC. Epidemiological Characteristics, Resistance Patterns and Spread of Gram-Negative Bacteria Related to Colonization of Patients in Intensive Care Units. *Adv Infect Dis* [Internet]. 2015 [cited 2016 Mar 16];5(1):14-20. Available from: <http://dx.doi.org/10.4236/aid.2015.51002>.

Dantas AVS, Vieira LAO, Amorin AVO, Santos, MS, Souza EC, Souza LIO et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* isolated from hospital stethoscope. *J Health Sci Inst* 2014;32(2):145-7.

Dautzenberg MJ, Wekesa AN, Gniadkowski M, Antoniadou A, Giamarellou H, Petrikos GL, et al. The association between colonization with carbapenemase-producing enterobacteriaceae and overall ICU mortality: an observational cohort study. *Crit Care Med* 2015;43(6):1170-7.

Depuydt PO, Vandijck DM, Bekaert MA, Decruyenaere JM, Blot SI, Vogelaers DP, et al. Determinants and impact of multidrug antibiotic resistance in pathogens causing ventilator-associated-pneumonia. *Crit Care* [Internet]. 2008 [cited 2016 Mar16];12(6):R142. Available from: <http://dx.doi.org/10.1186/cc7119>.

Descôteaux JG, Poulin EC, Jullien M, Guidoin R. Residual organic debris on processed surgical instruments. *AORN*, 1995.

Diekema DJ, Dodgson KJ, Sigurdardottir B, Pfaller MA. Rapid detection of antimicrobial-resistant organism carriage: an unmet clinical need. *J Clin Microbiol* 2004;42(7):2879-83.

Dijkshoorn L, Nemec A, Seifert H. An increasing threat in hospitals: multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii*. *Nat Rev Microbiol* 2007;5(12):939-51.

Drees M, Snyderman DR, Schmid CH, Barefoot L, Hansjosten K, Vue PM, et al. Prior environmental contamination increases the risk of acquisition of vancomycin-resistant enterococci. *Clin Infect Dis* 2008;46(5):678-85.

ECDC - European Centre for Disease Prevention and Control. Antimicrobial resistance surveillance in Europe 2012. Annual Report of the European Antimicrobial Resistance Surveillance Network (EAS-Net). Stockholm: ECDC; 2013.

Ellis D, Cohen B, Liu J, Larson E. Risk factors for hospital-acquired antimicrobial-resistant infection caused by *Acinetobacter baumannii*. *Antimicrob Resist Infect Control* [Internet]. 2015 [cited 2016 Mar 16];4:40. Available from: <http://dx.doi.org/10.1186/s13756-015-0083-2>.

Euzéby JP. LPSN - List of Prokaryotic names with Standing in Nomenclature [Internet]. Genus *Staphylococcus*. 2011 [cited 2016 Mar 17]. Available from: <http://www.bacterio.net/>

Falagas ME, Karageorgopoulos DE. Pandrug resistance (PDR), extensive drug resistance (XDR), and multidrug resistance (MDR) among Gram-negative bacilli: need for international harmonization in terminology. *Clin Infect Dis* 2008;46(7):1121-2.

Fernandes AT, Fernandes MOV, Ribeiro FNA. Infecção Hospitalar e suas interfaces na área da saúde. São Paulo (SP): Atheneu; 2000.

Ferreira ABH. Miniaurélio: o minidicionário da língua portuguesa. 6ª ed. Curitiba: Positivo Editora; 2004.

Ferreira AM, Andrade D, Almeida MTG, Cunha KC, Rigotti MA. Colchões do tipo caixa de ovo: um reservatório de *Staphylococcus aureus* resistente à meticilina? *Rev. esc. enferm. USP* 2011b;45(1):161-6.

Ferreira AM, Andrade D, Rigotti MA, Almeida MTG. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* on surfaces of an Intensive Care Unit. *Acta paul. enferm.* [Internet] 2011a [cited 2016 Mar 16];24(4):453-8. Available from: <http://dx.doi.org/10.1590/S0103-21002011000400002>.

Fink JB. Respiratory care. In: Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology Inc., editor. APIC Text of Infection Control. Washington, DC: Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology, Inc.; 2000.

Fournier PE, Richet H. The epidemiology and control of *Acinetobacter baumannii* in health care facilities. *Clin Infect Dis* 2006;42(5):692-9.

Gales AC, Castanheira M, Jones RN, Sader HS. Antimicrobial resistance among Gram-negative bacilli isolated from Latin America: results from SENTRY Antimicrobial Surveillance Program (Latin America, 2008-2010). *Diagn Microbiol Infect Dis* 2012;73(4):354-60.

Gauthier DK, Long M. Colonization of mechanical ventilation bags during use. *Am J Infect Control* 1994;22(6):358-66.

Gemmell, C. G., Edwards, D. I., Fraiese, A. P., Gould, F. K., Ridgway, G. L., Warren, R. E. Guidelines for the prophylaxis and treatment of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* (MRSA) infections in the UK. *Journal of Antimicrobial Chemotherapy* 2006; 57: 589-608.

Gil RF, Camelo SH, Laus AM. Atividades do enfermeiro de centro de material e esterilização em instituições hospitalares. *Texto Contexto Enferm* 2013; 22(4): 927-34.

Giske CG, Gezelius L, Samuelsen Ø, Warner M, Sundsfjord A, Woodford N. A sensitive and specific phenotypic assay for detection of metallo- β -lactamases and KPC in *Klebsiella pneumoniae* with the use of meropenem disks supplemented with aminophenylboronic acid, dipicolinic acid and cloxacillin. *Clin Microbiol Infect* 2011;17(4):552-6.

Godoy AC, Vieira RJ, Capitani EM. Alterações da pressão de pico inspiratório e do volume corrente fornecidos por reanimadores manuais com balão auto-inflável em função do fluxo de entrada de oxigênio utilizado. *J Bras Pneumol* [Internet]. 2008 [cited 2016 Mar 16];34(10):817-21. Available from: <http://dx.doi.org/10.1590/S1806-37132008001000010>.

Godoy ACF. Falha no Funcionamento do Ressuscitador Manual autoinflável devido à presença de secreções pulmonares ressecadas. *Rev. Bras. Anesthesiol* 2011;61(3):351-4.

Gonzalez MM, Timerman S, Oliveira RG Polastri TF, Canesin MF, Schimidt A, et al. I Diretriz de Ressuscitação Cardiopulmonar e Cuidados Cardiovasculares de Emergência da Sociedade Brasileira de Cardiologia. *Arq. Bras. Cardiol.* [Internet]. 2013 [cited 2016 Mar 16];101(2 Supl.3):1-22. Available from: <http://dx.doi.org/10.5935/abc.2013S006>.

Gordon RJ, Miragaia M, Weinberg AD, Lee CJ, Rolo J, Giacalone JC, et al. *Staphylococcus epidermidis* colonization is highly clonal across US cardiac centers. *J Infect Dis* 2012;205(9):1391-8.

Graziano KU, Balsamo AC, Lopes CLBC, Zotelli MFM, Couto AT, Paschoal MLH. Critérios para avaliação das dificuldades na limpeza de artigos de uso único. *Rev Lat Am Enferm* 2006;14(1):70-6.

Graziano KU, Castro ME, Moura MLPA. A importância do procedimento de limpeza nos processos de desinfecção e esterilização de artigos. *Ver SOBECC*, 2002;7(3):19-23.

Graziano KU, Castro ME, Moura MLPA. A importância do procedimento de limpeza nos processos de desinfecção e esterilização de artigos. *Ver SOBECC*, 2002;7(3):19-23.

Guerra LM, Almendra Neto OL, Mesquita GV, Costa DA. Processamento dos materiais médico-hospitalares: uma revisão bibliográfica sobre a eficácia da esterilização. *Rev Epidemiol Control Infect* 2013;3(2):62-66.

Hartstein AI, Rashad AL, Liebler JM, Actis LA, Freeman J, Rourke Jr. JW, et al. Multiple intensive care unit outbreak of *Acinetobacter calcoaceticus* subspecies anitratus respiratory infection and colonization associated with contaminated, reusable ventilator circuits and resuscitation bags. *Am J Med* 1988;85(5):624-31.

- Högberg LD, Heddini A, Cars O. The global need for effective antibiotics: challenges and recent advances. *Trends Pharmacol Sci* 2010;31(11):509-15.
- Huang SS, Datta R, Platt R. Risk of acquiring antibiotic-resistant bacteria from prior room occupants. *Arch Intern Med* 2006; 166(18):1945-51.
- Johnson AP, Woodford N. Global spread of antibiotic resistance: the example of New Delhi metallo-beta-lactamase (NDM)-mediated carbapenem resistance. *J Med Microbiol* 2013;62(Pt 4):499-513.
- Jones RN, Guzman-Blanco M, Gales AC, Gallegos B, Castro AL, Martino MD, et al. Susceptibility rates in Latin American nations: report from a regional resistance surveillance program (2011). *Braz J Infect Dis* 2013;17(6):672-81.
- Kaur DC, Chate SS. Study of Antibiotic Resistance Pattern in Methicillin Resistant *Staphylococcus Aureus* with Special Reference to Newer Antibiotic. *J Glob Infect Dis*. 2015;7(2):78-84.
- Kerr KG, Snelling AM. *Pseudomonas aeruginosa*: a formidable and ever-present adversary. *The Journal of Hospital Infection* 2009;73:338-44.
- Khoury A, Hugonnot S, Cossus J, De Luca A, Desmettre T, Sall FS, et al. From mouth-to-mouth to bag-valve-mask ventilation: Evolution and characteristics of actual devices - A review of the literature. *BioMed Research International* [Internet]. 2014 [cited 2016 Mar 16];2014(2014): Article ID 762053. Available from: <http://dx.doi.org/10.1155/2014/762053>.
- Klebens RM, Edwards JR, Gaynes RP. The impact of antimicrobial-resistant, health care-associated infections on mortality in the United States. *Clin Infect Dis* 2008;47(7):927-30.
- Kramer A, Schwebke I, Kampf G. How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. *BMC Infect Dis* 2006;6:130.
- Laborde DJ, Weigle KA, Weber DJ, Kotch JB. Effect of fecal contamination on diarrheal illness rates in day-care centers. *Am J Epidemiol* 1993;138(4):243-55.
- Lacerda R, Silva A. Limpeza dos artigos medico-hospitalares. *Rev Paulista Hospitalar* 1992;40:83-9.
- Lemes DA, Zin WA, Guimarães FS. Hyperinflation using pressure support ventilation improves secretion clearance and respiratory mechanics in ventilated patients with pulmonary infection: a randomised crossover trial. *Aust J Physiother* 2009;55(4):249-54.
- Lesho E, Yoon EJ, McGann P, Snesrud E, Kwak Y, Milillo M, et al. Emergence of colistin-resistance in extremely drug-resistant *Acinetobacter baumannii* containing a novel pmrCAB operon during colistin therapy of wound infections. *J Infect Dis* 2013;208(7):1142-51.
- Lestari T, Ryll S, Kramer A. Microbial contamination of manually reprocessed, ready to use ECG lead wire in intensive care units. *GMS Hyg Infect Control* [Internet]. 2013 [cited 2016 Mar 16];8(1):Doc07. Available from: <http://dx.doi.org/10.3205/dgkh000207>.
- Lichy RF, Marques IR. Fatores de risco para infecção hospitalar em unidades de terapia intensiva: atualização e implicações para a enfermagem. *Rev Enferm UNISA* 2002; 3: 43-9.

Lima AL, Oliveira PR, Paula AP. *Acinetobacter* infection. N Engl J Med 2008;358(26):2846-7.

Lima MFP, Borges MA, Parente RS, Victória Júnior RC, Oliveira ME. *Staphylococcus aureus* e as infecções hospitalares – revisão de literatura. Revista UNINGÁ Review [Internet]. 2015 [cited 2016 Mar 16]; 21(1):32-9. Available from: http://www.mastereditora.com.br/periodico/20150101_115618.pdf.

Lind N. Problems and pitfalls in the sterilization process. Surgical services management. 2000;6(4):33-5.

Liu C, Bayer A, Cosgrove SE, Daum RS, Fridkin SK, Gorwitz RJ, et al. Clinical practice guidelines by the infectious diseases society of america for the treatment of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* infections in adults and children. Clin Infect Dis [Internet]. 2011 [cited 2016 Mar 16];52(3):e18-55. Available from: <http://dx.doi.org/10.1093/cid/ciq146>.

Livermore DM, Brown DF. Detection of beta-lactamase-mediated resistance. J Antimicrob Chemother 2001;48 Suppl 1:59-64.

Livermore DM. Multiple mechanisms of antimicrobial resistance in *Pseudomonas aeruginosa*: our worst nightmare? Clin Infect Dis. 2002;34(5):634-40.

Lowe CF, McGeer A, Muller MP, Katz K. Decreased susceptibility to noncarbapenem antimicrobials in extended-spectrum- β -lactamase-producing *Escherichia coli* and *Klebsiella pneumoniae* isolates in Toronto, Canada. Antimicrob Agents Chemother 2012;56(7):3977-80.

Lyczak JB, Cannon CL, Pier GB. Lung infections associated with cystic fibrosis. Clinical Microbiology Reviews 2002;15:194–222.

Magiorakos AP, Srinivasan A, Carey RB, Carmeli Y, Falagas ME, Giske CG, et al. Multidrug-resistant, extensively drug-resistant and pandrug-resistant bacteria: an international expert proposal for interim standard definitions for acquired resistance. Clin Microbiol Infect 2012;18(3):268-81.

Maragakis LL, Perl TM. *Acinetobacter baumannii*: epidemiology, antimicrobial resistance, and treatment options. Clin Infect Dis 2008;46(8):1254-63.

Marra A. Tratamento para Bactérias Gran-negativas Multirresistentes em UTI. In.: Associação de Medicina Intensiva Brasileira; Associação Brasileira dos Profissionais em Controle de Infecções e Epidemiologia Hospitalar; Sociedade Brasileira de Infectologia. Curso sobre Infecção no Paciente Grave. São Paulo: Associação de Medicina Intensiva Brasileira; 2012. p.91-102.

Martins-Diniz JN, Silva RAM, Miranda ET, Mendes-Giannini MJS. Monitoramento de fungos anemófilos e de leveduras em unidade hospitalar. Rev. Saúde Pública. 2005;39(3): 398-405.

Melville NA. Bacteria Lurking in Resuscitation. Medscape [Internet]. Jan 24, 2013. [cited 2016 Mar 17]. Available from: <http://www.medscape.com/viewarticle/778108>.

Mendes JJ. *Staphylococcus Aureus* antibiotic resistance: from basic research to clinical practice. Rev Port Med Int. 2010; 17(1):11-15.

Mimica MJ, Berezin EN. Vancomycin-resistant *Staphylococcus aureus*: an emerging problem. Arq Med Hosp Fac Cienc Med Santa Casa São Paulo. 2006; 51(2):52-6.

Mirza IA, Hussain A, Abbasi SA, Malik N, Satti L, Farwa U. Ambu bag as a source of *Acinetobacter baumannii* outbreak in an intensive care unit. J Coll Physicians Surg Pak 2011;21(3):176-8.

Moellering Jr RC. MRSA: the first half century. J Antimicrob Chemother [Internet]. 2012 [cited 2016 Mar 16];67(1):4-11. Available from: <http://dx.doi.org/10.1093/jac/dkr437>.

Moraes CL, Ribeiro NFG, Costa DM, Furlan VG, Palos MAP, Vasconcelos LSNOL. Contaminação de equipamentos e superfícies de unidades de terapia intensiva de uma maternidade pública por *Staphylococcus coagulase* negativa. Rev Patol Trop [Internet]. 2013 [cited 2016 Mar 16];42(4). Available from: <http://dx.doi.org/10.5216/rpt.v42i4.27927>.

Munir M, Xagorarakis I. Levels of antibiotic resistance genes in manure, biosolids, and fertilized soil. J Environ Qual. 2011;40(1):248-55.

Murray PR, Rosenthal KS, Pfaller MA. Microbiologia Médica. 6th ed. Rio de Janeiro: Elsevier; 2009.

Naas T, Cuzon G, Truong HV, Nordmann P. Role of ISKpn7 and deletions in blaKPC gene expression. Antimicrob Agents Chemother 2012;56(9):4753-9.

Nathisuwan S, Burgess DS, Lewis JS. Extended-spectrum beta-lactamases: epidemiology, detection and treatment. Pharmacotherapy 2001;21(8):920-8.

Nepomuceno RM, Miranda CB, Nogueira C, Silva LCF, Silva LD. Fatores de risco modificáveis para pneumonia associada à ventilação mecânica em terapia intensiva. Revista de Epidemiologia e Controle de Infecção [Internet]. 2014 [cited 2016 Mar 16];4(1):23-7. Available from: <http://dx.doi.org/10.17058/reci.v4i1.3933>.

Neumar RW, Otto CW, Link MS, Kronick SL, Shuster M, Callaway CW, et al. Part 8: Adult Advanced Cardiovascular Life Support: 2011. American Heart Association

NIH: National Institutes of Health [Internet]. 2002. Available from: <http://grants.nih.gov/grants/guide/pa-files/PA-03-047.html>

Nóbrega MS, Carmo Filho JR, Pereira MS. Evolução da resistência de *Pseudomonas aeruginosa* e *Acinetobacter baumannii* em unidades de terapia intensiva. Rev. Eletr. Enf. [Internet]. 2013 [cited 2016 Mar 16];15(3):696-703. Available from: <http://dx.doi.org/10.5216/ree.v15i3.22031>.

Nogueira Junior C, Mello DS, Padoveze MC, Boszczowski I, Levin AS, Lacerda RA. Characterization of epidemiological surveillance systems for healthcare-associated infections (HAI) in the world and challenges for Brazil. Cad Saude Publica. 2014;30(1):11-20.

Nordmann P, Naas T, Poirel L. Global spread of carbapenemase-producing *Enterobacteriaceae*. Emerg Infect Dis [Internet]. 2011 [cited 2016 Mar 16]. Available from: <http://dx.doi.org/10.3201/eid1710.110655>.

Oliveira AC, Damasceno QS. O papel do ambiente hospitalar na disseminação de bactérias resistentes. Rev Epidemiol Control Infecção [Internet]. 2012 [cited 2016 Mar 16];2(1):28-31. Available from: <http://dx.doi.org/10.17058/reci.v2i1.2625>.

Oliveira PMN, Almeida-Junior AAA, Almeida CCB, Ribeiro MAGO, Ribeiro JD. Fatores que afetam a ventilação com o reanimador manual autoinflável: uma revisão sistemática. Rev. paul. pediatr. [Internet]. 2011 [cited 2016 Mar 16];29(4):645-55.

Available from: http://www.scielo.br/scielo.php?script=sci_arttext&pid=S0103-05822011000400027.

Oplustil CP, Zoccoli CM, Tobouti NR, Sinto SI. Procedimentos básicos em microbiologia clínica. 3ª ed. São Paulo: Editora Sarvier; 2010.

Otter JA, Yezli S, French GL. The role played by contaminated surfaces in the transmission of nosocomial pathogens. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2011;32(7):687-99.

Otto M. Coagulase-negative *staphylococci* as reservoirs of genes facilitating MRSA infection: *Staphylococcal* commensal species such as *Staphylococcus epidermidis* are being recognized as important sources of genes promoting MRSA colonization and virulence. *Bioessays*. 2013;35(1):4-11.

Özgür ES, Horasan ES, Karaca K, Ersöz G, Naycı Atış S, Kaya A. Ventilator-associated pneumonia due to extensive drug-resistant *Acinetobacter baumannii*: risk factors, clinical features, and outcomes. *Am J Infect Control*. 2014;42(2):206-8.

Padoveze MC, Fortaleza CMCB. Healthcare-associated infections: challenges to public health in Brazil. *Rev Saúde Pública*. 2014;48(6):995-1001.

Padoveze MC, Gnatta JR, Balsamo AC, Silveira IR. Características de pneumonias hospitalares em pacientes sem ventilação mecânica. *J Infect Control* [Internet]. 2014 [cited 2016 Mar 16];3(2):32-5. Available from: <http://jic.abih.net.br/index.php/jic/article/view/63>.

Paula DM. Precauções de Contato: uma avaliação do conhecimento e comportamento dos profissionais de um centro de terapia intensiva [dissertation]. Belo Horizonte: Escola de Enfermagem/UFMG; 2008.

Pelczar MJ. Microbiologia: conceitos e aplicações. São Paulo: Makron Books, 1997; v.2;319-353.

Peleg AY, Seifert H, Paterson DL. *Acinetobacter baumannii*: emergence of a successful pathogen. *Clin Microbiol Rev*. 2008;21(3):538-82.

Pendleton JN, Gorman SP, Gilmore BF. Clinical relevance of the ESKAPE pathogens. *Expert Rev Anti Infect Ther*. 2013;11(3):297-308.

Petignat C, Francioli P, Nahimana I, Wenger A, Bille J, Schaller MD, et al. Exogenous sources of *pseudomonas aeruginosa* in intensive care unit patients: implementation of infection control measures and follow-up with molecular typing. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2006;27(9):953-7.

Pittet D, Allegranzi B, Storr J, Bagheri Nejad S, Dziekan G, Leotsakos A, et al. Infection control as a major World Health Organization priority for developing countries. *J Hosp Infect*. 2008;68(4):285-92.

Prade SS, Felix J, Mendes A, Gadelha MZ, Pereira M. Estudo Brasileiro da Magnitude das Infecções Hospitalares em hospitais terciários. *Rev. Controle de Infecção Hospitalar*. 1995;2(2):11-24.

Rabelo MA, Bezerra Neto AM, Loibman SO, Lima JL, Ferreira EL, Leal NC, et al. The occurrence and dissemination of methicillin and vancomycin-resistant *Staphylococcus* in samples from patients and health professionals of a university hospital in Recife, State of Pernambuco, Brazil. *Rev Soc Bras Med Trop*. 2014;47(4):437-46.

- Reichert M, Young JH. Sterilization technology for the health care facility. Aspen Publishers, Maryland.1997(2):10-20.
- Rice LB. Federal funding for the study of antimicrobial resistance in nosocomial pathogens: no ESKAPE. J Infect Dis. 2008;197(8):1079-81.
- Roberts MC, Sutcliffe J, Courvalin P, Jensen LB, Rood J, Seppala H. Nomenclature for macrolide and macrolide-lincosamide-*streptogramin B* resistance determinants. Antimicrob Agents Chemother.1999;43(12):2823-30.
- Rosa JO. Detecção do gene *mecA* em estafilococos coagulase negativa resistentes a oxacilina isolados da saliva de profissionais da saúde de um hospital universitário [dissertation]. Goiânia: Instituto de Patologia Tropical e Saúde Pública/UFG; 2008.
- Rossi F, Andreazzi DB. Resistência bacteriana: interpretando o antibiograma. São Paulo: Atheneu; 2005.
- Rossi F, Diaz L, Wollam A, Panesso D, Zhou Y, Rincon S, et al. Transferable Vancomycin Resistance in a Community-Associated MRSA Lineage. N Engl J Med. 2014; 370:1524-31.
- Rossolini GM. Acquired metallo-beta-lactamases: an increasing clinical threat. Clin Infect Dis. 2005;41(11):1557-8.
- Ruben H. Self-Contained Resuscitation Equipment. Can Med Assoc J. 1959;80(1):44-5.
- Rutala WA, Weber DJ. Guideline for Disinfection and Sterilization in Healthcare Facilities, 2008 [Internet]. Atlanta: CDC/HICPAC; 2008 [cited 2016 Mar 16]. Available from: http://www.cdc.gov/hicpac/pdf/guidelines/Disinfection_Nov_2008.pdf.
- Rutala WA, Weber DJ. New developments in reprocessing semicritical items. Am J Infect Control [Internet]. 2013 [cited 2016 Mar 16];41(5):S60-6. Available from: <http://dx.doi.org/10.1016/j.ajic.2012.09.028>.
- Sabath LD, Abraham EP. Zinc as a cofactor for cephalosporinase from *Bacillus cereus* 569. Biochem J. 1966;98(1):11C-3C.
- Sader HS. Resistência Bacteriana a Antimicrobianos. In: Veronesi R, Focaccia R. Tratado de Infectologia. Volume 1. 4th ed. São Paulo: Atheneu; 2009. p. 107-27.
- Santos AL, Santos DO, Freitas CC, Ferreira BLA, Afonso IF; Rodrigues CR, et al. *Staphylococcus aureus*: visitando uma cepa de importância hospitalar. J.Bras.Patol.Med.Lab.2007;43(6):413-23.
- Santos JAD. Estetoscópio: Instrumento de Diagnóstico e de Propagação Microbiana? Saúde e Pesqui [Internet].2015 [cited 2016 Mar 16];8(3): 577-84,.Available from: <http://dx.doi.org/10.17765/1983-1870.2015v8n3p577-584>.
- Schmidt DRC, Yonekura CSI, Gil RF. Instrumento para avaliação de detergentes enzimáticos. Rev Esc Enferm USP.2008;42(2):282-9.
- Scott RD. The direct medical costs of healthcare-associated infections in US hospitals and the benefits of prevention. Georgia: Centers for Disease Control and Prevention, 2009.
- Sharbaugh, RJ. Cleaning reusable equipment in the ICU. Critical Care Nursing Quarterly. 2001;(24)2:48-54.

- Siegel JD, Rhinehart E, Jackson M, Chiarello L. Management of multidrug-resistant organisms in health care settings, 2006. *Am J Infect Control*. 2007;35(10 Suppl 2):S165-93.
- Silva CHPM, Salvino CR. Importância do Reconhecimento das Enterobactérias Hospitalares Produtoras de Beta-lactamases de Espectro Estendido (ESBL) e suas Implicações Terapêuticas. *NewsLab*. 2000; 41:104-12.
- Silva KC, Lincopan N. Hospitalares Produtoras de Beta-lactamases de Espectro Estendido (ESBL) e suas Implicações Terapêuticas. *NewsLab*. 2000; 41:104-12. *J. Bras. Patol. Med. Lab*. 2012;48(2):91-9.
- Silva LV, Araújo MT, Santo KR, Nunes AP. Evaluation of the synergistic potential of vancomycin combined with other antimicrobial agents against methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* and coagulase-negative *Staphylococcus spp* strains. *Mem Inst Oswaldo Cruz*. 2011;106(1):44-50.
- Silveira AC, Cunha GR, Caierão J, Cordova CM, d'Azevedo PA. MRSA from Santa Catarina State, Southern Brazil: intriguing epidemiological differences compared to other Brazilian regions. *Braz J Infect Dis*. 2015;19(4):384-9.
- SOBECC - Sociedade Brasileira de Enfermeiros de Centro Cirúrgico, Recuperação Anestésica e Centro de Material e Esterilização. *Práticas Recomendadas*. 6ª ed. São Paulo: SOBECC; 2013.
- Spaulding EH. Chemical disinfection of medical and surgical materials. In: Block SS. *Disinfection, Sterilization and Preservation*. 1st ed. Philadelphia: Lea Fabiger, 1968. p. 517-31.
- Spry C. Renewed interest in instrument cleaning. *Surgical services management*. 2000;6(4):17-20.
- Steward CD, Raney PM, Morrell AK, Williams PP, McDougal LK, Jevitt L et al. Testing for Induction of Clindamycin Resistance in Erythromycin-Resistant Isolates of *Staphylococcus aureus*. *J Clin Microbiol*. 2005;43(4):1716-21.
- Stone JW, Das BC. Investigation of an outbreak of infection with *Acinetobacter calcoaceticus* in a special care baby unit. *J Hosp Infect*. 1986;7(1):42-8.
- Tavares, W. *Manual de antibióticos e quimioterápicos anti-infecciosos*. Rio de Janeiro: Editora Atheneu; 2002.
- Teare L, Cookson B, Stone S. Use alcohol hand rubs between patients: they reduce the transmission of infection. *BMJ*. 2001;323:411-412.
- Thompson AC, Wilder BJ, Powner DJ. Bedside resuscitation bags: a source of bacterial contamination. *Infect Control*. 1985;6(6):231-2.
- Toledo PVM, Arend LN, Pilonetto M, Costa Oliveira JC, Luhm KR. Surveillance programme for multidrug-resistant bacteria in healthcare-associated infections: an urban perspective in South Brazil. *J Hosp Infect*. 2012;80(4):351-3.
- Trentin DS, Giordani RB, Macedo AJ. Biofilmes bacterianos patogênicos: aspectos gerais, importância clínica e estratégias de combate. *Revista Liberato* 2013;14(22):113-238.
- Turrini RNT. Percepção das enfermeiras sobre fatores de risco para a infecção hospitalar. *Rev da Esc Enferm da USP* [Internet]. 2000 Jun [cited 2016 Mar

16];34(2):174–84. Available from: <http://dx.doi.org/10.1590/S0080-62342000000200007>.

Tverdek FP, Crank CW, Segreti J. Antibiotic therapy of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in critical care. *Crit Care Clin* 2008;24(2):249-60.

Uçkay I, Pittet D, Vaudaux P et al. Foreign body infections due to *Staphylococcus epidermidis*. *Annals of Medicine*. 2009;41:109-119.

Vickery K, Ngo QD, Zou J, Cossart YE. The effect of multiple cycles of contamination, detergent washing, and disinfection on the development of biofilm in endoscope tubing. *Am J Infect Control* 2009;37(6):470-5.

Walsh TR, Toleman MA, Poirel L, Nordmann P. Metallo-beta-lactamases: the quiet before the storm? *Clin Microbiol Rev* 2005;18(2):306-25.

Weber DJ, Wilson MB, Rutala WA, Thomann CA. Manual ventilation bags as a source for bacterial colonization of intubated patients. *Am Rev Respir Dis* 1990;142(4):892-4.

Weigel LM, Clewell DB, Gill SR, Clark NC, McDougal LK, Flannagan SE, et al. Genetic analysis of a high-level vancomycin-resistant isolate of *Staphylococcus aureus*. *Science* 2003;302:1569-71.

Winn Júnior WC, Allen SD, Janda WM, Koneman EW, Procop GW, Schreckenberger PC. Diagnóstico microbiológico: texto e atlas colorido. 6ª ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan; 2012. 1565 p.

Wroblewska MM, Sawicka-Grzelak A, Marchel H, Luczak M, Sivan A. Biofilm production by clinical strains of *Acinetobacter baumannii* isolated from patients hospitalized in two tertiary care hospitals. *FEMS Immunol Med Microbiol*. 2008;53(1):140-4.

Zhou HY, Yuan Z, Du YP. Prior use of four invasive procedures increases the risk of *Acinetobacter baumannii* nosocomial bacteremia among patients in intensive care units: a systematic review and meta-analysis. *Int J Infect Dis* 2014;22:25-30.

Apêndice A – Checklist para preenchimento dos profissionais sobre o manuseio do reanimador manual

Checklist – Coleta de dados uso e reuso dos RM

CODIGO
(PESQUISADOR)

Pesquisa: REANIMADOR MANUAL: QUANDO TROCAR EM USO NO MESMO PACIENTE?

Nome do paciente/ Leito (PESQUISADOR)	Data e horário da coleta de amostra (PESQUISADOR)	Nº de vezes que o ambú foi utilizado (finalidade: aspiração, manobras, RCP, outros)	Houve troca do ambú em período menor que 48 horas?	Motivo da troca	Presença de suidade (PESQUISADOR)
	Tempo zero:	1 USO - HORARIO: FINALIDADE:	() não		Tempo zero: () sim () não
	24 horas:	2 USO - HORARIO: FINALIDADE:	() sim, tempo de uso: _____		24 horas: () sim () não
	48 horas:	3 USO - HORARIO: FINALIDADE:			48 horas: () sim () não
		4 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		5 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		6 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		7 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		8 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		9 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		10 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		11 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		12 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		13 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		14 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		15 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		16 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		17 USO - HORARIO: FINALIDADE:			
		18 USO - HORARIO: FINALIDADE:			

Apêndice B – Autorização pelo diretor

		SECRETARIA DE ESTADO DA SAÚDE Superintendência da Escola Tocantinense do SUS Diretoria de Gestão da Educação na Saúde		ANEXO 1: FORMULÁRIO PARA APRESENTAÇÃO DE PLANO DE INVESTIGAÇÃO EM SAÚDE 38: 07/11/13	
1) Identificação Pesquisador Orientador					
Nome: <u>Ademécia Custódia Silva e Souza</u>					
Endereço: <u>Av. Portugal, 218 Setor Oeste</u>					
Cidade: <u>Goiânia</u>		CEP: <u>74140-020</u>		UF: <u>GO</u>	
E-mail: <u>ademeciafem@gmail.com</u>		Telefones: <u>62 - 99774003</u>			
RG: <u>460.390</u>	CPF: <u>190.326.251-37</u>	Formação: <u>Enfermeira</u>		Nº Lattes:	
Especialização	Mestrado	Doutorado	☒ Outro	Qual?	
Identificação Pesquisador Orientando					
Nome: <u>Guille Pinheiro Lima Aires Gomes</u>					
Endereço: <u>108 Sul, Al. 12, Lote Residencial Daniela</u>					
Cidade: <u>Palmas</u>		CEP: <u>77020-112</u>		UF: <u>TO</u>	
E-mail: <u>gpinheirolima@hotmail.com</u>		Telefones: <u>63 - 84349381</u>			
RG: <u>243.263</u>	CPF: <u>854.934.571-72</u>	Titulação almejada: <u>Doutorado</u>			
Identificação da Instituição de Ensino					
Nome: <u>Universidade Federal de Goiás</u>		Cidade: <u>Goiânia</u>		UF: <u>GO</u>	
Endereço: <u>R. 227, Quad 68 Lote Universitário</u>		CEP: <u>74605-080</u>		Telefone: <u>62 - 32096132</u>	
Caracterização da Pesquisa					
Área do Conhecimento (de acordo com o CONEP):		Área do Conhecimento (de acordo com a Agenda Tocantinense de prioridades de pesquisa em saúde):		Nº de participantes na pesquisa: <u>não se aplica</u>	
Título do Projeto de Pesquisa: <u>Reamador Normal: uma tecnologia segura no cuidado respiratório?</u>					
2) Parecer da Coordenação de Ciência, Tecnologia e Inovação em Saúde (Preenchido pela DGES)					
O Plano de Investigação esta completo		☒ SIM		☐ Não	
Há planejamento de exposição de dados à SESAU		☒ SIM		☐ Não	
Data: <u>06.11.2013</u>	Assinatura da equipe técnica		George Bernardo Sousa Miranda Pesquisador Docente em Saúde Mat.: 889367-7 SESAU - TO		
3) Parecer da Unidade/Setor-Alvo da pesquisa e de sua Diretoria					
A pesquisa é relevante para o Serviço no SUS Tocantinense		☒ SIM		☐ NÃO	
Há viabilidade de realização da pesquisa no setor.		☒ SIM		☐ NÃO	
Data/Responsável pelo setor		Data/Diretor da Unidade do SUS			
<u>11/11/13</u>		<u>11/11/13</u>			
Maria Maschietto de Lima Assis Resp. Serviços de Ciência, Tecnologia e Inovação 17/11/13 - SESAU/ETSUS-TO		Dr. Paulo Sérgio Barbosa Diretor Geral CPM 603-TO Hospital Geral - Município de Palmas			
4) Parecer da Diretoria de Gestão da Educação na Saúde					
O Parecer Técnico da unidade Campo é favorável à realização da pesquisa.		☐ SIM		☐ NÃO	
O parecer consubstanciado do Comitê de Ética aprova a pesquisa.		☐ SIM		☐ NÃO	
O Termo Compromisso Pesquisador esta assinado e com assinatura reconhecida.		☐ SIM		☐ NÃO	
24/02/14 Data/Coordenador CCTI		Marcia Valéria R. de Q. Santar Coordenadora de Gestão de Educação na Saúde Mat.: 455164-2 SESAU/ETSUS-TO			
5) Parecer da Superintendência da Escola Tocantinense do Sistema Único de Saúde					
25/02/14 Data:		R. H. de Araújo Superintendente Diretora da ETSUS Mat.: 350064-1 SESAU/ETSUS-TO			

Anexo A - Parecer do Comitê de Ética em Pesquisa

CENTRO UNIVERSITÁRIO
LUTERANO DE PALMAS -
ULBRA



PARECER CONSUBSTANCIADO DO CEP

DADOS DO PROJETO DE PESQUISA

Título da Pesquisa: BOLSA VÁLVULA MÁSCARA: UMA TECNOLOGIA SEGURA NO CUIDADO RESPIRATÓRIO?.

Pesquisador: Giselle Pinheiro Lima Aires Gomes Alves

Área Temática:

Versão: 2

CAAE: 16864713.0.0000.5516

Instituição Proponente: Centro Universitário Luterano de Palmas - ULBRA

Patrocinador Principal: Financiamento Próprio

DADOS DO PARECER

Número do Parecer: 314.923

Data da Relatoria: 14/06/2013

Apresentação do Projeto:

O estudo trata-se de uma pesquisa de corte transversal, a ser realizada em hospitais universitários brasileiros no período de junho a dezembro de 2013, através de um inquérito nacional sobre o manejo da bolsa válvula máscara (ambú) e com um grupo de enfermeiros participantes do XVIII Congresso Brasileiro de Medicina Intensiva, para aprofundar a compreensão sobre o manejo desse equipamento e apresenta como objetivo geral analisar o uso, reuso, acondicionamento e processamento das bolsas válvula máscara.

Objetivo da Pesquisa:

Objetivo Geral

Analisar o uso, reuso, acondicionamento e processamento das bolsas válvula máscara. (em Unidades de Terapia Intensivas)

Objetivos Específicos

- Verificar a rotina de uso, reuso e acondicionamento das bolsas válvula (em Unidades de Terapia Intensiva) máscara;
- Identificar o método de processamento de bolsa válvula máscara; (em Unidades de Terapia Intensivas)
- Discutir (Questionar) as fragilidades, potencialidades e desafios em relação ao uso, reuso e

Endereço: Av. Teotônio Segurado, 1501 Sul Sala 120

Bairro:

CEP: 77.054-970

UF: TO

Município: PALMAS

Telefone: (633)219--8030

Fax: (633)219--8005

E-mail: etica@ceulp.edu.br; rosangeladosreis@hotmail.

**CENTRO UNIVERSITÁRIO
LUTERANO DE PALMAS -
ULBRA**



Continuação do Parecer: 314.923

processamento das bolsas válvula máscara.(entre enfermeiros que manuseiam das BVM)

Avaliação dos Riscos e Benefícios:

Riscos:

A autora afirma que a participação não incorrerá em nenhum dano, ônus ou mesmo interferência na atividade profissional dos participantes, mas caso ocorra qualquer dano comprovadamente relacionado à participação da pesquisa, será garantida indenização e assistência psicológica.

Comentários e Considerações sobre a Pesquisa:

Como será uma pesquisa de relevância, trabalhosa, que gerará custos, bancados pela pesquisadora, é fundamental a análise estatística do dados, como está proposto pela autora. bem como a intenção de publicação de dois artigos científicos.As consequências de uma pesquisa bem delineada são publicações, como apresentadas no cronograma de execução.

Diante disso, compreendemos que a proposta é de grande relevância.

Considerações sobre os Termos de apresentação obrigatória:

Todos os termos de apresentação obrigatórios foram apresentados.

Recomendações:

Como se trata de um estudo multicêntrico, há a necessidade de envio de relatórios parciais ao Comitê.

Conclusões ou Pendências e Lista de Inadequações:

As pendências foram sanadas ou esclarecidas, portanto o projeto apto para execução.

Situação do Parecer:

Aprovado

Necessita Apreciação da CONEP:

Não

Considerações Finais a critério do CEP:

Endereço: Av. Teotônio Segurado, 1501 Sul Sala 120

Bairro: **CEP:** 77.054-970

UF: TO **Município:** PALMAS

Telefone: (633)219--8030 **Fax:** (633)219--8005 **E-mail:** etica@ceulp.edu.br; rosangeladosreis@hotmail.

CENTRO UNIVERSITÁRIO
LUTERANO DE PALMAS -
ULBRA



Continuação do Parecer: 314.923

PALMAS, 25 de Junho de 2013

Assinador por:
MÁRCIA MESQUITA VIEIRA
(Coordenador)

Endereço: Av. Teotônio Segurado, 1501 Sul Sala 120
Bairro: CEP: 77.054-970
UF: TO **Município:** PALMAS
Telefone: (633)219--8030 **Fax:** (633)219--8005 **E-mail:** etica@ceulp.edu.br; rosangeladosreis@hotmail.