

FUNDAÇÃO UNIVERSIDADE FEDERAL DE MATO GROSSO DO SUL (UFMS)
FACULDADE DE MEDICINA (FAMED)
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM SAÚDE E DESENVOLVIMENTO NA
REGIÃO CENTRO-OESTE (PPGSD)

CARLOS EDUARDO MACEDO

CONTAMINAÇÃO DE EQUIPAMENTOS E SUPERFÍCIES NA ÁREA DE
TRABALHO DE ANESTESIA DA SALA DE OPERAÇÃO

CAMPO GRANDE- MS

2022

CARLOS EDUARDO MACEDO

**CONTAMINAÇÃO DE EQUIPAMENTOS E SUPERFÍCIES NA ÁREA DE
TRABALHO DE ANESTESIA DA SALA DE OPERAÇÃO**

Dissertação apresentada ao Programa de Pós-Graduação Stricto Sensu Saúde e Desenvolvimento na Região Centro-Oeste da Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, como parte dos requisitos do título de Mestre em Saúde e Desenvolvimento na Região Centro-Oeste. Linha de Pesquisa: Avaliação de tecnologias, políticas e ações em saúde.

Orientador: Dr. Adriano Menis Ferreira.

Coorientador: Dra. Larissa da Silva Barcelos.

CAMPO GRANDE- MS

2022



Ata de Defesa de Dissertação
Programa de Pós-Graduação em Saúde e Desenvolvimento na Região Centro-Oeste
Mestrado

Aos sete dias do mês de março do ano de dois mil e vinte e dois, às oito horas, na videoconferência (à distância), da Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, reuniu-se a Banca Examinadora composta pelos membros: Adriano Menis Ferreira (UFMS), Marcelo Alessandro Rigotti (UFMS) e Valquíria da Silva Lopes (UNIRP), sob a presidência do primeiro, para julgar o trabalho do aluno: **CARLOS EDUARDO MACEDO**, CPF 33841021859, Área de concentração em Saúde e Sociedade, do Programa de Pós-Graduação em Saúde e Desenvolvimento na Região Centro-Oeste, Curso de Mestrado, da Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul, apresentado sob o título "**CONTAMINAÇÃO DE EQUIPAMENTOS E SUPERFÍCIES NA ÁREA DE TRABALHO DE ANESTESIA DA SALA DE OPERAÇÃO**" e orientação de Adriano Menis Ferreira. O presidente da Banca Examinadora declarou abertos os trabalhos e agradeceu a presença de todos os Membros. A seguir, concedeu a palavra ao aluno que expôs sua Dissertação. Terminada a exposição, os senhores membros da Banca Examinadora iniciaram as arguições. Terminadas as arguições, o presidente da Banca Examinadora fez suas considerações. A seguir, a Banca Examinadora reuniu-se para avaliação, e após, emitiu parecer expresso conforme segue:

EXAMINADOR	ASSINATURA	AVALIAÇÃO
Adriano Menis Ferreira (Interno)		Aprovado
Dr. Aires Garcia dos Santos Junior (Externo) (Suplente)	_____	_____
Dra. Elenir Rose Jardim Cury (Interno) (Suplente)	_____	_____
Dr. Marcelo Alessandro Rigotti (Externo)		Aprovado
Dra. Valquíria da Silva Lopes (Externo)		Aprovado

RESULTADO FINAL:

Aprovação

Aprovação com revisão

Reprovação

OBSERVAÇÕES:

Nada mais havendo a ser tratado, o Presidente declarou a sessão encerrada e agradeceu a todos pela presença.

Assinaturas:

Presidente da Banca Examinadora

Aluno

Dedico essa dissertação de mestrado à minha mãe, essa mulher guerreira que me ensinou tudo que eu sei e instiga minhas maiores virtudes.

AGRADECIMENTOS

No caminho para a concretização dessa dissertação encontrei pessoas maravilhosas que tornaram o árduo trabalho de construção da ciência e conhecimento, em um país com pouco incentivo, um processo de crescimento pessoal e profissional incrível.

Agradeço imensamente aos meus familiares, que sempre me incentivaram no caminho da educação transformadora, especialmente a bela flor, *Izabel Macedo*, que a vida concedeu para que fosse minha genitora. Obrigado mãe.

Agradeço ao meu companheiro pela paciência nos momentos de estresse e cansaço das longas viagens para Campo Grande, e a força para não esmorecer e desistir. Obrigado *Sandro Martins*.

Agradeço ao meu orientador, *Dr. Adriano Menis Ferreira*, grande exemplo de homem apaixonado pela ciência. Em um país, onde o incentivo é parco, ele faz e produz conhecimento que muda e melhora a sociedade. Obrigado pela paciência com as minhas particularidades profissionais que dificultaram o caminho, mas o senhor fez acontecer com perseverança e carinho.

Agradeço a minha coorientadora e grande amiga, *Dra. Larissa da Silva Barcelos*, por diversas vezes não me deixar esmorecer e desistir. Você é o exemplo de profissional de educação pública, gratuita e de qualidade que eu vou seguir por toda a minha carreira como docente.

Agradeço aos meus colegas do Serviço de Anestesia de Três Lagoas (SAT) pela paciência e apoio que permitiram com que eu cumprisse os créditos na longínqua Campo Grande. Vocês foram fundamentais nessa conquista.

RESUMO

O ambiente de saúde contaminado, incluindo áreas perioperatórias, desempenha um papel importante na transmissão de patógenos. Pacientes submetidos a anestesia geral com Ventilação Mecânica Invasiva (VMI) possuem condição de saúde variável, sendo que a contaminação do circuito respiratório e da superfície de preparo de medicação do aparelho de anestesia podem aumentar o risco de infecção cruzada. Este estudo objetivou avaliar a contaminação da superfície de preparo da medicação anestésica e do circuito respiratório e de aparelhos utilizados em anestesia geral com ventilação mecânica assistida. A pesquisa ocorreu em duas fases, sendo que na primeira colheu-se amostras microbiológicas das porções distais e proximais dos ramos inspiratórios, expiratórios, do canister do circuito respiratório e da superfície da área da medicação anestésica. Para cada circuito respiratório analisado foram colhidos três grânulos da cal sodada. Na segunda etapa o material coletado foi semeado nos meios de cultura ágar sangue, ágar chocolate, ágar MacConkey e ágar Cled, a fim de se verificar o crescimento e isolamento de microrganismos. Estipulou-se a observação das placas nos seguintes intervalos de tempo: 12h, 24h, 36h, 48h e 60h. Foram coletadas amostras 82 circuitos/superfícies que totalizaram 328 amostras microbiológicas para análise. Nossos achados apontam crescimentos dos principais microrganismos de importância patogênica nos diferentes tempos de incubação e locais de coleta de amostra (*E. coli*, *Enterococcus* spp.; *Klebsiella* spp.; *Enterobacter* spp.; *Staphylococcus aureus*; *Proteus* spp.; *Pseudomonas* spp.; *Streptococcus pneumoniae*; *Streptococcus pyogenes*; *Enterococcus faecalis* and *Neisseria gonorrhoeae*). No meio de cultura ágar Cled houve associação significativa entre os tempos de crescimento dos microrganismos em relação ao local de coleta das amostras ($P > 0,05$). Já nos demais meios de cultura o local de coleta da amostra não influenciou de forma significativa nos tempos de crescimento dos microrganismos ($P > 0,05$). Do total de 82 amostras coletadas, somente nove não apresentaram crescimento fúngico, sendo a maioria do gênero *Candida* spp. Os resultados apontam para uma desinfecção inadequada do ramo inspiratório e do ramo expiratório, e/ou o manuseio e armazenamento interno inadequado dos produtos reprocessados. A contaminação da superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo) é preocupante e destaca a importância de limpar e desinfetar as superfícies de alto toque no carinho de anestesia e na área de trabalho de anestesia entre os usos da sala de cirurgia com um desinfetante hospitalar aprovado.

Palavras-chaves: Controle de Infecções; Segurança do Paciente; Anestesia Geral; Contaminação de Equipamentos.

ABSTRACT

The contaminated healthcare environment, including perioperative areas, plays an important role in the transmission of pathogens. Patients undergoing general anesthesia with Invasive Mechanical Ventilation (IMV) have variable health conditions, and contamination of the respiratory circuit and the medication preparation surface of the anesthesia machine can increase the risk of cross-infection. This study aimed to evaluate the contamination of the anesthetic medication preparation surface and of the respiratory circuit and of devices used in general anesthesia with assisted mechanical ventilation. The research took place in two phases, the first of which was to collect microbiological samples from the distal and proximal portions of the inspiratory and expiratory branches, from the canister of the respiratory circuit and from the surface of the anesthetic medication area. For each breathing circuit analyzed, three granules of soda lime were collected. In the second step, the collected material was seeded in blood agar, chocolate agar, MacConkey agar and Cled agar, in order to verify the growth and isolation of microorganisms. The observation of the plates was stipulated at the following time intervals: 12h, 24h, 36h, 48h and 60h. Eighty-two circuits/surfaces were collected, totaling 328 microbiological samples for analysis. Our findings point to the growth of the main microorganisms of pathogenic importance at different incubation times and sample collection sites (*E. coli*, *Enterococcus* spp.; *Klebsiella* spp.; *Enterobacter* spp.; *Staphylococcus aureus*; *Proteus* spp.; *Pseudomonas* spp.; *Streptococcus pneumoniae*; *Streptococcus pyogenes*; *Enterococcus faecalis* and *Neisseria gonorrhoeae*). In the Cled agar culture medium, there was a significant association between the growth times of the microorganisms in relation to the place where the samples were collected ($P > 0.05$). In the other culture media, the sample collection location did not significantly influence the growth times of microorganisms ($P > 0.05$). Of the total of 82 samples collected, only nine showed no fungal growth, most of them from the genus *Candida* spp. The results point to inadequate disinfection of the inspiratory and expiratory branches, and/or inadequate handling and internal storage of reprocessed products. Surface contamination of the anesthetic medication area (prior to preparation) is of concern and highlights the importance of cleaning and disinfecting high-touch surfaces in the anesthesia care and anesthesia work area between operating room uses with a disinfectant. approved hospital.

Key words: Infection Control; Patient Safety; General Anesthesia; Equipment contamination.

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

IRAS	Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde
EUA	Estados Unidos da América
PAVM	Pneumonia Associada à Ventilação Mecânica
UTI	Unidades de Terapia Intensiva
VMI	Ventilação Mecânica Invasiva
SARS-CoV-2	<i>Severe Acute Respiratory Syndrome Coronavirus 2</i>
CC	Centro Cirúrgico
SUS	Sistema Único de Saúde
UFMS	Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
FTCU	Filtros Trocadores de Calor e Umidade

SUMÁRIO

1 INTRODUÇÃO	9
2 REVISÃO DE LITERATURA.....	13
2.1 Componentes do aparelho de anestesia	13
2.2 A importância das superfícies na prevenção e controle das infecções relacionadas a assistência à saúde	16
2.3 As superfícies da área de trabalho do anestesista e a segurança do paciente	17
3 OBJETIVOS	21
3.1 Objetivo geral.....	21
3.2 Objetivos específicos.....	21
4 MATERIAIS E MÉTODOS	23
4.1 Delineamento e local do estudo.....	23
4.2 Amostra e procedimentos específicos	23
4.3 Coleta de dados	25
4.4 Análise estatística.....	28
5. RESULTADOS	30
6 DISCUSSÃO	44
7 CONCLUSÃO.....	50
REFERÊNCIAS.....	51
ANEXO I.....	58

INTRODUÇÃO

1 INTRODUÇÃO

As superfícies ambientais contaminadas dos serviços de saúde podem contribuir para a transmissão de infecção no ambiente de saúde. Superfícies ambientais em quartos hospitalares de pacientes colonizados e/ou infectados são frequentemente contaminadas com patógenos associados à assistência à saúde.

Esses patógenos podem permanecer viáveis em superfícies secas por períodos prolongados e assim colaborar com a cadeia epidemiológica de transmissão. É sabido, por exemplo, que o *Staphylococcus aureus*, importante patógeno associado a infecções em serviços de saúde, pode sobreviver de 7 dias a 7 meses, enquanto o *Enterococcus* spp de 5 dias a 4 meses, período semelhante ao *Clostridioides difficile* (KRAMER; SCHWEBKE; KAMPF, 2006).

O ambiente de saúde contaminado, incluindo áreas perioperatórias, desempenha um papel importante na transmissão de patógenos (SHARMA et al., 2020). Pacientes admitidos em um quarto previamente ocupado por um paciente colonizado e/ou infectado por um patógeno associado à assistência médica têm maior probabilidade de adquirir patógenos multirresistentes (MDR) (WEBER; ANDERSON; RUTALA, 2013). Estudos descrevem que as práticas de limpeza em salas de cirurgia (SOs) e áreas de trabalho de anestesia são inadequadas; portanto, as superfícies ambientais permanecem contaminadas com patógenos (SHARMA et al., 2020; WEBER; ANDERSON; RUTALA, 2013). A remoção de patógenos MDR das superfícies do ambiente nas salas cirúrgicas é essencial para minimizar o risco de infecções relacionadas a assistência a saúde (IRAS). Estas são consideradas grande problema de saúde pública, visto que contribuem para o aumento das taxas de morbidade e mortalidade bem como elevam o período de internação dos pacientes acometidos por estes agravos, tornando o cuidado em saúde mais trabalhoso e oneroso aos cofres públicos devido aos custos adicionais que geram (BRASIL, 2013; FROTA, 2013).

O paciente cirúrgico é particularmente vulnerável, por estar com feridas abertas expostas ao meio ambiente, por isso o potencial de transmissão microbiana cruzada clinicamente significativa no ambiente intraoperatório representa uma ameaça à segurança do paciente. Estudos apontam que a contaminação na área de trabalho de anestesia, incluindo o carrinho de anestesia, torneiras, máscaras laríngeas e lâminas de laringoscópio, telas sensíveis ao toque e teclados, bem como nas mãos dos profissionais, pode resultar em transmissões, infecções associadas à assistência à saúde, e aumento do risco de mortalidade do paciente (REICHMAN; GREENBERG, 2011; ROCHA et al., 2008).

Entre as varias formas que as IRAS podem se apresentar, a Pneumonia Associada a Ventilação Mecânica (PAVM) é considerada a segunda infecção mais frequente em Unidades de Terapia Intensiva (UTIs) norte-americanas e a mais frequente em UTIs europeias. No Brasil, em que pese a ausência de dados nacionais e multicêntricos, experiências pontuais demonstram a PAVM como a infecção mais frequentes dentro dos hospitais (FROTA, 2013; BRASIL, 2017).

A PAVM caracteriza-se como uma doença infecciosa de diagnóstico impreciso e multicausal, sendo que estas características permitem divergências relacionada ao diagnóstico, tratamento e medidas preventivas resultando, portanto, em práticas diversas e não embasadas em dados de literatura (FROTA, 2013; BRASIL, 2017). Embora o maior fator de risco para PAVM seja a intubação prolongada, estudo realizado por Rezoagli *et al.* (2017) em ovinos demonstrou que, apenas, vinte e quatro horas de intubação em Ventilação Mecânica Invasiva (VMI) propiciam colonização patogênica significativa das vias aéreas inferiores. Sendo assim, infere-se que a intubação orotraqueal realizada durante cirurgias que demandam anestesia geral, também possam ser um fator de risco para o surgimento de PAVM.

A pneumonia apresenta taxa de letalidade elevada, variando entre 33% e 71%, e pode ser relacionada a 86% dos casos de pacientes em uso de ventilação mecânica (CABRAL *et al.*, 2020). Acredita-se que 15% das IRAS, que ocorrem em ambiente hospitalar, sejam pneumonias que podem contribuir para o aumento do tempo de permanência dos pacientes, cerca de 6,1 dias. Os dados demonstram que pacientes intubados possuem de 7 a 21 vezes mais risco de desenvolver pneumonia durante a internação, quando comparados com pacientes não intubação (BARROS *et al.*, 2019).

Estudos indicam que mesmo após a aplicação dos protocolos de limpeza/desinfecção de alto nível, com imersão em glutaraldeído a 2% por trinta minutos, os circuitos respiratórios e as superfícies do carrinho de anestesia encontram-se contaminados por bactérias (PINTO; ROMERO; BRUNO-NETO, 1999; STABILIE *et. al.*, 1998; DUBLER *et. al.*, 2016). Pesquisa realizada por Body e Philip (2000) evidenciou a presença de bactérias Gram-negativas das espécies *Flavobacterium* e *Pseudomonas* nos líquidos acumulados no circuito respiratório do equipamento de anestesia. Já Heinsen, Bendtsen e Fomsgaard (2000) relatam um caso de transmissão de hepatite C que pôde ser associado a reutilização do circuito respiratório do aparelho de anestesia.

Diante das evidências encontradas e sabendo-se que os pacientes submetidos a anestesia geral com VMI possuem condição de saúde variável, infere-se que a contaminação do circuito respiratório e da superfície de preparo de medicação do aparelho de anestesia

aumenta o risco de infecção cruzada devido a reinalação de gases durante o período intraoperatório, podendo causar colonização das vias aéreas superiores (MESSIKA; LA COMBE; RICARD, 2018).

No entanto, ainda existem lacunas sobre o nível de contaminação das salas cirúrgicas e de alguns equipamentos, principalmente a superfície de preparo da medicação anestésica e do circuito respiratório e de aparelhos utilizados na anestesia em geral. Estudos (BODY; PHILIP, 2000) já apontam para a presença de bactérias Gram-negativas nos líquidos acumulados no circuito respiratório do equipamento de anestesia.

Além disso, as políticas de prevenção e controle de infecções específicas para cuidados de anestesia no centro cirúrgico não são universais; auditorias de práticas de prevenção de infecções não são rotineiras; e, conseqüentemente, os provedores podem não ter clareza sobre as práticas e comportamentos esperados.

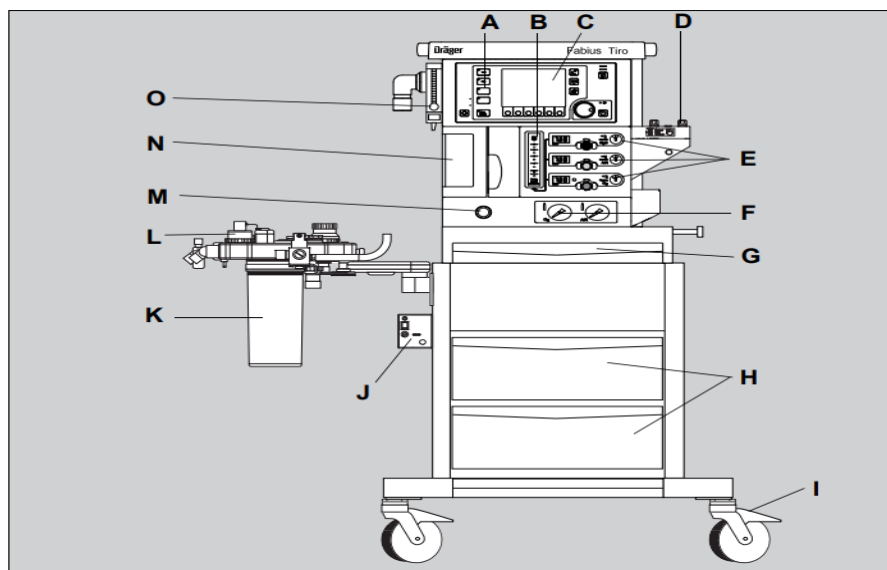
2 REVISÃO DE LITERATURA

2.1 Componentes do aparelho de anestesia

O aparelho de anestesia (Figura 1), também conhecido como Estação de Trabalho de Anestesia, possui como função básica a administração de gases, durante a indução anestésica inalatória, e, geralmente, possui os seguintes componentes: sistema de condução de gases, chamado sistema circular respiratório, vaporizador(es), ventilador mecânico, sistema antipoluição e diferentes monitores, que mensuram as condições fisiológicas do paciente.

A integração destes componentes, permite realizar, simultaneamente, a monitorização do fluxo de gases e a pressão, volume e capacidade respiratórias. Os itens do aparelho de anestesia envolvem desde estruturas de funcionamento pneumáticas a complexas estruturas mecânicas/eletrônicas, além de componentes microprocessados, todos estes com a função de aumentar a segurança do paciente anestesiado.

Figura 1 – Visão frontal do aparelho de anestesia.



- | | |
|---|--|
| A Painel de controle do ventilador (definições dos parâmetros de ventilação e monitoramento das vias aéreas) | H Gavetas |
| B Tubo de fluxo total | I Freio de bloqueio |
| C Tela | J Unidade de energia elétrica para o aquecimento do sistema de respiração COSY* |
| D Suporte do vaporizador | K Absorvedor de CO ₂ |
| E Fornecimento de gás fresco | L Sistema de respiração compacto (COSY) |
| F Manômetro dos cilindros de gás (O ₂ , Ar, ou N ₂ O) | M Descarga de O ₂ |
| G Bandeja | N Ventilador |
| | O Fornecimento complementar de O ₂ para insuflação de O ₂ * |

* opcional

Fonte: https://www.draeger.com/Products/Content/IfU_Fabius_Tiro_SW_3n_9054616.pdf

A função dos circuitos ventilatórios é liberar gases anestésicos e oxigênio para o paciente e remover o dióxido de carbono. Os sistemas respiratórios utilizados em anestesia são, basicamente, formados por válvulas unidirecionais para influxo e efluxo de gases, tubulação corrugada inspiratória e expiratória, conector em Y, válvula de escape/segurança e recipiente (canister) contendo o absorvedor de dióxido de carbono (cal soldada) (Figura 2).

Figura 2 – Visão lateral do aparelho de anestesia.



Fonte: arquivo pessoal

O sistema circular respiratório melhora a eficiência da distribuição de gás anestésico, por meio da reciclagem de gás que é expirado do paciente e, assim, reduz a quantidade de fluxo de gás fresco necessário. O fluxo de gás fresco deixa a máquina de anestesia e vai até o paciente, através de uma válvula de direção única. Quando ocorre a expiração, os gases exalados do paciente passam, através de uma válvula de via única para a válvula APL, em seguida, para a bolsa reservatório, ou ventilador. Antes deste gás expirado ser misturado ao fluxo de gás fresco e entregue novamente ao paciente, ele passa pela cal sodada que tem a função de absorver o dióxido de carbono.

um importante efeito citolítico no contato com microorganismo com o grânulo da cal sodada (ARAI; AZEVEDO, 2011)

2.2 A importância das superfícies na prevenção e controle das infecções relacionadas a assistência à saúde

A contaminação ambiental é considerada um fator importante na cadeia epidemiológica de transmissão de microrganismos patogênicos, que podem levar a ocorrência de IRAS (FERREIRA *et al.*, 2015). A prevenção de IRAS envolve considerar o impacto do ambiente na transmissão de microrganismos epidemiologicamente relevantes, como norovírus, *Staphylococcus aureus* resistente à metilina, *Enterococcus spp* resistente à vancomicina, *Acinetobacter spp.* e outros patógenos. Quando se trata de estabelecimentos de saúde, essa afirmação torna-se ainda mais relevante, exigindo que a limpeza e desinfecção de superfícies seja planejada de forma sistemática e cuidadosa para prevenir a infecção e favorece a segurança do paciente dentro dos serviços de saúde (OLIVEIRA *et al.*, 2020).

Nos últimos anos, tem havido crescente interesse da comunidade científica em estudar superfícies de hospitais e outros locais que prestam cuidado em saúde, a fim de identificar os patógenos mais frequentes, nestes locais, e colaborar na construção de diretrizes que minimizem a disseminação destes.

Rutala e Weber (2004), demonstraram em seu estudo que superfícies limpas e desinfetadas tem redução de, aproximadamente, 99% dos microrganismos, ao passo que locais que são apenas limpos os reduzem em 80% a carga microbiana. As superfícies são consideradas fator de baixo risco para transmissão de agentes patogênicos, entretanto é inegável que contribuem na contaminação cruzada, visto que podem infectar as mãos dos profissionais de saúde e fômites utilizados no cuidado direto ao paciente (BRASIL, 2012).

A Organização Mundial de Saúde (OMS), classifica a oferta de cuidados não seguros como uma das limitações na prestação de cuidados, sendo que, neste contexto, minimizar as IRAS é uma das prioridades na garantia da segurança do paciente (PADOVEZE; FIGUEIREDO, 2014). Acredita-se, ainda, que a quantidade de equipamentos utilizados em hospitais e a baixa adesão a higienização simples das mãos facilitam a disseminação dos agentes patogênicos do paciente/equipamento para as superfícies inanimadas, geralmente pela frequência de toque pelos profissionais de saúde, pacientes e seus familiares (PADILHA, 2014).

Além dos fatores citados, infere-se que as superfícies dos ambientes de cuidado em saúde podem ser contaminadas, também pela ausência do emprego de técnicas básicas de

assepsia e antissepsia, pelos profissionais de saúde, manutenção de superfícies úmidas, empoeiradas e com condições precárias de revestimentos, manutenção de matéria orgânica nas superfícies e ausência de estruturas física e material para avaliação da limpeza e desinfecção das superfícies (RODRIGUES, 2014).

Desta forma, há de se considerar que a carga de agentes patogênicos presente nas superfícies, pode ser reduzida, de maneira significativa, utilizando-se protocolos de limpeza e desinfecção que, priorizem, a descontaminação de superfícies frequentemente tocadas (CARLING *et al.*, 2010).

Recentemente, o papel das superfícies ambientais na propagação de microrganismos tem ganhado destaque devido a pandemia ocasionada pelo coronavírus - *Severe Acute Respiratory Syndrome Coronavirus 2* (SARS-CoV-2). O referido vírus é transmitido de pessoa a pessoa, sendo que sua disseminação pode ocorrer por meio de gotículas, mãos ou superfícies contaminadas. Além disso, evidências tem indicado que o SARS-CoV-2 persiste ativo em superfícies inanimadas como metal, vidro ou plástico por até nove dias, porém a limpeza e desinfecção, com agentes biocidas adequados, podem inativá-lo (BHARDWAJ; AGRAWAL, 2020; OLIVEIRA; LUCAS; IQUIAPAZA, 2020).

Também destaca-se que as infecções fúngicas são de enorme importância no cenário das doenças nosocomiais em instituições de saúde, com taxas crescentes de morbimortalidade. Fungos transmitidos pelo ar, água e/ou alimentos podem contaminar as superfícies corporais e permanecer no ambiente hospitalar por mais tempo que bactérias, favorecendo o risco de doenças infecciosas. Diversos fungos como oportunistas ou patógenos primários são agentes frequentes, principalmente a espécie *Candida* spp. e *Aspergillus* spp (CAETANO, *et al.*, 2021).

Sendo assim, observa-se que as superfícies ambientais do ambiente hospitalar, atualmente, são consideradas importantes reservatórios de microrganismos o que torna relevante e necessário estudos que demonstrem formas de prevenção de qualquer propagação adicional de microrganismos no ambiente de saúde.

2.3 As superfícies da área de trabalho do anestesista e a segurança do paciente

Define-se como Centro Cirúrgico (CC) o conjunto de recursos estruturais, humanos e materiais destinados a realização de atividades cirúrgicas e a recuperação de pacientes no pós-operatório imediato (MINISTÉRIO DA SAÚDE, 1977). Devido a complexidade e a peculiaridade do ambiente cirúrgico, este exige cuidados de excelência no que se refere as práticas de prevenção e controle de infecções, tais como desinfecção de alto nível e

esterilização, com o objetivo de reduzir o risco de surgimento de qualquer tipo de infecção em pacientes no pós-operatório (REZENDE et.al., 2018).

A manipulação de grandes quantidades de fluídos corporais tanto pela equipe médica quanto pela equipe de enfermagem, torna mais possível a contaminação de equipamentos não críticos, tais como monitores cardíacos, laringoscópios, máscaras laríngeas, oxímetros e o aparelho de anestesia. Desta forma, a sala cirúrgica pode ser considerada um local com alto potencial para transmissão cruzada de microrganismos, clinicamente significantes, o que a torna uma ameaça à segurança do paciente cirúrgico (MUNOZ-PRICE et.al., 2018; BRANCH; AMIRI, 2020).

A manipulação de grandes quantidades de fluídos corporais tanto a equipe médica quanto a equipe de enfermagem estão suscetíveis a contaminar, mais facilmente, equipamentos não críticos, tais como monitores cardíacos, laringoscópios, máscaras laríngeas, oxímetros e o aparelho de anestesia. Desta forma, a sala cirúrgica pode ser considerada um local com alto potencial para transmissão cruzada de microrganismos, clinicamente significantes, o que a torna uma ameaça à segurança do paciente cirúrgico (MUNOZ-PRICE et.al., 2018; BRANCH; AMIRI, 2020).

A manutenção de um ambiente asséptico, dentro das salas cirurgias é um desafio, visto que estas possuem uma quantidade significativa de objetos e equipamentos inanimados, com superfícies suscetíveis ao acúmulo de sangue, secreções e outros fluidos corporais. A contaminação ambiental, nestes locais, ocorre quando o sangue dos pacientes, ou outros fluidos corporais, entram em contato com as superfícies dos equipamentos e quando os profissionais de saúde tocam as superfícies e manuseiam os equipamentos na sala de cirurgia, sem realizar a higienização das mãos (BRANCH; AMIRI, 2020).

Surtos de IRAS, em ambiente hospitalar, têm sido relacionados a superfícies contaminadas e a práticas de limpeza e desinfecção inadequadas. Neste sentido, acredita-se que o aparelho de anestesia e a área de trabalho do médico anestesista podem funcionar como reservatório de microrganismos e, conseqüentemente, colaborar para ocorrência de infecção cruzada.

Estudo desenvolvido em ambiente simulado utilizou corante e luz ultravioleta para retratar e rastrear a contaminação de superfícies da área de trabalho do médico anestesista. Durante as induções anestésicas simuladas, realizadas por anestesistas atuantes, verificou-se que o corante foi espalhado da boca do manequim para os componentes do aparelho de anestesia (circuitos do ventilador mecânico, interruptores, mostradores do vaporizador, medidores de

fluxo, bolsa reservatório), para os frascos de medicamentos, para cateteres venosos periféricos e para o rolo de fita usado para prender o tubo orotraqueal (BIDDLE et. al., 2016).

Em outro estudo simulado, estudiosos também revestiram o interior da boca do manequim com marcador fluorescente e, posteriormente, analisaram as superfícies da sala operatória. Foi possível detectar o marcador no cabo e na lâmina do laringoscópio, na mesa operatória, na válvula de oxigênio e em todas as superfícies do aparelho de anestesia (circuito respiratório, gavetas e superfície de preparação de medicamentos), sendo que os autores concluíram que as mãos dos anestesistas podem atuar como vetores e contribuir para a disseminação de microrganismos na sala operatória (BIRNBACH et. al., 2015).

Em uma avaliação sobre a contaminação do circuito respiratório do aparelho de anestesia, com material colhido de dentro do ramo expiratório e do ramo inspiratório do circuito ventilatório do aparelho de anestesia, que já haviam sido anteriormente lavados com sabão e água não estéreis, bem como a desinfecção com hipoclorito de sódio 1% e ainda a adequada secagem com jatos de ar comprimido e armazenagem sem embalagem, percebeu-se que as amostras colhidas antes e após o uso em anestésias gerais, em sistema circular valvular apresentaram crescimento bacteriano. Esse crescimento foi identificado em todos os grupos, no entanto destaca-se que nas traquéias consideradas limpas o crescimento foi da ordem de 35,5% e enquanto nas traquéias utilizadas o crescimento bacteriano foi de 40%, o que é surpreendente. Por outro lado, no grupo de amostra colhida no interior do ramo inspiratório houve o crescimento de Gram-negativas associadas a infecções pulmonares (ARAI; AZEVEDO, 2011; STABILE; CICARELI; COL, 1998).

Diante destes achados, é possível observar que a contaminação das superfícies da estação de trabalho do médico anestesista pode desencadear transmissão bacteriana, durante o processo intraoperatório, o que implica negativamente na segurança do paciente cirúrgico e podem levar a infecções pós-operatórias (HOPF, 2015). Além disso, as infecções cruzadas, advindas de transmissão bacteriana intraoperatória, também podem ser associadas a contaminação ambiental residual, sugerindo que pode ocorrer transmissões de microrganismos de um paciente para outro na sala de cirurgia (LOFTUS; KOFF; BIRNBACH, 2015).

Outro aspecto a ser considerado, é a ausência de uma padronização universal específicas para procedimentos anestésicos em CC o que não permite uma análise sistemática e frequente das práticas de prevenção e controle de infecções realizadas por médicos anestesistas nas salas operatórias. Portanto, acredita-se que a padronização de procedimentos e a limpeza e desinfecção ambiental das superfícies da área de trabalho do médico anestesia sejam

estratégias chaves para minimizar riscos e garantir a segurança de pacientes durante o procedimento cirúrgico.

OBJETIVOS

3 OBJETIVOS

3.1 Objetivo geral

Avaliar a contaminação da superfície de preparo da medicação anestésica e do circuito respiratório e de aparelhos utilizados em anestesia geral com ventilação mecânica assistida.

3.2 Objetivos específicos

- Avaliar a contaminação da cal sodada, do canister, dos ramos inspiratório e expiratório do circuito respiratório do aparelho de anestesia;
- Avaliar a contaminação da superfície da área de preparo da medicação anestésica antes da anestesia.

MATERIAIS E MÉTODOS

4 MATERIAIS E MÉTODOS

4.1 Delineamento e local do estudo

Estudo observacional, prospectivo com abordagem quantitativa realizado no CC de um hospital filantrópico, de média complexidade, localizado no município de Três Lagoas, região leste do Estado de Mato Grosso do Sul.

A instituição, cenário desta pesquisa, possui 188 leitos ativos, sendo 60% destinados ao Sistema Único de Saúde (SUS), tem sido utilizada há mais de vinte anos como campo de ensino, pesquisa e extensão por alunos da Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul (UFMS) e é referência para o bolsão sul-mato-grossense, atendendo os seguintes municípios: Água Clara, Aparecida do Taboado, Bataguassu, Brasilândia, Cassilândia, Inocência, Paranaíba, Santa Rita do Pardo, Selvíria e Três Lagoas. O CC da referida instituição possui 04 (quatro) salas que funcionam das 07h às 20h para atendimento de cirurgias eletivas e ininterruptamente para o atendimento de cirurgias de urgência/emergência.

4.2 Amostra e procedimentos específicos

O estudo não envolveu seres humanos, apenas superfícies que compõe a área de trabalho do médico anestesista (aparelho de anestesia e superfície de preparação de medicamentos). Antes da pandemia causada pela Covid-19, estima-se que no hospital onde ocorreu o estudo, mensalmente eram realizadas entre quatrocentos e quinhentos procedimentos cirúrgicos, sendo que deste, aproximadamente, cento e cinquenta utilizavam VMI. A coleta de dados, deste estudo, ocorreu durante a pandemia de Covid-19 o que impactou diretamente na amostra final obtida.

O hospital estudado não possui protocolo de troca do circuito respiratório do aparelho de anestesia, sendo que alguns equipamentos contam com Filtros Trocadores de Calor e Umidade (FTCU) e outros não. Os aparelhos que não utilizam FTCU têm os circuitos respiratórios trocados a cada cirurgia que utiliza VMI. Já os aparelhos que possuem filtro, somente o filtro é trocado a cada procedimento.

Outro aspecto a ser considerado é que na instituição as normas e rotinas para processamento do circuito respiratório do aparelho de anestesia não é realizado por um único método. Como regra geral, são utilizadas autoclave (calor úmido) a 121°C e/ou a 134°C ou Lavadora termodesinfectora automática que realiza a desinfecção de alto nível.

Quanto a troca dos componentes entre a saída do gás comum e o paciente (tubos corrugados, do ramo inspiratório e ramo expiratório do circuito, peça em Y e conectores) só é realizado quando não se utiliza filtro bacteriano em anestesia geral inalatória. Cabe destacar, que esse filtro é colocado entre o equipamento de anestesia e as vias aéreas do paciente e com a finalidade de prevenção de pneumonias pós-operatórias.

Quanto a troca da cal sodada, a mesma é apenas realizada após a observação do padrão de retenção de CO₂ à capnografia e/ou pela mudança de cor do branco para a cor violeta.

Foram considerados elegíveis para colheita de material microbiológico os circuitos respiratórios e as superfícies da área de preparação de medicação anestésica utilizados em cirurgias com indicação de anestesia geral com VMI. Optou-se por incluir estas superfícies neste estudo, pelos motivos que seguem:

1. área de preparação de medicamentos anestésicos – altamente tocada; as medicações devem ser preparadas de maneira asséptica, sendo que a superfície de preparação destas deve estar livre de microrganismos patogênicos.

Figura 4 – Superfície de preparação da medicação anestésica.



Fonte: arquivo pessoal

2. extremidades dos circuitos respiratórios, canister e a cal soldada – superfícies pouco tocadas, porém o sistema ventilatório do aparelho de anestesia é do tipo semiaberto, ou seja, o ar expelido pelo paciente recircula pelos componentes citados e volta para os pulmões do paciente o que pode levar a contaminação do indivíduo caso haja agentes patogênicos nestes locais.

Figura 5 – Superfícies do aparelho de anestesia.



Fonte: arquivo pessoal

Foram excluídos da coleta de dados os circuitos respiratórios e as superfícies de preparo de medicamentos utilizados em cirurgias com pneumopatia diagnosticada previamente e/ou utilizados em intubações orotraqueais realizadas fora do CC. Após aplicados os critérios de inclusão e exclusão foi possível coletar os dados de 82 circuitos/superfícies que totalizaram 328 amostras microbiológicas para análise.

4.3 Coleta de dados

Os dados foram coletados, em duas etapas, durante os meses de agosto e setembro de 2020. Ressalta-se que a coleta de dados ocorreu durante a pandemia de Covid-19, causada pelo SARS-CoV-2, sendo que neste período muitas cirurgias eletivas foram suspensas o que impactou, negativamente, no número total de amostras coletadas neste estudo. Além disso, os pesquisadores tiveram dificuldades de acesso, durante um período, ao CC devido as restrições sanitárias vigente na época.

Etapa I: foram colhidas amostras da porção distal do ramo inspiratório, antes da

anestesia, da porção distal do ramo expiratório, após anestesia, do canister do circuito respiratório, ao término da anestesia, e da superfície da área de medicação anestésica, antes do preparo, seguindo o protocolo de procedimentos recomendado por Arai e Azevedo (2011). Inicialmente, os pesquisadores questionaram ao responsável pela sala cirúrgica se a troca das traqueias do aparelho de anestesia foi realizada, sendo a coleta iniciada apenas em caso afirmativo.

As amostras foram colhidas realizando-se fricção circular do *swab* de algodão estéril, embebido em solução fisiológica estéril, em toda superfície interna das traqueias até onde a haste do *swab* alcançava. No canister a fricção do *swab* de algodão estéril foi realizada nas paredes internas deste dispositivo também utilizando-se movimentos circulares (ARAI; AZEVEDO, 2011). Ressalta-se que *swabs* diferentes foram utilizados para coleta de amostras do ramo inspiratório, ramo expiratório, do canister e da superfície da área da medicação anestésica.

Ao término da fricção, de cada um dos componentes do circuito respiratório do aparelho de anestesia, a tampa pré-moldada do tubo de transporte, que compõe o *swab*, foi removida e o cotonete de algodão submerso no meio de transporte de *Stuart*. O tubo de transporte, então, foi identificado com data, nome da superfície coletada e um número que representava a coleta. Para cada circuito respiratório analisado colheu-se, após o procedimento cirúrgico, três grânulos da cal sodada que foram armazenados em saco plástico estéril, de 60ml com tarja, e lacrados. Os sacos plásticos receberam uma etiqueta de identificação com data e o número de representação da coleta (ARAI; AZEVEDO, 2011).

Figura 6 – Tubos de transporte, contendo meio de transporte de *Stuart*, e placas de Petri contendo os meios de cultura ágar sangue, ágar chocolate, ágar MacConkey e ágar Cled.



Fonte: arquivo pessoal

Todas as amostras foram acondicionadas em caixa para transporte de amostra biológica, lavável, resistente à desinfecção e portando a identificação de “Infectante” ou “Risco Biológico”. Posteriormente, estas foram levadas até o Laboratório de Microbiologia e Genética Molecular, localizado na Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul/Campus de Três Lagoas para serem processadas. Para realizar as coletas na Etapa I o responsável pelas mesmas utilizou máscara do tipo N95, devido a pandemia da Covid-19, e luvas de procedimento não-estéreis para auxiliaram a evitar contaminação externa.

O meio de transporte escolhido para o transporte das amostras até o laboratório de microbiologia foi o de *Stuart*, que se caracteriza como um meio semi-sólido e contém em sua composição tioglicolato, fosfato de glicerol e cloreto de sódio e embora não tenha meio nutritivo é capaz de preservar a viabilidade da maioria dos patógenos. Devido a desuniformidade dos componentes estudados, não se definiu superfície mínima e/ou máxima para colheita, sendo a fricção realizada até onde a haste do *swab* alcançava.

Etapa II: esta etapa ocorreu no Laboratório de Microbiologia e Genética Molecular, localizado na UFMS /Câmpus de Três Lagoas, onde o material coletado foi semeado em meios de cultura para crescimento e isolamento de microorganismos. Neste estudo utilizou-se os seguintes meios de cultura: ágar sangue, ágar chocolate, ágar MacConkey e ágar Cled. No laboratório, o meio de cultura utilizado para o transporte das amostras foi homogeneizado e com o auxílio de uma pipeta automática, com ponteira descartável, distribuído nas placas de Petri, contendo os meios de cultura para diferenciação dos microorganismos. Posteriormente,

com o auxílio de uma alça bacteriológica plástica e estéril a semeadura foi realizada por meio do estriamento sucessivo. As placas foram, então, identificadas com data, nome da superfície coletada, número que representava a coleta e incubadas em estufa bacteriológica a 37° C.

Figura 7 – Placa de Petri contendo meio de cultura ágar chocolate com crescimento de microrganismo.



Fonte: arquivo pessoal

Estipulou-se a observação das placas nos seguintes intervalos de tempo: 12h, 24h, 36h, 48h e 60h. Foi utilizado um contador de colônias eletrônico para auxiliar na leitura das placas.

4.4 Análise estatística

Os dados coletados foram submetidos à codificação apropriada e digitados em banco de dados, mediante a elaboração de um dicionário de códigos na planilha do EXCEL.

Tendo em vista que o objetivo principal da pesquisa era avaliar as possíveis diferenças entre os locais de coleta das amostras, as análises estatísticas foram realizadas por tipo de meio de cultura. Em um primeiro momento, os tempos de crescimento dos microrganismos foram analisados de acordo com o local de coleta da amostra microbiológica e em um segundo momento, utilizando-se o teste *qui-quadrado* com nível de significância $P < 0,05$, os microrganismos identificados puderam ser relacionados com o local de coleta da amostra.

Realizou-se, ainda, análise univariada, o teste de Shapiro-Wilk e, quando possível, a análise de correspondência que é uma ferramenta multivariada que analisa todas as variáveis de forma conjunta, a fim de otimizar o perfil exploratório dos dados.

RESULTADOS

5. RESULTADOS

Foram coletadas 82 amostras para avaliação microbiológica de quatro locais diferentes. O material coletado, de cada uma das superfícies, foi distribuído em quatro diferentes meios de cultura, sendo estes: ágar Cled, ágar McConkey, ágar sangue e ágar chocolate. Após o repique das amostras nos diferentes meios de cultura obteve-se um total de 328 análises.

O tempo médio dos procedimentos cirúrgicos que utilizaram VMI e serviram de parâmetro para coleta de dados deste estudo foi de 96,34 minutos (cerca de 1 hora e 36 minutos) com desvio padrão de 36,52 minutos e mediana de 96 minutos. O tempo mínimo cirúrgico foi de 38 minutos e o máximo de 311 minutos. Os dados do tempo de cirurgia não seguiram normalidade ($P < 0,010$) pela aplicação do teste de Shapiro-Wilk. Houve a presença de valores discrepantes superiores (*outliers*), sendo representados pelos tempos de 161 minutos e 311 minutos.

A Tabela 1 demonstra que a gastroplastia para obesidade mórbida (10,98%), seguida da colecistectomia, da hérnia incisional local e da herniorrafia (8,54%) foram as cirurgias de maior frequência de ocorrência. O procedimento cirúrgico com menor ocorrência foi a osteossíntese de cotovolelo (1,22%).

Tabela 1. Percentual referente ao tipo de cirurgia realizado no estudo (n=82). Três Lagoas, MS, 2020.

Tipo de cirurgia	n	%
Acromioplastia videoartroscópica	3	3,66
Amidalectomia	4	4,88
Artrodese da coluna com instrumentação	2	2,44
Colecistectomia	7	8,54
Exerese de tumor benigno	3	3,66
Gastroplastia para obesidade mórbida	9	10,98
Glossectomia	4	4,88
Hérnia incisional local	7	8,54
Herniorrafia	7	8,54
Laparotomia exploratória	3	3,66
Mamoplastia de aumento	7	8,54
Osteossíntese de cotovelo	1	1,22
Ressecção de mama	6	7,32
Segmentectomia	4	4,88
Septoplastia por videoendoscopia	2	2,44
Terceiro ventriculostomia	3	3,66
Tireoidectomia	4	4,88
Ureterorenolitotripsia a laser	3	3,66
Video colecistectomia	3	3,66

As análises estatísticas foram realizadas de acordo com o meio de cultura utilizado, sendo que em um primeiro momento os tempos de crescimento dos microrganismos foram analisados de acordo com o local de coleta da amostra microbiológica e em um segundo momento, os microrganismos foram identificados e relacionados com o local de coleta da amostra do estudo.

A Tabela 2 demonstra os percentuais de ocorrência de microrganismos que cresceram no meio de cultura ágar Cled, de acordo com os tempos de avaliação definidos e o local da coleta.

Tabela 2. Percentuais de ocorrência de microrganismos no meio de cultura Cled em relação ao tempo de crescimento e ao local de análise (n=82). Três Lagoas, MS, 2020.

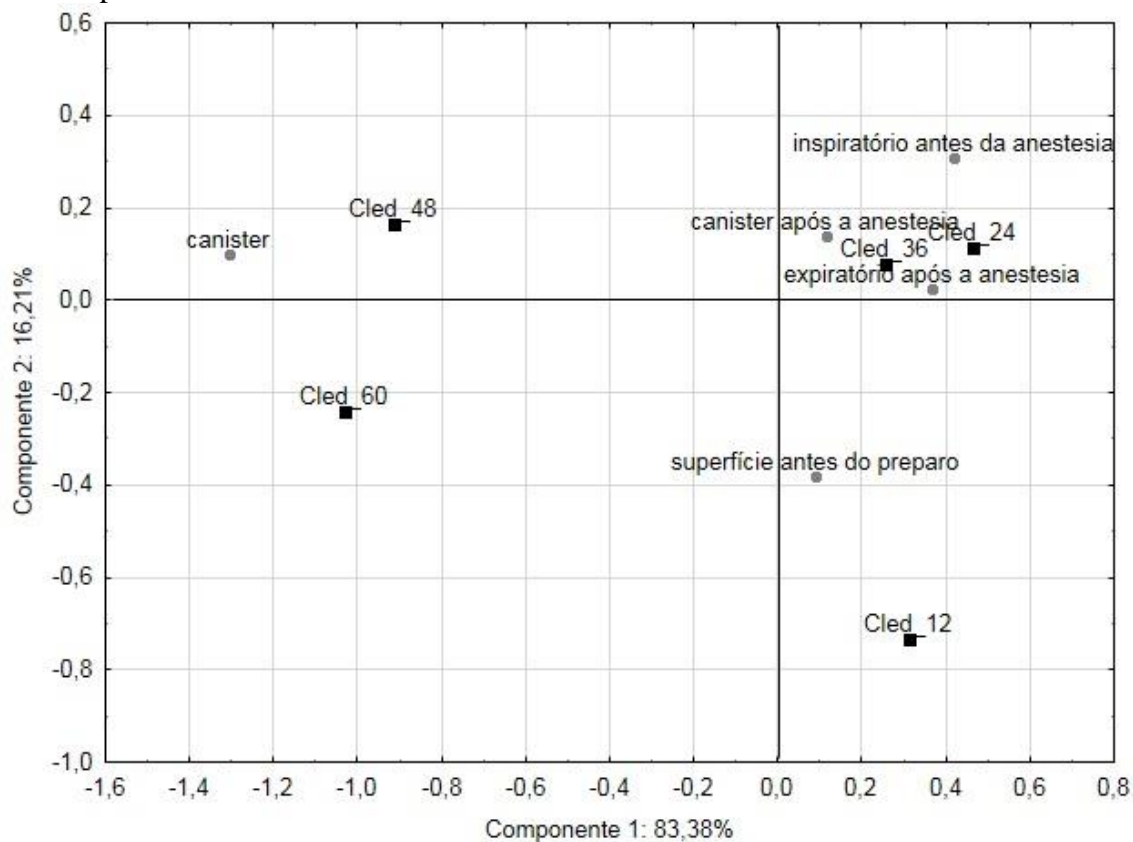
Tempos de crescimento	Porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia	Porção distal do ramo expiratório após da anestesia	Canister do circuito respiratório ao término da anestesia	Superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo)	Cal soldada
12 horas	1 (2,70%)	4 (10,53%)	2 (6,06%)	10 (19,23%)	0 (0,00%)
24 horas	14 (37,84%)	14 (36,84%)	10 (30,30%)	12 (23,08%)	0 (0,00%)
36 horas	19 (51,35%)	16 (42,11%)	14 (42,42%)	19 (36,54%)	5 (17,24%)
48 horas	3 (8,11%)	3 (7,89%)	5 (15,15%)	5 (9,62%)	15 (51,72%)
60 horas	0 (0,00%)	1 (2,63%)	2 (6,06%)	6 (11,54%)	9 (31,03%)
Valor de P¹			<0,001		

¹Valor P referente ao teste qui-quadrado a $P < 0,05$.

Observa-se que houve associação significativa entre os tempos de crescimento dos microrganismos em relação ao local de coleta das amostras, pois o valor P foi inferior ao nível de significância adotado para o estudo ($P > 0,05$). Foi possível identificar que na maioria das superfícies analisadas, o crescimento de microrganismos ocorreu em 36 horas, exceto na cal soldada que apresentou frequência de crescimento superior, em 48 horas.

Adicionalmente à análise univariada, para o meio de cultura ágar Cled, foi possível realizar a Análise de Correspondência, uma ferramenta multivariada que analisa todas as variáveis de forma conjunta, a fim de otimizar o perfil exploratório dos dados (Figura 1).

Figura 8. Análise de Correspondência das amostras inoculadas em meio de cultura Cled nos tempos de crescimento avaliados no estudo.



As duas primeiras componentes principais explicaram 99,59% da variação total dos dados, sendo a componente 1 responsável por 83,38% do total da variação e a componente 2 responsáveis por 16,21% do total da variação.

Analisando a sobreposição dos tempos de incubação dos microrganismos e dos locais de coleta das amostras microbiológicas é possível observar que a porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia, a porção distal do ramo expiratório após da anestesia e canister do circuito respiratório após a anestesia se relacionaram com os microrganismos que cresceram no meio de cultura Cled em 24 e 36 horas de incubação. A superfície da área da medicação anestésica, antes do preparo, apresentou maior incidência de microrganismos que cresceram em 12 horas, já que este local de análise microbiológica está na mesma região do gráfico que os microrganismos que cresceram nesses tempos de incubação mencionados.

A cal soldada se relacionou com os microrganismos que cresceram em 48 horas e 60 horas. Diante desse resultado, a Análise de Correspondência possibilita inferir que

microrganismos e diferentes tempos de incubação podem ser encontrados em diferentes superfícies, quando o meio de cultura ágar Cled é utilizado.

No que diz respeito ao meio de cultura ágar McConkey, a Tabela 3 demonstra os percentuais de ocorrência de microrganismos, de acordo com os tempos e superfícies avaliados por este estudo.

Tabela 3. Percentuais de ocorrência de microrganismos no meio de cultura ágar McConkey em relação ao tempo de crescimento e superfície de análise (n=82). Três Lagoas, MS, 2020.

Tempos de crescimento	Porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia	Porção distal do ramo expiratório após da anestesia	Canister do circuito respiratório ao término da anestesia	Superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo)
12 horas	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	3 (15,79%)
24 horas	0 (0,00%)	6 (35,29%)	0 (0,00%)	8 (42,11%)
36 horas	4 (40,00%)	5 (29,41%)	0 (0,00%)	4 (21,05%)
48 horas	3 (30,00%)	4 (23,53%)	0 (0,00%)	4 (21,05%)
60 horas	3 (30,00%)	2 (11,76%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)
Valor P¹	0,063			

¹Valor P referente ao teste qui-quadrado a $P < 0,05$.

Os resultados encontrados, indicam que não houve associação significativa entre os tempos de crescimento dos microrganismos em relação a superfície de coleta das amostras, pois o valor P foi superior ao nível de significância adotado ($P > 0,05$). Neste contexto, para o meio de cultura ágar McConkey, a superfície de coleta da amostra não influenciou de forma significativa nos tempos de crescimento dos microrganismos. Não foi possível realizar a análise multivariada de correspondência, neste meio de cultura, pois o canister do circuito respiratório, ao término da anestesia, não apresentou casos de crescimento de microrganismos.

A Tabela 4, traz a ocorrência de microrganismos no meio de cultura ágar sangue, conforme os tempos de observação preconizados e as superfícies selecionadas para este estudo.

Tabela 4. Percentuais de ocorrência de microrganismos no meio de cultura ágar sangue em relação ao tempo de crescimento e ao local de análise (n=82). Três Lagoas, MS, 2020.

Tempos de crescimento	Porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia	Porção distal do ramo expiratório após da anestesia	Canister do circuito respiratório ao término da anestesia	Superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo)
12 horas	6 (25,00%)	5 (19,23%)	2 (20,00%)	7 (19,44%)
24 horas	9 (37,50%)	12 (46,15%)	3 (30,00%)	14 (38,89%)
36 horas	4 (16,67%)	5 (19,23%)	5 (50,00%)	9 (25,00%)
48 horas	3 (12,50%)	1 (3,85%)	0 (0,00%)	5 (13,89%)
60 horas	2 (8,33%)	3 (11,54%)	0 (0,00%)	1 (2,78%)
Valor P¹	0,536			

¹Valor P referente ao teste qui-quadrado a $P < 0,05$.

De acordo com os resultados da Tabela 4 não houve associação significativa entre os tempos de crescimento dos microrganismos em relação ao local de coleta das amostras, pois o valor P foi superior ao nível de significância adotado para o estudo ($P > 0,05$). Neste contexto, para o meio de cultura ágar sangue, o local de coleta da amostra não influenciou de forma significativa nos tempos de crescimento dos microrganismos.

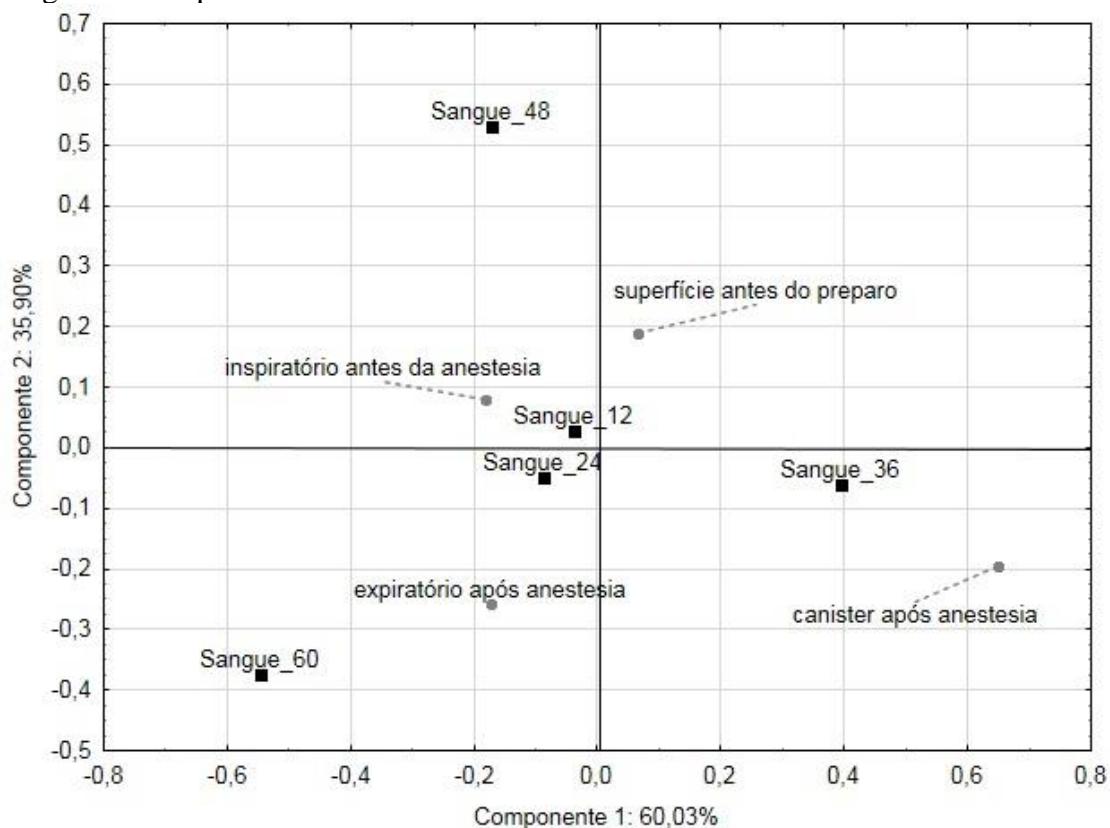
Figura 9 – Placa de Petri contendo meio de cultura ágar sangue com crescimento de microrganismo.



Fonte: arquivo pessoal

Adicionalmente à análise univariada (Tabela 4) foi realizada a Análise de Correspondência (Figura 10).

Figura 10. Análise de Correspondência das amostras inoculadas em meio de cultura ágar sangue nos tempos de crescimento avaliados no estudo.



As duas primeiras componentes principais explicaram 95,93% da variação total dos dados, sendo a componente 1 responsável por 60,03% do total da variação e o componente 2, responsável por 35,90% do total da variação.

Analisando o gráfico da Figura 10 é possível observar que a porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia apresentou relação com os microrganismos que cresceram em 12 e 24 horas. Já, a porção distal do ramo expiratório após da anestesia também se relacionou com os microrganismos que cresceram em 24 horas e com aqueles que se desenvolveram com 60 horas de incubação (em menor extensão). O canister do circuito respiratório ao término da anestesia se relacionou de forma significativa com os microrganismos que cresceram em 36 horas e a superfície da área da medicação anestésica antes do preparo apresentou certa relação com microrganismos que cresceram em 36 horas.

É possível observar que independentemente da ausência de associação significativa entre os tempos de incubação e os locais de coleta de amostra há certa relação do local com o tempo de crescimento dos microrganismos e, cada local em sua

particularidade, apresenta maior facilidade para o desenvolvimento de microrganismos específicos que crescem em determinados tempos pontuais.

A Tabela 5 demonstra os percentuais de ocorrência de microrganismos que cresceram no meio de cultura ágar chocolate nos tempos avaliados no estudo para cada um dos locais avaliados.

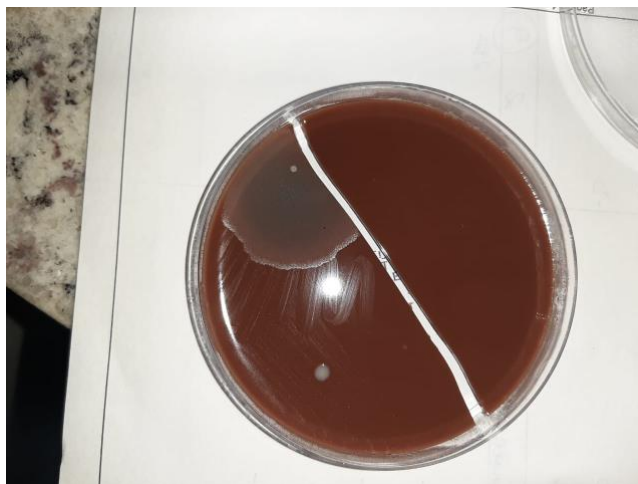
Tabela 5. Percentuais de ocorrência de microrganismos no meio de cultura ágar chocolate em relação ao tempo de crescimento e ao local de análise (n=82). Três Lagoas, MS, 2020.

Tempos de crescimento	Porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia	Porção distal do ramo expiratório após da anestesia	Canister do circuito respiratório ao término da anestesia	Superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo)
12 horas	0 (0,00%)	0 (0,00%)	3 (20,00%)	5 (12,82%)
24 horas	10 (55,56%)	10 (45,45%)	5 (33,33%)	14 (35,90%)
36 horas	7 (38,89%)	10 (45,45%)	4 (26,67%)	16 (41,03%)
48 horas	1 (5,56%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	1 (2,56%)
60 horas	0 (0,00%)	2 (9,09%)	3 (20,00%)	3 (7,69%)
Valor P ¹	0,097			

¹Valor P referente ao teste qui-quadrado a $P < 0,05$.

De acordo com os resultados da Tabela 5 não houve associação significativa entre os tempos de crescimento dos microrganismos em relação ao local de coleta das amostras, pois o valor P foi superior ao nível de significância adotado ($P > 0,05$). Neste contexto, para o meio de cultura ágar chocolate, o local de coleta da amostra não influenciou de forma significativa nos tempos de crescimento dos microrganismos.

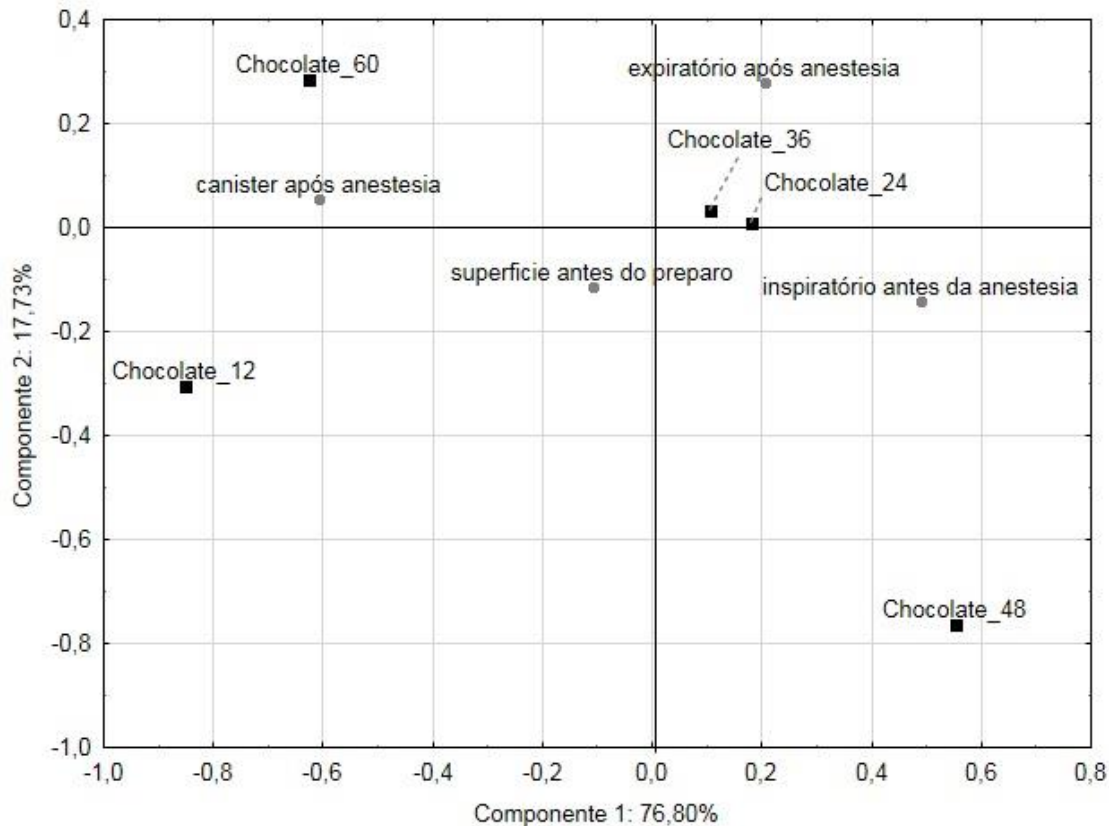
Figura 11 – Placa de Petri contendo meio de cultura ágar chocolate com crescimento de microrganismo.



Fonte: arquivo pessoal

Adicionalmente à análise univariada (Tabela 5) foi realizada a Análise de Correspondência (Figura 12).

Figura 12. Análise de Correspondência das amostras inoculadas em meio de cultura ágar chocolate nos tempos de crescimento avaliados no estudo.



As duas primeiras componentes principais explicaram 94,53% da variação total dos dados, sendo a componente 1 responsável por 76,80% do total da variação e a componente 2 responsável por 17,73% do total da variação.

Analisando a sobreposição de ambos os gráficos da Figura 12 é possível observar que a superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo) se relacionou de forma significativa com os microrganismos que cresceram em 24 e 36 horas, já que esses tempos de incubação estão localizados próximo ao local mencionado. As porções distais do ramo inspiratório antes da anestesia e distal do ramo expiratório após da anestesia também se relacionaram de forma significativa com os microrganismos que cresceram em 24 e 36 horas.

O canister do circuito respiratório ao término da anestesia se relacionou de forma significativa com os microrganismos que cresceram nos tempos de 12 e 60 horas, já que esses tempos de incubação se localizaram próximo ao local mencionado. Os

microrganismos que cresceram em 48 horas não apresentaram relação com nenhum local de coleta amostral.

A Tabela 6 indica os microrganismos encontrados em cada uma das superfícies avaliados neste estudo. Os resultados demonstram associação significativa entre os tipos de microrganismos e os locais de coleta das amostras.

Figura 13 – Placa de Petri, utilizada neste estudo, com crescimento bacteriano.



Fonte: arquivo pessoal

Para o meio de cultura ágar Cled, foi observado nas porções distais dos ramos inspiratório e expiratório e no canister do circuito respiratório, os microrganismos que se destacaram foram *E.coli* e o *Staphylococcus aureus*. Já na superfície da área de medicação anestésica foi observada maior incidência de *Staphylococcus aureus* e ocorrência considerável de *E. coli*, *Enterococcus spp.* e *Enterobacter spp.*

Tabela 6. Percentual de ocorrência dos microrganismos identificados em cada um dos locais de coleta das amostras biológicas (n=328). Três Lagoas, MS, 2020.

Meio de cultura	Microrganismo	Porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia	Porção distal do ramo expiratório após da anestesia	Canister do circuito respiratório ao término da anestesia	Superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo)
Ágar Cled	<i>E. coli</i>	35 (42,17%)	41 (41,41%)	28 (42,42%)	41 (22,78%)
	<i>Enterococcus</i> spp.	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	39 (21,67%)
	<i>Klebsiella</i> spp.	24 (28,92%)	28 (28,28%)	10 (15,15%)	16 (8,89%)
	<i>Enterobacter</i> spp.	0 (0,00%)	0 (0,00%)	3 (4,55%)	39 (21,67%)
	<i>Staphylococcus aureus</i> (coagulase negativa)	24 (28,92%)	30 (30,30%)	25 (37,88%)	45 (25,00%)
Valor P ¹				<0,001	
Ágar McConkey	<i>E. coli</i>	8 (50,00%)	10 (52,63%)	0 (0,00%)	19 (25,00%)
	<i>Klebsiella</i> spp.	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	12 (15,79%)
	<i>Enterobacter</i> spp.	8 (50,00%)	9 (47,37%)	0 (0,00%)	18 (23,68%)
	<i>Proteus</i> spp.	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	11 (14,47%)
	<i>Pseudomonas</i> spp.	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	16 (21,05%)
Valor P ¹				<0,001	
Ágar sangue	<i>Staphylococcus aureus</i>	18 (46,15%)	17 (41,46%)	7 (50,00%)	19 (19,39%)
	<i>Streptococcus pneumoniae</i>	21 (53,85%)	24 (58,54%)	7 (50,00%)	24 (24,49%)
	<i>Streptococcus pyogenes</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	28 (28,57%)
	<i>Enterococcus faecalis</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	27 (27,55%)
Valor P ¹				<0,001	
Ágar chocolate	<i>Streptococcus pneumoniae</i>	18 (100%)	20 (100%)	15 (100%)	39 (75,00%)
	<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	13 (25,00%)
Valor P ¹				<0,001	

No meio de cultura ágar McConkey, as porções distais dos ramos inspiratório e expiratório apresentaram maior incidência de *E. coli* e *Enterobacter spp.* Não houve ocorrência de microrganismos no canister do circuito respiratório e para a superfície da área de medicação anestésica houve maior presença de *E. coli*, *Enterobacter spp.* e *Pseudomonas spp.* A ocorrência de *E. coli* é observada em maior escala nas porções distais dos ramos inspiratório e expiratório, sendo que na superfície da área de medicação anestésica foi possível observar um equilíbrio na ocorrência de *E. coli* com os demais microrganismos.

Para o meio de cultura ágar sangue foi observado maior ocorrência de *Staphylococcus aureus* em todos os locais de coleta de amostra, exceto para a superfície da área de medicação anestésica que foi observada maior incidência de *Streptococcus pyogenes*, seguido de *Enterococcus faecalis* e *Streptococcus pneumoniae*.

Já o meio de cultura chocolate apresentou ocorrência de *Streptococcus pneumoniae* para as porções distais dos ramos inspiratório e expiratório e para o canister do circuito respiratório. Na superfície da área de medicação anestésica, este microrganismo também se apresentou de maneira relevante, porém em quantidade inferior às demais regiões analisadas, sendo possível observar, ainda nesta superfície, a presença de 13 casos (25%) de *Neisseria gonorrhoeae*.

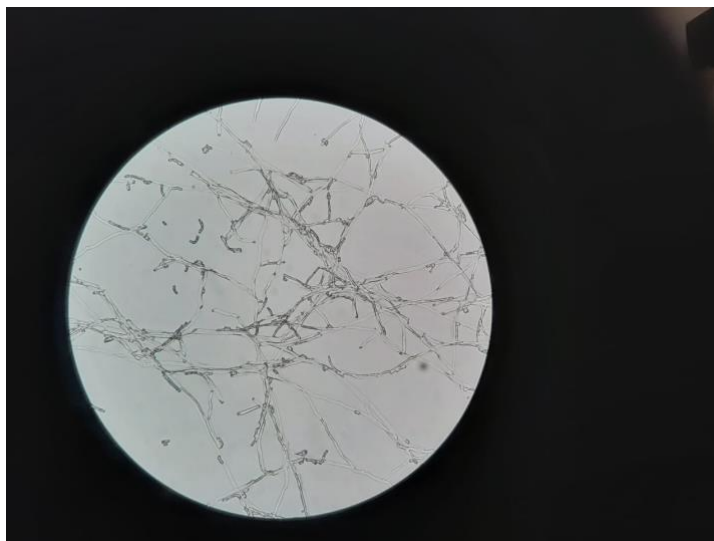
Além do crescimento bacteriano, buscou-se identificar a presença de fungos nas amostras biológicas obtidas do canister. Do total de 82 amostras coletadas, somente 9 (10,9%) não apresentaram crescimento fúngico, como pode ser observado na Tabela 7.

Tabela 7. Percentual de ocorrência dos fungos no canister (n=47). Três Lagoas, MS, 2020.

Microrganismo	N	%
<i>Candida spp.</i>	24	51,06
<i>Penicillium spp.</i>	5	10,64
<i>Aspergillus spp.</i>	7	14,89
<i>Fusarium sp.</i>	2	4,26
Outros fungos	9	19,15

A maioria dos fungos encontrados foi do gênero *Candida spp* (24; 51,06%), sendo que não houve crescimento de microrganismos nos grânulos de cal sodada.

Figura 14 – Placa de Petri, utilizada neste estudo, com crescimento fúngico.



Fonte: arquivo pessoal

A Tabela 8 demonstra os percentuais dos microrganismos encontrados em todas as superfícies analisadas neste estudo. Os resultados obtidos indicam que os microrganismos mais frequentes na porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia foram *E. coli* (43; 27,56%), *Staphylococcus aureus* (42; 26,92%), *Staphylococcus pneumoniae* (39; 25,00%); na porção distal do ramo expiratório após à anestesia a *E.coli* (51; 28,49%), *Staphylococcus aureus* (47; 26,26%), *Staphylococcus pneumoniae* (44; 24,58%); no canister do circuito respiratório após a anestesia apresentou maior ocorrência de *Staphylococcus aureus* (32; 33,68%), *E.coli* (28; 39,47%) e *Staphylococcus pneumoniae* (22; 23,16%). A superfície da área de medicação anestésica antes do preparo apresentou maior ocorrência de *Staphylococcus aureus* (185; 22,13%), *E.coli* (182; 21,77%) e *Staphylococcus pneumoniae* (168; 20,10%).

Tabela 8. Percentuais de bactérias encontradas em cada uma das superfícies avaliadas, independente do meio de cultura (n=328). Três Lagoas, MS, 2020.

Microrganismo	Porção distal do ramo inspiratório antes da anestesia	Porção distal do ramo expiratório após da anestesia	Canister do circuito respiratório ao término da anestesia	Superfície da área de medicação anestésica (antes do preparo)	Total
<i>E. coli</i>	43 (27,56%)	51 (28,49%)	28 (29,47%)	60 (14,78%)	182 (21,77%)
<i>Enterococcus spp.</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	39 (9,61%)	39 (4,67%)
<i>Klebsiella spp.</i>	24 (15,38%)	28 (15,64%)	10 (10,53%)	28 (6,90%)	90 (10,77%)

<i>Enterobacter spp.</i>	8 (5,13%)	9 (5,03%)	3 (3,16%)	57 (14,04%)	77 (9,21%)
<i>Staphylococcus aureus</i>	42 (26,92%)	47 (26,26%)	32 (33,68%)	64 (15,76%)	185 (22,13%)
<i>Proteus spp.</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	11 (2,71%)	11 (1,32%)
<i>Pseudomonas spp.</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	16 (3,94%)	16 (1,91%)
<i>Streptococcus pneumoniae</i>	39 (25,00%)	44 (24,58%)	22 (23,16%)	63 (15,52%)	168 (20,10%)
<i>Streptococcus pyogenes</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	28 (6,90%)	28 (3,35%)
<i>Enterococcus faecalis</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	27 (6,65%)	27 (3,23%)
<i>Neisseria gonorrhoeae</i>	0 (0,00%)	0 (0,00%)	0 (0,00%)	13 (3,20%)	13 (1,56%)
Total	156 (18,66%)	179 (21,41%)	95 (11,36%)	406 (48,56%)	836 (100%)

DISCUSSÃO

6 DISCUSSÃO

Diminuir a carga de microrganismos no ambiente da sala cirúrgica pode diminuir o risco de contaminação da incisão cirúrgica e de infecções de sítio cirúrgico no geral. As fontes de contaminantes ambientais podem ser a pele, o cabelo e as mãos dos profissionais de saúde ou o ambiente físico, como a mesa cirúrgica, a mesa auxiliar ou o aparelho de anestesia (KANAMORI *et al.*, 2020).

Nesta pesquisa colhemos amostras da porção distal do ramo inspiratório, antes da anestesia e da porção distal do ramo expiratório, após anestesia. Também, coletamos do canister do circuito respiratório, ao término da anestesia, e da superfície da área de medicação anestésica, antes do preparo (ARAI; AZEVEDO, 2011). Para elucidar melhor nossos achados uma série de meios de culturas específicos foram utilizados, buscando identificar bactérias e fungos de importância epidemiológica.

Nossos achados apontam crescimentos dos principais microrganismos de importância patogênica nos diferentes tempos de incubação e locais de coleta de amostra (*E. coli*, *Enterococcus* spp.; *Klebsiella* spp.; *Enterobacter* spp.; *Staphylococcus aureus*; *Proteus* spp.; *Pseudomonas* spp.; *Streptococcus pneumoniae*; *Streptococcus pyogenes*; *Enterococcus faecalis* and *Neisseria gonorrhoeae*).

Com relação a contaminação do ramo inspiratório e do ramo expiratório, há estudos (PIRES, *et al.*, 2006) na literatura apontando resultados semelhantes que podem estar associados ao processamento que se mostra ineficaz na desinfecção. O processamento dos tubos corrugados dos ramos inspiratórios e expiratórios do circuito circular respiratório dos aparelhos de anestesia pode tornar-se inválido se as normas e rotinas recomendadas pelos órgãos nacionais e internacionais para o processamento não for adequadamente seguido (PIRES *et al.*, 2006; HARRISON, 2000; ARAI; AZEVEDO, 2011; BALKISSON, 2014). Além disso, não se pode desconsiderar que esse reprocessamento é realizado e condicionado ao fator humano, responsável pela remoção adequada das sujidades e diluição correta dos produtos (HARRISON, 2000; ARAI; AZEVEDO, 2011; BALKISSON, 2014).

Em geral, o design da máquina de anestesia dificulta a desinfecção, esterilização e limpeza de rotina, com descontaminação completa praticamente impossível na prática diária. Microrganismos patogênicos são conhecidos por sobreviver na máquina de anestesia após limpeza de rotina padronizada, com carga bacteriana reduzida, mas não eliminada, mesmo após práticas de limpeza avançadas serem iniciadas (YEZLI; BARBUT; OTTER, 2014; BIDDLE *et al.*, 2018).

A segunda possibilidade de contaminação bacteriana pode ser o manuseio e armazenamento internos dos produtos reprocessados, sendo necessário realizar a observação in loco do reprocessamento dos mesmos para avaliar uma série de momentos potenciais que suportam essa possibilidade, principalmente se foram deixados desprotegidos e secos ao ar após limpeza e desinfecção utilizando termodesinfectora (BIDDLE *et al.*, 2018; SPERTINI *et al.*, 2011).

Sobre o crescimento de microrganismos no Canister do circuito respiratório coletado ao término da anestesia, nossos resultados diferem da literatura (ARAI; AZEVEDO, 2011; SPERTINI *et al.*, 2011) uma vez que encontramos crescimento de bactérias e de fungos nos diversos tempos, enquanto há estudo que reporta apenas o crescimento de fungos. A literatura (ARAI; AZEVEDO, 2011; SPERTINI *et al.*, 2011) aponta que apesar de apresentar meio alcalino, este pode não ser lavado com regularidade, e mesmo assim permaneceram viáveis. A maioria dos fungos encontrados foi do gênero *Candida spp* o qual pode levar à infecção invasiva focal (MURRAY *et al.*, 2004).

A contaminação da superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo) é preocupante e destaca a importância de limpar e desinfetar as superfícies de alto toque no carinho de anestesia e na área de trabalho de anestesia entre os usos da sala de cirurgia com um desinfetante hospitalar aprovado. Devido aos desafios na limpeza e desinfecção consistentes entre os casos do carrinho de anestesia e a área de trabalho do anestesiológico, associações internacionais sugerem priorizar superfícies de alto toque, como é o caso da mesa de preparação de medicações (carinho de medicação) cirúrgica (MUNOZ-PRICE *et al.*, 2019). Nesse sentido, destaca-se a presença de *Neisseria gonorrhoeae* na superfície onde ocorre a preparação das medicações e anestésicos para a realização da anestesia geral que ocorreu em todos os pacientes desse estudo.

Esse achado é particularmente interessante e não há como saber de onde essa bactéria veio, mas é preocupante sua presença em uma superfície onde se prepara drogas anestésicas e outras medicações intravenosas no paciente cirúrgico. Como a recomendação é realizar a limpeza e desinfecção de superfícies entre as cirurgias, a presença dessa bactéria, pressupõe que esse processo não esteja ocorrendo adequadamente pelo menos nessa superfície analisada.

A *Neisseria gonorrhoeae* é uma bactéria da família Neisseriaceae, um diplococo gram-negativo, não flagelado, e não formador de esporos que habita o trato respiratório superior do homem, sendo responsável pela gonorreia – infecção sexualmente transmissível. Há estudos na literatura apontando que caso essa bactéria atinja os alvéolos pulmonares possam causar

repercussões importantes e colocar em risco a saúde do paciente cirúrgico (JOHNSON; TAYLOR-ROBINSON; SLAVIN, 1972; ENOS et al., 1980).

O hospital estudado não possui protocolo de troca do circuito respiratório do aparelho de anestesia, de forma que certos equipamentos contam com Filtros Trocadores de Calor e Umidade (FTCU) e outros não. Os aparelhos que não utilizam FTCU têm os circuitos respiratórios trocados a cada cirurgia que utiliza VMI. No entanto, os aparelhos que possuem filtro, somente o filtro é trocado a cada procedimento. Isso deve ser considerado para interpretar os resultados.

Os FTCU são dispositivos instalados entre o tubo endotraqueal e o conector em “Y” com a finalidade de reservar parte do calor e do vapor, provenientes da expiração, que são disponibilizados durante o processo de inspiração. O uso deste possui vantagens, tais como redução da perda de gases, redução da condensação de água no circuito respiratório, baixo custo entre outros (RIBEIRO *et al.*, 2007; SIQUEIRA *et al.*, 2010). Além disso, os FTCU são considerados eficientes na filtração de agentes patogênicos, ou seja, funcionam como barreira física de proteção de contaminação microbiana, tanto para pacientes quanto para os ventiladores mecânicos.

Estudo realizado por Gazola *et al.* (2011) não identificou diferença na prevenção de infecção respiratória entre os sistemas de umidificação FTCU e o aquoso aquecido. Os autores concluíram que a principal fonte de contaminação do circuito respiratório é o próprio paciente, visto que as bactérias encontradas na secreção traqueal foram as mesmas identificadas no condensado e na membrana.

Ressalta-se que as evidências recomendam a troca do circuito respiratório entre pacientes, a fim de minimizar o risco de contaminação cruzada (TABLAN *et al.*, 2003). Entretanto, para que a prevenção e controle da pneumonia, associada a ventilação mecânica, seja eficiente é necessário a padronização e a realização de processamento criterioso dos itens que compõe este circuito, o que não ocorre no hospital estudado.

Outro aspecto a ser considerado é que na instituição as normas e rotinas para processamento do circuito respiratório do aparelho de anestesia não são realizados por um único método, o que dificulta avaliar o impacto dos diferentes métodos nos resultados encontrados.

A American Association of Nurse Anesthesiology (AANA) recomenda que no processo de desinfecção do equipamento de anestesia os tubos corrugados, os tubos do ramo inspiratório e ramo expiratório do circuito, a peça em Y, bem como os conectores, ou seja, todos

os componentes entre a saída do gás comum e o paciente sejam esterilizados (ARAI; AZEVEDO, 2011; AANA'S ,2018) .

Por outro lado, todos os outros componentes, superfícies e compartimentos optem pela desinfecção de alto nível. Recomenda-se ainda que o canister que contém a cal sodada deva ser meticulosamente esvaziado, limpo e esterilizado em horários regulares para assim, remover a sujeira, detritos e organismos que podem causar corrosão, desgaste e contaminação cruzada (ARAI; AZEVEDO, 2011; AANA'S ,2018).

As superfícies fixas estudadas, canister e a mesa de preparo de medicação, eram limpas/desinfetadas com panos embebido em álcool 70% (w/v) ao término de cada procedimento cirúrgico, pelo circulante responsável pela sala cirúrgica, entretanto não há uma padronização e/ou procedimento padrão operacional para realização da referida limpeza/desinfecção.

A criação e a manutenção de um protocolo de limpeza e desinfecção de superfícies, capaz de reduzir de maneira significativa a carga microbiana, é essencial para garantia da segurança dos pacientes cirúrgicos. Dancer (2016) indica que a limpeza/desinfecção de superfícies ineficaz é capaz de retirar, superficialmente, a matriz polimérica do biofilme, o que pode auxiliar, inclusive na liberação de patógenos de relevância clínica, como os encontrados neste estudo: *Staphylococcus aureus*, *Staphylococcus pneumoniae* e *E.coli*.

Desta forma, a criação de procedimento operacional padrão é necessária para que a limpeza/desinfecção das superfícies da sala operatória e da área de trabalho do anestesista sejam realizadas de maneira eficiente. Porém, ainda não há evidências científicas que direcionem para os melhores insumos e práticas de limpeza/desinfecção de superfícies hospitalares (SATTAR; MAILLARD, 2013).

O meio de cultura ágar Cled foi o único que apresentou associação significativa entre os tempos de crescimento dos microrganismos em relação ao local de coleta das amostras ($P>0,05$), ou seja, o ápice do crescimento microbiano, na maioria das superfícies analisadas, ocorreu em 36 horas. Além disso, não houve crescimento microbiano no canister quando este foi analisado no meio de cultura ágar McConkey.

Nesse estudo, de uma forma geral, foi observada a presença de *E.coli* e *Staphylococcus aureus* no ramo inspiratório e do ramo expiratório. Por outro lado, na superfície da área de medicação anestésica foi observada maior incidência de *E. coli*, *Enterococcus* spp. e *Enterobacter* spp. Neste estudo, foi possível identificar uma variedade de bactérias e fungos nas superfícies avaliadas. Dentre as bactérias encontradas merece destaque a ocorrência do

Streptococcus pneumoniae que, apesar dos inúmeros microrganismos potencialmente patogênicos, continua como a bactéria de maior prevalência em casos de pneumonia (ROZENBAUM *et al.*, 2013; CORRÊA *et al.*, 2018).

Outra bactéria identificada foi o *Staphylococcus aureus* que é um importante causador de IRAS e ocupara o primeiro lugar entre os agentes infecciosos, clinicamente relevantes. Além disso, esta bactéria é capaz de sobreviver por longos períodos, de sete dias a sete meses, nas superfícies hospitalares (DANCER, 2014). A maioria dos fungos encontrados foi do gênero *Candida spp*, sendo que, em pacientes imunossuprimidos, esta pode se tornar um agente oportunista e causar pneumonia severa levando o paciente ao risco de morte.

Os profissionais de saúde devem se esforçar para criar um ambiente livre de microrganismos, especialmente na sala de cirurgia. As Diretrizes para Prática Perioperatória internacionais, revisadas periodicamente com base em evidências apoiadas por pesquisas, fornecem diretrizes para práticas ideais de segurança do paciente no ambiente perioperatório que podem ser aplicadas. Além disso, a criação de procedimento operacional padrão é necessária para que a limpeza/desinfecção das superfícies da sala operatória e da área de trabalho do anestesista sejam realizadas de maneira eficiente.

CONCLUSÃO

7 CONCLUSÃO

Identificamos bactérias e fungos de importância epidemiológica em amostras da porção distal do ramo inspiratório, antes da anestesia e da porção distal do ramo expiratório, após anestesia, bem como no canister do circuito respiratório, ao término da anestesia, e da superfície da área de medicação anestésica, antes do preparo. destaca-se a presença de *Neisseria gonorrhoeae* na superfície onde ocorre a preparação das medicações e anestésicos para a realização da anestesia geral

A contaminação da superfície da área da medicação anestésica (antes do preparo) é preocupante e destaca a importância de limpar e desinfetar adequadamente todas as superfícies de alto toque no carinho de anestesia e na área de trabalho de anestesia entre os usos da sala de cirurgia com um desinfetante hospitalar aprovado.

Os achados microbiológicos apontam que o paciente em VMI, nessas circunstâncias está em risco de desenvolver um quadro de IRAS, mais precisamente pneumonia associada a ventilação mecânica.

Acredita-se que o risco pode ser minimizado se a instituição, onde o estudo ocorreu, investir na criação de protocolo, com critérios claros, para substituição dos circuitos respiratórios do aparelho de anestesia e no estabelecimento de padrões de trabalho, em procedimentos anestésicos, que permitam análise sistemática e frequente das práticas de prevenção e controle de infecções salas operatórias.

Além disso, faz-se necessário a padronização do processo de desinfecção/esterilização dos circuitos respiratórios pelos trabalhadores da Central de Material e Esterilização da instituição.

REFERÊNCIAS

AANA'S Infection Control Guides, 2018 – Infection Control Procedures for Anesthesia Equipment – Part III <http://www.aana.com/Resources> acesso em 10/08/09.

ALVIM, A.L.S; COUTO, B.R.G.M; GAZZINELLI, A. Epidemiological profile of healthcare-associated infections caused by Carbapenemase-producing Enterobacteriaceae. **Revista da Escola de Enfermagem da USP**, v. 53, 2019.

ARAI, L.A.C; AZEVEDO, R.B. Contaminação do aparelho de anestesia por agentes patógenos. **Rev. Bras. Anesthesiol.**, v. 61, n. 1, p. 54-59, 2011.

BALKISSOON, R., et al. Microbial surface contamination after standard operating room cleaning practices following surgical treatment of infection. **Orthopedics**, v. 37, n. 4, p. e339-e344, 2014.

BARROS, F.R.B. Adesão ao bundle de prevenção de pneumonia associada à ventilação mecânica. **Revista Cuidarte**, v. 10, n. 2, 2019.

BHARDWAJ, R.; AGRAWAL, A. Likelihood of survival of coronavirus in a respiratory droplet deposited on a solid surface. **Physics of Fluids**, v. 32, n. 6, p. 061704, 2020. doi: 10.1063/5.0012009.

BIDDLE, C. et al. Quantifying the rambunctious journey of the anesthesia provider's hands during simulated, routine care. **American Journal of Infection Control**, v. 44, n. 8, p. 873-878, 2016.

BIRNBACH, D.J. et al. The use of a novel technology to study dynamics of pathogen transmission in the operating room. **Anesthesia & Analgesia**, v. 120, n. 4, p. 844-847, 2015.

BODY, S.C.; PHILIP, J.H. Gram-negative rod contamination of an Ohmeda anesthesia machine. **The Journal of the American Society of Anesthesiologists**, v. 92, n. 3, p. 911-911, 2000.

BONATTO, S. et al. O uso de checklist como estratégia para redução de pneumonia associada à ventilação mecânica em uma unidade de terapia intensiva adulto. **Revista de Epidemiologia e Controle de Infecção**, v. 10, n. 2, p. 129-134, 2020.

BRANCH, R; AMIRI, A. Environmental Surface Hygiene in the OR: Strategies for Reducing the Transmission of Health Care–Associated Infections. **AORN journal**, v. 112, n. 4, p. 327-342, 2020.

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

BRASIL. Ministério da Saúde. Infecção Hospitalar – Controle. 2. Infecção em Serviços de Saúde. 3. Microbiologia Clínica. 4. Vigilância Sanitária em Serviços de Saúde. 5. Resistência microbiana. I. Brasília: **ANVISA** 2000.

BRASIL. Ministério da Saúde. Medidas de Prevenção de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde. Brasília: **ANVISA**, 2017.

BRASIL. Ministério da Saúde. Portaria nº 529 de 1º de abril de 2013. Institui o Programa Nacional de Segurança do Paciente (PNSP). **Diário Oficial da União**. 23 abr 2013.

CABRAL, B.; MATOS, E.; SANTANA, M.; FERREIRA JÚNIOR, A. Cuidados preventivos para pneumonia associada a ventilação mecânica: revisão integrativa. **Revista Enfermagem Atual In Derme**, v. 91, n. 29, 6 abr. 2020.

CAETANO, M.H., et al. Ação antimicrobiana do gás ozônio em superfícies e na aeromicrobiota. **Acta Paulista de Enfermagem**, v. 34, 2021.

CARLING, P.C. et al. Improving environmental hygiene in 27 intensive care units to decrease multidrug-resistant bacterial transmission. **Critical care medicine**, v. 38, n. 4, p. 1054-1059, 2010.

CORRÊA, R.A et al. Recomendações para o manejo da pneumonia adquirida na comunidade 2018. **Jornal Brasileiro de Pneumologia**, v. 44, p. 405-423, 2018

DANCER, S.J. Infection control in the post-antibiotic era. **Healthcare infection**, v. 18, n. 2, p. 51-60, 2013

de Anestesiologia (CNTSBA) 2006. Disponível em www.portaldaSBA.org.br.

DUBLER, S. et al. Bacterial and viral contamination of breathing circuits after extended use— an aspect of patient safety?. **Acta Anaesthesiologica Scandinavica**, v. 60, n. 9, p. 1251-1260, 2016

FERREIRA, A.M et al. Assessment of disinfection of hospital surfaces using different monitoring methods. **Revista latino-americana de enfermagem**, v. 23, p. 466-474, 2015.

FROTA, O.P. **Colheita de aspirado traqueal para o diagnóstico microbiológico de pneumonia associada à ventilação mecânica: comparação de duas técnicas** [dissertação de mestrado]. Campo Grande (MS): Programa de Pós-graduação em Saúde e Desenvolvimento na Região Centro-Oeste, Universidade Federal de Mato Grosso do Sul. 2013, 96 p.

GAZOLA, N.L.G. Avaliação da resistência imposta pelos filtros trocadores de calor e umidade às vias aéreas de pacientes com suporte ventilatório mecânico. **Fisioterapia Brasil**, v. 12, n. 5, p. 353-358, 2011.

HARRISON, G. R. The contamination of volatile anaesthetics in an in-circle vaporiser with water during prolonged closed-circle anaesthesia. **Anaesthesia**, v. 55, n. 8, p. 791-792, 2000.

HEINSEN, A; BENDTSEN, F; FOMSGAARD, A. A phylogenetic analysis elucidating a case of patient-to-patient transmission of hepatitis c virus during surgery. **Journal of hospital infection.**, v. 46, p. 309-13, 2000.

HOPF, H.W. Bacterial reservoirs in the operating room. **Anesthesia & Analgesia**, v. 120, n. 4, p. 700-702, 2015.

KANAMORI, H., et al. Perioperative Bacterial Contamination From Patients on Contact Precaution in Operating Room Environment. In: **Open Forum Infectious Diseases**. US: Oxford University Press, 2020.

KOLANKIEWICZ, A. C. B et al. Cultura de segurança do paciente na perspectiva de todos os trabalhadores de um hospital geral. **Rev. Gaúcha Enferm.**, Porto Alegre, v. 41, 2020.

KRAMER, A.; SCHWEBKE, I.; KAMPF, G. How long do nosocomial pathogens persist on inanimate surfaces? A systematic review. **BMC infectious diseases**, v. 6, n. 1, p. 1-8, 2006.

LOFTUS, R.W; KOFF, M.D; BIRNBACH, D.J. The dynamics and implications of bacterial transmission events arising from the anesthesia work area. **Anesthesia & Analgesia**, v. 120, n. 4, p. 853-860, 2015.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Conceitos e definições em saúde. Disponível em: <<http://bvsms.saude.gov.br/bvs/publicacoes/0117conceitos.pdf>>

MOTA E.C; OLIVEIRA, A.C. Prevenção de infecção do trato urinário associada a cateter: qual o gap na prática clínica? **Texto Contexto Enferm** [Internet].v. 28, 2019 [acesso 2021, maio, 28]; 28:e20180050. Disponível em: <http://dx.doi.org/10.1590/1980-265X-TCE-2018-0050>.

MUNOZ-PRICE, L.S. et al. Infection prevention in the operating room anesthesia work area. **Infection Control & Hospital Epidemiology**, v. 40, n. 1, p. 1-17, 2019.

MURRAY, P. R. et al. Princípios Básicos da Microbiologia Médica. **Microbiología médica**, p. 5-80, 2004.

OLIVEIRA, A. C.; LUCAS, T. C.; IQUIAPAZA, R. A. What has the covid-19 pandemic taught us about adopting preventive measures? **Texto & contexto - Enfermagem**, Florianópolis, v. 29, e20200106, 2020. doi: 10.1590/1980-265x-tce-2020-0106.

OLIVEIRA, B.A.S., et al. Impact of Educational Intervention on Cleaning and Disinfection of an Emergency Unit. **International Journal of Environmental Research and Public Health**, v. 17, n. 9, p. 3313, 2020.

PADILHA, J. M. F. O. **Tecnologia educacional como estratégia para o uso de luvas pelos profissionais de enfermagem visando a precaução de contato**. Orientadora: Selma Petra Chave Sá. 2014. 156 f. Dissertação (Mestrado Profissional em Enfermagem Assistencial) - Escola de Enfermagem Aurora de Afonso Costa, Universidade Federal Fluminense, Niterói, 2014.

PADOVEZE, M. C.; FIGUEIREDO, R. M. de. The role of primary care in the prevention and control of healthcare associated infections. **Revista da Escola de Enfermagem da USP**, São Paulo, v. 48, n. 6, p. 1137-1144, Dec 2014. doi: 10.1590/S0080-623420140000700023.2014.

PINTO, P.S. et. al. Contaminação das traqueias do aparelho de anestesia. **Rev Bras Anesthesiol.**, v. 49, supl. 24, p. 95, 1999.

PIRES, O. C. et al. Normatização da limpeza do aparelho de anestesia. **SBA/Comissão de Normas Técnicas**, 2006.

PIRES, O.C. et. al. Normatização da limpeza do aparelho de anestesia. **SBA/comissão de normas técnicas**, 2006. Disponível em: http://www.sba.com.br/educacao/par_cntsa.asp.

REICHMAN, D.E.; GREENBERG, J.A. Reducing surgical site infections: a review. **Reviews in Obstetrics and Gynecology**, v. 2, n. 4, p. 212, 2009.

REZENDE, C *et. al.* Avaliação microbiológica de superfícies inanimadas no centro cirúrgico de um hospital no noroeste paulista. **ReBraM**, v. 21, n.1, p 141, 2018

REZOAGLI, E; ZANELLA, A; CRESSONI, M; DE MARCHI, L; KOLOBOW, T; BERRA, L. Pathogenic Link Between Postextubation Pneumonia and Ventilator-Associated Pneumonia: An Experimental Study. **Anesth Analg.**, v. 124, n. 4, p.1339-1346, 2017.

RIBEIRO, D.C et al. Comparação da resistência imposta pelos filtros artificiais durante a ventilação mecânica. **Arquivos Médicos do ABC**, v. 32, 2007RIBEIRO, D.C. Comparação da resistência imposta pelos filtros artificiais a ventilação mecânica. **Arq Med ABC** 2007;32(2):42-6.

ROCHA, L.A et al. Ventilator-associated pneumonia in an adult clinical-surgical intensive care unit of a Brazilian university hospital: incidence, risk factors, etiology, and antibiotic resistance. **Brazilian Journal of Infectious Diseases**, v. 12, n. 1, p. 80-85, 2008.

RODRIGUES, E. G. **Contaminação de superfícies ambientais, equipamentos e artigos por *Staphylococcus spp.* na atenção básica: olhar da segurança dos trabalhadores e usuários.** Orientadora: Marinésia Aparecida Prado Palos. 2014. 118 f. Dissertação (Mestrado em Enfermagem) – Faculdade de Enfermagem, Universidade Federal de Goiás, Goiânia, 2014

ROZENBAUM, M.H. et al. The role of *Streptococcus pneumoniae* in community-acquired pneumonia among adults in Europe: a meta-analysis. **European journal of clinical microbiology & infectious diseases**, v. 32, n. 3, p. 305-316, 2013.

SARAIVA, R.Â. Como evitar a formação de substâncias tóxicas durante a absorção de dióxido de carbono pela cal sodada com uso de anestésicos halogenados. **Revista Brasileira de Anestesiologia**, v. 54, n. 3, p. 431-437, 2004.

SATTAR, S.A.; MAILLARD, J.Y. The crucial role of wiping in decontamination of high-touch environmental surfaces: review of current status and directions for the future. **American journal of infection control**, v. 41, n. 5, p. S97-S104, 2013

SHARMA, A. et al. Perioperative Infection Transmission: the Role of the Anesthesia Provider in Infection Control and Healthcare-Associated Infections. **Current Anesthesiology Reports**, v. 10, n. 3, p. 233-241, 2020.

SIDNEY, L.S.J., et al. Avaliação da contaminação do circuito respiratório do aparelho de anestesia. **Brazilian Journal of Anesthesiology**, v. 48, n. 6, p. 492-500, 2020.

SIQUEIRA, T.B et al. Mecânica respiratória de pacientes neurocríticos sob ventilação mecânica submetidos à umidificação aquosa aquecida e a um modelo de filtro trocador de calor. **Revista Brasileira de Terapia Intensiva**, v. 22, n. 3, p. 264-269, 2010

SPERTINI, V., et al. Bacterial contamination of anesthesia machines' internal breathing-circuit-systems. **GMS Krankenhaushygiene interdisziplinär**, v. 6, n. 1, 2011.

STABILE JR, S.L. et. al. Avaliação da contaminação do circuito respiratório do aparelho de anestesia. **Rev. Bras. Anesthesiol.**, v. 48, p. 492-500, 1998.

TABLAN, O.F.C. et al. Guidelines for preventing health-care-associated pneumonia, 2003; recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. 2003

TEULER, R.C. L'Eficàcia dels circuits anestèsics: un nou sistema d'anestesia. **Acadèmia de Ciències Mèdiques i de la Salut de Catalunya i de Balears**.

WEBER, D.J.; ANDERSON, D.; RUTALA, W.A. The role of the surface environment in healthcare-associated infections. **Current opinion in infectious diseases**, v. 26, n. 4, p. 338-344, 2013.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. World Alliance for Patient Safety. Summary of the evidence on patient safety: implications for research: the research priority setting working group of the World Alliance for Patient Safety. Geneva: World Health Organization, 2008.

YEZLI, S.; BARBUT, F.; OTTER, J. A. Surface contamination in operating rooms: a risk for transmission of pathogens?. **Surgical infections**, v. 15, n. 6, p. 694-699, 2014.

ANEXO I – AUTORIZAÇÃO PARA COLETA DE DADOS



Serviço Público Federal
Ministério da Educação
Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
CÂMPUS DE TRÊS LAGOAS – CPTL
CURSO DE ENFERMAGEM



SOLICITAÇÃO DE AUTORIZAÇÃO PARA COLETA DE DADOS

Para: Dr. Francisco Claro de Oliveira – Diretor Técnico do Hospital Auxiliadora

Prezado Diretor,

Venho muito respeitosamente, solicitar autorização para a realização de coleta de material de pesquisa nas dependências do Hospital Auxiliadora, especificamente na sala operatória. O presente estudo ocorrerá no âmbito do programa de pós-graduação – mestrado em Saúde e Desenvolvimento na Região Centro-Oeste (PPGSD) da Universidade Federal de Mato Grosso do Sul - FAMED com a finalidade de elaboração da dissertação do pesquisador **CARLOS EDUARDO MACEDO**, regularmente matriculado no Curso de Mestrado do PPGSD.

Sua pesquisa intitulada “**CONTAMINAÇÃO DE COMPONENTES DO APARELHO DE ANESTESIA, CARRO AUXILIAR PARA ANESTESIA E CÂNULA OROTRAQUEAL**”. O presente estudo tem por objetivo a identificação de uma possível contaminação por microrganismos dos componentes do aparelho de anestesia, carro de anestesia e cânula orotraqueal utilizados em anestesia geral com ventilação assistida.

Almeja-se que os resultados deste estudo colaborem para o conhecimento da possível contaminação dos componentes envolvidos na anestesia geral com ventilação assistida e, com os resultados teremos parâmetros para subsidiar mudanças nas condutas sobre a troca da cal sodada, desinfecção/ou esterilização dos circuitos respiratórios e a limpeza/desinfecção da superfície do carro de anestesia, corroborando para uma diminuição da possibilidade de infecção cruzada, principalmente naqueles casos onde há anestesia subsequente.

Os dados serão confidenciais e utilizados apenas para fins desta pesquisa ou encaminhados para publicação em periódicos especializados na forma de artigos científicos e divulgados em eventos da área, sempre preservando o anonimato da instituição além da não realização de qualquer julgamento de valor.

Esclarecemos que, por não envolver coleta de dados de pacientes e, somente de equipamentos e cal sodada, o referido estudo não necessita de submissão e aprovação do Comitê de Ética com Seres Humanos.



Serviço Público Federal
Ministério da Educação
Fundação Universidade Federal de Mato Grosso do Sul
CÂMPUS DE TRÊS LAGOAS – CPTL
CURSO DE ENFERMAGEM

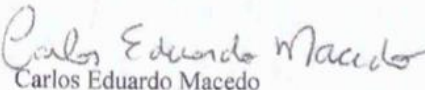


Ainda, esclarecemos que as coletas de dados poderão ocorrer nos períodos matutino e vespertino, nos meses de agosto a dezembro de 2020. Para viabilização da coleta de dados entraremos em contato com a repartição responsável para definirmos quais os dias, nesse período, o pesquisador coletará os dados.

Na certeza de poder contar com o apoio dessa renomada instituição, solicitamos que assine, carimbe, autorize ou não e date o termo abaixo.

 Dr. Francisco Claro de Oliveira Diretor Técnico do Hospital Auxiliadora	
<input checked="" type="checkbox"/> Autorizo o acesso e a coleta de dados exclusiva para fins desta pesquisa.	<input type="checkbox"/> Não autorizo o acesso e a coleta de dados

Data: _20_/07_/2020


 Carlos Eduardo Macedo
 Pesquisador


 Prof. Dr. Adriano Menis Ferreira
 Curso de Enfermagem
 CPTL / UFMS
 STAPE 1543683

Prof. Dr. Adriano Menis Ferreira
 Orientador PPGSD

Contato:
 Carlos Eduardo Macedo
 16- 996050508 fone/whatsApp
 e-mail: carlos.macedo@ufms.br

Prof. Dr. Adriano Menis Ferreira
 67- 92754526 fone/whatsApp
 e-mail: adrianomenisfer@gmail.com