

# MANUAL DE PREVENÇÃO E CONTROLE DE INFECÇÃO RELACIONADA À ASSISTÊNCIA À SAÚDE

Secretaria de Estado de Saúde do Distrito Federal

**SECRETARIA DE ESTADO DE SAÚDE DO DISTRITO FEDERAL  
SUBSECRETARIA DE VIGILÂNCIA À SAÚDE  
DIRETORIA DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA  
GERÊNCIA DE INVESTIGAÇÃO E PREVENÇÃO DAS INFECÇÕES E DOS  
EVENTOS ADVERSOS EM SERVIÇOS DE SAÚDE**

**MANUAL DE PREVENÇÃO E CONTROLE DE INFECÇÃO RELACIONADA  
À ASSISTÊNCIA À SAÚDE**

**Brasília  
2014**

Copyright © 2014.

Todos os direitos reservados. É permitida a reprodução parcial ou total dessa obra, desde que citada a fonte e que não seja para venda ou qualquer fim comercial.

A responsabilidade pelos direitos autorais de textos e imagens dessa obra é da área técnica.

2ª edição – 2014

***Elaboração, distribuição e informações:***

**GERÊNCIA DE INVESTIGAÇÃO E PREVENÇÃO DAS INFECÇÕES E EVENTOS ADVERSOS EM SERVIÇOS DE SAÚDE – GEPEAS/DIVISA/SVS/SESDF**

SBN Quadra 02, Lote 04, Bloco P, 2º Subsolo, CEP: 70040-020

Tel: (61) 3327 4901

E mail: [gepeas.saude@gmail.com](mailto:gepeas.saude@gmail.com)

**SECRETÁRIO DE ESTADO DE SAÚDE DO DISTRITO FEDERAL**

*RAFAEL DE AGUIAR BARBOSA*

**SUBSECRETÁRIO DE VIGILÂNCIA À SAÚDE**

*MARÍLIA COELHO CUNHA*

**DIRETOR DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA**

*MANOEL SILVA NETO*

**GERENTE DE INVESTIGAÇÃO E PREVENÇÃO DAS INFECÇÕES E DOS EVENTOS ADVERSOS NOS SERVIÇOS DE SAÚDE**

*PATRÍCIA STIELER*

***Redação:***

***Grupo de trabalho instituído pela Portaria 207 de 20 de outubro de 2011.***

***Coordenação Técnica:***

Eulina Maria do Nascimento Menezes Ramos – GEPEAS

***Grupo:***

- Alaíde Francisca de Castro: GEPEAS
- Ana Flávia Oliveira Lima Araújo: NCIH/Hospital Regional da Asa Sul
- Ariany de Araújo Queiroz Gonçalves: GEPEAS
- Eulina Maria do Nascimento Menezes Ramos: GEPEAS
- Heloísa Ribeiro da Silva: NCIH/Hospital de Base do Distrito Federal
- Liraneide Probo de Oliveira: NCIH/Hospital Regional de Ceilândia
- Rosane Gomes de Castro: Gerência de Serviços de Saúde
- Rosângela de Guadalupe Kachel Serighelli: GEPEAS
- Willeke Clementino Slegers: NCIH/Hospital Regional de Samambaia

***Técnicos convidados:***

Emerson Valadares

Felipe Teixeira de M. Freitas

***Revisão final:***

Willeke Clementino Slegers

***Capa***

*Christiane Braga Martins de Brito*

*Lyvio Rodrigues de Oliveira*

***Agradecimentos:***

*A todos os controladores de infecção do DF que direta ou indiretamente colaboraram na elaboração deste Manual.*

***Ficha Catalográfica***

Distrito Federal, Secretaria de Estado de Saúde do

**Manual de prevenção e controle de infecção relacionada à assistência à saúde.**

– Brasília: Secretaria de Estado de Saúde do Distrito Federal, 2014. 91 p.

1. Infecção. 2. Saúde Pública. I. Título.

**Manual de prevenção e controle de infecção relacionada à assistência à saúde.**

## ÍNDICE

Apresentação .....	06	
Introdução .....	07	
Capítulo 1	Higienização das mãos..... 09	
	Fricção antisséptica das mãos..... 10	
	Higienização simples das mãos..... 12	
	Higienização antisséptica das mãos..... 13	
	Antissepsia cirúrgica das mãos..... 13	
	Considerações .....	14
	Recomendações para o uso de antissépticos..... 15	
Capítulo 2	Precauções para Isolamento..... 18	
	Precauções Padrão .....	18
	Precauções Adicionais .....	24
	Precauções por gotículas .....	27
	Precauções por aerossóis .....	28
	Precauções de contato .....	29
	Prevenção de Transmissão de Agentes Multirresistentes..... 31	
	Agravos e Precauções Recomendadas..... 32	
Capítulo 3	Recomendações para o Processamento de Produtos para a Saúde..... 38	
Capítulo 4	Recomendações para Prevenção e Controle de Infecção do Trato Urinário .....	53
Capítulo 5	Recomendações para Prevenção e Controle de Infecção da Corrente Sanguínea .....	58
Capítulo 6	Recomendações para Prevenção e Controle de Infecção do Sítio Cirúrgico .....	68
Capítulo 7	Recomendações para Prevenção e Controle de Infecção do Trato Respiratório..... 78	
Capítulo 8	Recomendações para Coleta e Transporte de Amostras Biológicas..... 82	

## SIGLÁRIO

ANVISA	Agência Nacional de Vigilância Sanitária
ATM	Antimicrobiano
CC	Centro Cirúrgico
CCIH	Comissão de Controle de Infecção Hospitalar
CDC	<i>Center for Disease Control and Prevention</i>
CDCIRAS	Comissão Distrital de Controle de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde
CFT	Comissão de Farmácia e Terapêutica
CME	Centro de Material e Esterilização
CO	Centro Obstétrico
CPAP	<i>Continuous Positive Airway Pressure</i> (Pressão positiva contínua em vias aéreas)
CPM	Comissão de Padronização de Materiais
CVC	Cateter Venoso Central
DF	Distrito Federal
DML	Depósito de Material de Limpeza
EAS	Exame de urina simples (elementos anormais do sedimento)
EPC	Equipamentos de Proteção Coletiva
EPI	Equipamento de Proteção Individual
ESBL	$\beta$ -lactamase de espectro ampliado
EUA	Estados Unidos da América
HIV	Vírus da Imunodeficiência Humana
HS	<i>High Speed</i>
ICS	Infecção da Corrente Sanguínea
IH	Infecção Hospitalar
INCQS	Instituto Nacional de Controle de Qualidade em Saúde
IPCS	Infecção Primária da Corrente Sanguínea
ISC	Infecção do Sítio Cirúrgico
ISC-IS	Infecção do Sítio Cirúrgico Incisional Superficial
ISC-IP	Infecção do Sítio Cirúrgico Incisional Profunda
ISC-OC	Infecção do Sítio Cirúrgico Órgão Cavidade
IRAS	Infecção Relacionada à Assistência a Saúde
ITU	Infecção do Trato Urinário
KPC	<i>Klebsiella pneumoniae</i> resistente aos carbapenêmicos
MMR	Microrganismo Multirresistentes
MRSA	<i>Staphylococcus aureus</i> Resistente à Meticilina
MS	Ministério da Saúde
NCIH	Núcleo de Controle de Infecção Hospitalar
NPT	Nutrição Parenteral Total
NR	Norma Regulamentadora
OMS	Organização Mundial da Saúde
OSHA	<i>Occupational Safety and Health Administration</i>
PCR	Proteína C Reativa
PAM	Pressão Arterial Média
PAV	Pneumonia Associada à Ventilação Mecânica
PGRSS	Programa de Gerenciamento de Resíduos em Serviços de Saúde
PVPI	Polivinilpirrolidona Iodo
RDC	Resolução da Diretoria Colegiada
RNM	Ressonância Magnética
SCIH	Serviço de Controle de Infecção Hospitalar
SES	Secretaria de Estado de Saúde
SNC	Sistema Nervoso Central
TC	Tomografia Computadorizada
USG	Ultrassonografia
UTI	Unidade de Terapia Intensiva
VHS	Velocidade de Hemossedimentação
VM	Ventilação Mecânica
VRE	Enterococos resistente à vancomicina

## APRESENTAÇÃO

Nas últimas décadas a assistência à saúde vem sofrendo várias mudanças devido ao seu progressivo e rápido desenvolvimento científico tecnológico. A maioria dos indivíduos internados nos hospitais é composta por pacientes nos extremos de idade, debilitados, portadores de doenças graves e imunossuprimidos, cuja abordagem tornou rotineiro o uso de múltiplos procedimentos invasivos, tratamentos medicamentosos agressivos, incluindo a prescrição maciça de antimicrobianos e a execução de procedimentos cirúrgicos de grande porte. Esse contexto, acrescido pela quebra de barreiras na defesa imunológica, com a modificação das interações ecológicas entre o homem e os microrganismos inclusive de sua microbiota, tornou a infecção relacionada à assistência à saúde (IRAS) um grande desafio por fazer parte inseparável dos processos que definem a prática assistencial.

A compreensão desse complexo quadro gerou a necessidade de criar e colocar em prática um conjunto de ações com o intuito de prevenir e controlar a ocorrência das IRAS. Os programas de prevenção e controle das IRAS baseadas em evidências científicas têm o objetivo de garantir a qualidade e a segurança da assistência à saúde, tendo os Manuais como ferramentas para atingir sua implantação sistemática nos serviços de saúde.

É seguindo este propósito, que a Gerência de Investigação e Prevenção das Infecções e dos Eventos Adversos nos Serviços de Saúde da Secretaria de Estado de Saúde do DF, juntamente com um grupo de trabalho (instituído pela **Portaria nº 207, de 20 de outubro de 2011**), elaborou o presente manual, atualizando as rotinas contidas em documentos anteriores. Este trabalho baseou-se em revisão da literatura científica atualizada, nacional e internacional, e sua adequação às características da realidade assistencial.

Este manual não pretende dar a última palavra ao tema, pelo contrário, ele representa um guia de trabalho para os profissionais da SES DF acerca dos procedimentos mais frequentes, sendo uma ferramenta para a ampla disseminação e aplicação dos protocolos de prevenção e controle das IRAS. Devido à natureza dinâmica do assunto, faz-se necessária a contínua atualização, à luz dos novos conhecimentos que virão no futuro, sendo muito bem vindas sugestões, comentários e críticas.

EQUIPE DE ELABORAÇÃO.

## INTRODUÇÃO

Será a infecção relacionada à assistência à saúde o sintoma mais evidente da inadequação de um sistema de saúde? Muitas vezes, ela é confundida com erro médico na imprensa leiga, colocando a responsabilidade da sua ocorrência sobre o profissional de saúde, quando em verdade é o elo final de uma complexa cadeia de eventos.

Na última década foi delineado o novo papel do profissional de Controle de Infecção. A infecção relacionada à assistência à saúde (IRAS) passou a ser vista como um epifenômeno que serve como importante indicador da qualidade da assistência à saúde, o que fez o serviço de prevenção à infecção ser considerado programa prioritário de garantia de qualidade nesta área. Sabe-se que um percentual de infecção sempre ocorrerá devido ao comprometimento do equilíbrio ecológico que permite a convivência pacífica entre hospedeiro e agente infeccioso. A quebra deste equilíbrio pode advir da queda da imunidade do hospedeiro, permitindo ao agente infeccioso prevalecer em condições favoráveis. Este fato, contudo, não significa omissão, imperícia ou imprudência, que caracterizariam erro médico, ou seja, profissional da saúde causador de dano ao paciente.

A história do controle das IRAS em nosso país inicia-se a partir da década de 70, quando o tema começou a difundir-se em nosso meio, editando obras básicas ou participando voluntariamente dos esforços coordenados pelo setor de “controle de infecção do Ministério da Saúde” em um foco multiprofissional, que evidenciou a importância do trabalho em equipe.

Com a implantação de um modelo altamente tecnológico de atendimento, surgiram as primeiras Comissões de Controle de Infecção Hospitalar (CCIH) do país, em Porto Alegre, São Paulo e Rio de Janeiro. Estas comissões eram vinculadas às instituições de ensino. Em 1976, através de uma ordem de serviço do Instituto Nacional de Previdência Social, o governo determinou a criação de CCIH somente nos hospitais próprios da Previdência.

Até os dias atuais, a década de 80 foi a mais importante para o desenvolvimento do controle de infecção hospitalar no Brasil. Nela, iniciou-se o processo de conscientização dos profissionais de saúde a respeito do tema, sendo criadas várias comissões pelo país. O Brasil dava seus primeiros passos em direção ao controle de infecção hospitalar, começando a ser discutido na imprensa, ora como denúncia de pacientes, ora por iniciativa dos profissionais que realizavam um trabalho de divulgação da necessidade dos hospitais exercerem ações de controle.

O Ministério da Saúde criou, em 31 de janeiro de 1983, um grupo de trabalho integrado com o Ministério da Educação e Previdência Social, com o objetivo de elaborar um documento normativo resultando na *Portaria MS 196/83*, de 24 de junho, a qual recomendava aos hospitais brasileiros a criação de CCIH e dava orientações práticas, sob a forma de anexos.

Com a morte de Tancredo Neves, em 1985, as denúncias sobre infecções hospitalares ganharam nova conotação e alguma ação de impacto precisava ser feita. Os projetos que estavam em andamento ganharam novo impulso e o Ministério da Saúde desencadeou atividades que mudaram definitivamente os rumos do controle de infecção relacionada à assistência à saúde.

O Ministério da Saúde desenvolveu uma política de capacitação de multiplicadores macrorregionais nas instituições onde houvesse CCIH constituída. Consultores capacitados, materiais bibliográficos para pesquisa, consulta e orientação foram disponibilizados. Todas estas ações possibilitaram a

implantação de muitas CCIH pelo país, divulgação das ações entre as autoridades sanitárias, troca de experiências, realização de eventos científicos, dentre outras ações.

Em 06 de abril de 1988, a *Portaria MS 232/88* criou a Programa Nacional de Controle de Infecção Hospitalar e em 1990 a Divisão Nacional de Controle de Infecção Hospitalar.

Em 1989, aconteceu o “I Congresso Brasileiro de Infecção Hospitalar”. Em 1992, o MS publica a *Portaria MS 930/92*, de 27 de agosto, que trazia importantes alterações às recomendações discutidas nas reuniões dos centros de treinamentos. Pela *Portaria MS 930/92* todos os hospitais do país passaram a manter programa de controle infecção hospitalar (IH), independente de entidade mantenedora, definindo a estrutura de funcionamento e áreas de competência, detalhando conceitos e critérios para diagnóstico de IH.

Em 1997, foi promulgada a *Lei Federal nº 9431*, com um princípio básico: “Os Hospitais do País são obrigados a manter PCIH – Programa de Controle de Infecção Hospitalar, conjunto de ações desenvolvidas e deliberadas sistematicamente visando à redução máxima possível da incidência e gravidade das IH”.

No ano seguinte é editada a *Portaria MS 2616/98* de 12 de maio, que recomenda as ações de controle, volta a postular a existência de uma equipe específica para assessorar a autoridade máxima da instituição e executar as ações de controle de infecção hospitalar, ampliando sua constituição e abrangência, mas é uma simples recomendação sem o mesmo peso de uma Lei Federal, portanto mais susceptível ao jogo das forças políticas.

Em 1999 o Ministério da Saúde institui o dia 15 de maio como sendo o “Dia Nacional do Controle de Infecção Hospitalar”.

No Brasil, de acordo com os dados do ano de 2012 da Agência Nacional de Vigilância Sanitária (ANVISA) existem 23 Comissões Estaduais de Controle de Infecção Hospitalar, formalmente nomeadas, e 29 Comissões Municipais. No Distrito Federal, existe a Comissão Distrital de Controle de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (CDCIRAS) e Comissões de Controle de Infecção Hospitalar, formalmente nomeadas, nos hospitais públicos e privados.

Nos últimos 15 anos, entre 1997-2012, muitos foram os ensaios e propostas para atualizar a *Portaria MS 2616/98* e a *Lei Federal nº 9431*, as quais legislam sobre o Controle de Infecção Hospitalar. Entretanto, ainda anseia-se a aprovação de uma legislação mais eficiente, reguladora e abrangente, que se sobreponha a interesses outros que diferem de uma assistência segura, sem riscos e conseqüências indevidas aos usuários dos serviços de saúde brasileiros.

Em recente Portaria N° 529, o MS instituiu o Programa Nacional de Segurança do Paciente que inclui atividades relacionadas à prevenção e controle das IRAS. A ANVISA com a RDC nº 36, de 25 de julho de 2013, regulamenta essas atividades no âmbito dos serviços de saúde.



## CAPÍTULO 1. HIGIENIZAÇÃO DAS MÃOS

A segurança dos pacientes nos serviços de saúde depende da higienização cuidadosa e frequente das mãos dos profissionais, tendo em vista que elas são as principais ferramentas de trabalho dos profissionais de saúde.

As mãos constituem a principal via de transmissão de microrganismos durante a assistência prestada aos pacientes, pois a pele é um reservatório de diversos microrganismos, que podem se transferir de uma superfície para outra, por meio de contato direto (pele com pele), ou indireto, através do contato com objetos e superfícies contaminados.

A pele das mãos alberga, principalmente, duas populações de microrganismos: os pertencentes à microbiota residente e à microbiota transitória. A microbiota residente é constituída por microrganismos de baixa virulência, de difícil remoção com água e sabonete, uma vez que coloniza as camadas mais internas da pele. Exemplo: estafilococos, corinebactérias e micrococcos. Esses microrganismos são pouco associados às infecções veiculadas pelas mãos. A microbiota transitória coloniza a camada mais superficial da pele, o que permite sua remoção mecânica pela higienização das mãos com água e sabonete, sendo eliminada com mais facilidade quando se utiliza uma solução antisséptica. É representada, tipicamente, pelas bactérias Gram-negativas, como enterobactérias (Ex: *Escherichia coli*), bactérias não fermentadoras (Ex: *Pseudomonas aeruginosa*), além de fungos e vírus.

Vários estudos já identificaram as mãos dos profissionais de saúde como fonte de surtos de infecções em serviços de saúde causados por bactérias Gram-negativas multirresistentes como *Acinetobacter spp.*, *Stenotrophomonas maltophilia* e *Klebsiella pneumoniae* produtora de ESBL. Em relação às bactérias Gram-positivas, mais especificamente *Enterococcus spp.* resistentes à vancomicina e *Staphylococcus aureus* resistente à oxacilina, as evidências também apontam para as mãos dos profissionais de saúde como uma das principais responsáveis pela disseminação desses patógenos.

**A higienização das mãos é a medida individual mais simples e menos dispendiosa para prevenir a propagação das infecções relacionadas à assistência à saúde.** O termo “lavagem das mãos” foi substituído por “higienização das mãos” devido à maior abrangência deste procedimento. Higienização das mãos engloba a fricção antisséptica, a higienização simples, a higienização antisséptica e a antisepsia cirúrgica das mãos, que serão abordadas adiante.

O local adequado para realização da higienização das mãos é o ponto de assistência. Entende-se por **Ponto de Assistência**, o local onde três elementos estejam presentes: o paciente, o profissional de saúde e a assistência ou tratamento envolvendo o contato com o paciente ou suas imediações (ambiente do paciente).

Todos os profissionais de saúde que entram em contato direto ou indireto com pacientes e seus ambientes durante suas atividades de assistência à saúde, devem se preocupar com a higienização das mãos, pois são responsáveis por impedir a transmissão de microrganismos.

Cada profissional de saúde possui responsabilidade no ato de higienizar as mãos.

## 1. FRICÇÃO ANTISSEPTICA DAS MÃOS:

Fricção antisséptica das mãos é a principal forma de higienização das mãos e deve ser usada quando as mãos não estiverem visivelmente sujas. É a técnica de fricção das mãos com preparações alcoólicas sob a forma de gel, líquido ou espuma. Tem a finalidade de reduzir a carga microbiana das mãos sem a necessidade de enxágüe em água ou secagem com papel toalha. Tipos de preparações alcoólicas recomendadas:

- **Preparação alcoólica para higiene das mãos sob a forma líquida:** preparação contendo álcool, na concentração final entre 60% a 80% destinadas à aplicação nas mãos para reduzir o número de microrganismos. Recomenda-se que contenha emolientes em sua formulação para evitar o ressecamento da pele.

- **Preparação alcoólica para higiene das mãos sob as formas gel, espuma e outras:** preparações contendo álcool, na concentração final mínima de 70% com atividade antibacteriana comprovada por testes de laboratório *in vitro* (teste de suspensão) ou *in vivo*, destinadas a reduzir o número de microrganismos. Recomenda-se que contenha emolientes em sua formulação para evitar o ressecamento da pele.

Procedimento indicado a todos os profissionais de saúde e das áreas de apoio envolvidos na assistência direta e indireta, pacientes, acompanhantes e visitantes. A fricção das mãos com preparação alcoólica deve ser usada quando estas não estiverem visivelmente sujas, impreterivelmente nos cinco momentos descritos a seguir:

- 1 Antes de tocar o paciente.
- 2 Antes da realização de procedimento limpo/asséptico. Exemplos:
  - ✓ Antes de manusear um dispositivo invasivo, independe do uso ou não de luvas.
  - ✓ Ao se mover de um sítio anatômico contaminado para outro durante o atendimento do mesmo paciente.
- 3 Após risco de exposição a fluidos corporais ou excreções. Exemplos:
  - ✓ Após contato com fluidos corporais ou excretas, membranas mucosas, pele não íntegra ou curativo.
  - ✓ Ao se mover de um sítio anatômico contaminado para outro durante o atendimento do mesmo paciente.
  - ✓ Após remover luvas esterilizadas ou não esterilizadas.
- 4 Após tocar o paciente;
- 5 Após contato com as áreas próximas ao paciente. Exemplo:
  - ✓ Após contato com superfícies e objetos inanimados (incluindo equipamentos para a saúde) nas proximidades do paciente

Outras indicações:

- Previamente ao preparo e à manipulação de medicamentos;
- Antes e após a retirada de luvas e/ou demais Equipamentos de Proteção Individual (EPI).

Em casos de luvas entalcadas, ao retirá-las ficarão resíduos do talco, para remoção de sujidades optar por higienização com água e sabonete.

# Os 5 momentos para a HIGIENIZAÇÃO DAS MÃOS

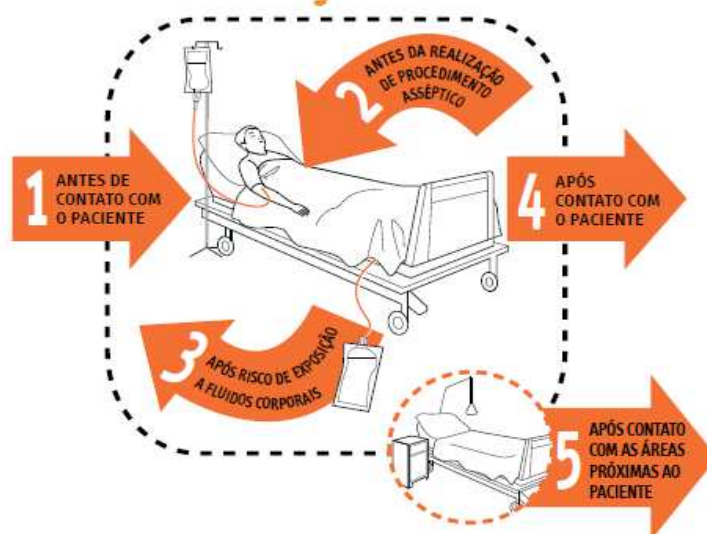


Figura 1. Os cinco momentos para higienização das mãos.  
Fonte: OPAS.

## Quadro 1. Técnica da fricção antisséptica das mãos:

Descrição	Justificativa
1. Antes de iniciar os procedimentos de higienização das mãos é necessário retirar adornos, tais como anéis, pulseiras e relógios.	• Remover sujidades e reduzir a microbiota das mãos.
2. Aplicar na palma da mão quantidade suficiente do produto para cobrir toda a superfície das mãos (seguir a quantidade recomendada pelo fabricante).	• Garantir a eficácia do procedimento e evitar desperdício.
3. Friccionar as palmas das mãos entre si.	• Higienizar as palmas das duas mãos.
4. Friccionar a palma da mão direita contra o dorso da mão esquerda, entrelaçando os dedos, e vice-versa.	• Higienizar o dorso das mãos e as laterais dos dedos.
5. Friccionar a palma das mãos entre si, com os dedos entrelaçados.	• Higienizar os espaços interdigitais.
6. Friccionar o dorso dos dedos de uma mão com a palma da mão direita, segurando os dedos, e vice-versa.	• Higienizar o dorso dos dedos.
7. Friccionar o polegar direito com o auxílio da palma da mão esquerda, realizando movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar os polegares.
8. Friccionar as polpas digitais e as unhas da mão esquerda contra a palma da mão direita, fazendo um movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar as unhas e regiões subungueais.
9. Friccionar os punhos com movimentos circulares.	• Higienizar os punhos.
10. Friccionar até secar. Não utilizar papel toalha.	• Evitar retirada da preparação alcoólica porque é o produto que higieniza as mãos.

Nota1: Duração: 20 a 30 segundos.

Nota2: Nos cuidados assistenciais em neonatologia recomenda-se higienizar as mãos e antebraços até a altura dos cotovelos.

## 2. HIGIENIZAÇÃO SIMPLES DAS MÃOS

A higienização simples das mãos é a lavagem básica com o uso de água e sabonete. Tem a finalidade de remover os microrganismos que colonizam as camadas superficiais da pele, assim como o suor, a oleosidade e as células mortas, retirando a sujidade propícia à permanência e à proliferação de microrganismos.

Este procedimento é indicado a todos os profissionais de saúde e das áreas de apoio envolvidos na assistência direta e indireta, pacientes, acompanhantes e visitantes.

As mãos devem ser higienizadas com água e sabonete nas seguintes situações:

- Quando estiverem visivelmente sujas ou contaminadas com sangue e outros fluidos corporais;
- Antes e após o contato com paciente colonizado ou infectado por *Clostridium difficile*;
- Após várias aplicações consecutivas de preparações alcoólicas;
- Antes e após uso do banheiro;
- Antes e após as refeições;
- Previamente ao preparo de alimentos.

### Quadro 2. Técnica de higienização simples das mãos:

Descrição	Justificativa
1. Antes de iniciar os procedimentos de higienização das mãos é necessário retirar adornos, tais como anéis, pulseiras e relógios.	• Garantir o acesso a toda superfície das mãos e antebraços
2. Abrir a torneira e molhar as mãos. Evitar encostar-se à pia.	• Umidificar as mãos. Não molhar a roupa
3. Aplicar na palma da mão quantidade suficiente de sabonete líquido para cobrir toda a superfície das mãos (seguir a quantidade recomendada pelo fabricante).	• Evitar ineficácia do procedimento ou desperdício.
4. Ensaboar as palmas das mãos, friccionando-as entre si.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
5. Esfregar a palma da mão direita contra o dorso da mão esquerda, entrelaçando os dedos, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
6. Entrelaçar os dedos e friccionar os espaços interdigitais.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
7. Esfregar o dorso dos dedos de uma mão com a palma da mão oposta, segurando os dedos, com movimentos de vai-e-vem, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
8. Esfregar o polegar direito com o auxílio da palma da mão esquerda, realizando movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
9. Friccionar as polpas digitais e as unhas da mão esquerda contra a palma da mão direita, fechada em concha, fazendo movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
10. Esfregar o punho esquerdo com o auxílio da palma da mão direita, realizando movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
11. Enxaguar as mãos, retirando os resíduos de sabonete. Evitar contato direto das mãos ensaboadas com a torneira.	• Evitar ressecamento da pele.
12. Secar as mãos com papel toalha descartável, iniciando pelas mãos e seguindo pelos punhos. No caso de torneiras com contato manual, sempre utilizar papel toalha para fechamento.	• Evitar recontaminação das mãos.

Nota 1: Duração: 40 a 60 segundos.

Nota 2: Nos cuidados assistenciais em neonatologia recomenda-se higienizar as mãos e antebraços até a altura dos cotovelos.

### 3. HIGIENIZAÇÃO ANTISSEPTICA DAS MÃOS:

A higienização antisséptica das mãos é a lavagem com o uso de água e antisséptico degermante à base de polivinilpirrolidona iodo (PVPI) ou gluconato de clorexidina. Esta técnica tem a finalidade de promover a remoção de sujidades e de microrganismos, reduzindo a carga microbiana das mãos, com auxílio de um antisséptico e está indicada a todos os profissionais de saúde e das áreas de apoio envolvidos na assistência direta aos pacientes em precauções de contato, devido à colonização ou infecção por microrganismos multirresistentes e nas unidades com surto de infecções relacionadas à assistência.

#### Quadro 3. Técnica de higienização antisséptica das mãos:

Descrição	Justificativa
1. Antes de iniciar os procedimentos de higienização das mãos é necessário retirar adornos, tais como anéis, pulseiras e relógios.	• Garantir o acesso a toda superfície das mãos e antebraços
2. Abrir a torneira e molhar as mãos. Evitar encostar-se à pia.	• Umidificar as mãos. Não molhar a roupa.
3. Aplicar na palma da mão quantidade suficiente de antisséptico degermante para cobrir toda a superfície das mãos (seguir a quantidade recomendada pelo fabricante).	• Evitar ineficácia do procedimento ou desperdício.
4. Ensaboar as palmas das mãos, friccionando-as entre si.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
5. Esfregar a palma da mão direita contra o dorso da mão esquerda, entrelaçando os dedos, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
6. Entrelaçar os dedos e friccionar os espaços interdigitais.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
7. Esfregar o dorso dos dedos de uma mão com a palma da mão oposta, segurando os dedos, com movimentos de vai-e-vem, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
8. Esfregar o polegar direito com o auxílio da palma da mão esquerda, realizando movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
9. Friccionar as polpas digitais e as unhas da mão esquerda contra a palma da mão direita, fechada em concha, fazendo movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
10. Esfregar o punho esquerdo com o auxílio da palma da mão direita, realizando movimento circular, e vice-versa.	• Higienizar todas as faces das duas mãos.
11. Enxaguar as mãos, retirando os resíduos de sabonete. Evitar contato direto das mãos ensaboadas com a torneira.	• Evitar ressecamento da pele.
12. Secar as mãos com papel toalha descartável, iniciando pelas mãos e seguindo pelos punhos. No caso de torneiras com contato manual para fechamento, sempre utilizar papel toalha.	• Evitar recontaminação das mãos.

Nota 1: Duração: 40 a 60 segundos.

Nota 2: Nos cuidados assistenciais em neonatologia recomenda-se higienizar as mãos e antebraços até a altura dos cotovelos.

Nota 3: Antisséptico degermante recomendado (PVP- I 10% ou clorexidina 2 ou 4%)

### 4. ANTISSEPSIA CIRÚRGICA DAS MÃOS:

É a higienização das mãos com auxílio de escova usando água e antisséptico degermante, PVPI 10% ou clorexidina 2 ou 4%, também chamada de preparo pré-operatório das mãos. Tem a finalidade de

eliminar a microbiota transitória da pele e reduzir a quantidade de colônias da microbiota residente, além de proporcionar efeito residual do antisséptico na pele.

Principais indicações:

- No pré-operatório, antes de qualquer procedimento cirúrgico (indicado para toda a equipe que participa do ato cirúrgico: cirurgiões, assistentes e instrumentadores).
- Antes da realização de procedimentos invasivos como exemplos: inserção de cateter intravascular central, punções, drenagens de cavidades, instalação de diálise, pequenas suturas, endoscopias e outros.

#### Quadro 4. Técnica da antissepsia cirúrgica as mãos:

Descrição	Justificativa
1. Antes de iniciar os procedimentos de higienização das mãos é necessário retirar adornos, tais como anéis, pulseiras e relógios.	• Garantir o acesso a toda superfície das mãos e antebraços.
2. Abrir a torneira e molhar as mãos, os antebraços e os cotovelos.	• Umidificação prévia
3. Recolher, com as mãos em concha, o antisséptico e espalhar nas mãos, antebraços e cotovelos. No caso de escova impregnada com antisséptico, pressionar a parte impregnada da esponja contra a pele e espalhar por todas as partes das mãos, antebraços e cotovelos.	• Promover o contato do antisséptico com todas as partes a serem degermadas.
4. Limpar sob as unhas com as cerdas da escova.	• Remoção de sujidades.
5. Friccionar as mãos, observando os espaços interdigitais e os antebraços, por no mínimo três a cinco minutos, mantendo as mãos acima dos cotovelos.	• Proporciona a ação do anti-séptico e evita o retorno de líquidos para as mãos.
6. Enxaguar as mãos em água corrente, no sentido das mãos para os cotovelos, retirando todo o resíduo do produto. Fechar a torneira com o cotovelo, joelho ou pés, se a torneira não possuir fotosensor.	• Evita o retorno de líquidos para as mãos, evita o ressecamento excessivo da pele.
7. Enxugar as mãos com compressas estéreis, com movimentos compressivos, iniciando pelas mãos e seguindo pelos antebraços e cotovelos, atentando para utilizar as diferentes dobras da toalha/compressa para regiões distintas.	• Evitar contaminação das mãos e antebraços.

*Nota 1 - Duração: Três a cinco minutos para a primeira cirurgia e dois a três minutos para as cirurgias subsequentes.*

#### CONSIDERAÇÕES

Durante a higienização das mãos, devem ser observadas ainda as seguintes recomendações:

- As unhas devem ser mantidas curtas, naturais, limpas e, se houver presença de lesões na pele ou nas unhas, deve-se procurar tratamento médico;
- Não usar unhas postiças;
- Evitar o uso de esmaltes;
- Aplicar creme hidratante nas mãos (uso individual), diariamente, para evitar ressecamento da pele (os hidratantes não devem permanecer no local de trabalho para uso coletivo).

## 5. RECOMENDAÇÕES PARA O USO DE SOLUÇÕES ANTISSEPTICAS

Soluções antissépticas são preparações contendo substâncias capazes de inibir e/ou destruir microrganismos na forma vegetativa. Por sua baixa causticidade são indicadas para antisepsia e degermação em pele e mucosa.

Os iodóforos são combinações de iodo com um agente solubilizante e transportador da polivinilpirrolidona (PVP), compondo o polivinilpirrolidona-iodo (PVPI). Atuam carreando moléculas de iodo que são liberadas gradualmente em baixas concentrações, mantendo o efeito germicida próprio do iodo, mas reduzindo sua toxicidade. Os iodóforos necessitam de aproximadamente 2 minutos de contato para a liberação do iodo livre, atingindo assim nível adequado de antisepsia. Devido à sua liberação lenta, possuem efeito residual de 2 a 4 horas. No entanto, sua ação é rapidamente neutralizada pela presença de matéria orgânica. Os iodóforos podem ser encontrados nas formulações degermante, alcoólica e aquosa, em concentrações de 10% com 1% de iodo livre. Os antissépticos à base de iodo podem sofrer decomposição pela exposição excessiva à luz e calor.

A clorexidina pertence ao grupo das biguanidas e age por destruição da membrana e precipitação dos componentes internos da célula microbiana. Tem excelente ação contra bactérias Gram positivas, boa atividade contra Gram negativas, fungos e vírus, porém pequena ação contra micobactérias. Consiste num sal, inodoro e fortemente básico. O gluconato de clorexidina, por ser mais solúvel, tem sido mais usado. As fórmulas usuais são: solução degermante 2 a 4%, solução alcoólica a 0,5% e solução aquosa a 1%. A clorexidina consiste em boa alternativa para pacientes alérgicos ao iodo e é pouco absorvida pela pele íntegra. **Não deve ser utilizada no globo ocular ou para instilação em ouvido médio pela possibilidade de lesão córnea ou ototoxicidade.** Por ser indicada apenas para uso externo, deve-se evitar seu contato com o cérebro, meninges, olhos ou uso para irrigação de cavidades corpóreas. O principal benefício da clorexidina é o efeito residual de 6 a 8 horas, determinado pela sua alta afinidade com a pele, o que é desejável quando a perpetuação da máxima redução de microbiota minimiza o risco de infecção. Além disso, apresenta um importante efeito cumulativo e sua atividade não é significativamente afetada pela presença de sangue ou matéria orgânica.

### 5.1. Solução degermante (clorexidina 2 a 4% ou PVPI 10%)

- Preparo das mãos do profissional de saúde, antes da realização de procedimentos invasivos, p. ex. cirurgias, instalações de cateteres vasculares e urinários.
- Higienização antisséptica das mãos do profissional de saúde após o cuidado do paciente colonizado ou infectado por patógenos multirresistentes, ex: *Acinetobacter baumannii*, *Staphylococcus aureus* resistente à Oxacilina e *Pseudomonas aeruginosa* resistentes a imipenem, cefalosporina e quinolonas.
- Degermação da pele do paciente, antes de procedimentos invasivos (p. ex. cirurgia, cateter venoso central). Após a degermação, realizar antisepsia com solução alcoólica.

**OBS: NÃO USAR PARA CURATIVOS. NÃO USAR EM MUCOSAS.**

### 5.2. Solução alcoólica (Clorexidina 0,5% ou PVPI 10%)

- Preparo pré-operatório da pele do paciente após degermação;



- Preparo da pele do paciente para realização de procedimentos invasivos percutâneos, ex. biópsias, instalação de cateteres vasculares, diálise, etc.;

- Preparo da pele do paciente antes da coleta de material biológico para a realização de exames microbiológicos;

- Realização de curativo em local de inserção de cateteres vasculares;

**OBS:** Não usar em mucosas. Não usar para a degermação/antisepsia das mãos do profissional de saúde.

Não usar para curativos de ferida cirúrgica, úlceras de decúbito e outras lesões na pele, etc.

### 5.3. Solução tópica ou aquosa (clorexidina a 1% ou PVPI a 10%)

- Preparo de mucosas do paciente cirúrgico.
- Preparo de região genital antes da instalação de cateter urinário.
- Em procedimentos odontológicos.

**OBS:** Não usar para preparo de pele do paciente cirúrgico. Não usar para degermação/antisepsia das mãos de profissionais de saúde. Não usar para curativo da ferida cirúrgica ou de lesões de pele e mucosa.

### Quadro 5. Indicação de antissépticos para procedimentos específicos.

Procedimento		Antisséptico de escolha	Antisséptico alternativo
Higienização das mãos	Procedimentos invasivos	Clorexidina degermante 2 ou 4%	PVP-I degermante 10%
	Cuidados com pacientes em precaução de contato	Clorexidina degermante 2 ou 4%	Álcool gel a 70%
	Cuidados com pacientes em geral	Álcool gel a 70%	Não recomendado
Cateter venoso central	Inserção e curativo	Clorexidina alcoólica 0,5%	PVP-I alcoólico 10%
	Manipulação	Álcool etílico a 70%	Clorexidina alcoólica a 0,5%
Cateter venoso periférico	Inserção e manipulação	Álcool etílico a 70%	Álcool etílico a 70%
Cateter vesical	Inserção	PVP-I tópico 10%	Clorexidina tópica 1%
	Manipulação	Não indicado uso de antisséptico	Não indicado uso de antisséptico
Cirurgias	Banho pré-operatório	Clorexidina degermante 2 ou 4%	Água e sabão
	Antissepsia cirúrgica das mãos	Clorexidina degermante 2 ou 4%	PVPI degermante 10%
	Degermação da pele do paciente	Clorexidina degermante 2 ou 4%	PVPI degermante 10%
	Antissepsia da pele do paciente	Clorexidina alcoólica 0,5%	PVPI alcoólico 10%
	Antissepsia da mucosa do paciente	Clorexidina tópica 1%	PVPI tópico 10%
	Curativo de ferida cirúrgica	Não indicado uso de antisséptico	Não indicado uso de antisséptico



## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Prevenção da infecção de sítio cirúrgico**. São Paulo, 2009. 120p.
- ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Limpeza, desinfecção de artigos e áreas hospitalares e anti-sepsia**. São Paulo, 1999. 74p.
- BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Higienização das mãos em serviços de saúde**. Brasília, 2007. 52 p.
- BRASIL. Ministério da Saúde. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Fiocruz. **Anexo1: Protocolo para a prática de higiene das mãos em serviços de saúde**. Protocolo integrante do programa nacional de Segurança do Paciente. Brasília, 2013. 16 p.
- BRASIL. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. **Segurança do paciente em serviços de saúde: higienização das mãos**. Brasília, 2009. 105 p.
- DISTRITO FEDERAL. Secretaria de Estado de Saúde. Núcleo de Prevenção à Infecção Hospitalar. **Manual de recomendações de prevenção e controle das infecções em estabelecimentos de saúde**. Brasília, 2005. 67p.
- ORGANIZAÇÃO PAN-AMERICANA DA SAÚDE, AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. **Manual para observadores: estratégia multimodal da OMS para melhoria da higienização das mãos. Uma assistência limpa é uma assistência mais segura**. Brasília, 2008. 58p.
- ORGANIZAÇÃO PAN-AMERICANA DA SAÚDE, AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. **Guia Para Implementação: Uma Guia para a implantação da estratégia multimodal da OMS para a melhoria da higienização das mãos**. Brasília, 2008. 63p.
- SÃO PAULO. Faculdade de Medicina da Universidade de São Paulo. Hospital das Clínicas. **Guia de utilização de anti-infecciosos e recomendações para prevenção de infecções hospitalares**. São Paulo, 2009 – 2011. 222p.
- SIEGEL JD, RHINEHART E, JACKSON M, CHIARELLO L, AND THE HEALTHCARE INFECTION CONTROLE PRATICES ADVISORY COMMITTEE. **Guideline for Isolation Precautions: Preventing Transmission of Infections Agents in Healthcare Settings**, June 2007. Disponível em <http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/pdf/isolation2007.pdf>. Acesso em: 20 de maio de 2013.

## **CAPÍTULO 2. PRECAUÇÕES PARA ISOLAMENTO EM SERVIÇOS DE SAÚDE**

As medidas para prevenção da transmissão de agentes infecciosos para pacientes e profissionais de saúde devem se adaptar aos desafios dos novos cenários de assistência e apresentam como objetivo primário melhorar a segurança assistencial, reduzindo os indicadores de IRAS. O aparecimento de patógenos emergentes, o desenvolvimento de resistência dos microrganismos conhecidos, o desenvolvimento de novas terapias e a preocupação crescente com a ameaça de bioterrorismo promoveram a necessidade de recomendação de etiqueta respiratória e o controle ambiental ampliando a abordagem das diretrizes anteriores. A prevenção e o controle da disseminação de patógenos nos estabelecimentos de saúde exigem da instituição a manutenção de precauções para isolamento.

As precauções são classificadas em duas categorias: padrão e precauções adicionais ou baseadas nas vias de transmissão. As precauções padrão destinam-se a interromper as vias de transmissão dos microrganismos e são dirigidas a proteger o paciente e o profissional de saúde. Devem ser observadas por todos os profissionais envolvidos no atendimento a qualquer usuário do serviço de saúde, independente do diagnóstico ou suspeita de infecção.

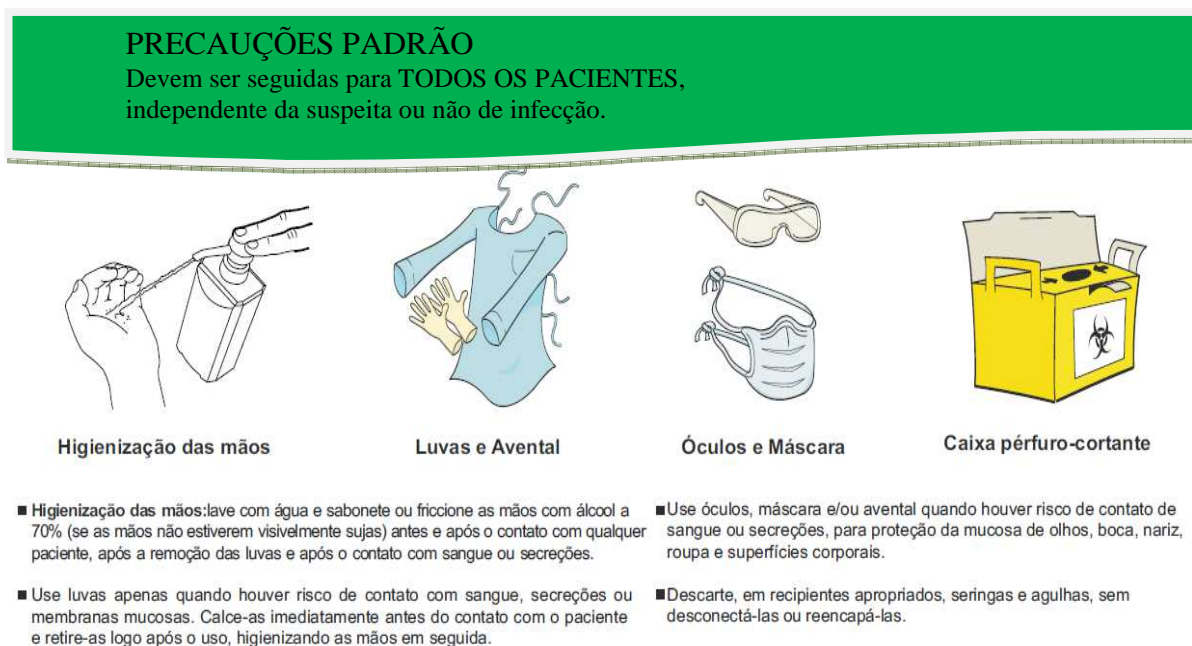
Na segunda categoria estão as precauções adicionais ou baseadas nas vias de transmissão, que somadas às precauções padrão, são indicadas durante a assistência a paciente com diagnóstico, suspeito ou confirmado, de infecção ou colonização por agentes epidemiologicamente importantes. As precauções adicionais classificam-se em: precauções de contato, precauções para gotículas, precauções para aerossóis.

As orientações para instituir as precauções adicionais quanto ao tipo e duração dos períodos de isolamentos assim como a relação dos agentes etiológicos com risco de transmissibilidade, estão listados nos anexos 1 e 2 ao final deste capítulo.

### **1. PRECAUÇÕES PADRÃO**

São medidas aplicáveis a todos os pacientes independente do seu diagnóstico ou estado presumível de infecção. As precauções padrão devem ser aplicadas sempre que houver risco de contato com sangue, fluidos corpóreos, secreções e excreções (exceto suor), pele não íntegra e membrana mucosa. Também se aplicam a manipulação de equipamentos e artigos contaminados.

Figura 1. Placa de Precauções Padrão.



Fonte: ANVISA, com adaptações.

## MEDIDAS PARA IMPLANTAR AS PRECAUÇÕES PADRÃO:

### 1.1. Uso de Luvas:

Tipos e indicação:

- Luvas de procedimentos não estéreis – proteger as mãos dos profissionais de saúde do risco de contato com sangue, líquidos orgânicos, secreções, excreções, membrana mucosa e pele não íntegra.
- Luvas estéreis – proteger as mãos do profissional de saúde durante a realização de procedimentos invasivos.
- Luvas de borracha ou de material resistente à perfuração - proteger as mãos do profissional de saúde durante o processamento de artigos e superfícies ou em procedimentos de maior risco para acidente perfurocortante.

Usar luvas sempre quando houver risco de contato das mãos com sangue, líquidos corpóreos, secreções e excreções, mucosas ou pele não íntegra. Ex: contato com feridas abertas, banho, higiene oral, sondagens, punção venosa, manuseio de drenagem e ostomias, manuseio de materiais, roupas ou superfícies contaminadas. Trocar as luvas entre procedimentos. Retirar as luvas e higienizar as mãos imediatamente. Descartar as luvas em recipiente adequado, resíduo infectante.

### 1.2. Uso de Avental:

Usar avental sempre que houver risco de respingo/contaminação das roupas com sangue e/ou líquidos corporais. Ex: contato direto com pacientes com sangramentos e/ou ferimentos abertos, preparo do corpo, banho no leito, etc.

Descartar imediatamente após cada uso.

Usar aventais impermeáveis quando houver risco de contaminação com grandes volumes de sangue e/ou líquidos corpóreos. Ex: Cirurgias, lavagens de artigos contaminados, etc.

**OBS:** Após vestir o avental, amarre primeiramente a gola e depois a cintura. Para retirá-lo, desamarre os cadarços, deslize o avental do pescoço e dos ombros, vire a parte interna sobre a externa, dobre e despreze-o no recipiente de resíduo infectante (quando de tecido despreze-o no hamper) e higienize as mãos.

### 1.3. Uso de Máscara Cirúrgica e Óculos de Proteção/ Protetor de Face:

Utilizar quando houver a possibilidade da ocorrência de respingos de material biológico sobre as membranas mucosas dos olhos, nariz e boca, durante a realização de procedimentos no paciente, ou manuseio com artigos/materiais contaminados. Descartar imediatamente a máscara após uso.

Os óculos ou protetor de face devem ser limpos com água e detergente, após secagem, desinfetá-los com álcool a 70%.

A seqüência correta de Paramentação e Desparamentação é:

- Paramentação: 1º avental, 2º máscara, 3º óculos e 4º luvas.
- Desparamentação: 1º luvas, 2º óculos, 3º avental e 4º máscara.

**OBS:** A Higienização das mãos deve preceder a paramentação e ser efetuada imediatamente após a desparamentação.

#### Quadro 1. Seqüência de colocação dos EPI ao entrar no quarto:

<b>O tipo de EPI a ser utilizado depende do tipo de precaução a ser empregada: precauções padrão apenas ou precauções padrão associadas a algum tipo de precauções adicionais.</b>	
<p><b>AVENTAL</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Coloque o avental cobrindo toda a extensão do seu corpo, do pescoço aos tornozelos, os braços, chegando até os punhos e leve-o até as costas.</li> <li>• Amarre-o na altura do pescoço e da cintura.</li> </ul>	
<p><b>MÁSCARA CIRÚRGICA OU DO TIPO RESPIRADOR</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Esteja atento para que o elástico ou os cordões estejam posicionados na metade da sua cabeça e no pescoço.</li> <li>• Ajuste a parte flexível em torno do seu nariz.</li> <li>• Acomode-a em sua face de modo a cobrir inteiramente o seu nariz e a boca.</li> <li>• Verifique o ajuste da máscara do tipo respirador.</li> </ul>	
<p><b>ÓCULOS DE PROTEÇÃO OU PROTETOR FACIAL</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Coloque-os e ajuste-os bem junto à face.</li> </ul>	
<p><b>LUVAS</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Coloque as luvas até que cubram o punho do avental.</li> </ul>	
<p><b>REALIZE ATITUDES SEGURAS DE TRABALHO PARA SE PROTEGER E IMPEDIR A DISSEMINAÇÃO DE MICRORGANISMOS</b></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Procure manter as unhas afastadas de sua face.</li> <li>• Limite tocar as superfícies.</li> <li>• Troque as luvas quando rasgarem ou estiverem muito sujas.</li> <li>• Higienize sempre as unhas. Lembre-se dos seus CINCO MOMENTOS para HIGIENIZAÇÃO DAS MÃOS.</li> </ul>	

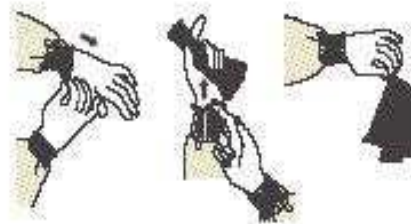
Fonte: APECIH 2012, com adaptações.

## Quadro 2. Sequência de retirada dos EPI:

**Com exceção da máscara do tipo respirador, retire os EPI ainda dentro do quarto ou na antecâmara. A máscara do tipo respirador deve ser retirada depois de sair do quarto e fechar a porta.**

### LUVAS

- Lembre-se que a parte externa das luvas está contaminada!
- Segure a parte externa da luva com a mão oposta enluvada e retire-a.
- Deslize os dedos da mão sem luva por baixo da luva na altura do punho.
- Retire-a de forma que envolva a primeira luva.
- Descarte-as no lixo.



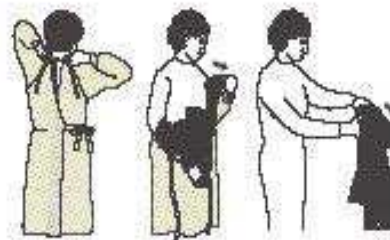
### ÓCULOS DE PROTEÇÃO OU PROTETOR FACIAL

- Lembre-se que a parte externa dos óculos e do protetor facial está contaminada!
- Retire-os a partir das hastes dos óculos que estão na orelha e do elástico do protetor que está sobre a cabeça.
- Armazene-os no local adequado para serem posteriormente limpos.



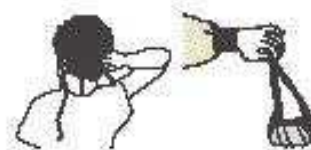
### AVENTAL

- Lembre-se que a frente e as mangas do avental estão contaminados!
- Desamarre os cordões.
- Segurando apenas o avesso do avental, retire-o, passando pelo pescoço e ombros.
- Descarte-o no lixo (avental descartável) ou no hamper (avental de tecido).



### MÁSCARA CIRÚRGICA OU DO TIPO RESPIRADOR

- Lembre-se que a parte externa da máscara está contaminada!
- Primeiro segure-a pela parte de baixo, depois os cordões, o elástico de cima e por último, remova-a da face.
- Despreze a máscara cirúrgica no lixo. A máscara tipo respirador deve ser armazenada em saco plástico com furo ou em recipiente fechado.



### HIGIENIZE AS MÃOS IMEDIATAMENTE APÓS RETIRAR QUALQUER EPI

Fonte: APECIH 2012, com adaptações.

#### 1.4. Cuidados na manipulação de materiais perfurocortantes

Os profissionais de saúde devem seguir as recomendações de biossegurança a fim de evitar ferimentos causados por agulhas, bisturis e outros equipamentos pontiagudos ou cortantes. Esta determinação é válida durante e após os procedimentos junto ao paciente.

Recomenda-se a máxima atenção ao realizar procedimentos que envolvam a manipulação de material perfurocortante.

Os artigos perfurocortantes descartáveis devem ser desprezados imediatamente após uso em coletores especiais de paredes rígidas (resistentes à perfuração) e impermeáveis. As agulhas não devem ser reencapadas, entortadas, quebradas ou retiradas das seringas. Descartar o conjunto seringa e agulha no coletor especial.

Os coletores para descarte de material perfurocortante devem ser preenchidos até 2/3 de sua capacidade total ou conforme limite indicado pelo fabricante. Esses coletores devem ser instalados/fixados em altura adequada, próximos ao local do procedimento, ou de maior fluxo de atendimento. Não deixar o coletor especial no chão. Desprezar os coletores devidamente fechados e identificados como resíduo infectante.

Artigos perfurocortantes reutilizáveis devem ser acondicionados e transportados para esterilização em condições de segurança, dentro de recipientes resistentes à perfuração e com tampa.

#### 1.5. Manipulação de Artigos e Equipamentos de Assistência ao Paciente

Os artigos reutilizáveis, após o uso em qualquer paciente, devem ser manipulados pelos profissionais de saúde de forma a prevenir a contaminação das pessoas e do ambiente.

Os artigos reutilizáveis devem ser limpos e adequadamente processados (desinfetados e/ou esterilizados) antes de sua reutilização.

Artigos descartáveis utilizados em qualquer paciente devem ser desprezados no recipiente de resíduo infectante de forma a prevenir a contaminação das pessoas e do ambiente.

#### 1.6. Limpeza e Desinfecção em Serviços de Saúde

Superfícies hospitalares contaminadas por sangue, líquidos orgânicos, secreções e excreções de qualquer paciente, após a limpeza, devem ser submetidas à desinfecção com soluções germicidas padronizadas para este fim.

Em presença de matéria orgânica, remover o excesso de matéria orgânica (sangue, urina, vômito, etc.) com papel toalha, utilizando luvas de borracha. Limpar com água e detergente, enxaguar, secar e aplicar o desinfetante.

Se for grande a quantidade de derramamento de matéria orgânica, remover o excesso de matéria orgânica (sangue, urina, vômito, etc.) com auxílio de pá ou rodo, desprezar no expurgo ou se sólido em saco plástico, utilizando luvas de borracha. Limpar com água e detergente, enxaguar, secar e aplicar o desinfetante.

**OBS:** Após o procedimento, as luvas de borracha deverão ser lavadas com água e detergente e serem submetidas ao processo de desinfecção. A higiene das mãos é obrigatória.

#### 1.7. Flores e plantas em estabelecimentos de saúde.

A água acumulada em vasos de flores frescas contém uma microbiota patogênica, inclusive com altos índices de resistência aos antimicrobianos. Estes agentes podem contaminar o paciente principalmente através das mãos da equipe, que se colonizam ao trocar a água do vaso. Assim, flores devem ser proibidas em áreas de alto risco, caso sejam empregadas, a sua manipulação deve ser realizada por funcionários que não manipulem o paciente. Plantas em vaso representam um risco menor por serem manipuladas com menor frequência e não terem grande reservatório de água, mas albergam bactérias Gram negativas e podem ser fontes potenciais de contaminação. Devem ser utilizadas com prudência.

As plantas, flores secas e frescas são reservatórios de bactérias e fungos filamentosos representando risco potencial para causar infecção em pacientes imunodeprimidos. Portanto, não é permitida a presença de plantas e flores nas áreas de internação e de circulação (salas de espera) destinadas a pacientes imunossuprimidos, como UTI, unidade oncológica e transplantes.

Nas demais áreas de internação podem ser adotadas diretrizes para minimização da exposição do paciente a possíveis microrganismos presentes nas plantas e flores. Nestes locais as plantas devem permanecer preferencialmente no corredor, em local preestabelecido, e cuidadas pelo pessoal que não esteja ligado à



assistência direta ao paciente. Os vasos devem permanecer sempre do mesmo lado do corredor para facilitar rota de fuga.

Trocar a água a cada dois dias.

Instituir uma política viável e segura de flores e plantas no estabelecimento.

Jogar a água de vasos nas pias de expurgo e nunca nas pias de higienização das mãos.

Usar luvas para cuidar das plantas.

Não usar em consultórios e salas de procedimentos.

Não devem ser colocadas em locais de atendimento a imunossuprimidos.

Após jogar flores fora higienizar e desinfetar o vaso.

### 1.8. Roupas em Serviços de Saúde

Utilizar os Equipamentos de Proteção Individual (EPI) adequados ao manipular as roupas sujas de uso em serviços de saúde, acondicionar a roupa suja em sacos impermeáveis, respeitando a sua capacidade de ocupação, evitando extravasamento e contaminação ambiental. Manipular as roupas sujas com técnica segura evitando agitação e propagação de partículas suspensas.

Transportar e processar as roupas usadas prevenindo a disseminação de microrganismos para os profissionais de saúde, outros pacientes e o ambiente.

Deve ser utilizado saco plástico específico para coleta de roupas sujas, preferencialmente em coletor fechado com tampa.

O transporte das roupas sujas das unidades assistenciais para a área de processamento de roupas, deve ser em carros de transportes exclusivos, fechados (com tampa) e identificados. O profissional deve ser treinado, específico e deve cumprir as normas de biossegurança.

### 1.9. Biossegurança

Os profissionais de saúde devem cumprir avaliação de saúde periódica e o programa de vacinação, especificamente o da hepatite B. Profissionais de saúde portadores de doenças transmissíveis ou qualquer outro agravo devem ser avaliados, caso a caso, quanto à liberação para a assistência aos pacientes.

Os profissionais de saúde com feridas ou dermatites nas mãos (sobretudo, se lesões abertas, com secreção) devem evitar a prestação de cuidados diretos aos pacientes, bem como a manipulação de equipamentos e artigos contaminados, até a resolução das lesões em pele.

### 1.10. Precauções padrão em atendimento ambulatorial

O cuidado ambulatorial é realizado em clínicas ligadas ou não a hospitais, consultórios, postos de saúde, centros de diálise, unidades de cirurgia ambulatorial, pronto socorros, dentre outros. A transmissão de infecções no atendimento extra hospitalar também ocorre como a transmissão em ambiente hospitalar, podendo ser prevenida pelas precauções padrão e identificação precoce de pacientes com infecções sintomáticas ou assintomáticas, confirmadas ou suspeitas, passíveis de transmissão direta ou indireta.

Após a identificação de um paciente suspeito de infecção é necessária a aplicação de medidas profiláticas, incluindo a separação imediata deste paciente dos demais e a implementação de medidas adequadas de controle (por exemplo, etiqueta respiratória e precauções adicionais baseadas no mecanismo de transmissão) com objetivo de diminuir o risco de disseminação.

### 1.11. Etiqueta Respiratória

É necessário orientar o paciente/usuário sobre a importância de contenção das secreções respiratórias, especialmente durante surtos sazonais de infecções virais, desde a sua chegada no serviço (ex. triagem, recepção e áreas de espera).

Profissionais, pacientes e acompanhantes com sintomas respiratórios devem usar lenço de papel para conter as secreções. Higienizar as mãos com água e sabonete ou realizar a fricção antisséptica com preparações alcoólicas após o uso do lenço descartável.

O paciente sintomático respiratório deve evitar contato com paciente imunodeprimido. Profissionais com sintomas respiratórios devem usar máscara cirúrgica durante o atendimento aos pacientes. Rever conduta caso a caso.

### 1.12. Práticas seguras para administração de medicamentos injetáveis

As seguintes recomendações se aplicam ao uso de agulhas, cânulas que substituem agulhas e qualquer outro sistema intravenoso de medicação:

- Utilizar técnica asséptica para procedimentos especiais, utilizar avental estéril, luvas cirúrgica, gorro, óculos e máscara cirúrgica quando introduzir um cateter ou injetar substância dentro do canal espinhal ou espaço subdural (ex: punção lombar e anestesia espinhal ou epidural).
- Não administrar medicações diluídas de uma mesma seringa a múltiplos pacientes, mesmo se agulha ou cateter curto na seringa forem trocados.
- Agulhas, cânulas e seringas são itens estéreis de uso único e não devem ser reutilizados em múltiplos pacientes, nem para aspirar soluções nem tão pouco administrar medicações.
- Não compartilhar produtos para a saúde tais como bolsas intravenosas, torneirinhas, conectores para infusão e administração de fluidos. Estes produtos são classificados como de uso único.
- Toda seringa ou agulha utilizada para conectar na bolsa ou sistema de infusão, é considerada contaminada. Descartá-la após o uso.
- Acondicionar o frasco multidose de acordo com as recomendações do fabricante.

## 2. PRECAUÇÕES ADICIONAIS

As Precauções adicionais são indicadas como complemento das precauções padrão durante a assistência a pacientes com diagnóstico suspeito ou confirmado de infecção ou colonização por agentes epidemiologicamente importantes.

As precauções adicionais, ou isolamento usualmente dito, são instituídas de acordo com a via de transmissão de um agente infeccioso específico, em relação ao qual se pretende interromper a disseminação de microrganismos.

As precauções adicionais devem ser implantadas sempre que houver suspeita ou confirmação de doença infecciosa ou colonização/infecção por um microrganismo passível de ser disseminado para outros pacientes ou profissionais que o assistem. Deverão ser instituídas ou suspensas pelo médico ou enfermeiro da unidade onde o paciente se encontra internado. A supervisão deve ser realizada pelo serviço de controle de infecção que poderá reorientar a indicação se necessário.



## FUNDAMENTOS DAS PRECAUÇÕES ADICIONAIS

- Sempre manter as precauções padrão como base de cuidados. Aplicar as precauções adicionais baseadas na via de transmissão do agente infeccioso;
- Usar quartos individuais ou coletivos para pacientes acometidos com o mesmo microrganismo (coorte de pacientes) com precauções especiais definidas de acordo com a via de transmissão;
- Dois ou mais pacientes com infecção ou colonização pelo mesmo tipo de agente infeccioso podem ocupar o mesmo quarto, enfermaria ou área específica para o isolamento (alertar para as diferenças no padrão de resistência do microorganismo aos antimicrobianos);
- Excepcionalmente, quando um quarto individual não está disponível e há necessidade de internar o paciente em um quarto coletivo, tipo a UTI, instituir uma área demarcada com biombo ou faixas sinalizadoras com pelo menos 2 m de distância entre o paciente infectado e outros pacientes. Nessa situação, consultar o NCIH/SCIH;
- Usar os equipamentos de proteção individual (luvas, avental, máscara cirúrgica ou peça semifacial filtrante PFF2 ou N95 e óculos) de acordo com as precauções padrão e também de acordo com a via de transmissão do agente infeccioso;
- Manter visitantes e acompanhantes orientados quanto às precauções adicionais;
- Suspender as precauções adicionais assim que terminar o período de transmissão do agente infeccioso.
- Para pacientes isolados devido colonização/infecção por microrganismos multirresistentes, manter as precauções adicionais até a alta hospitalar.

### Quadro 3. Aspectos das precauções adicionais

O QUE?	PARA QUE?
Diagnóstico, comprovado ou suspeito, de doença infecciosa transmissível ou de colonização por microrganismos multirresistentes.	Determina a necessidade de precauções adicionais.
Via de transmissão do agente etiológico.	Determina o tipo de precauções adicionais.
Período de transmissibilidade do agente da infecção ou da colonização.	Determina a duração das precauções adicionais.

## TIPOS DE PRECAUÇÕES ADICIONAIS

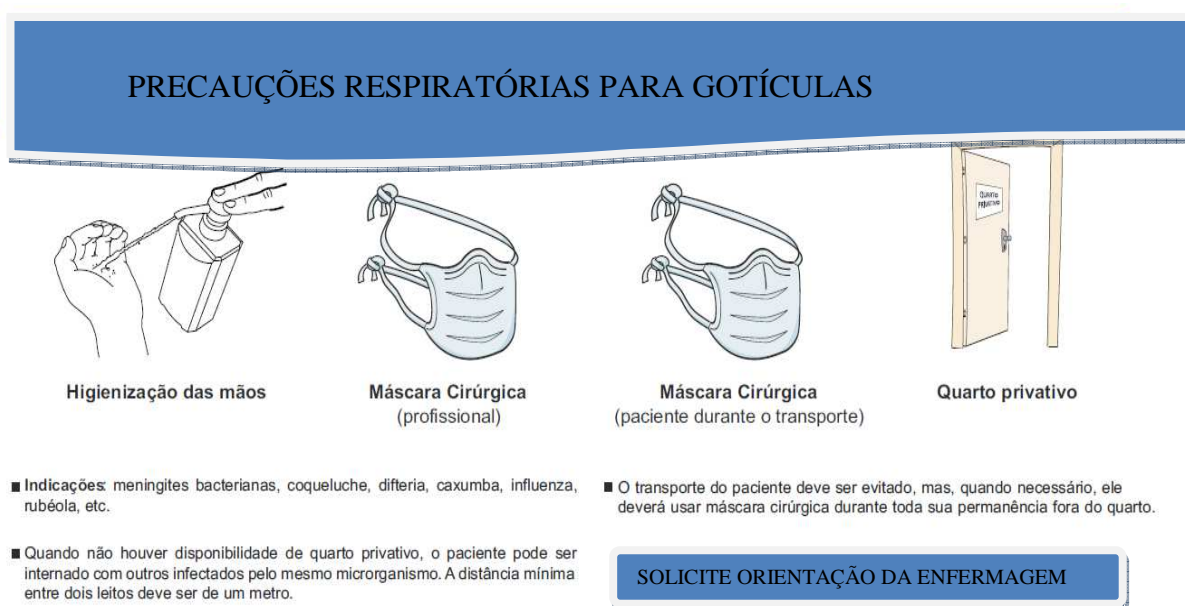
Considerando as principais vias de transmissão dos microrganismos, as precauções adicionais são divididas em Precauções para Gotículas, Precauções para Aerossóis e Precauções de Contato.

## 2.1. Precauções para Gotículas

São indicadas para a assistência a pacientes com infecção, suspeita ou confirmada, causada por microrganismos transmitidos por via inalatória através de gotículas maiores que  $5\mu$  (micra) e que se disseminam a curta distância (cerca de um metro), visando proteção dos profissionais de saúde e de outros pacientes.

Exemplos: doença meningocócica; doença invasiva pelo *Haemophilus influenzae* tipo b, coqueluche, difteria faríngea, pneumonia por micoplasma, influenza, rubéola e caxumba.

Figura 2. Placa de precauções para gotículas.



Fonte: ANVISA, com adaptações.

### Quadro 4. Orientações para as precauções com gotículas:

1	Manter as precauções padrão.
2	Colocar o paciente em quarto individual ou comum para pacientes acometidos com o mesmo microrganismo (coorte de pacientes). Visitas restritas e sob orientação, esclarecendo o paciente, o acompanhante e as visitas a respeito da precaução para gotícula.
3	Sinalização do quarto ou leito. Deve ser utilizada sinalização específica na cabeceira da cama, na porta do quarto ou parede dos boxes dos pacientes (cartaz indicativo com a denominação de Precaução para Gotículas) e na maca de transporte durante trajeto de paciente em Precaução para Gotículas dentro do hospital.
4	Divulgar a toda a equipe os motivos da precaução para gotículas.
5	Realizar higiene de mãos antes de colocar a máscara cirúrgica, posicioná-la para cobrir totalmente o nariz e a boca. Utilizar a máscara cirúrgica ao se aproximar a menos de 1m do paciente.
6	A máscara deve ser colocada antes de entrar no quarto e ser retirada ao sair do quarto. Ao retirá-la segure pelas tiras, sem contaminar as mãos, desprezê-la em resíduo infectante. Higienizar as mãos.
7	Limitar o transporte do paciente. Quando for estritamente necessário recomenda-se o uso de máscara

	cirúrgica pelo paciente, quando isso não for possível, orienta-se o uso de máscaras pelos profissionais em contato próximo no transporte (01 metro).
<b>8</b>	Avisar com antecedência o setor que receberá o paciente em precauções para gotículas, para preparo da unidade e equipe.
<b>9</b>	As superfícies e os equipamentos próximos ao leito do paciente devem sofrer limpeza e desinfecção concorrente (diária), conforme a rotina hospitalar. Material de limpeza de uso exclusivo.
<b>10</b>	Deve haver evidência do registro da Precaução para Gotículas na prescrição médica e/ou de enfermagem.

## 2.2. Precauções para Aerossóis.

São indicadas para a assistência a pacientes com infecção, suspeita ou confirmada, causada por microorganismos transmitidos por via inalatória através de partículas menores que  $5\mu$  (micra) e que se disseminam a longa distância pelo ar e permanecem suspensos por horas, visando proteção dos profissionais e de outros pacientes.

Exemplos: tuberculose pulmonar ou laríngea, sarampo, varicela (catapora), herpes zoster disseminado ou herpes zoster em paciente imunodeprimido (neste caso utilizar também as precauções de contato).

Figura 3. Placa de precauções para aerossóis.

### PRECAUÇÕES RESPIRATÓRIAS PARA AEROSSÓIS



**Higienização das mãos**



**Máscara PFF2 (N-95)**  
(profissional)



**Máscara Cirúrgica**  
(paciente durante o transporte)



**Quarto privativo**

- **Precaução padrão:** higienize as mãos antes e após o contato com o paciente, use óculos, máscara cirúrgica e/ou avental quando houver risco de contato de sangue ou secreções, descarte adequadamente os perfuro-cortantes.
- Quando não houver disponibilidade de quarto privativo, o paciente pode ser internado com outros pacientes com infecção pelo mesmo microorganismo. Pacientes com suspeita de tuberculose resistente ao tratamento não podem dividir o mesmo quarto com outros pacientes com tuberculose.
- Mantenha a porta do quarto SEMPRE fechada e coloque a máscara antes de entrar no quarto.
- O transporte do paciente deve ser evitado, mas quando necessário o paciente deverá usar máscara cirúrgica durante toda sua permanência fora do quarto.

SOLICITE ORIENTAÇÃO DA ENFERMAGEM

Fonte: ANVISA, com adaptações.

### Quadro 5. Orientações para as precauções para aerossóis.

1	Manter as precauções padrão.
2	Colocar o paciente em quarto privativo, de preferência com antecâmara ou com climatização que possibilite a manutenção do ambiente sob pressão negativa. Se o ar for circulado deverá ser filtrado através de filtro HEPA. As portas do quarto e da antecâmara devem permanecer fechadas.
3	Manter o quarto sob pressão negativa em relação ao corredor, o que geralmente se consegue mediante doze trocas de ar por hora, com exaustão para o exterior do edifício. A exaustão do ar deve ser feita para o ambiente externo, longe de calçadas, janelas que podem ser abertas, pessoas, animais e correntes de ar.
4	Sinalização do quarto ou leito. Deve ser utilizada sinalização específica na cabeceira da cama, na porta do quarto ou parede dos boxes dos pacientes e na maca de transporte.
5	Divulgar a toda a equipe os motivos da precaução para aerossóis.
6	Realizar higiene de mãos antes de colocar a peça semifacial filtrante PFF2 ou N95, posicioná-la para cobrir totalmente o nariz e a boca, deve estar bem ajustada à face. Utilizar a máscara antes de entrar no quarto de isolamento, independentemente do procedimento a ser realizado. A máscara somente deve ser retirada após sair do quarto e fechar a porta.
7	Após a utilização da peça semifacial filtrante PFF2 ou N95, retirá-la segurando-a pelas tiras, sem contaminar as mãos, deverá ser guardada protegida em saco plástico com furos para uso posterior. Lembrando que a mesma é de uso individual por profissional, podendo ser utilizada por mais de uma vez. Higienizar as mãos.
8	Acompanhante e visitantes deverão usar a peça semifacial filtrante PFF2 ou N95. Restringir visitantes.
9	Limitar o transporte do paciente para outros setores e quando necessário, o paciente deve usar máscara cirúrgica. Os profissionais que acompanham o paciente (padioleiro, técnico de enfermagem, etc.) deverão usar a peça semifacial filtrante PFF2 ou N95.
10	Avisar com antecedência o setor que receberá o paciente em precauções para aerossóis, para preparo da unidade e equipe.
11	As superfícies e os equipamentos próximos ao leito do paciente devem sofrer limpeza e desinfecção concorrente (diária), conforme a rotina hospitalar. Material de limpeza de uso exclusivo.
12	Deve haver evidência do registro da Precaução para aerossóis na prescrição médica e /ou de enfermagem, data de início e o término das precauções.

*Nota 1: A validade da peça semifacial filtrante PFF2 ou N95 depende de sua saturação e de seu perfeito ajuste ao rosto.*

### 2.3. Precauções de Contato

É indicada para a assistência a pacientes com infecção, suspeita ou confirmada, ou colonização por microrganismos epidemiologicamente importantes que possam ser transmitidos por contato direto e indireto.

Exemplos: cólera, celulite drenada não contida, microrganismos multirresistentes, escabiose, hepatite vírus A, herpes zoster localizado imunocompetente, HIV e hepatite B com sangramento, impetigo, pediculose, rotavírus.

Figura 4. Placa de precauções de contato.

PRECAUÇÕES DE CONTATO



**Higienização das mãos**



**Avental e Luvas**



**Uso individual**



**Quarto privativo**

- Indicações: infecção ou colonização por microrganismo multirresistente, varicela, infecções de pele e tecidos moles com secreções não contidas no curativo, impetigo, herpes zoster disseminado ou em imunossuprimido, etc.
- Use luvas e avental durante toda manipulação do paciente, de cateteres e sondas, do circuito e do equipamento ventilatório e de outras superfícies próximas ao leito. Coloque-os imediatamente antes do contato com o paciente ou as superfícies e retire-os logo após o uso, higienizando as mãos em seguida.
- Quando não houver disponibilidade de quarto privativo, a distância mínima entre dois leitos deve ser de um metro.
- Equipamentos como termômetro, esfigmomanômetro e estetoscópio devem ser de uso exclusivo do paciente.

SOLICITE ORIENTAÇÃO DA ENFERMAGEM

Fonte: ANVISA, com adaptações.

Quadro 6. Orientações para as precauções de contato

<b>1</b>	Manter as precauções padrão.
<b>2</b>	Informar toda a equipe do motivo da instalação da precaução de contato.
<b>3</b>	Colocar o paciente em quarto individual ou comum para pacientes acometidos com o mesmo microrganismo (coorte de pacientes).
<b>4</b>	Sinalizar quarto/leito. Deve ser utilizada sinalização específica na cabeceira da cama, na porta do quarto ou parede dos boxes dos pacientes (cartaz indicativo com a denominação de precaução de contato) e na maca de transporte durante trajeto de paciente em precaução de contato.
<b>5</b>	Higienizar as mãos e calçar as luvas antes do contato com paciente, e nas superfícies e equipamentos da unidade do paciente.
<b>6</b>	Usar avental se for realizar procedimento que provoque contato com o paciente ou com superfícies e equipamentos da unidade do paciente.
<b>7</b>	Evitar tocar desnecessariamente no paciente ou nas superfícies e equipamentos da unidade do paciente.
<b>8</b>	Retirar as luvas e o avental imediatamente após contato com paciente. O avental deve ser retirado com técnica adequada, de forma que a parte contaminada fique para dentro. Usar o avental descartável.
<b>9</b>	Observar as indicações de higienização de acordo com os 5 momentos. As mãos devem ser higienizadas com solução antisséptica. Após retirar as luvas higienizar novamente as mãos com antisséptico.
<b>10</b>	Usar artigos exclusivos para o exame ou cuidados com o paciente. Os artigos reutilizáveis devem ser limpos e desinfetados após o uso.
<b>11</b>	Utilizar luvas de procedimento não estéril sempre que houver manipulação do paciente e/ou artigos e superfícies do ambiente (roupa de cama, vestuário, cama, criado, escada, bombas de infusão, ventilador monitor e suporte de soro). Colocar e retirar as luvas no interior do quarto próximo ao leito do paciente e desprezar em resíduo infectante também dentro do quarto ou na unidade do paciente.
<b>12</b>	Utilizar avental apenas em situações de oportunidades de contato direto com paciente e/ou equipamentos e unidade do paciente (roupa de cama e vestuário, cama, criado, escada, bombas de

	infusão, ventilador e suporte de soro). Removê-lo dentro do quarto e descartá-lo após <u>um único uso</u> em resíduo infectante também dentro do quarto ou na unidade do paciente.
13	Utilizar artigos (ex: estetoscópio, termômetro e esfignomanômetro <sup>4</sup> ) de uso individual ou realizar desinfecção prévia com álcool 70% ou outros desinfetantes de escolha.
14	Realizar limpeza com água e sabão seguida de desinfecção da unidade do paciente. No piso utilizar solução de hipoclorito a 1% ou outro desinfetante de escolha no mínimo 2x ao dia. Em superfícies e equipamentos da unidade do paciente (grades da cama, criado, suporte de soro, ventiladores, monitores) realizar 3 fricções com álcool 70% ou outro desinfetante de escolha no mínimo 2x ao dia.
15	Limitar o transporte do paciente para outros setores. Quando necessário o transporte do paciente, o profissional de saúde que o acompanha deve usar luvas e avental. Avisar com antecedência o setor ao qual está sendo encaminhado. Cadeiras e macas utilizadas no transporte devem ser desinfetadas.
16	Esclarecer pacientes, acompanhantes e visitas a respeito da precaução de contato.
17	Comunicar aos setores sobre a precaução de contato e registrar na prescrição médica e /ou de enfermagem. Na transferência de um paciente para outro setor do hospital fazer a comunicação verbal entre as chefias.

Nota 1. Não é recomendado o uso de Esfignomanômetro com braçadeira de tecido, devido à dificuldade de desinfecção.

## 2.4. AMBIENTE PROTETOR

Para prevenir a ocorrência de infecções pela disseminação de esporos fúngicos em pacientes imunocomprometidos de alto risco, foi criado o conceito de “ambiente protetor”. Este engloba as recomendações de uso de filtros de ar de alta eficiência – HEPA (High Efficiency Particulate Air), pressão positiva do quarto em relação à antecâmara e/ou corredor, de forma a garantir fluxo de ar sempre na direção do quarto para o corredor, vedação dos quartos incluindo portas, janelas e dispositivos elétricos, a garantia de pelo menos 12 trocas de ar/hora, barreiras entre área de pacientes e áreas de reforma/construção. De acordo com o guia do CDC, recomenda-se este tipo de ambiente para pacientes submetidos a Transplante de Células-Tronco Hematopoiéticas alogênico (evidência AIII).

Alguns microrganismos infectantes por via aérea habitam o meio ambiente e não são transmitidos de pessoa a pessoa. Esporos de fungos ambientais (por exemplo, *Aspergillus spp.*) são disseminados no ambiente e podem causar doença em pacientes imunocomprometidos, que inalam os esporos suspensos em poeira de construção, pólen de flores e terra de plantas. Portanto flores e vasos com plantas nestes ambientes não são permitidos.

Ambiente protetor refere-se a práticas de isolamento concebidas para diminuir o risco de exposição a agentes fúngicos ambientais em pacientes que receberam transplante halogênico de medula. Fontes ambientais de patógenos respiratórios (ex: *Legionella*) são transmitidos aos seres humanos a partir da geração de aerossóis.

## 2.5. PREVENÇÃO DE TRANSMISSÃO DE AGENTES MULTIRRESISTENTES

Microrganismos multirresistentes (MMR) são definidos como resistentes a uma ou mais classes de agentes antimicrobianos usualmente utilizados para tratamento. Os MMR são transmitidos pelas mesmas vias que os demais microrganismos, ou seja, a principal via de transmissão são as mãos da equipe de saúde. A prevenção de MMR deve ser uma prioridade institucional e exige uma abordagem abrangente, que inclui a educação e treinamento dos profissionais de saúde quanto à adesão às precauções padrão e de contato, uso racional de antimicrobianos, comunicação oportuna entre o laboratório de microbiologia e as unidades



assistenciais, assim como o reporte frequente da situação epidemiológica pelo Núcleo de Controle de Infecção Hospitalar aos gestores dos serviços de saúde.

Cabe a cada hospital definir, baseado na sua realidade, os MMR de interesse, que usualmente são:

- Estafilococo resistente à oxacilina (*MRSA*);
- Enterococo resistente à vancomicina (*VRE*);
- Enterobactérias produtoras de beta-lactamase de espectro estendido (*ESBL*);
- Bacilos gram negativos resistentes à carbapenêmicos (*KPC*, *Acinetobacter spp*, *Pseudomonas aeruginosa*);
- *Stenotrophomonas maltophilia*, *Burkholderia spp*;
- *Serratia marcescens* em unidade de neonatologia.

#### 2.5.1. Medidas de prevenção de transmissão de MMR

• Instituir precaução de contato e realizar cultura de vigilância para MMR de interesse no momento de admissão em áreas críticas do hospital nas seguintes situações:

- Pacientes provenientes de outro estabelecimento de saúde com período de internação maior que 48 horas;
- Paciente com alta do hospital, mas que mantém dispositivos invasivos manter precaução de contato até o resultado negativo da cultura.

\* Cada estabelecimento de saúde sob orientação do NCIH poderá definir outros critérios de vigilância admissional conforme a realidade local.

Como vigilância admissional, swab nasal (para pesquisa de *MRSA*) e swab retal (para pesquisa de *VRE* e bacilos gram-negativos) geralmente são suficientes. Pode-se coletar material de orofaringe, aspirado de tubo endotraqueal, sítio percutâneo de gastrostomia para aumentar as taxas de positividade.

- Implementar precauções de contato para todos os pacientes colonizados ou infectados por MMR.
- Priorizar para pacientes colonizados ou infectados por MMR quarto privativo quando disponível, especialmente para pacientes que apresentem condições que facilitem a transmissão (presença de secreções ou excreções não contíveis).
- Instituir coorte de pacientes em uma mesma área, quando houver mais de um caso colonizado ou infectado com o mesmo agente. Se possível, manter equipe de profissionais exclusivos para cuidados dos pacientes. Quando não houver quarto disponível ou for impossível instituir coorte destes pacientes, deixe o paciente em precaução de contato no leito.
- Limpar e desinfetar superfícies e equipamentos que estão próximo ao paciente (grade do leito, maçaneta, suporte de soro, bomba de infusão, etc.) no mínimo duas vezes ao dia.
- Manter uso individual de artigos não críticos (termômetro, estetoscópio, esfigmomanômetro, etc.) para pacientes colonizados ou infectados com MMR.

Na detecção de um primeiro caso ou surto de MMR na instituição, realizar inquérito de prevalência pontual na unidade e se mais nenhum caso for encontrado, manter a vigilância admissional. Se novos casos de MMR forem detectados, manter vigilância ativa e investigar pacientes com vínculo epidemiológico ao caso (paciente na mesma unidade ou assistido pela mesma equipe). Manter culturas de vigilância semanais de

todos os pacientes da unidade até cessar a transmissão. Analisar a possibilidade de suspender as admissões de novos pacientes caso não ocorra o controle do surto após a implementação das medidas.

A cultura de ambiente ou de profissional de saúde só deve ser realizada se houver evidência epidemiológica que um ou ambos possam ser fontes envolvidas com a transmissão.

A descolonização só é efetiva para SARO (*Staphylococcus aureus* resistente à oxacilina) ou MRSA (*Methicillin-resistant Staphylococcus aureus*). Não há esquema de descolonização efetivo para VER (*Enterococo* resistente à vancomicina) ou VRE (*Vancomycin-resistant enterococci*) e bacilos gram-negativos. No caso de pacientes colonizados por estes últimos citados, o paciente deve permanecer em precaução de contato até a alta. O paciente portador de doença crônica que necessite de cuidados, dispositivos invasivos e retornos freqüentes ao hospital, no caso de nova reinternação, considerá-lo colonizado com microrganismo multirresistente. Não há necessidade de coletar swabs admissionais e deverá mantê-lo em precaução de contato até a alta.

No caso de colonização ou infecção por SARO, realizar esquema de descolonização com mupirocina 2% por via nasal duas vezes ao dia por 5 dias e banho com solução antisséptica a base de clorexidina ou PVPI por 5 dias. Após 48h da descolonização, repetir swab nasal por 3 vezes em dias alternados. Se negativos, retirar da precaução de contato.

Não há consenso sobre o tipo de descolonização ideal. Na maioria das experiências utilizou-se mupirocina a 2% administrada via nasal com ou sem um banho de clorexidina. Esta medida possui fatores limitantes. Deve-se acompanhar o paciente colonizado/infectado por MRSA, por meio de culturas de vigilância para assegurar a erradicação do microrganismo, levando em consideração que a recolonização e a emergência de resistência à mupirocina pode ocorrer durante o tratamento (SIEGEL et al., 2006).



## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Precauções e Isolamento**. São Paulo, 1999.

ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Precauções e Isolamento**. São Paulo, 2012.

ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Higiene, desinfecção ambiental e resíduos sólidos em serviços de saúde**. São Paulo, 2013.

SECRETARIA DE ESTADO DE SAÚDE DO DISTRITO FEDERAL. **Manual de Precauções para Isolamento Hospitalar**. Brasília, 2002.

CALFEE, D.P. et al. **Strategies to prevent transmission of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in acute care hospitals**. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2008; 29 (Suppl 1):S62-80.

COHEN, A.L. et al. Society for Healthcare Epidemiology of America and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. **Recommendations for metrics for multidrug-resistant organisms in healthcare settings: SHEA/HICPAC Position paper**. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 2008;29(10):901-913.

FERNANDES, ANTONIO TADEU. **Infecção Hospitalar e suas Interfaces na Área da Saúde**. São Paulo, Ed. Atheneu, 2000.

SIEGEL J.D. et al. **The healthcare infection control practices advisory committee. Guideline for Isolation Precautions: Preventing Transmission of Infections Agents in Healthcare Settings**, June 2007. Disponível em: <<http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/pdf/isolation>>. Acesso em: 20 de maio de 2013.

SIEGEL, J. D. et al. **The healthcare infection control practices advisory committee. Management of multidrug-resistant organisms in healthcare settings**, 2006. Disponível em: <<http://www.cdc.gov/ncidod/dhqp/pdf/ar/MDROGuideline>>. Acesso em: 20 de maio de 2013.

YOKOE, DEBORAH. et al. **A Compendium of Strategies to Prevent Healthcare-Associated Infections in Acute Care Hospitals. Infection Control and Hospital Epidemiology**. Society for Healthcare Epidemiology of America and the Infectious Diseases Society of America, in partnership with the American Hospital Association; the Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology, Inc.; and the Joint Commission. 2008; 29: 901-994.

### Anexo 1

Quadro A: Tipo e duração das precauções de isolamento recomendadas de acordo com a infecção, condição ou agente etiológico<sup>1</sup> (observações complementares no Quadro B).

#### LEGENDA

Tipos de precauções:	Duração das precauções:
C – contato	DD – durante a duração da doença
G – gotículas	NA – ver notas adicionais
A – aérea	T – tempo após o início da terapêutica apropriada
P – padrão	CN – até que a cultura seja negativa
	DH – durante a hospitalização.

INFECÇÃO / CONDIÇÃO / AGENTE	PRECAUÇÕES	
	TIPO	DURAÇÃO
Abscesso (em drenagem, grande quantidade) (Obs.1)	C	DD
Adenovirose em lactente e pré-escolar	G, C	DD
Actinomicose	P	
Amebíase	P	
Angina de Vicent	P	
Antrax: cutâneo e pulmonar	P	
Ascaridíase	P	
Aspergilose	P	
Bactérias Multirresistentes (colonização/infecção)	C	
Babesiose	P	
Botulismo	P	
Brucelose	P	
Candidíase	P	
Caxumba	G	(Obs.2)
Celulite (extensa, secreção não contida)	C	DD
Clostridium difficile (enterocolite)	C	DD
Citomegalovírus	P	
Cólera	C	DD
Conjuntivite hemorrágica aguda	C	DD
Coqueluche	G	(Obs.3)
Criptococose	P	
Gastroenterite (paciente incontinente, dificuldade para manter higiene )	C	DD
Dengue	P	
Dermatofitose	P	
Denovanose (granuloma inguinal)	P	
Difteria cutânea	C	CN, (Obs.4)
Difteria faríngea	G	CN, (Obs.4)
Endometrite	P	
Enterobíase	P	
Enterocolite	C	
Enterovirose em lactente e pré-escolar	C	DD
Epiglotite por H. influenzae	G	T24horas
Esporotricose	P	

<sup>1</sup> Para as doenças infecciosas emergentes (Febres hemorrágicas de Lassa, Ebola, doença por hantavírus, etc.) é indicada a consulta à literatura atualizada para melhor definição das barreiras anti-infecciosas.

Esquistossomose	P	
Estrongiloidíase	P	
Escabiose	C	T24horas
Estafilococcias - furunculose em crianças	C	DD
Estafilococcias - pele, ferida ou queimadura - extensa Obs.1	C	DD
Estreptococcias - pele, ferida ou queimadura - extensa Obs.1	C	T24horas
Estreptococcias - pneumonia, escarlatina ou faringite em crianças	G	T24horas
Febre amarela	P	
Febre por arranhadura de gato	P	
Febre por mordedura de rato	P	
Febre recorrente	P	
Febre reumática	P	
Febre tifóide	C	
Gangrena gasosa	P	
Gonorréia	P	
Guillain Barré	P	
Hepatite viral - tipo A (paciente incontinente)	C	(Obs.5)
Herpes simples - mucocutâneo disseminado ou primário extenso	C	DD
Herpes simples - neonatal (exposição no nascimento) Obs.6	C	DD
Herpes zoster - disseminado ou em paciente imunodeprimido (localizado)	A, C	(Obs.7)
Hanseníase	P	
Hantavirose pulmonar	P	
Helicobacter pylori	P	
Histoplasmose	P	
Impetigo	C	T24horas
Infecção de ferida (extensa)	C	DD
Influenza Obs.8	G	DD
Infecção do Trato urinário	P	
Legionelose	P	
Leptospirose	P	
Malária	P	
Meningite - por H. influenzae (definida ou suspeita)	G	T24horas
Meningite - meningocócica (definida ou suspeita)	G	T24horas
Meningococemia	G	T24horas
Organismos multirresistentes- infecção ou colonização gastrointestinal, respiratória ou cutânea	C	CN (Obs.9)
Oxiuríase	P	
Parainfluenza em crianças	C	DD
Parvovírus B19	G	(Obs.10)
Pediculose	C	T24horas
Peste pneumônica	G	T72horas
Pneumonia - adenovírus	G,C	DD
Pneumonia - H. influenzae (crianças)	G	T24horas
Pneumonia - meningococo	G	T24horas
Pneumonia - micoplasma	G	DD
Pneumonia - Burkholderia cepacea em crianças com fibrose cística incluindo colonização do trato respiratório	C	DH
Pneumonia - estreptocócica em crianças	G	T24horas
Pneumonia - Pneumocistis carinii	(Obs.11)	
Poliomielite	P	
Raiva	C	
Rubéola - congênita	C	(Obs.12)
Rubéola - outras formas	G	(Obs.13)
Sarampo	A	DD

<b>Sífilis: pele e membrana mucosa (incluindo congênita, primária e secundária) latente (terciária) e soro positivo sem lesões.</b>	<b>P</b>	
<b>Tétano</b>	<b>P</b>	
<b>Tuberculose pulmonar</b>	<b>A</b>	<b>(Obs.14)</b>
<b>Úlcera de decúbito grande com secreção não contida Obs.1</b>	<b>C</b>	<b>DD</b>
<b>Varicela</b>	<b>A, C</b>	<b>(Obs.7)</b>
<b>Vírus sincicial respiratório em crianças e em imunodeprimidos</b>	<b>C</b>	<b>DD</b>

Adaptado de Garner JS, Hospital Infection Control Advisory Committee. Guideline for isolation precautions in hospitals, 1996.

#### Quadro B: Observações complementares relacionadas ao Quadro A:

<b>Nº</b>	<b>OBSERVAÇÃO ESPECIAL</b>
<b>1</b>	Sem curativo ou curativo que não contém toda a drenagem.
<b>2</b>	Até 9 dias após o início da parotidite.
<b>3</b>	Até 5 dias após o início da terapêutica adequada.
<b>4</b>	Até duas culturas negativas, colhidas em dias diferentes.
<b>5</b>	Manter precauções para crianças menores de três anos durante a hospitalização. Em crianças de 3 a 14 anos, até 14 dias após o início dos sintomas. Para os demais, até 7 dias após o início dos sintomas.
<b>6</b>	Para recém nascidos de parto normal ou cesárea (mãe com infecção em atividade) com ruptura de membranas por período maior de 4 – 6 horas.
<b>7</b>	Até que todas as lesões estejam na fase de crosta. O período de incubação da varicela é de 10 a 16 dias, até o máximo de 21 dias. Após a exposição de suscetíveis, avaliar o uso de imunoglobulina varicela-zoster (VZIG) e, se possível, dar alta. Os expostos suscetíveis, se internados, devem permanecer isolados a partir do 10º dia da exposição até o 21º. depois da última exposição (ou 28 o. dia, se fez uso de VZIG). Pessoas susceptíveis não devem entrar no quarto de isolamento. Pessoas não suscetíveis não necessitam usar máscaras.
<b>8</b>	Esta recomendação possui dificuldades práticas para aplicação, especialmente em epidemias. Nessas situações, a coorte deve ser realizada ou, pelo menos, o contato com pacientes de alto risco deve ser evitado.
<b>9</b>	Patógenos multirresistentes devem ser definidos de acordo com critérios epidemiológicos de cada hospital ou setor (verificar com a CCIH / SCIH).
<b>10</b>	Manter precauções durante toda a hospitalização, quando doença crônica em paciente imunodeprimido. Para pacientes com crises aplásticas transitórias, manter o isolamento por 7 dias.
<b>11</b>	Não é necessário o isolamento, porém é recomendado evitar a internação junto a outros pacientes imunodeprimidos.
<b>12</b>	Durante qualquer internação até 1 ano de idade, exceto se culturas de nasofaringe e urina sejam negativas para o vírus após 3 meses de idade.
<b>13</b>	Até 7 dias do início do exantema.
<b>14</b>	Face à possibilidade de bacilos da tuberculose multirresistentes, os pacientes com tuberculose devem ficar em quartos separados, sobretudo os casos altamente suspeitos de resistência (retratamento, paciente imunodeprimido, etc.). Suspender as precauções quando o paciente estiver recebendo terapêutica adequada, com melhora clínica e com baciloscopias negativas, em 03 amostras de escarro colhidas em dias diferentes.

### **CAPÍTULO 3. RECOMENDAÇÕES PARA O PROCESSAMENTO DE PRODUTOS PARA A SAÚDE**

O processamento de materiais ao longo do tempo, tem se tornado uma atividade complexa e exigido das instituições métodos seguros, treinamentos especializados e estratégias de trabalho pautadas em protocolos baseados em evidências científicas.

A escolha do método para reprocessamento dos diferentes produtos para a saúde depende fundamentalmente da natureza do artigo e da finalidade do uso a que se destina.

Um esquema para classificação dos artigos foi elaborado por Spaulding em 1960, tem sido utilizado por convenção (GRAZIANO, 2011) e tem como objetivo auxiliar na escolha do método indicado para processamento de produtos para a saúde. Essa classificação leva em consideração o grau de risco de aquisição de infecção envolvido com a utilização dos mesmos, sendo considerados como críticos, semicríticos e não críticos e é utilizada pelo Centers for Disease Control and Prevention CDC, de Atlanta – EUA desde 1985 em seus protocolos e outras instituições, como referência para determinar o grau de risco potencial de transmissão de infecção relacionada com uso de produtos para a saúde. (GRAZIANO, 2011).

Classificação de Spaulding, 1960.

**a)** Artigos críticos – Estes artigos devem ser esterilizados. São todos aqueles que penetram nos tecidos estéreis ou sistema vascular e em outros órgãos isentos de microbiota própria. São artigos que estão envolvidos em alto risco de aquisição de infecção se estiverem contaminados com quaisquer microrganismos, incluindo os esporos bacterianos (GRAZIANO, 2011).

**b)** Artigos semicríticos – Estes materiais devem receber no mínimo desinfecção de alto nível ou intermediário. São todos aqueles que entram em contato com membranas mucosas íntegras ou com pele não intactas. “O risco potencial de transmissão de infecção envolvidos nesses produtos para a saúde é intermediário, porque as membranas apresentam certa resistência causada por esporos”. (GRAZIANO, 2011).

**c)** Artigos não críticos – São todos os que entram em contato apenas com pele íntegra e ainda os que não entram em contato direto com o paciente; podem ser apenas lavados com água e detergente ou receberem desinfecção de nível intermediário ou baixo. (GRAZIANO, 2011).

Com exceção dos produtos não críticos, todos os demais devem ser processados na Central de Material e Esterilização. Todo o processamento de produtos para a saúde deverá obedecer às disposições da Resolução RDC/ANVISA nº 15 de 15/03/2012.

**Quadro 1. Tipos de processamento de acordo com os produtos para a saúde**

Processamento	Produto	Método	Produto para a saúde
Desinfecção de alto nível	Semi críticos	<ul style="list-style-type: none"><li>Físico</li><li>Químico</li></ul>	Endoscópios digestivos, broncoscópios, cistoscópios, CPAP nasal, Tubo de silicone, Circuitos de anestesia e terapia respiratória / máscara, Umidificador / nebulizador, Laringoscópios, Ressuscitador

			manual – ambú, Colonoscópio, Espéculos vaginais e otorrinológicos.
Desinfecção nível	médio	Semi críticos	• Químico Otoscópio, Vidro de aspiração, Berço / incubadora.
Desinfecção nível	baixo	Não crítico	• Químico Cubas e frascos coletores de secreção Comadres / papagaios, Bacias / jarras, Estetoscópio e Esfigmomanômetro (tensiômetro), Termômetro, Balança.
Esterilização		Críticos	• Físico • Químico • Físico químico Instrumentais cirúrgicos, artroscópios, laparoscópicos, histeroscópios.

## ETAPAS DO PROCESSAMENTO DOS PRODUTOS PARA A SAÚDE

### 1. Limpeza

A limpeza é a etapa fundamental do processamento de produtos para a saúde.

**Local:** Área de limpeza - exclusiva e separada por barreira física das demais áreas do CME.

**Finalidade:** a limpeza consiste na remoção da sujidade visível orgânica e inorgânica de um artigo e, por conseguinte, na retirada de sua carga microbiana.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, máscara, óculos protetores, gorro, luvas de borracha grossa de cano alto e antiderrapante, botas ou sapatos fechados impermeáveis, avental de mangas longas impermeáveis e protetores auditivos (caso haja uso de máquina lavadora).

Observações:

- A presença de resíduos, sejam eles orgânicos ou inorgânicos, biofilmes e carga microbiana elevada comprometem a eficácia do processamento do material. (GRAZIANO, 2011)
- Todo profissional deve receber treinamento para manuseio de soluções e equipamentos;
- Todo produto para a saúde antes de ser processado deve ser rigorosamente limpo.
- A limpeza deverá ser realizada com água e detergente enzimático, através de imersão e fricção ou em máquinas lavadoras.
- Produtos com lúmen de diâmetro interno inferior a 5 mm (8Fr) - utilizar limpeza manual e em ultrassônica com jato de água pulsante e intermitente.
- Não lavar óticas em ultrassônica.
- Imergir completamente os produtos em solução enzimática e as pinças devem permanecer abertas.

- O enxágue dos produtos deve ser em água corrente com auxílio de escovas de cerdas macias próprias para o processo de limpeza de produtos para a saúde.
- Não utilizar materiais abrasivos que danifiquem o material.
- Não utilizar detergentes e sabão de barra de uso doméstico em instrumentais cirúrgicos.
- Dispor de rotinas e procedimentos escritos (protocolos).
- As lavadoras constituem o método preferencial, em razão do menor risco ocupacional.
- A imersão dos produtos no detergente deve ser completa.
- Observar e cumprir o tempo de imersão necessário.
- Observar o método de enxágue de acordo com a solução química utilizada. Atenção quanto à diluição dos produtos químicos.
- Desmontar os componentes dos equipamentos.
- Atenção com produtos que são corrugados.
- O uso de EPI é obrigatório durante todo o período de processamentos dos produtos.
- Descartar a solução enzimática de acordo com a recomendação do fabricante.
- Verificar a qualidade da água empregada na limpeza e esterilização, pois é um fator fundamental, porque representa um item crítico em razão dos variados tratamentos que recebe.
- Submeter o instrumental cirúrgico ao processo de limpeza o mais breve possível.
- Utilizar métodos automatizados de limpeza preferencialmente.
- Utilizar marcadores do processo de limpeza como: detecção de proteínas, carboidrato, hemoglobina, lipídeos, sódio, endotoxinas e carga microbiana.
- Lavar manualmente o material delicado.
- Utilizar escovas com diâmetro compatível com os lumens dos instrumentais.
- Enxaguar com água purificada os materiais cirúrgicos oftalmológicos lavados com detergente enzimático e não deixar resíduos, pois há risco de toxicidade intraocular.
- Não utilizar detergentes domésticos.

## 2. Enxágue

Etapa onde são removidos detritos e sujidades desprendidos e resíduos de detergente.

**Local:** Área de limpeza

**Finalidade:** Retirar resíduos de detergente, sujidades e detritos

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, máscara, óculos protetores, gorro, luvas de borracha grossa de cano alto e antiderrapante, botas ou sapatos fechados impermeáveis, avental de mangas longas impermeável.

Observações:

- O enxágue deve ser abundante e com água que atenda aos padrões de potabilidade, livre de endotoxinas contaminantes e minerais.

## 3. Secagem

Etapa onde toda a umidade dos produtos é retirada.

**Local:** Área de limpeza – exclusiva e separada das demais áreas do CME.

**Finalidade:** Remoção da umidade para evitar que interfira nos processos de desinfecção e esterilização dos artigos.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, máscara, óculos protetores, gorro, luvas de látex sem talco e descartáveis, botas ou sapatos fechados impermeáveis, avental de mangas longas impermeável e protetor auditivo.

Observações:

- Secar os materiais maiores com pano limpo e macio que não libere fibras.
- Usar jatos de ar comprimido medicinal, gás inerte ou ar filtrado.
- Utilizar indicadores de qualidade da secagem.
- O excesso de umidade pode favorecer o crescimento microbiano.

#### 4. Inspeção Visual

Etapa obrigatória para todos os materiais. Onde são detectados os pontos críticos e analisado se há presença de sujidades, manchas, rachaduras, pontos escuros, mesmo após a realização da limpeza. Deve ser observada a funcionalidade do produto.

**Local:** Inicial na área de secagem e final na área de preparo.

**Finalidade:** Evidenciar resíduos e sujidades.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, luvas de látex descartável e sem talco, gorro, sapatos fechados e exclusivos.

Observações:

- A lupa utilizada deve possuir lente de aumento de no mínimo 8 vezes.
- Realizar os testes químicos de detecção de resíduos ou sujidades.
- Realizar inspeção dos produtos com auxílio de equipamentos com lentes de aumento.
- Observar corrosão, danos ou quebras do produto.
- Testar o corte de tesouras, encaixe de dentes e serrilhas em pinças de dissecação; trava de pinças e cremalheiras.
- Observar a presença de qualquer sujidade, particularmente nas cremalheiras e reentrâncias.
- Retirar os produtos sem condições de uso.
- Lubrificar os produtos.
- A inspeção visual deve ser monitorada e registrada.
- A iluminação do local da inspeção deve ser de boa qualidade.
- Caso o produto apresente algum tipo de sujidade deverá voltar para a área de limpeza. Não deverá ser limpo no local da inspeção.

#### 5. Acondicionamento

Etapa em que os produtos serão acondicionados em suas embalagens.

**Local:** Área de Preparo



**Finalidade:** Permitir proteção, identificação, manutenção da esterilidade, transporte e manuseio do artigo, facilitando abertura, transferência com técnica asséptica e garantir a preservação da manutenção da desinfecção e esterilidade dos produtos.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, luvas de látex descartável e sem talco, gorro, sapatos fechados e exclusivos.

Observações:

- Colocar as fitas de controle de processo e químico.
  - Determinar o sistema de proteção necessária ao produto a ser embalado.
  - Verificar se o tipo de embalagem utilizada possui barreira microbiológica.
  - A embalagem deve ser atóxica, permitir abertura asséptica, a penetração do produto esterilizante, a termo selagem e fechamento hermético, ser flexível, resistente e possuir registro na ANVISA.
  - Determinar se há compatibilidade da embalagem com o tipo de esterilização.
  - Caso os produtos sejam acondicionados em caixas estas devem manter proteção no fundo para evitar atrito, devem conter aberturas/furos.
- O uso de campos de algodão está condicionado à elaboração de plano de critério de aquisição e uso.

## 6. Identificação da embalagem

**Local:** Área de preparo.

**Finalidade:** Identificar o produto.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, luvas de látex descartável e sem talco, gorro, sapatos fechados e exclusivos.

Observações:

- Identificar o pacote com rótulo contendo nome do produto, data da esterilização, data limite de uso, número do lote, método de esterilização e executor.

## 7. Controle de qualidade

**Local:** Área de Preparo.

**Finalidade:** Realizar o controle de qualidade para garantir a segurança do processamento.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, luvas de látex descartável e sem talco, gorro, sapatos fechados e exclusivos.

Observações:

- Em cada carga, com pacote desafio com integrador químico.
- Os indicadores físicos da autoclave devem ser registrados a cada ciclo.
- Em produtos para a saúde implantáveis colocar na carga um indicador biológico, somente liberar a carga quando a leitura do indicador biológico for negativa.
- Indicador biológico diariamente em pacote desafio.

## 8. Desinfecção

**Local:** Sala de desinfecção.

**Finalidade:** Desinfecção química.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, luvas de látex descartável e sem talco, gorro, sapatos fechados e exclusivos.

Observações:

- Somente em sala exclusiva.
- Enxágue com água que atenda os padrões de potabilidade.
- Transportar os materiais em embalagens ou recipientes fechados.
- Realizar monitoramento da concentração e pH no mínimo 1 vez ao dia.
- Registrar e arquivar o monitoramento.
- Produtos para ventilação respiratória e inaloterapia não podem ser submetidos a desinfecção química.

## 9. Esterilização

**Local:** Área de esterilização.

**Finalidade:** Completa destruição de todas as formas de vida microbiana viáveis, mediante a aplicação de método físico, químico e físico-químico.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, luvas de látex descartável e sem talco, gorro, sapatos fechados e exclusivos.

Observações:

- Arquivar os registros da monitoração e lotes para *recall*.
- Estabelecer os protocolos de reprocessamento.
- Elaborar os relatórios de manutenção, qualificação e validação dos equipamentos.
- Realizar o controle de qualidade da esterilização.
- Elaborar protocolos de rastreabilidade\*.
- A esterilização de implantáveis deve ser rigidamente monitorada e toda carga contendo implantes deve ser colocada em quarentena até que se comprove que o teste do indicador biológico apresente resultados negativos.
- O prazo de esterilização depende da capacidade do invólucro em continuar mantendo a barreira microbiana.
- É obrigatório uso de teste de Bowie&Dick para avaliar o desempenho do sistema de remoção de ar em autoclaves de alto vácuo.

\*Rastreabilidade é a capacidade de traçar o histórico, a aplicação ou a localização de um item através de informações previamente registradas.

## 10. Armazenamento, distribuição e transporte

**Local:** Área de armazenamento e distribuição.

**Finalidade:** É o local para armazenagem de artigo estéril ou desinfetado, de modo a evitar riscos de recontaminação, favorecendo a movimentação e identificação rápida e fácil dos artigos.

**EPI necessários:** uniforme privativo limpo, luvas de proteção térmica, gorro, sapatos fechados e exclusivos.

Observações:

- Higienizar as mãos antes da manipulação de qualquer artigo esterilizado.
- O local deve ser limpo, ventilado, arejado, sem contato com o meio externo, com ausência de umidade, de usos exclusivos e acesso restrito e que seja de fácil visualização e limpeza.
- Disponibilizar acessórios adequados em quantidade e qualidade para o transporte, tais como sacos plásticos de diversos tamanhos, carro de aço inoxidável e ou fibra de vidro fechado e caixa plástica rígida com tampa.
- Os produtos não devem ser transportados manualmente.
- As disposições das cargas devem seguir protocolos específicos de acordo com o tipo de produto a ser esterilizado.
- Efetuar a entrega dos produtos da CME utilizando transportes eficientes, simples ou mistos, considerando-se o tipo de embalagem e visando a um transporte seguro.

### ETAPAS DO PROCESSO DE DESINFECÇÃO

As etapas de seleção, limpeza, secagem, inspeção e verificação dos artigos, são comuns no processo de esterilização e desinfecção.

Quadro 2. Principais desinfetantes utilizados em produtos para a saúde

PRODUTO/ CONCENTRAÇÃO	TEMPO EXPOSIÇÃO	ATIVIDADE	INDICAÇÃO DE USO	OBSERVAÇÃO
<b>Hipoclorito de sódio a 1%</b>	30 minutos	Viruscida Fungicida Bactericida Tuberculicida	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Desinfecção de Kit de nebulização</li> <li>• Tanques de hemodiálise</li> <li>• Colchões</li> <li>• Desinfecção de superfícies após remoção de matéria orgânica</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Trocar a solução a cada 24 horas de uso.</li> <li>• Enxágüe abundante</li> <li>• Não utilizar em metais</li> </ul>
<b>Hipoclorito de sódio a 0,02%</b>	60 minutos	Bactericida Viruscida Fungicida	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Desinfecção de mamadeiras, bicos</li> <li>• Área de preparo de alimentos</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Não é necessário o enxágüe caso a concentração seja a 0,02%</li> <li>• Trocar soluções a cada 24 horas de uso.</li> </ul>
<b>Glutaraldeído a 2%</b>	20 minutos (ácido) 30 minutos (básico)	Bactericida Viruscida Fungicida Tuberculicida	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Desinfecção de endoscópios</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Enxágüe preferencialmente com água estéril</li> <li>• Caso utilize água potável, fazer rinsagem com</li> </ul>

		Esporicida em solução de PH de 7,5 a 8,0		<p>álcool 70%.</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Obrigatório o monitoramento da concentração da solução por meio de fita indicadora, após a diluição, com o devido registro. Devem ser utilizados EPI.</li> <li>• Os recipientes utilizados para imersão dos produtos, devem ser mantidos fechados.</li> <li>•</li> </ul>
<b>PRODUTO/ CONCENTRAÇÃO</b>	<b>TEMPO EXPOSIÇÃO</b>	<b>ATIVIDADE</b>	<b>INDICAÇÃO DE USO</b>	<b>OBSERVAÇÃO</b>
<b>Álcool a 70%</b>	Fricção (3vezes) ou 30 segundos	Bactericida Viruscida Fungicida Tuberculicida	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Desinfecção de superfícies, mobiliários e equipamentos;</li> <li>• Termômetros;</li> <li>• Diafragma e oliva de estetoscópios, Comadres, papagaios.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Em razão de evaporar rapidamente é difícil precisar o tempo de exposição.</li> </ul>
<b>Ácido Peracético com Peróxido de Hidrogênio a 0,02%</b>	20 minutos	Tuberculicida Bactericida Viruscida	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Esterilização de capilares de hemodiálise.</li> <li>• Desinfecção de máquinas de hemodiálise</li> </ul>	
<b>Ácido Peracético</b>	10 minutos ou conforme orientação do fabricante.	Bactericida Viruscida Esporicida	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Superfícies fixas não metálicas</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Apresenta baixa toxicidade</li> <li>• É instável, principalmente quando diluído.</li> </ul>
<b>Quaternário de amônio</b>	Conforme orientação do fabricante	Bactericida, fungicida, viruscida para vírus lipofílicos. *Não é tuberculicida e nem esporicida.	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Equipamentos e superfícies em áreas críticas</li> <li>• Nutrição e neonatologia (sem a presença dos neonatos).</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Recomenda-se o enxágue com água para a retirada completa do produto.</li> </ul>

Quadro 3. Recomendações para limpeza / desinfecção / esterilização de produtos para a saúde.

Produto	Quando	O que usar	Como/Método
<b>Almotolias</b> *preferir descartáveis	Sempre que for repor as soluções, ou semanalmente.	Água e detergente Álcool 70%*	Limpeza mecânica e fricção.
<b>Ambu- Ressuscitador manual</b>	Após cada uso	Água e detergente, óxido de etileno ou plasma de peróxido de hidrogênio ou máquina de formaldeído ou termodesinfectora.	Limpeza mecânica e termodesinfecção ou esterilização.
<b>Aspirador Portátil – equipamento e rede canalizada</b>	Diariamente ou quando necessário	Água e detergente, álcool a 70%* ou quaternário de amônia ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Balança</b>	Após cada uso	Limpeza com compressa úmida com detergente, álcool a 70%* ou quaternário de amônia ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Berços, isoletes, incubadoras.</b>	Diariamente e quando necessário	Água e detergente, álcool a 70%* ou quaternário de amônia ou ácido peracético. Conforme orientação do fabricante do equipamento.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção. *se quaternário de amônia, remover o desinfetante com compressa úmida em água potável após o tempo de ação do produto;*não usar álcool na parte acrílica das incubadoras.
<b>Circuito de respiradores</b>	A cada troca	Água e sabão, óxido de etileno ou plasma de peróxido de hidrogênio ou em equipamento de formaldeído.	Limpeza mecânica e fricção e termodesinfecção ou esterilização.
<b>Cabo do laringoscópio</b>	Após cada uso	Limpeza com compressa úmida com detergente, quaternário de amônia ou ácido peracético ou álcool a 70%*.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Camas, macas colchões, cadeiras de rodas</b>	Diariamente e após contaminação com matéria orgânica.	Limpeza com compressa úmida com detergente, quaternário de amônia ou ácido peracético ou álcool a 70%*.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Cânula de Guedel</b>	A cada uso	Água e detergente, autoclave a vapor ou óxido de etileno, plasma de peróxido de hidrogênio ou máquina de formaldeído.	Limpeza mecânica e fricção e esterilização.

<b>Produto</b>	<b>Quando</b>	<b>O que usar</b>	<b>Como/Método</b>
<b>Cânula de traqueostomia metálica</b>	Após cada uso	Água e detergente, autoclave a vapor	Limpeza mecânica, fricção e esterilização.
<b>CPAP nasal ou pronga nasal</b>	Após cada uso	Água e detergente, termodesinfecção ou óxido de etileno ou plasma de peróxido de hidrogênio ou máquina de formaldeído.	Limpeza mecânica e fricção, e termodesinfecção ou esterilização
<b>Equipamentos elétricos (monitores cardíacos, bomba de infusão, oxímetros, bisturi eletrônico, respiradores e outros)</b>	Diariamente	Limpeza com compressa úmida com detergente, quaternário de amônia ou ácido peracético ou álcool a 70%*. Observar orientações do fabricante.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Endoscópios</b>	Após cada uso	Água e detergente, glutaraldeído a 2% ou ácido peracético ou uso de máquina processadora de endoscópios. Observar orientações do fabricante.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção de alto nível
<b>Pinças de biópsia</b>	Após cada uso	Água e detergente, autoclave a vapor *se termossensível, esterilizar em óxido de etileno ou plasma de peróxido de hidrogênio ou máquina de formaldeído	Limpeza mecânica, ultrassônica e esterilização.
<b>Esfigmomanômetro</b>	Periódico e sempre que houver contaminação	Água e detergente; Nas partes metálicas - Álcool 70%* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção
<b>Estetoscópio (Olivas e diafragma)</b>	Após cada uso	Água e detergente, álcool 70%* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção
<b>Foco cirúrgico portátil</b>	Após cada uso	Limpeza com compressa úmida com detergente, álcool 70%* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Frasco de aspiração</b>	Após cada uso	Água e detergente, álcool 70%* ou quaternário de amônio ou ácido peracético ou termodesinfecção.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção ou termodesinfecção.

<b>Produto</b>	<b>Quando</b>	<b>O que usar</b>	<b>Como/Método</b>
<b>Lâmina do laringoscópio</b>	Após cada uso	Limpeza com compressa úmida com detergente, Álcool 70 %* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica e desinfecção.
<b>Látex *preferir descartável</b>	A cada uso	Água e detergente, autoclave a vapor ou óxido de etileno ou plasma de peróxido de hidrogênio ou máquina de formaldeído	Limpeza mecânica, fricção e esterilização.
<b>Mesa de refeição, cabeceira, poltronas, cadeiras.</b>	Diariamente e após contaminação	Água e detergente, álcool 70 %* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Mesas cirúrgicas e mesas auxiliares.</b>	Diariamente e após uso	Água e detergente, álcool 70 %* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.
<b>Umidificadores e máscaras de ventilação.</b>	Após cada uso em pacientes diferentes. Quando em uso contínuo trocar sempre que apresentar sujidade.	Água e detergente, termodesinfecção ou óxido de etileno (rotina SES/DF).	Limpeza mecânica, termodesinfecção ou esterilização.
<b>Kit de nebulização.</b>	Diariamente quando em uso contínuo no mesmo paciente. Após cada uso em pacientes diferentes.	Água e detergente, termodesinfecção ou óxido de etileno (rotina SES/DF).	Limpeza mecânica, termodesinfecção ou esterilização.
<b>Circuitos de respiradores, CPAP e conexões.</b>	Sempre que sujo, após o uso. Recomenda-se a troca de circuito entre pacientes e quando houver sujidade ou mau funcionamento do equipamento.	Água e detergente, termodesinfecção ou óxido de etileno (rotina SES/DF).	Limpeza mecânica, fricção e termodesinfecção ou esterilização.
<b>Circuitos de anestesia e conexões</b>	Após o uso em cada paciente.	Água e detergente, termodesinfecção ou óxido de etileno (rotina SES/DF).	Limpeza mecânica, fricção e termodesinfecção ou esterilização.
<b>Fluxômetro e válvulas reguladoras ou estabilizadores de pressão.</b>	Semanal e quando necessário.	Limpeza com compressa úmida com detergente, Álcool 70 %* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção

<b>Produto</b>	<b>Quando</b>	<b>O que usar</b>	<b>Como/Método</b>
<b>Otoscópio, oftalmoscópio, detector fetal, doppler vascular, monitor de glicemia, ventilômetro.</b>	Após cada uso	Limpeza com compressa úmida com detergente, Álcool 70 %* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica e desinfecção.
<b>OXY Hood / halo ou capacete.</b>	Após cada uso	Água e detergente, quaternário de amônio	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção. Após o tempo de ação do desinfetante conforme recomendado pelo fabricante, deve-se remover o desinfetante com compressa úmida em água potável.
<b>Cabo de electrocautério</b>	Após cada uso	Limpeza com compressa úmida com detergente, autoclave a vapor *se termossensível, esterilizar em óxido de etileno ou plasma de peróxido de hidrogênio ou máquina de formaldeído	Limpeza mecânica, fricção e esterilização
<b>Suporte de soro</b>	Diariamente e após a alta.	Limpeza com compressa úmida com detergente, Álcool 70 %* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica e desinfecção.
<b>Termômetro</b>	Após cada uso	Limpeza com compressa úmida com detergente, Álcool 70 %* ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica e desinfecção.
<b>Cone de aplanção do tonômetro</b>	Após cada uso	Água e detergente neutro e usar capa de proteção descartável. O álcool pode opacificar a lente.	Limpeza mecânica. *Não usar detergente enzimático ou desinfetantes (rotina SES/DF)
<b>Carro de parada cardiorespiratória, de anestesia e curativo</b>	Após cada uso	Água e detergente, Álcool 70% ou quaternário de amônio ou ácido peracético.	Limpeza mecânica e desinfecção.
<b>Utensílios: jarras, bacias, comadres, papagaios.</b>	Após cada uso	Água e detergente, álcool 70%* ou quaternário de amônio ou ácido peracético ou termodesinfecção ou esterilização.	Limpeza mecânica e fricção, desinfecção, termodesinfecção ou esterilização.
<b>Mamadeiras, bicos, chupetas e chucas</b>	Após cada uso	Limpeza com água e detergente neutro, hipoclorito de sódio a 0,02	Limpeza mecânica, fricção e desinfecção.



		% por 60 min (não é necessário enxágue) ou termodesinfecção.	
--	--	--	--

**\*OBSERVAÇÕES:**

- ✓ Quando a opção for desinfecção com álcool a 70%, friccionar por 30 segundos ou aplicar 3 vezes e esperar secar.
- ✓ Caso a CME realize desinfecção química, a sala deverá ser exclusiva.
- ✓ Os artigos de assistência ventilatória como máscaras de nebulização, umidificadores e frascos de aspiração podem sofrer desinfecção química, exceto com soluções a base de aldeídos.
- ✓ As concentrações das soluções químicas devem ser monitoradas diariamente com indicadores de efetividade.
- ✓ Os recipientes que acondicionam as soluções químicas devem ser exclusivos para cada uma delas e devem permanecer fechados.
- ✓ O rótulo em cada recipiente deve manter registros de data de validade e data de troca da solução.
- ✓ Os níveis de glutaraldeído no ambiente devem ser avaliados pelo Serviço de Segurança do Trabalho, visto que o limite máximo aceitável da solução no ar é de 0,2 ppm. Acima desta concentração pode ocorrer irritação dos olhos, nariz ou garganta (APIC, 2000; CDC, 2001; WHO, 2004).
- ✓ Preferencialmente, usar água estéril para enxaguar produtos e equipamentos respiratórios semi-críticos, após a desinfecção química. Se isso não for possível, realizar o enxágue com água filtrada (uso de filtro de 0,2 mm) e em seguida, enxaguar o equipamento com álcool e secá-lo com ar comprimido.
- ✓ Os produtos ou equipamentos desinfetados não devem ser armazenados, devem ser utilizados imediatamente após o processamento, devido ao risco de recontaminação dos produtos ou equipamentos. A área de armazenamento deve facilitar a localização do item e manter a integridade da esterilização do conteúdo.
- ✓ Os pacotes podem ser armazenados em prateleiras fechadas ou abertas.
- ✓ Os armários de guarda de produtos devem ser limpos e desinfetados com frequência e registrada a data em planilha.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- BRASIL, Ministério da Saúde. ANVISA. **Informe técnico nº 4. Glutaraldeído em estabelecimentos de assistência à saúde.** Fundamentos para utilização. Brasília, Março, 2007.
- ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Esterilização de artigos em unidades de saúde.** 3 ed. São Paulo. 2010. 338p.
- BRASIL, Ministério da Saúde. ANVISA. **RDC 156 de agosto de 2006.**
- BRASIL, Ministério da Saúde. ANVISA. **RE 2605 de agosto de 2006.**
- BRASIL, Ministério da Saúde. ANVISA. **RE 2606 de agosto de 2006.**
- BRASIL, Ministério da Saúde. **Processamento de artigos e superfícies em estabelecimentos de Saúde.** Ministério da Saúde, 1993.
- CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. **Guidelines for preventing healthcare-associated pneumonia, 2003: recommendations of CDC and the Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC).** MMWR Morb Mortal Wkly Rep 2004;53:1-36.
- COUTO, RENATO M. et al. **Infecção Hospitalar e outras complicações não infecciosas da Doença. Epidemiologia, controle e tratamento.** Rio de Janeiro: Ed. Guanabara Koogan, 2009.
- GUADAGNIN, SIMONE VIERIA TOLEDO et al. **Centro de Material e Esterilização: padrões e o processamento de artigos.** Revista Eletrônica de Enfermagem, v. 07, n. 03, p. 285 - 294, 2005. Disponível em:< <http://www.revistas.ufg.br/index.php/fen>> Acesso em: 20 de maio de 2012>.
- GRAZIANO, KU. et al. **Crítérios para avaliação dos riscos no processamento dos artigos de uso único.** Rev. Latino americana Enfermagem, v. 14, n 1. p. 70 - 6, 2006.
- GRAZIANO K.U. Processos de limpeza, desinfecção e esterilização de artigos odonto médico hospitalares e cuidados com o ambiente cirúrgico. In: LACERDA, R. A. **Controle de Infecção em Centro Cirúrgico: fatos, mitos e controvérsias.** São Paulo: Atheneu, 2003. Cap 11, p. 163-95.
- GRAZIANO KU, SILVA A, PSALTIKIDIS. **Enfermagem em Centro de Material e Esterilização.** São Paulo: Manole, 2011. 417p.
- KOMEDI. **Recomendações práticas em processos de esterilização em estabelecimentos de saúde,** 2000.
- MALDONADO M.J et al. **Goldmann applanation tonometry using sterile disposable silicone tonometer shields.** Ophthalmology 1996; 103(5):815-21.
- MOURA, M. LÚCIA P. A.. **Processamento de artigos e superfícies.** Pimentel & Associados Consultoria.
- NETTO ADAM, AUGUSTO AMARO; ANDRÉA CRISTIAN; DAGUANO, CAROLINA ROTTILI. **Avaliação da contaminação bacteriana dos cones de aplanção dos tonômetros de Goldmann em uso em consultórios e hospitais da Grande Florianópolis.** Santa Catarina, 2007.
- PINTER, M. G.; GABRIELLONE, M. C. **Central de Material e Esterilização.** In: FERNANDES, A T. **Infecção Hospitalar e suas Interfaces na Área de Saúde.** São Paulo: Atheneu, 2000.

RUTALA WA, WEBER DJ, HICPAC. **Guideline for disinfection and sterilization in healthcare facilities**, 2008.

SECRETARIA DE SAÚDE DO DISTRITO FEDERAL. **Manual de Normas e Procedimentos de Centro de Material e Esterilização**, 1995.

SECRETARIA DE SAÚDE DO DISTRITO FEDERAL. **Manual de Normas e Procedimentos de Centro de Material e Esterilização**, 2000.

SOCIETY FOR HEALTHCARE EPIDEMIOLOGY OF AMERICA (SHEA). **Strategies to Prevent Ventilator Associated Pneumonia in Acute Care Hospitals**. *Infect Control Hosp. Epidemiol* 2008; 29:S31–S40.

SOBECCC. **Práticas Recomendadas Sociedade Brasileira de Enfermeiros de Centro Cirúrgico, Recuperação Anestésica e Centro de Material e Esterilização**. 5ª edição. 2009.

BRASIL. ANVISA. Agência Nacional de Vigilância Sanitária. Resolução de Diretoria Colegiada RDC nº 15 de 15 de março de 2012. **Dispõe sobre os requisitos de boas práticas para o processamento de produtos para a saúde e dá outras providências**. Disponível em [http:// e legis.anvisa.gov.br](http://legis.anvisa.gov.br)

## **CAPÍTULO 4 - RECOMENDAÇÕES PARA PREVENÇÃO E CONTROLE DE INFECÇÃO DO TRATO URINÁRIO.**

### **INTRODUÇÃO**

As infecções do trato urinário (ITU) relacionadas à assistência à saúde são o tipo de infecção hospitalar mais comum mundialmente e representam cerca de 40 % das infecções hospitalares. A infecção urinária hospitalar está intimamente ligada a procedimentos diagnósticos e terapêuticos em que ocorre manipulação do trato geniturinário (sondagem, irrigação vesical, cistoscopias, etc.). O **cateter urinário** é um dos dispositivos invasivos mais utilizados no cuidado do paciente, principalmente em Unidades de Terapia Intensiva. Estima-se que mais de 10 % dos pacientes internados requeiram cateterização durante algum momento da internação. **A duração do cateterismo é fator relevante para ocorrência de ITU.** Assim, entre pacientes não bacteriúricos à internação, 10 % a 20 % irão apresentá-la após cateterização. Isto aumenta de 3% a 10 % para cada dia adicional de permanência do cateter com sistema fechado de drenagem, chegando a 50 % até o 15º dia e quase 100 % em 30 dias. Um terço dos dias de cateterismo é desnecessário, e com a remoção do cateter podem ser prevenidas cerca de 40 % das infecções hospitalares do trato urinário que ocorrem nestes dias em que a cateterização excede o indicado.

O risco de adquirir uma infecção depende do método e da duração do cateterismo, da qualidade dos cuidados relacionados à manutenção do cateter e da suscetibilidade do paciente (diabetes, insuficiência renal e uso prévio de antimicrobiano).

**A prevenção de ITU implica em vários elementos chaves: utilizar cateteres urinários somente com indicação apropriada, inserir e cuidar dos mesmos de forma adequada e removê-los na hora certa.**

São quatro os componentes de cuidados que são recomendados para todos os pacientes para prevenir ou reduzir o risco de ITU:

- evitar o uso desnecessário de cateteres urinários;
- utilizar cateteres urinários juntamente com técnica de assepsia;
- manter a utilização de cateteres urinários somente com base em Guias de orientação recomendados (cuidados na manutenção do cateter);
- avaliar diariamente a necessidade de manutenção do cateter e removê-lo assim que possível.

Algumas alternativas que minimizam o risco de infecção e traumatismos são o *condom* e o cateterismo intermitente.

#### **4.1. Indicações para a instalação do cateterismo vesical.**

- Monitorar débito urinário em pacientes críticos;
- Patologias neurológicas, lesões medulares ou bexiga neurogênica;
- Aplicar cuidados de prevenção para úlcera de pressão **em pacientes incontinentes**;
- Investigação urodinâmica ou diagnóstica;
- Irrigação terapêutica da bexiga;
- Cirurgias de bexiga ou obstruções urinárias;
- Déficits cognitivos, incontinência urinária ou deficiência física.

**O uso do cateter urinário tem suas indicações precisas. Por este motivo, o mesmo não deverá ser utilizado por conveniência na prestação de cuidados ao paciente.**

#### 4.2. Recomendações gerais para cateterização vesical

- Treinar a equipe que insere e manipula o cateter vesical;
- Higienizar as mãos antes e após qualquer manipulação do cateter e /ou bolsa coletora;
- Inserir o cateter urinário através de técnica asséptica, por enfermeiro ou médico treinado, utilizando material estéril;
- Usar cateter de calibre apropriado para sexo e idade;
- Usar sistema fechado com válvula anti refluxo, com local apropriado para coleta de exames.

- **Não desconectar o sistema para coletar amostras de urina para exame. Ocorrendo desconexão acidental ou vazamento, trocar todo o sistema (cateter e bolsa coletora) utilizando a técnica asséptica.**
- **Não há recomendações para troca periódica do cateter vesical.**

#### 4.3 Recomendações para a Inserção do Cateter Vesical

- Higienizar as mãos;
- Calçar as luvas de procedimento;
- Proceder à higiene íntima usando água e sabão ou solução antisséptica degermante (PVPI ou clorexidina), desprezar as luvas logo após;
- Realizar antisepsia das mãos com solução antisséptica (PVPI, clorexidina ou álcool a 70%);
- Calçar luvas estéreis;
- Usar solução antisséptica **aquosa**, para preparação da área periuretral;
- Usar campo fenestrado estéril amplo;
- Usar lubrificante estéril, de uso único, de preferência com anestésico para a introdução do cateter vesical;
- Testar o balonete do cateter;
- Conectar o tubo coletor da bolsa ao cateter vesical antes da inserção;
- Proceder à inserção do cateter utilizando sistema de drenagem fechado estéril;
- Após a drenagem de urina, instilar água destilada para inflar o balonete.

- **Fixar o cateter com segurança para prevenir movimentos e tração. Na mulher, fixá-lo na face anterior da raiz da coxa e no homem, na região supra púbica, de modo a não tracionar o mesmo.**
- **O saco coletor deverá ser mantido sempre abaixo do nível da bexiga.**

#### 4.4 Recomendações para a Manutenção do Cateter Vesical

- Higienizar a região perineal durante o banho, com água e sabonete, incluindo a junção cateter-meato uretral. Para este procedimento, o profissional de saúde deve realizar previamente a higiene das mãos e calçar luvas de procedimento;
- O fluxo de urina deve ser mantido livre. Por isso deve-se:

- ✓ Evitar dobras no sistema;
- ✓ Esvaziar periodicamente a bolsa coletora para que o fluxo de urina se mantenha contínuo e não haja perigo de refluxo e tração. **Nunca deixar a urina ultrapassar dois terços do volume total:**
- ✓ Realizar cuidados de assepsia no esvaziamento da bolsa coletora, utilizando álcool a 70% antes e após a manipulação da válvula de esvaziamento. Nesta rotina o profissional de saúde deverá higienizar as mãos antes e após o manuseio do cateter vesical, do tubo e do saco coletor e usar luvas de procedimentos. **Não deve ser realizado o esvaziamento simultâneo de urina de vários sacos coletores. O frasco para coleta de urina deve ser de uso individual ou deve ser lavado antes de ser usado por outro paciente.**
- ✓ Manter a bolsa coletora abaixo do nível da bexiga;
- ✓ Durante o transporte do paciente, clampar o sistema coletor, desclampeando assim que chegar ao destino, evitando o refluxo.
- ✓ Caso seja indispensável fazer irrigação da sonda para prevenir obstrução causada por coágulos, utilizar sonda de três vias, técnica asséptica e solução fisiológica a 0,9% estéril.

✓ **Coleta de urina para exames (ex.: EAS, urocultura, etc) deve ser realizada por punção com agulha e seringa estéreis no local apropriado do sistema coletor. Deve ser realizada prévia desinfecção com álcool a 70% no local a ser puncionado.**

*Obs.: A urina coletada para cultura deve ser encaminhada para o laboratório imediatamente. Caso não seja possível refrigerá-la por no máximo 1 hora. Ver capítulo de coleta de amostras*

- ✓ Exames que requeiram grandes volumes de urina (clearance de creatinina, proteinúria de 24h, dosagem de eletrólitos de 24h) poderão ser colhidos diretamente da bolsa de drenagem usando técnica asséptica.

#### 4.5 Recomendações para troca do cateter e sistema coletor

- ✓ Em casos de obstrução do cateter e/ou sistema coletor;
- ✓ Presença de grande quantidade de resíduos no sistema;
- ✓ Presença de incrustações visíveis e urina com aspecto purulento;
- ✓ Febre de origem não determinada sem outra causa reconhecida;
- ✓ Desconexão acidental ou ruptura;
- ✓ Mau funcionamento do sistema (cateter e bolsa coletora).

#### 4.6 Estratégias para prevenção de ITU relacionada a cateter vesical (Tabela 1)

Em 1981, o CDC (*Centers for Disease Control and Prevention*) publicou guias para prevenção de ITU-RC, contendo recomendações de uso, inserção e cuidados com o cateter. Estes guias estão sendo atualizados pela primeira vez desde então. Em 2001, o Departamento de Saúde da Grã-Bretanha (Agência Nacional de Serviços de Saúde da Inglaterra - *National Health Service*- NHS) publicou diretrizes para prevenção de ITU-RC, sendo atualizados em 2006.

**TABELA 1 - Resumo das Recomendações dos Guias Para Prevenção de Infecções Associadas a Cateteres urinários de Curta Duração**

Recomendação	CDC 1981	NHS 2001	NHS 2007
Garantir registro da inserção do cateter	ND	S	S
Garantir a inserção por pessoas treinadas	S	S	S
Treinar pacientes e familiares	ND	ND	S
Higienizar as mãos	S	S	S
Avaliar necessidade de cateterização	S	S	S
Avaliar métodos alternativos	S	S	S
Revisar regularmente a necessidade de manutenção contínua	ND	S	S
Selecionar material do cateter	ND	NR	NR
Utilizar cateter com menor calibre possível	S	S	S
Utilizar técnica asséptica/material estéril	S	S	S
Utilizar barreiras de proteção para inserção	S	ND	ND
Realizar limpeza anti-séptica do meato	S	N	N
Utilizar sistema de drenagem fechado	S	S	S
Obter amostrar de urina com técnica asséptica	S	S	S
Substituir sistema se técnica asséptica for quebrada	S	ND	ND
Não trocar cateter rotineiramente	S	S	S
Realizar higienização de rotina do meato	S	S	S
Evitar irrigação	S	S	S
Separar os pacientes em coorte	S	ND	ND
Assegurar adesão de treinamento	ND	ND	ND
Assegurar adesão das medidas de controle	ND	ND	ND
Assegurar adesão com remoção do cateter	ND	ND	ND
Monitorizar taxas de ITU-RC e Bacteremia	ND	ND	ND

NOTA: CDC, Centers For Disease Control and Prevention; ND, não discutido; S, sim; NR, não resolvido

Dentre as estratégias com boa evidência científica que **NÃO** devem ser utilizadas para prevenção, citam-se:

- ✓ Não utilizar rotineiramente cateter impregnado com prata ou outro cateter antibacteriano;
- ✓ Não triar rotineiramente bacteriúria assintomática em pacientes com cateter;
- ✓ Não tratar bacteriúria assintomática exceto antes de procedimento urológico invasivo;
- ✓ Evitar irrigação do cateter;
- ✓ Não utilizar rotineiramente antimicrobianos sistêmicos profiláticos;
- ✓ Não trocar cateteres rotineiramente.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

BASSO, M. Medidas de prevenção de ITU relacionada ao uso de cateter urinário. In: APECIH. **Prevenção de Infecção do Trato Urinário (ITU) relacionado à assistência à saúde. São Paulo: APECIH, 2009.**

LO E, NICOLLE L.; CLASSEN D. et al. Estratégias para prevenção de infecções de trato urinário relacionadas a cateter em hospitais de curta permanência. In: **Um compêndio de estratégias para a prevenção de infecções relacionadas à assistência à saúde em hospitais de cuidados agudos.** Tradução. Alessandra Santana Destra. São Paulo, Associação paulista de epidemiologia e controle de infecção relacionada à assistência à saúde, 2011.

GAGLIARDI E.M.D.B, FERNANDES; A.T, CAVALCANTE N.J.F. **Infecção do trato urinário.** In: FERNANDES A.T, FERNANDES MOV; RIBEIRO FILHO N. *Infecção hospitalar e suas interfaces na área da saúde.* Editora Atheneu, São Paulo, 2000.

GOULD, CAROLYN V. et al. HICPAC - Healthcare Infection Control Practices Advisory Committee. Guideline for prevention of catheter-associated urinary tract infections, 2009.

HOOTON, T.M. Nosocomial urinary tract infections. In: Mandell, Douglas, and Bennett's. **Principles and Practice of Infectious Diseases.** Elsevier, 7. ed, 2010.

THE INSTITUTE FOR HEALTHCARE IMPROVEMEN. **Prevenindo infecções do trato urinário associados ao uso de cateter. IHI, 2009.**

LEVIN, Ana. S. (Org). **Guia de utilização de anti-infecciosos e recomendações para a prevenção de infecções hospitalares.** São Paulo: Hospital das Clínicas de São Paulo:USP, 2011.



## **CAPÍTULO 5 - RECOMENDAÇÕES PARA PREVENÇÃO E CONTROLE DE INFECÇÃO DA CORRENTE SANGUÍNEA.**

### **INTRODUÇÃO**

A instalação de um acesso intravascular é um dos métodos invasivos mais comumente efetuado em pacientes hospitalizados como método terapêutico e diagnóstico. Entretanto, os cateteres são potencialmente porta de entrada para infecções cuja manifestação mais grave é a infecção primária de corrente sanguínea – IPCS. As IPCS estão entre as mais comumente relacionadas à assistência à saúde. Estima-se que cerca de 60% das bacteremias nosocomiais sejam associadas a algum dispositivo intravascular. Dentre os mais frequentes fatores de risco conhecidos para IPCS, podemos destacar o uso de cateteres vasculares centrais, principalmente os de curta permanência.

A IPCS associa-se a importante excesso de mortalidade, a maior tempo de internação e a incrementos de custos relacionados à assistência. A mortalidade varia entre pacientes, por exemplo, em terapia intensiva, a mortalidade por IPCS pode atingir até 69%. O custo deste evento adverso também é variável, algumas estimativas Norte-Americanas apontam para gasto extra de US\$50.000,00 por episódio de IPCS. Em países em desenvolvimento a incidência de IPCS pode ser até maior do que em países desenvolvidos, assim o impacto em relação à morbimortalidade e aos excessos de custo pode ser mais expressivo do que o evidenciado na literatura estrangeira.

### **RECOMENDAÇÕES GERAIS**

#### **1. Na Inserção:**

<b>Itens</b>	<b>Observações</b>
<b>✓ Avaliar a necessidade do CVC e eleger o melhor sítio de punção.</b>	<b>✓</b> Constatada a necessidade de CVC, decidir melhor local de punção, optando sempre pela subclávia em primeiro lugar e depois jugular interna e femoral, nesta ordem.
<b>✓ Degermar a pele do paciente, conforme protocolo.</b>	<b>✓</b> Após colocação de gorro e máscara cirúrgica, realizar higiene básica das mãos e calçar luvas de procedimento não estéreis. Realizar, então, degermação da pele do paciente com os materiais, partindo sempre do centro (local de punção) para a periferia. Deixar boa margem de segurança, considerando a abordagem de outro sítio durante a punção. <b>✓</b> Remover o excesso do composto degermante com gaze estéril e solução salina a 0,9% e secar com gaze estéril.

Itens	Observações
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <b>Realizar antissepsia da pele do paciente, conforme protocolo.</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Já em uso de gorro e máscara, realizar antissepsia cirúrgica das mãos e secagem com compressa estéril.</li> <li>✓ Completar a paramentação com avental de manga longa e luvas estéreis (obs: quando houver necessidade da entrada de outro profissional em campo, proceder com os mesmos passos descritos até aqui).</li> <li>✓ Utilizando materiais contidos na bandeja cirúrgica proceder a antissepsia com movimentos circulares unidirecionais e em campo ampliado da pele do paciente, utilizando composto alcoólico de mesmo princípio ativo do degermante (clorexidina, preferencialmente).</li> <li>✓ Deixar o composto alcoólico secar espontaneamente.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <b>Punção.</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Posicionar os campos estéreis grandes de forma a cobrir o máximo de superfície corpórea adjacente à punção, ou seja, cabeça, tronco e membros do paciente, deixando apenas pequena janela correspondente ao local de punção.</li> <li>✓ Realizar punção.</li> <li>✓ Proceder a conexão com o sistema de infusão montado.</li> <li>✓ Fixar o dispositivo, conforme técnica recomendada.</li> <li>✓ Realizar intervenções educativas durante o procedimento.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <b>Realizar curativo pós punção conforme padronização.</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Utilizar gaze estéril com solução salina a 0,9% para limpar o sangue, outra para secar o local de punção e uma terceira embebida com clorexidina alcoólica a 0,5% antes da cobertura final;</li> <li>✓ Aplicar curativo janelado e aerado com gaze estéril e micropore, que deverá ser mantido nas primeiras 24 horas, a menos que se torne úmido (suor, sangue, secreções), quando deverá ser imediatamente trocado.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <b>Procedimentos finais.</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Proceder com higienização simples das mãos.</li> <li>✓ Solicitar exame de raio x para verificação do posicionamento do dispositivo e afastar complicações (ex: pneumotórax).</li> <li>✓ Registrar em prontuário a indicação clínica do CVC, o tipo utilizado (ex: duplo lúmen), local de punção escolhido, justificativa caso não tenha sido a subclávia e intercorrências (ex: múltiplas punções).</li> </ul>

## 2. Na Manutenção:

Itens	Observações
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Registrar diariamente no prontuário do paciente, tanto na evolução médica como na de enfermagem, a justificativa da manutenção do dispositivo.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Ex: Manter CVC (instabilidade hemodinâmica).</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Registrar e observar diariamente o sítio de inserção e o tempo de permanência do CVC.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Independentemente do tipo de cobertura (gaze ou filme transparente) inspecionar visualmente o sítio de inserção do CVC, observando sinais locais de infecção (dor, rubor, calor e presença de secreção purulenta).</li> <li>✓ Após fricção das mãos com preparação alcoólica e uso de luvas estéreis, realizar a inspeção visual e a palpação delicada do local de inserção a fim de evidenciar dor, endurecimento e/ou saída de secreção que não tenha sido observada apenas visualmente.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Realizar curativo de manutenção conforme padronização.</li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Higienizar as mãos antes e após o procedimento conforme orientações do capítulo 1.</li> <li>✓ Com luvas estéreis ou técnica de duas pinças e luvas de procedimentos não estéreis, realizar antisepsia do sítio de inserção com clorexidina alcoólica a 0.5% (preferencialmente) ou PVPI alcoólico a 10%.</li> <li>✓ Se presença de sangue e/ou pus, limpar o sítio de inserção com gaze e soro fisiológico estéril à 0,9% antes da antisepsia acima descrita.</li> <li>✓ Realizar a cobertura com filme transparente estéril que poderá ser trocado a cada 7 dias ou antes se sujo, úmido, pouco aderente ou com integridade comprometida.</li> <li>✓ Optar por curativo com gaze estéril e micropore no primeiro dia de punção, nos casos de sudorese excessiva, discrasias sanguíneas e sangramento local, realizando a troca a cada 48 horas.</li> <li>✓ Proteger o curativo realizado com gaze com cobertura impermeável não estéril imediatamente antes do banho.</li> <li>✓ Registrar no prontuário e no próprio curativo a data da troca e responsável pela realização do procedimento.</li> </ul>

Itens	Observações
<p>✓ <b>Desinfetar os injetores e conexões antes da manipulação do sistema de infusão.</b></p>	<p>✓ Proceder com higienização das mãos com preparado alcoólico antes e após a manipulação do sistema.</p> <p>✓ Utilizar luvas de procedimento não estéril (EPI) quando houver qualquer risco de exposição a material biológico.</p> <p>✓ Antes de infundir medicações e /ou desconectar o sistema, realizar desinfecção prévia dos injetores e conexões com gaze embebida em álcool a 70% por meio de fricção vigorosa com no mínimo três movimentos rotatórios.</p>
<p>✓ <b>Não realizar troca programada do CVC.</b></p>	<p>✓ Remover o cateter tão logo seja constatada a falta de necessidade</p> <p>✓ Na suspeita de infecção relacionada ao cateter, caso o médico opte por retirá-lo, recomenda-se colher 02 hemoculturas periféricas imediatamente antes da retirada do dispositivo e da ponta, da seguinte forma:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Fazer uma rigorosa anti-sepsia da pele ao redor do cateter com clorexidina alcoólica;</li> <li>• Remover o cateter e, assepticamente, cortar 5 cm da parte mais distal, ou seja, a que estava mais profundamente introduzida na pele (utilizar lâmina de bisturi estéril);</li> <li>• Colocar o pedaço do cateter em um frasco estéril seco e enviar imediatamente ao laboratório;</li> <li>• Higienizar as mãos antes e após o procedimento descrito.</li> </ul> <p>✓ Obs: Em neonatos coletar somente 01 frasco de hemocultura. Em pacientes neutropênicos (&lt;500 neutrófilos/mm<sup>3</sup>) discutir o envio sistemático de hemocultura e ponta de cateter pois geralmente não apresenta os sinais clássicos de infecção.</p>
<p>✓ <b>Providenciar via exclusiva para NPT, sangue e hemoderivados.</b></p>	<p>✓ Em caso de duplo lúmen, identificar a via que é exclusiva para o componente em questão.</p>
<p>✓ <b>Trocar sistema de infusão conforme padronização.</b></p>	<p>✓ Após higienização das mãos com preparado alcoólico e uso de luvas de procedimento não estéreis como EPI, trocar o sistema de infusão a cada 72 h ou imediatamente se houver suspeita de choque pirogênico, presença de sangue visível aderido no interior do sistema e quando houver quebra da técnica asséptica no momento de inserção.</p> <p>✓ Higienizar as mãos ao final do procedimento.</p> <p>✓ Registrar, nas anotações de enfermagem e/ou no próprio dispositivo, a data da troca.</p>

Itens	Observações
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <b>Manter frascos de múltiplas doses refrigerados adequadamente em geladeira.</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Registrar em mapa apropriado o controle de temperatura a cada 8 horas (2 a 8°C). O mapa deve possuir legenda com o fluxograma a ser seguido diante da temperatura fora do padrão.</li> <li>✓ Identificar frascos com data de abertura e prazo de validade.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <b>Manipular frascos/ampolas conforme padronização</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Utilizar máscara e gorro durante o preparo das medicações.</li> <li>✓ Higienizar as mãos com preparado alcoólico antes e após o preparo da medicação.</li> <li>✓ Realizar desinfecção adequada do frasco ou ampola com álcool a 70% e proteger os êmbolos com o próprio invólucro da seringa após aspiração da substância.</li> <li>✓ Higienizar as mãos com preparado alcoólico antes e após administração da medicação e utilizar luvas de procedimento não estéreis como EPI para administrar medicação.</li> </ul>
<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ <b>Outros cuidados na manutenção do CVC</b></li> </ul>	<ul style="list-style-type: none"> <li>✓ Não molhar ou submergir os dispositivos intravasculares.</li> <li>✓ Caso aconteça a saída de parte do dispositivo, este não deverá mais ser reposicionado (empurrado para dentro) e o médico deverá ser avisado.</li> <li>✓ Infundir 03 ml de soro fisiológico 0,9% antes e após o uso do CVC para promover a permeabilidade do cateter, manter o fluxo e evitar mistura de medicamentos e soluções.</li> </ul>

3. Indicador de avaliação de troca, relacionado à instrumentação circulatória.

DISPOSITIVOS	CRITÉRIO DE TROCA	OBSERVAÇÕES
<b>Ampolas e tampas de frascos de medicações.</b>		Desinfecção com álcool a 70 % sempre que houver manipulações.
<b>Cateter arterial periférico e dispositivo de monitorização de pressão (PAM)</b>	No máximo a cada 05 dias e os transdutores, acessórios e as soluções para flush a cada 96h.	1- Remover o cateter assim que possível. 2- Se dor, rubor, febre e/ou presença de secreção purulenta, avaliar a necessidade de troca.
<b>Cateter Central de Hemodiálise de curta permanência</b>	Sem troca pré-programada.	1 - Remover o cateter assim que possível. 2 - Se dor, rubor, febre e/ou presença de secreção purulenta, avaliar a necessidade de troca. 3 – O curativo deve ser realizado conforme o padronizado pela instituição. Trocar o curativo a cada sessão e imediatamente quando houver suspeita de contaminação, sujidade, umidade e integridade comprometida. Obs.: Orientar o paciente e o acompanhante, quando receber alta para domicílio, em relação aos cuidados com o cateter e com curativo, no qual deve evitar molhar.
<b>Cateter umbilical</b>	Cateteres umbilicais arteriais – até 05 dias. Cateteres umbilicais venosos – até 14 dias.	1 - Remover o cateter assim que possível. 2 - Se dor, rubor, febre e/ou presença de secreção purulenta, avaliar a necessidade de troca.
<b>Cateter venoso central</b>	Sem troca pré-programada.	1 - Remover o cateter assim que possível. 2 - Cateteres inseridos em situação de emergência e sem a utilização de barreira máxima, devem ser trocados para outro sítio, assim que possível, nas primeiras 48 horas. 3 - Se dor, rubor, febre e/ou presença de secreção purulenta, avaliar a necessidade de troca. 4 – As trocas por fio guia devem ser realizadas em complicações não infecciosas (ruptura e obstrução).

DISPOSITIVOS	CRITÉRIO DE TROCA	OBSERVAÇÕES
<b>Cateteres Semi-Implantáveis ou tunelizados</b>	Sem troca pré-programada.	<p>1 - Remover o cateter assim que possível.</p> <p>2 - Se dor, rubor, febre e/ou presença de secreção purulenta, avaliar a necessidade de troca.</p> <p>3 - Após a cicatrização do óstio (em média 2 semanas) avaliar se pode manter o sítio de inserção descoberto.</p>
<b>Cateter venoso periférico</b>	<p>Confeccionados com teflon -72h.</p> <p>Confeccionados com poliuretano – 96h.</p>	<p>1 - Se dor, rubor, febre e/ou presença de secreção purulenta, avaliar necessidade de troca.</p> <p>2 - O cateter periférico instalado em situação de emergência com comprometimento da técnica asséptica deve ser trocado tão logo quanto possível.</p> <p>3 - Se dificuldade de acesso, manter observação diária. Nos pacientes neonatais e pediátricos não devem ser trocados rotineiramente.</p>
<b>Curativo Cateter Venoso central tradicional</b>	24 a 48h	<p>1 – Utilizar curativo com gaze e micropore estéril. O curativo deve ser janelado e aerado (não ocluir totalmente).</p> <p>2 - Trocar imediatamente se houver suspeita de contaminação, sujidade, umidade e integridade comprometida.</p> <p>3 – Após realização do curativo é obrigatório documentar nome e data de instalação.</p> <p>4- O curativo tradicional é preferível nos casos dos pacientes com discrasias sanguíneas, sangramento local ou sudorese excessiva.</p> <p>5- Os curativos tradicionais deverão ser cobertos antes do banho para evitar molhar (ver item 2).</p>
<b>Curativo Cateter Venoso Central (filme transparente)</b>	7 dias	<p>1 - Trocar imediatamente se houver suspeita de contaminação, sujidade, umidade e integridade comprometida.</p> <p>2 - Após realização do curativo é obrigatório documentar nome e data de instalação.</p>
<b>Curativo de cateter venoso periférico</b>	<p>Confeccionados com teflon - 72h.</p> <p>Confeccionados com poliuretano – 96h.</p>	<p>1- A cobertura deve ser estéril.</p> <p>2- Trocar imediatamente se houver suspeita de contaminação, sujidade, umidade e integridade comprometida.</p> <p>3- Após realização do curativo é obrigatório documentar nome e data de instalação.</p> <p>4- Os curativos deverão ser cobertos antes do banho caso haja possibilidade de molhar (ver item 2).</p>

DISPOSITIVOS	CRITÉRIO DE TROCA	OBSERVAÇÕES
<b>Equipos</b>	<p>Infusão contínua – proceder à troca a cada 72h - 96h.</p> <p>Infusões intermitentes – proceder a troca a cada 24h.</p>	<p>1 - Realizar desinfecção das conexões e injetores laterais com solução alcoólica por meio de fricção vigorosa com, no mínimo, três movimentos rotatórios.</p> <p>2- No caso dos equipos com injetor lateral, este deve ser confeccionado com material autosselável, isento de látex, para uso exclusivo com seringas, e adaptador tipo <i>luerlock</i>, na sua porção distal, como medida de segurança para evitar a desconexão acidental.</p> <p>3 - Os equipos comuns (macrogotas e microgotas) devem apresentar, na porção proximal, um adaptador na forma pontiaguda para conexão nos frascos e bolsas de solução e uma câmara gotejadora flexível e transparente. Sistema de conexão <i>luerlock</i> na porção distal do equipo, para adaptação segura em cateteres, cânulas entre outros.</p>
<b>Equipo de bolsa de sangue e derivados</b>	Após o término da infusão	1- Utilizar via exclusiva para infusão de sangue e derivados.
<b>Equipo nutrição parenteral e de emulsões lipídicas</b>	Exclusivo, com troca a cada 24 horas.	1- Utilizar via exclusiva para infusão da nutrição parenteral e de emulsões lipídicas. Obs.: Em Neonatologia, avaliar risco /benefício de cada caso.
<b>Conectores / Cânulas / Tubos extensores e Extensores multivias</b>	Devem ser trocados de acordo com os critérios de troca do sistema de infusão (ver acima no item equipos).	1- Realizar desinfecção das conexões com solução alcoólica por meio de fricção vigorosa com, no mínimo, três movimentos rotatórios.

#### 4. Artigos e materiais necessários para inserção de CVC:

- EPI:
  - ✓ Gorro;
  - ✓ Máscara cirúrgica;
  - ✓ Luvas de procedimento não estéreis e luvas estéreis;
  - ✓ Capote estéril de mangas longas;
  - ✓ Óculos de proteção.
- Material para anti-sepsia das mãos do profissional



- ✓ Solução degermante de clorexidina (preferencialmente) de 2% a 4% ou de PVPI a 10% para aplicação direta nas mãos ou impregnada em escova para anti-sepsia cirúrgica;
- ✓ Compressa estéril.
- Material para anti-sepsia da pele do paciente
  - ✓ Bandeja própria para inserção de CVC, contendo: cuba redonda, pinças, porta-agulha, campo grande que cubra todo o paciente com ou sem adição do campo fenestrado e gazes estéreis;
  - ✓ Solução degermante de clorexidina (preferencialmente) de 2% a 4% ou de PVPI a 10%;
  - ✓ Solução salina a 0,9%;
  - ✓ Solução alcoólica de clorexidina a 0,5% (preferencialmente) ou de PVPI a 1%;
  - ✓ Lâmina de bisturi e fio de sutura para fixação.
- Curativo pós-inserção
  - ✓ Gazes estéreis;
  - ✓ Micropore;
  - ✓ Solução alcoólica de clorexidina a 0,5% (preferencialmente) ou de PVPI a 1%.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

LEVIN, Ana. S. (Org). **Guia de utilização de anti-infecciosos e recomendações para a prevenção de infecções hospitalares.** São Paulo:HCSP, 2011.

GETTING STARTED KIT: **Prevent Central Line Infections.** How to guide: 100,000 lives campaign. Institute of Healthcare Improvement, 2006.

BRASIL, ANVISA. **Infecção de Corrente sanguínea: Orientações para Prevenção de Infecção Primária de Corrente Sanguínea.** Brasília: ANVISA, 2010.

BRASIL, ANVISA. **Medidas de Prevenção de infecção Relacionada à Assistência à Saúde.** Brasília: ANVISA, 2013.

## **CAPÍTULO 6 - RECOMENDAÇÕES PARA PREVENÇÃO E CONTROLE DE INFECÇÃO DO SÍTIO CIRÚRGICO.**

### **INTRODUÇÃO**

As infecções do sítio cirúrgico (ISC) estão entre as mais freqüentes infecções relacionadas à assistência à saúde (IRAS). Elas apresentam graus de acometimento e gravidade bastante variáveis, desde o acometimento do local da incisão ou pequenos abscessos de parede até coleções intracavitárias e infecções relacionadas a próteses que podem levar o paciente a quadros graves de sepse e a novas abordagens cirúrgicas. Além disso, dor periódica, cicatrizes, deformidades, incapacidades e conseqüentemente o óbito também podem ocorrer. Como resultado, elas representam morbidade e mortalidade significativas, além de custos elevados, relacionados aos gastos com o tratamento, exames e tempo de internação prolongado, tendo importante impacto para o paciente e instituição.

A incidência de ISC é muito variável e está relacionada principalmente às condições clínicas do paciente e à complexidade do procedimento realizado. Nos EUA, a ISC representa a terceira topografia de infecção mais freqüente, correspondendo a 15% de todas as IRAS. O Center for Disease Control and Prevention (CDC) estima que ocorrem 2,7% de ISC em cerca de 2 milhões de cirurgias por ano, correspondendo a 486.000 ISC por ano. No Brasil, estima-se que a ISC ocorra após 9 a 11% dos procedimentos hospitalares.

O *Staphylococcus aureus* é um dos principais agentes causadores de ISC, com taxas que variam de 20 a 30%, sendo que em aproximadamente metade dos casos a fonte é a microbiota endógena. Portadores nasais de *Staphylococcus aureus* apresentam risco maior (3-6 vezes) de adquirir IRAS do que os não portadores.

### **DEFINIÇÃO**

Infecção de Sítio Cirúrgico - ISC é aquela que ocorre na incisão cirúrgica ou em órgãos e cavidades abertos ou manipulados durante a operação. Esperada em até 30 dias após o procedimento ou até um ano, em caso de próteses e órteses.

### **CLASSIFICAÇÃO**

A classificação do potencial da cirurgia foi elaborada pelo *National Academy of Sciences/National Research Council*, em 1964, que define através do número de microrganismos presentes no tecido a ser operado o potencial de contaminação.

**Quadro 1. Classificação da Contaminação da Ferida Operatória**

<b>Classificação</b>	<b>Critério<sup>1</sup></b>	<b>Risco<sup>2</sup> (%)</b>
<b>Limpa</b>	Eletiva, não de emergência ou trauma, primariamente fechada; sem inflamação; sem quebra da técnica; não penetra nos tratos respiratório, gastrointestinal, biliar e geniturinário .	<b>&lt; 2</b>
<b>Potencialmente Contaminada</b>	Urgência ou emergência que de outra forma seria limpa; abertura eletiva dos tratos respiratório, gastrointestinal, biliar e geniturinário com mínima contaminação, sem urina infectada ou bile; pequena quebra de técnica.	<b>&lt; 10</b>
<b>Contaminada</b>	Inflamação não purulenta, grande contaminação do trato gastrointestinal, penetração no trato biliar ou geniturinário em presença de urina ou bile infectada; grande quebra de técnica; trauma penetrante < 4h; ferida crônica aberta para ser enxertada ou fechada .	<b>≈ 20</b>
<b>Infectada</b>	Inflamação purulenta (ex. abscesso); perfuração pré-operatória dos tratos respiratório, gastrointestinal, biliar e geniturinário; trauma penetrante > 4h.	<b>≈ 40</b>

<sup>1</sup>: National Academy of Sciences, National Research Council (NRC), Division of Medicine, Ad Hoc Committee on Trauma, 1964.

<sup>2</sup>: Cruse PJ, Foord R. The epidemiology of wound infection. A 10-year prospective study of 62,939 wounds. *Surg Clin North Am* 1980;60:27-40.

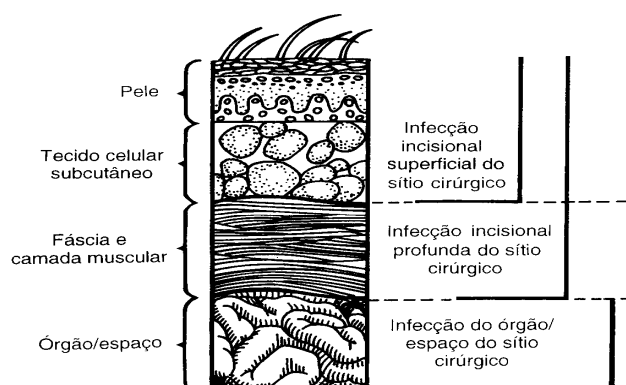
Os Critérios Nacionais de Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde (Anvisa, 2009) classificam e designa a infecção pós-operatória, que pode envolver o sítio de incisão em pele, tecido celular subcutâneo, fásia, tecido muscular e/ou qualquer estrutura anatômica aberta ou manipulada durante o procedimento cirúrgico (peritônio, útero, tecido ósseo, etc).

**Quadro 2. Definição de Infecções do Sítio Cirúrgico (ISC) para Cirurgias em Pacientes Internados e Ambulatoriais.**

<b>INCISIONAL SUPERFICIAL ISC - IS</b>	<p>Critério: Ocorre nos primeiros 30 dias após a cirurgia e envolve apenas pele e subcutâneo.</p> <p>Com pelo menos 1 (um) dos seguintes critérios:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Drenagem purulenta da incisão superficial;</li> <li>• Cultura positiva de secreção ou tecido da incisão superficial, obtido assepticamente (não são considerados resultados de culturas colhidos por swab);</li> <li>• A incisão superficial é deliberadamente aberta pelo cirurgião na vigência de pelo menos um dos seguintes sinais ou sintomas: dor, aumento da sensibilidade, edema local, hiperemia ou calor, EXCETO se a cultura for negativa;</li> <li>• Diagnóstico de infecção superficial pelo médico assistente.</li> </ul> <p>OBS 1: No caso de cirurgia oftalmológica, a conjuntivite será definida como infecção incisional superficial.</p> <p>OBS 2: Não notificar mínima inflamação e drenagem de secreção limitada aos pontos de sutura.</p>
<b>INCISIONAL PROFUNDA ISC - IP</b>	<p>Critério: Ocorre nos primeiros 30 dias após a cirurgia ou até UM (01) ano, se houver colocação de prótese, e envolve tecidos moles profundos à incisão (ex: fásia e/ou músculos).</p> <p>Com pelo menos 1 (um) dos seguintes critérios:</p>

	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Drenagem purulenta da incisão profunda, mas não de órgão/cavidade;</li> <li>• Deiscência parcial ou total da parede abdominal ou abertura da ferida pelo cirurgião, quando o paciente apresentar pelo menos um dos seguintes sinais ou sintomas: temperatura axilar <math>&gt;</math> ou <math>= 37,8^{\circ}\text{C}</math>, dor ou aumento da sensibilidade local, exceto se a cultura for negativa;</li> <li>• Presença de abscesso ou outra evidência que a infecção envolva os planos profundos da ferida identificados em reoperação, exame clínico, histocitopatológico ou exame de imagem;</li> <li>• Diagnóstico da infecção incisional profunda pelo médico assistente.</li> </ul>
<p><b>ÓRGÃO/ CAVIDADE ISC - OC</b></p>	<p><b>Critério:</b> Ocorre nos primeiros 30 dias após a cirurgia ou até UM ano, se houver colocação de prótese, e envolve qualquer órgão ou cavidade que tenha sido aberta ou manipulada durante a cirurgia.</p> <p>Com pelo menos 1 (um) dos seguintes critérios:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Cultura positiva de secreção ou tecido do órgão/cavidade obtido assepticamente;</li> <li>• Presença de abscesso ou outra evidência que a infecção envolva os planos profundos da ferida identificados em reoperação, exame clínico, histocitopatológico ou exame de imagem;</li> <li>• Diagnóstico de infecção de órgão/cavidade pelo médico assistente.</li> </ul> <p>Obs 1: Osteomielite do esterno após cirurgia cardíaca ou endoftalmite são consideradas infecções de órgão/cavidade.</p> <p>Obs 2: Em pacientes submetidos a cirurgias endoscópicas com penetração de cavidade, serão utilizados os mesmos critérios de infecção do sítio cirúrgico do tipo órgão-cavidade.</p> <p>Obs 3: Não há, até o momento, critérios que permitam separar infecção ascendente do trato urinário, de infecção urinária como expressão secundária de infecção em cirurgia urológica.</p> <p>Obs 4: NÃO considerar que a eliminação de secreção purulenta através de drenos seja necessariamente sinal de ISC-OC.</p> <p>Obs 5: Sinais clínicos (febre, hiperemia, dor, calor, calafrios) ou laboratoriais (leucocitose, aumento de PCR quantitativa ou VHS) são inespecíficos, mas podem sugerir infecção.</p>

Figura 1. Classificação do National Healthcare Safety Network – Centers for Disease Control and Prevention para ISC. Reproduzido de Horan et al.



Quadro 3. Definição de Infecções do Sítio Cirúrgico (ISC) para Cirurgias endovasculares (ANVISA, 2009).

<b>INFECÇÃO SÍTIO ENTRADA</b>	<b>DO DE</b>	<p>Critérios: Ocorre nos primeiros 30 dias após a cirurgia e envolve apenas pele e subcutâneo do sítio de inserção percutânea da prótese endovascular. Com pelo menos 1 (um) dos seguintes critérios:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Drenagem purulenta da incisão superficial;</li> <li>• Cultura positiva de secreção ou tecido da incisão superficial, obtido assepticamente (não são considerados resultados de culturas colhidos por swab);</li> <li>• A incisão superficial é deliberadamente aberta pelo cirurgião na vigência de pelo menos um dos seguintes sinais ou sintomas: dor, aumento da sensibilidade, edema local, hiperemia ou calor, EXCETO se a cultura for negativa;</li> <li>• Diagnóstico de infecção superficial pelo médico assistente.</li> </ul>
<b>INFECÇÃO PRÓTESE</b>	<b>DA</b>	<p>Critérios: Inserção percutânea de prótese endovascular até UM ano após a inserção. Com pelo menos 1 (um) dos seguintes critérios:</p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Diagnóstico pelo cirurgião.</li> <li>• Cultura positiva de secreção periprótese ou fragmento da prótese ou parede vascular.</li> <li>• Exame histopatológico da parede vascular com evidência de infecção.</li> <li>• Hemocultura positiva (2 amostras para patógenos da pele ou 01 amostra para outros agentes, excluídas outras fontes).</li> <li>• Evidência de infecção em exames de imagem (USG, TC, RNM, cintilografia, Petscan).</li> <li>• Êmbolos sépticos à distância, na ausência de outra fonte de infecção.</li> <li>• Sinais clínicos e/ou laboratoriais de infecção associados à fístula da prótese, hemorragia secundária, rompimento da prótese, trombose, fístula para pele com sangramento persistente, fístulas para outros órgãos ou pseudoaneurisma (massa palpável pulsátil).</li> </ul> <p>Obs.: Sinais clínicos (febre, hiperemia, dor, calor, calafrios) ou laboratoriais (leucocitose, aumento de PCR quantitativa ou VHS) são inespecíficos, mas podem sugerir infecção.</p>

### CUIDADOS RELACIONADOS À PREVENÇÃO DE ISC

Os cuidados relacionados à prevenção das ISC começam bem antes da cirurgia no caso dessas serem eletivas, na fase pré-hospitalização. No entanto, as medidas mais importantes são aquelas tomadas no período peri-operatório, pré e pós-operatório imediato.

Podemos elencar alguns eventos ou mudanças fisiológicos agudos relacionados com predisposição para ISC.

- **Hipoalbuminemia**

Marcador para desnutrição.

Indicador para início do manejo nutricional pré-operatório.<sup>2</sup>

- **Transfusões sanguíneas**

Reduzir o uso de transfusões

Maior uso de sangue autólogo.<sup>3</sup>

- **Hipotermia**

<sup>2</sup> Khuri SF et al, 1998

<sup>3</sup> Walz JM, 2006

Hipotermia passiva é um problema conhecido em cirurgias cavitárias.

A temperatura corporal afeta o vigor das células fagocitárias.

A temperatura > 36,5°C melhora as taxas de ISC em cirurgia colo retal e abaixo de 34.° C é considerado alto risco.<sup>4</sup>

- **Hiperglicemia / Hipoglicemia**

A elevação da concentração sanguínea debilita a função fagocitária em estudos experimentais.<sup>5</sup> Significante redução em ISC esternal em diabéticos com menos de 200 mg/dl.

Taxas de ISC em cirurgia cardíaca declinam com a queda nas concentrações de glicemia de 300 para 100 mg/dl.<sup>6</sup>

Hipoglicemia também debilita a função fagocitária, sendo ideal o estado de normoglicemia.<sup>7</sup>

- **Oxigenação Tecidual**

Melhora a função bactericida das células fagocitárias humanas.<sup>8</sup>

Estudos têm demonstrado que o aumento da suplementação de oxigênio intra-operatório e no pós- imediato contribui para redução das taxas de ISC.<sup>9</sup>

### **CUIDADOS NO PREPARO DE PACIENTES PRÉ-HOSPITALIZAÇÃO**

- Avaliar e tratar infecções comunitárias prévias.
- Controlar os níveis de glicemia.
- Interromper o uso do tabaco (30 dias antes da realização da operação) e esteróides.
- Transfundir se necessário.
- Reduzir a hospitalização pré-operatória.
- Controlar obesidade e desnutrição.

### **CUIDADOS NO PRÉ-OPERATÓRIO**

- Tomar banho com água e sabão antes da realização do procedimento cirúrgico, noite anterior ou manhã da cirurgia. O uso de antisséptico para o banho ainda não tem demonstrado efetivamente a diminuição das taxas de ISC, embora algumas literaturas o recomendem como uma medida eficiente na redução da colonização da pele do paciente.

- Realizar tricotomia limitada à incisão somente se necessário. Para a remoção de pêlos usar tricotomizador elétrico com lâmina descartável. Realizar a tricotomia imediatamente antes da operação. O uso de navalhas e lâminas está contra indicado.

---

<sup>4</sup> Kurz et al, 1996

<sup>5</sup> Furnary AP et al, 2003

<sup>6</sup> Zerr et al, 1997

<sup>7</sup> Turina et al, 2005; Furnary et al, 2003; Zerr et al, 1997 e Van den Berghe et al, 2001

<sup>8</sup> Hopf HW et al, 1997

<sup>9</sup> Greif et al, 2000 e Belda et al, 2005

- Lavar a área a ser operada com solução antisséptica degermante a base de clorexidina a 4% ou PVPI a 10% e após enxaguar retirando todo o resíduo com solução fisiológica e compressa estéril. Após, aplicar a solução alcoólica e deixar secar naturalmente.

- Proteger o local da incisão cirúrgica com campo operatório estéril.
- Realizar descontaminação nasal com mupirocina intra nasal associada à descolonização extra-nasal com clorexidina degermante em pacientes diagnosticados como portadores nasal de *Staphylococcus aureus*. Aplicar profundamente, nas narinas, mupirocina nasal a cada 8 horas, durante 5 dias seguidos. Utilizar clorexidina degermante em todo corpo, durante o banho, por 5 dias seguidos. Monitorar a resistência à mupirocina.

### CUIDADOS NO ACESSO AO CENTRO CIRÚRGICO

Quadro 4. Requisitos para acesso às áreas do CC

Área do Centro Cirúrgico	Requisito para acesso
Corredor de acesso ao centro cirúrgico e vestiários	Necessária a identificação do profissional
Área de acesso às salas cirúrgicas, pré-operatório, sala de recuperação, anestésica e sala de estar médica.	Higienizar as mãos Utilizar calça e blusa específica do centro cirúrgico Usar gorro com os cabelos totalmente cobertos, propés com sapatos fechados ou sapatos reservados e de uso exclusivo no setor
Sala de cirurgia	Antissepsia cirúrgica das mãos e antebraços e paramentação cirúrgica completa são obrigatórias para toda a equipe cirúrgica. Durante a cirurgia, o uso correto da máscara é necessário para todos que entram na sala de cirurgia.

### CUIDADOS NO INTRA OPERATÓRIO

Contribuem para elevação da resistência do hospedeiro na prevenção de ISC.

- Coordenar a administração do antibiótico profilático dentro dos 60 minutos que antecedem a incisão a fim de maximizar a concentração tecidual, conforme protocolo institucional de profilaxia cirúrgica.

- Higienizar as mãos durante todo o período que durar o ato cirúrgico. Toda a equipe envolvida com o procedimento deve higienizar as mãos com preparações alcoólicas (anestesista, circulantes, estudantes, perfusionista, consignadores).

- Confirmação da validação do processo de esterilização de instrumentais cirúrgicos.
- Minimizar traumas. Manusear tecidos com cuidado evitando traumas por trações indevidas.
- Realizar o procedimento com a menor duração possível.
- Evitar ou minimizar os espaços mortos.
- Remover os tecidos desvitalizados.



- Manter suporte adequado de sangue.
- Manter o controle do nível de glicose.
- Manter a normotermia e a oxigenação.
- Manter princípios de assepsia em punção intravascular, espinhal, epidural ou administração de drogas endovenosas.

- Preferir fechamento primário retardado ou por segunda intenção em feridas muito contaminadas.

- Utilizar preferencialmente drenagem com sistema fechado.
- Preparar salas, equipamentos e soluções imediatamente antes de usá-los.
- Manter a porta fechada durante o ato cirúrgico e reduzir a circulação e o número de pessoas.

Evitar abrir e fechar a porta da sala operatória desnecessariamente.

- Usar eletrocautério criteriosamente.

Obs.: O uso de luvas estéreis para as cirurgias é uma prática padronizada, entretanto de 8 a 15% das luvas cirúrgicas são rasgadas ou perfuradas durante os procedimentos. Nenhuma diferença nas taxas de infecção do sítio cirúrgico foi observada quando as luvas foram danificadas durante a cirurgia, e o uso de dois pares de luvas não diminuiu as taxas de ISC. Quando duplo enluvamento foi usado, a luva mais externa tinha mais perfurações que a luva mais interna e as mãos da equipe cirúrgica foram menos contaminadas com sangue e outros fluidos corporais. (OMS, 2010).

#### Preparo da pele dos pacientes para procedimento cirúrgico<sup>10</sup>

- Preparar as áreas com alta concentração microbiana por último (umbigo, púbis e ferida aberta).
- Isolar sítios de colostomia quando da preparação da área e prepará-la por último.
- Usar soro fisiológico para o preparo de pele queimada, com área exposta ou traumatizada.
- Não utilizar soluções alcoólicas em mucosas.
- Atentar quanto ao preparo de peles sensíveis (ex: diabéticos e com pele ulcerada).
- Permitir tempo suficiente de contato para a evaporação completa do agente antisséptico alcoólico para prevenir incêndio, devido ser produto inflamável.

- Prevenir o risco de queimadura química em torniquetes pneumáticos, eletrodos e placas de bisturi elétrico.

- Realizar degermação do membro ou local próximo da incisão cirúrgica antes de aplicar a solução antisséptica.

- A antisepsia no campo operatório deve ser no sentido centrífugo circular com soluções alcoólicas de clorexidina ou PVPI.

---

<sup>10</sup> *Standards, Recommended Practices, and Guidelines. Denver, CO: AORN, Inc; 2007:654-655.*

*Guideline For Prevention Of Surgical Site Infection, 1999. Centers For Disease Control and Prevention (CDC) Hospital Infection Control Practices Advisory Committee American Journal of Infection Control Volume 27, Number 2, April 1999*

- Utilizar no local da incisão cirúrgica campos adesivos impregnados com soluções antissépticas.

#### Cuidados na sala de recuperação anestésica

- Manter os níveis de temperatura corporal aceitáveis.
- Monitorar continuamente a glicemia.
- Administrar oxigênio suplementar.

**ANTISSEPSIA CIRURGICA DAS MÃOS E ANTEBRAÇOS** (vide Capítulo de higienização das mãos item 4).

#### PARAMENTAÇÃO

Devem ser utilizados por toda a equipe envolvida no ato do procedimento:

- Máscara que cubra toda a boca e o nariz;
- Gorro que cubra todos os cabelos e barbas;
- Pro pés (EPI). Não há evidência de que propés e sapatos privativos evitem contaminação do ambiente e da ferida cirúrgica e a decisão da continuidade de seu uso precisa ser técnico e administrativamente controlado. A **OSHA** indica a utilização dos propés para prevenção a fluidos e secreções corpóreas;
- Uso obrigatório de óculos de proteção individual;
- Luvas cirúrgicas estéreis em campo cirúrgico;
- Aventais estéreis e impermeáveis utilizados em campo cirúrgico;
- Roupa privativa do centro cirúrgico - trocar quando suja.

#### CUIDADOS PÓS OPERATÓRIOS COM A FERIDA OPERATÓRIA

- Higienizar as mãos antes e após contato com o sítio cirúrgico.
- Trocar curativo de ferida operatória com fechamento primário nas primeiras 24 a 48h. Não há recomendação para cobrir incisão fechada primariamente mais que 48h, nem durante o banho. Logo após a realização da operação, a incisão deve ser protegida, de preferência com gaze seca e estéril. Em geral, a cobertura da ferida não é necessária após 24 horas. A camada de fibrina, unindo as bordas da incisão, quando consolidada previne o acesso de microrganismos aos tecidos mais profundos.
  - Informar ao paciente/familiares quanto aos cuidados com a ferida e sintomas de ISC.
  - O uso de soluções antissépticas não está indicado para feridas operatórias. Estudos *in vitro*, mostraram que os mesmos são citotóxicos às células essenciais para o processo de cicatrização da ferida.
  - Antes da alta hospitalar recomenda-se orientar os pacientes e familiares quanto aos cuidados com o sítio cirúrgico, os sintomas de infecção do mesmo, e a necessidade de reportar estes sintomas para o serviço de saúde ou médico assistente.
  - O curativo do dreno (se houver) deve ser realizado separado da incisão e o primeiro a ser realizado será sempre o do local menos contaminado, devendo ser mantido limpo e seco. O número de trocas está diretamente relacionado com a quantidade de drenagem.

- Feridas com sistema de drenos fechados devem ter seu curativo trocado a cada 24 horas ou sempre que o mesmo se tornar úmido, solto ou sujo.

- O dreno representa um corpo estranho e uma “porta de entrada” a tecidos e cavidades previamente estéreis, favorecendo a ocorrência de infecção. Sua utilização deve ser criteriosa e, caso necessário, deve ser usado em sistemas fechados a vácuo, colocar o dreno através de uma incisão afastada do sítio cirúrgico e mantê-lo pelo menor tempo possível.

- Observar cuidados rigorosos na manipulação do dreno, incluindo higienização das mãos e técnica asséptica de curativos. Manter o dreno coberto com curativos limpos, tendo o cuidado de protegê-los durante o banho.

### INFECÇÃO OU COLONIZAÇÃO DE FUNCIONÁRIOS

- Restringir e/ou afastar profissionais de saúde com doenças transmissíveis da assistência cirúrgica direta, assim como aqueles com lesões de pele com drenagem.

- Não excluir profissional por apresentar colonização por microrganismo exclusivamente.

### FATORES ASSOCIADOS COM AUMENTO DO RISCO DE INFECÇÃO

<b>Fatores sistêmicos</b>	<b>Fatores Locais</b>
✓ <b>Diabetes</b>	✓ <b>Corpo estranho</b>
✓ <b>Uso de corticoides</b>	✓ <b>Eletrocautério</b>
✓ <b>Obesidade</b>	✓ <b>Injeção c/ epinefrina</b>
✓ <b>Extremos de idade</b>	✓ <b>Drenagem da ferida</b>
✓ <b>Desnutrição</b>	✓ <b>Tricotomia c/ lâmina</b>
✓ <b>Cirurgia recente</b>	✓ <b>Irradiação prévia do sítio cirúrgico</b>
✓ <b>Transfusão maciça</b>	
✓ <b>Co-morbidades</b>	
✓ <b>ASA classe 3, 4 ou 5</b>	

*(Tavares W, 2009).*

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AORN. **Standards, Recommended Practices, and Guidelines.** Denver, CO: AORN, Inc; 2007:654-655.

ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Prevenção de Infecção do Sítio Cirúrgico.** São Paulo: APECIH, 2009.

BELDA, F.J. et al. **Supplemental perioperative oxygen and the risk of surgical wound infection.** Journal of the American Medical Association; 294(16): 2032-2042, 2005.

BRASIL. ANVISA. **Critérios diagnósticos de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde.** Brasília: ANVISA, 2013.

BRASIL. ANVISA. **Medidas de Prevenção de Infecção Relacionada à Assistência à Saúde.** Brasília: ANVISA, 2013.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. **Guideline For Prevention Of Surgical Site Infection.** American Journal of Infection Control Volume 27, Number 2, April 1999.

CRUSE P.J; FOORD R. **The epidemiology of wound infection. A 10-year prospective study of 62,939 wounds.** Surg Clin North Am. 60:27-40, 1980.

FURNARY A.P. et al. **Continuous insulin infusion reduces mortality in patients with diabetes undergoing coronary artery bypass grafting.** J Thorac Cardiovasc Surg.; 125(5):1007-21 May 2003.

GRIEF, R. et al. **Supplemental perioperative oxygen to reduce the incidence of surgical-wound infection.** The New England Journal of Medicine; 342(3): 161-167, 2000.

KURZ. et al. **Perioperative Normothermia to Reduce the Incidence of Surgical-Wound Infection and Shorten Hospitalization.** N Engl J Med; 334:1209-1216, 1996.

ORGANIZAÇÃO PAN-AMERICANA DA SAÚDE. MINISTÉRIO DA SAÚDE. AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. **Segundo Desafio Global para a Segurança do paciente. Cirurgias Seguras Salvam Vidas (orientações para cirurgia segura da OMS)/Organização Mundial da Saúde.** Tradução Marcela Sánchez Nilo e Irma Angélica Durán. Rio de Janeiro, 2010.

WALZ, J.M. et al. **Factors associated with postoperative surgical site infection following bowel surgery: a retrospective analysis of 1446 patients.** Arch Surg; 141:1014-1018, 2006.

ZERR K.J. et al. **Glucose control lowers the risk of wound infection in diabetics after open heart operations.** Ann Thorac Surg.;63(2):356-361, Feb 1997.

## **CAPÍTULO 7 - RECOMENDAÇÕES PARA PREVENÇÃO E CONTROLE DE INFECÇÃO DO TRATO RESPIRATÓRIO.**

### **INTRODUÇÃO**

A pneumonia associada à assistência em serviços de saúde é a segunda infecção hospitalar mais comum nos Estados Unidos, representando 15 a 18 % dos episódios. É a mais importante causa de infecção hospitalar em pacientes internados em unidades de terapia intensiva, com risco calculado para estes doentes entre 10 e 20 vezes maior, devido principalmente à estreita relação existente entre o desenvolvimento de pneumonia com intubação orotraqueal e uso de aparelhos de assistência respiratória. Esta síndrome é a principal causa de morte por infecção adquirida no hospital e, infelizmente, é uma das infecções hospitalares de mais difícil prevenção. Os maiores índices de pneumonia ocorrem em pacientes submetidos à ventilação mecânica, sendo o risco nestes pacientes de 3 a 21 vezes maior do que aqueles que não o são. As taxas de pneumonia associada à ventilação mecânica (PAV) podem variar de acordo com a população de pacientes e os métodos diagnósticos disponíveis. Vários estudos demonstram que a incidência desta infecção aumenta com a duração da ventilação mecânica e apontam taxas de ataque de aproximadamente 3% por dia durante os primeiros cinco dias de ventilação e depois 2% para cada dia subsequente.

A mortalidade global nos episódios de PAV varia de 20 a 60 %, refletindo em grande parte a severidade da doença de base destes pacientes, a falência de órgãos e a especificidade da população estudada e do agente etiológico envolvido. Estimativas de mortalidade atribuída a esta infecção variam nos diferentes estudos, mas aproximadamente 33 % dos pacientes com PAV morrem em decorrência direta desta infecção.

A PAV é responsável por um grande aumento no consumo de antimicrobianos, tempo de permanência hospitalar e gastos da instituição de saúde. A presença do tubo traqueal leva a uma diminuição das defesas naturais do organismo e a invasão da mucosa do trato aéreo por microrganismos patogênicos. A aspiração de secreções da orofaringe é a via mais comum por onde os patógenos atingem o trato respiratório inferior.

As medidas de prevenção visam reduzir a ocorrência das pneumonias associadas à assistência em serviços de saúde, especialmente da PAV.

A prevenção da pneumonia hospitalar visa a diminuir a transmissão de patógenos primários para o paciente, reduzir a colonização de reservatórios com patógenos potenciais, prevenir a inoculação para dentro dos alvéolos pulmonares ou auxílio às defesas do hospedeiro.

Diretrizes para prevenção de PAV foram publicadas por vários grupos de especialistas e, quando totalmente implantados, há melhora do prognóstico e são custo efetivas. As principais recomendações foram desenhadas para interromper os três mecanismos mais comuns para o desenvolvimento da PAV:

- aspiração de secreções;
- colonização do trato aero digestivo;
- uso de equipamento contaminado.

## MEDIDAS DE PREVENÇÕES GERAIS

- Realizar educação continuada dos profissionais de saúde da unidade sobre PAV, especialmente dos que cuidam de pacientes submetidos à ventilação;
- Monitorar os indicadores de processo;
- Conduzir vigilância ativa para PAV;
- Incentivar adesão às diretrizes de higienização das mãos da OMS (Organização Mundial de Saúde);
- Utilizar ventilação não invasiva, sempre que possível;
- Diminuir a duração da ventilação;
- Realizar avaliação diária da possibilidade de desmame e da aplicação de protocolos de desmame.

## ESTRATÉGIAS PARA PREVENIR ASPIRAÇÃO

- Manter os pacientes em decúbito dorsal elevado (elevação da cabeceira da cama em 30°-45°), exceto quando houver contra indicações;
- Evitar a distensão gástrica exagerada;
- Evitar a extubação acidental e reintubação;
- Utilizar um tubo endotraqueal com *cuff* e aspiração fechada ou subglótica;
- Manter uma pressão do *cuff* endotraqueal em pelo menos 20 cm H<sub>2</sub>O;
- Aspirar a secreção subglótica rotineiramente.

## ESTRATÉGIAS PARA REDUZIR A COLONIZAÇÃO DO TRATO AERO DIGESTIVO

- Preferir intubação orotraqueal à intubação nasotraqueal;
- Evitar agentes bloqueadores de receptor de histamina e os inibidores de bomba de prótons naqueles pacientes que não tenham alto risco de desenvolver úlcera ou gastrite de estresse;
- Realizar higiene oral regularmente com uma solução antisséptica. A frequência ideal para o cuidado oral ainda não foi definida.

## ESTRATÉGIAS PARA MINIMIZAR A CONTAMINAÇÃO DO EQUIPAMENTO UTILIZADO NOS CUIDADOS DOS PACIENTES EM USO DE VENTILAÇÃO MECÂNICA

- Remover o condensado dos circuitos do ventilador. Manter o circuito do ventilador fechado durante a remoção do condensado.
- Trocar o circuito do respirador somente na presença de sujidade visível ou em caso de mau funcionamento.
- Limpar, desinfetar e armazenar os produtos para saúde utilizados na assistência ventilatória adequadamente. Não podem ser submetidos à desinfecção por método de imersão química líquida com produtos a base de aldeídos.

- Recomenda-se a troca dos umidificadores passivos não antes de 48 horas, sendo que o manual canadense de prevenção de pneumonia recomenda a troca entre 5 a 7 dias.

- Respirômetros, sensores de oxigênio e outros dispositivos devem ser desinfetados a cada paciente.

#### **CUIDADOS COM O VENTILADOR**

Não há indicação de esterilizar ou desinfetar o ventilador mecânico;

OBS: Lembrar que a limpeza da superfície do equipamento deve ser realizada juntamente com a limpeza do ambiente.

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AMERICAN THORACIC SOCIETY DOCUMENTS. **Guidelines for the Management of Adults with Hospital-acquired, Ventilator-associated, and Healthcare-associated Pneumonia.** Infectious Disease Society of America. Vol 171. Pp 388-416, 2005.

ASSOCIAÇÃO PAULISTA DE ESTUDOS E CONTROLE DE INFECÇÃO HOSPITALAR. **Prevenção das Infecções Hospitalares do Trato Respiratório.** São Paulo: APECIH, 2005.

BRASIL. ANVISA. **Infecções do Trato Respiratório. Orientações para prevenção das Infecções Relacionadas à Assistência à Saúde.** Brasília: ANVISA, 2009.

MMWR. **Guidelines for Preventing Health-Care--Associated Pneumonia, Center of Disease Control and Prevention, 2003.**



## **CAPÍTULO 8 - RECOMENDAÇÕES PARA COLETA E TRANSPORTE DE AMOSTRAS BIOLÓGICAS**

### **INTRODUÇÃO**

A qualidade e eficiência da informação cujo objetivo primordial é o de beneficiar o paciente, dependerá do andamento adequado da amostra desde a indicação clínica e coleta até a entrada no setor e manuseio apropriado para liberação rápida de resultados confiáveis. É importante ressaltar alguns fatores que podem comprometer o exame microbiológico:

- Hipótese diagnóstica mal elaborada, informações mal colhidas, incompletas ou indevidamente interpretadas;
- Requisição inadequada;
- Coleta, conservação e transporte inadequados;
- Falhas técnicas no processamento da análise;
- Demora na liberação de resultados;
- Interpretação dos resultados inadequada.

A utilidade do resultado liberado pelo laboratório de microbiologia depende da qualidade da amostra recebida. O material colhido deve ser representativo do processo infeccioso investigado, devendo ser eleito o melhor sítio da lesão, evitando contaminação com as áreas adjacentes.

A coleta e o transporte inadequado podem ocasionar falhas no isolamento do agente etiológico e favorecer o desenvolvimento da microbiota contaminante, induzindo a um tratamento inapropriado.

Portanto, procedimentos adequados de coleta devem ser adotados para evitar o isolamento de um “falso” agente etiológico, resultando numa orientação terapêutica inadequada.

Recomenda-se:

- Colher, sempre que possível, antes da antibioticoterapia, e instruir claramente o paciente sobre o procedimento.
- Observar a antisepsia na coleta de todos os materiais clínicos.
- Colher no local onde o microrganismo suspeito tenha maior probabilidade de ser isolado.
- Considerar o estágio da doença na escolha do material (patógenos entéricos, causadores de diarreia, estão presentes em maior quantidade e são mais facilmente isolados durante a fase aguda ou diarreica do processo infeccioso intestinal).
- Coletar quantidade suficiente de material que permita uma completa análise microbiológica.

### **CONSIDERAÇÕES DE SEGURANÇA**

- Higienizar as mãos antes e após a coleta.
- Utilizar as barreiras de proteção necessárias a cada procedimento.
- Tratar toda amostra como potencialmente patogênica.
- Usar frascos e meios de transporte apropriados.
- Evitar o manuseio da amostra durante o transporte.

- Evitar a contaminação da superfície externa do frasco de coleta e verificar se ele está firmemente vedado. Caso ocorram respingos ou contaminação na parte externa do frasco, fazer descontaminação com álcool a 70% ou outra solução desinfetante disponível.

- Evitar contaminação da requisição médica que acompanha o material.

- Transportar os recipientes contendo as amostras em sacos plásticos fechados ou outras formas específicas de acondicionamento.

- Identificar claramente a amostra coletada, com todos os dados necessários (nome, data de nascimento, local de coleta, médico solicitante, horário da coleta).

- Colocar a identificação no corpo do frasco de coleta. Nunca colocar a identificação na tampa ou sobre rótulos. Quando o frasco apresentar código de barras não cobri-lo com fitas adesivas.

- Encaminhar os materiais imediatamente após a coleta ao laboratório.

### TRANSPORTE DE AMOSTRAS

Transportar as amostras **IMEDIATAMENTE** ao laboratório para:

- Assegurar a sobrevivência e isolamento do microrganismo, pois o laboratório de microbiologia trabalha basicamente em função da viabilidade destes agentes;

- Evitar o contato prolongado dos microrganismos com anestésicos utilizados durante a coleta, pois eles poderão exercer atividade bactericida;

- Evitar erros de interpretação nas culturas quantitativas, principalmente urina e lavado bronco-alveolar.

Sempre que precisar, consultar o microbiologista para esclarecê-lo melhor quanto aos procedimentos de coleta e transporte adequado das amostras biológicas.

### 1. HEMOCULTURA

<b>AMOSTRAS</b>	<ul style="list-style-type: none"><li>• 1 a 4 ml para os frascos pediátricos (rótulo/tampa amarela ou rosa) em crianças de 1 a 6 anos.</li><li>• 0,5 a 1 ml para os frascos pediátricos (rótulo/tampa amarela ou rosa) em recém-nascidos.</li><li>• 5 a 10 ml para os frascos adultos; (rótulo/ tampa cinza ou azul) em adultos.</li><li>• 5 a 10 ml para os frascos anaeróbios; (rótulo/ tampa laranja, verde ou roxa) em adultos e crianças.</li></ul> <p><u>NOTA:</u></p> <ul style="list-style-type: none"><li>a) Em pacientes adultos, cada punção venosa deve obter um volume total de 20 ml de sangue que serão distribuídos 10 ml em cada frasco aeróbio (02 frascos por coleta). Se a condição clínica exigir, distribuir 10ml em 1 frasco aeróbio e 10ml em 1 frasco anaeróbio. Assim, cada par de frascos (aeróbio e anaeróbio ou aeróbio/ aeróbio) obtidos por punção corresponde a uma amostra.</li><li>b) Em pacientes pediátricos, cada punção venosa deve obter um volume total de 8 ml de sangue que serão distribuídos 4 ml em cada frasco pediátrico (2 frascos por coleta). Se a condição clínica exigir, distribuir 4 ml em 1 frasco pediátrico e 4 ml em 1 frasco anaeróbio. Assim, cada par de frascos (aeróbio e anaeróbio ou aeróbio/ aeróbio) obtidos por punção corresponde a uma amostra.</li><li>c) Em pacientes recém-nascidos, cada punção venosa deve obter um volume total de 0,5 a 1 ml de sangue que serão inoculados em um frasco <b>aeróbio (01 frasco por coleta)</b>. Assim cada frasco corresponde a uma amostra.</li></ul>
-----------------	---

<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Luvas de procedimentos</li> <li>• Algodão ou gaze</li> <li>• Álcool a 70%</li> <li>• Tintura de Iodo ou PVPI</li> <li>• Frasco Aeróbio Adulto (rótulo/tampa verde ou azul) – usado para cultura de bactérias aeróbias e fungos em pacientes adultos.</li> <li>• Frasco Aeróbio Pediátrico (rótulo/tampa amarela ou rosa) – usado para cultura de bactérias aeróbias e fungos em pacientes pediátricos.</li> <li>• Frasco Anaeróbio (rótulo/tampa laranja ou roxa) – usado <u>exclusivamente</u> para cultura de bactérias anaeróbias estritas em pacientes adultos e pediátricos.</li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. Explicar o procedimento ao paciente.</li> <li>2. HIGIENIZAR AS MÃOS e secá-las antes de iniciar o procedimento.</li> <li>3. Verificar se a resina no fundo do frasco está com coloração esverdeada. Não utilizar o frasco caso a resina esteja com cor amarelada ou rosa escuro.</li> <li>4. Identificar cada frasco com todas as informações padronizadas: nome e registro do paciente, hora e sítio da coleta e nº da amostra. <b>NUNCA SOBRE O CÓDIGO DE BARRAS.</b></li> <li>5. Remover o lacre da tampa dos frascos de hemocultura e fazer assepsia nas tampas de borracha com algodão ou gaze embebida em álcool a 70%.</li> <li>6. Selecionar uma veia adequada para punção e fazer antisepsia do local de punção com algodão ou gaze embebida em álcool a 70% de forma circular e de dentro para fora, descartar o algodão utilizado e deixar secar.</li> <li>7. Realizar a antisepsia da pele do local de punção com algodão ou gaze embebida com solução de iodo (PVPI alcoólico 10%) ou clorexidina alcoólica 0,5% também com movimento em espiral do centro para fora. Para ação adequada do antisséptico, deixar secar de 30 a 60 segundos. Em pacientes alérgicos ao iodo utilizar a clorexidina.</li> <li>8. A área a ser puncionada não deverá mais ser tocada após a realização da antisepsia.</li> <li>9. Garrotear o braço do paciente.</li> <li>10. HIGIENIZAR AS MÃOS, CALÇAR LUVAS e iniciar a coleta.</li> <li>11. Inocular o volume de sangue recomendado, através da tampa de borracha do frasco. Evitar entrada de ar no frasco. Homogeneizar o frasco por inversão.</li> <li>12. Retirar o garrote do braço do paciente.</li> <li>13. Remover o iodo do braço do paciente com algodão ou gaze embebida em álcool a 70% para evitar reação alérgica antes de proceder à coleta. Deixar secar naturalmente</li> <li>14. <b>RETIRAR AS LUVAS E HIGIENIZAR AS MÃOS.</b></li> <li>15. Selecionar um sítio diferente para a outra punção e repetir todo o procedimento.</li> </ol>
<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>a) Não é recomendada a técnica de coleta através de cateteres ou cânulas, exceto em casos suspeitos de bacteremia associada a cateter.</li> <li>b) Punções arteriais não trazem benefícios na recuperação dos microrganismos quando comparadas com punções venosas.</li> <li>c) O método de coleta do sangue e o volume coletado influenciam diretamente no sucesso de recuperação do microrganismo e uma interpretação adequada dos resultados.</li> <li>d) Coletar antes da administração de antibióticos.</li> <li>e) Enviar as amostras ao laboratório sempre acompanhado do pedido médico devidamente preenchido onde devem constar, além da identificação completa do paciente, todos os campos relacionados à hemocultura preenchidos com as informações pertinentes a condição clínica do paciente. Quando em formulário próprio do setor e quando em outros formulários com o máximo de informações de maneira clara.</li> <li>f) Não processar amostras de sangue enviadas em tubo de ensaio ou seringa. Não processar amostras enviadas em frascos com prazo de validade já expirado.</li> <li>g) Não se recomenda a troca de agulhas entre a punção venosa e distribuição do sangue no frasco de hemocultura.</li> </ol> <p>NOTA: Encaminhar as amostras ao laboratório para processamento imediatamente após a coleta, em temperatura ambiente. <b>NUNCA REFRIGERAR OS FRASCOS.</b></p>

## 2. UROCULTURA

<b>AMOSTRAS</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <u>URINA DE JATO MÉDIO</u> Existe preferência pela primeira urina da manhã desprezando o primeiro jato urinário e colhendo o segundo jato e, quando isto não é possível, que haja o maior tempo entre a coleta e a última micção. Este tempo segundo dado literário é de, no mínimo, 2 horas.</li> <li>• <u>SACO COLETOR</u> A coleta obtida através de saco coletor, apesar de bastante difundida, possui alto índice de contaminação e resultados contraditórios (falso-positivos). Após a micção enviar o próprio coletor fechado e identificado ao laboratório.</li> <li>• <u>CATETER VESICAL</u> Esta coleta deverá ser restrita a pacientes impossibilitados de colher amostra de jato médio por micção espontânea e com punção supra-púbica contra-indicada e que estejam em uso de cateter vesical. Obs: A coleta de urina por cateterismo vesical em pacientes sem sonda vesical de demora deve ser evitada devido ao alto risco de introdução de infecções.</li> </ul>
<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<p><u>URINA DE JATO MÉDIO</u></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Frasco coletor descartável, estéril, de boca larga e tampa rosqueável.</li> <li>• Água e Sabão neutro</li> <li>• Lenço descartável</li> </ul> <p><u>SACO COLETOR</u></p> <ul style="list-style-type: none"> <li>• Saco coletor descartável infantil (masculino ou feminino). <ul style="list-style-type: none"> <li>• Água e Sabão neutro</li> <li>• Lenço descartável</li> <li>• <u>CATETER VESICAL</u></li> <li>• Seringa estéril</li> <li>• Frasco coletor estéril.</li> <li>• Luvas de procedimento</li> <li>• Solução antisséptica</li> <li>• Algodão ou gaze</li> </ul> </li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<p><u>URINA DE JATO MÉDIO</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. HIGIENIZAR AS MÃOS antes de iniciar a coleta;</li> <li>2. Após higiene genital rigorosa, desprezar o 1º jato de urina no vaso sanitário.</li> <li>3. Coletar a porção média do jato em frasco estéril seco e tampar imediatamente.</li> <li>4. Desprezar o restante da micção.</li> <li>5. HIGIENIZAR AS MÃOS após o término do procedimento.</li> </ol> <p><u>SACO COLETOR</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. HIGIENIZAR AS MÃOS antes de iniciar a coleta;</li> <li>2. Realizar higiene íntima com água e sabão neutro;</li> <li>3. Enxugar com lenço de papel descartável;</li> <li>4. Colocar o saco coletor na região perineal previamente higienizada;</li> <li>5. Aguardar por até 30 minutos. Caso não apresente micção, colocar novo saco coletor após realização de nova higiene. Repetir o procedimento a cada 30 minutos até que ocorra a micção.</li> <li>6. HIGIENIZAR AS MÃOS após o término do procedimento.</li> </ol> <p><u>CATETER VESICAL</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1. HIGIENIZAR AS MÃOS antes de iniciar a coleta;</li> <li>2. Clampear a sonda por até 30 minutos;</li> <li>3. Calçar luvas.</li> <li>4. Realizar desinfecção rigorosa do injetor lateral do tubo coletor com álcool a 70%.</li> <li>5. Realizar punção do injetor com seringa e agulha estéreis e coletar 10 a 20 ml de amostra.</li> <li>6. Colocar a amostra em frasco estéril e seco e enviar imediatamente ao laboratório.</li> <li>7. Nunca coletar a urina da bolsa coletora.</li> <li>8. RETIRAR AS LUVAS E HIGIENIZAR AS MÃOS após o término do procedimento.</li> </ol>

<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• As amostras que não forem encaminhadas imediatamente ao laboratório, devem ficar refrigeradas, entre 2 a 8°C, por um período não superior a 24 horas.</li> <li>• Encaminhar a(s) amostra(s) em, no máximo, 02 (duas) horas após a coleta ao laboratório em temperatura ambiente.</li> <li>• Não realizar cultura de ponta de cateter vesical, porque o crescimento bacteriano desta amostra representa a microbiota da uretra distal.</li> <li>• Recomenda-se a cultura de urina após *48 horas da retirada do cateter urinário.</li> <li>• Nunca coletar a urina da bolsa coletora.</li> <li>• Encaminhar a(s) amostra(s) em, no máximo, 02 (duas) horas após a coleta em temperatura ambiente.</li> </ul> <p>NOTA: Uroculturas realizadas antes de 48 horas podem fornecer resultados positivos sem que estejam necessariamente associados à infecção.</p>
-----------------------------	---

### 3. ASPIRADO TRAQUEAL/ ASPIRADO ENDO-TRAQUEAL

<b>AMOSTRA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• <b>A quantidade de amostra a ser obtida pode variar de acordo com a aspiração do material através da seringa.</b></li> <li>• <b>05 (cinco) mL da amostra em frasco estéril ou seringa é suficiente para análise microbiológica</b></li> </ul>
<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Luva de procedimento não estéril</li> <li>• Máscara</li> <li>• Óculos</li> <li>• Avental</li> <li>• Frasco estéril seco ou seringa</li> <li>• Sonda de aspiração</li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Antes de iniciar o procedimento, <b>HIGIENIZAR</b> as mãos.</li> <li>• A coleta deste material é realizada em pacientes entubados ou traqueostomizados, através de sonda de aspiração.</li> <li>• Não injetar solução fisiológica.</li> <li>• Enviar a amostra coletada imediatamente ao laboratório em frasco estéril seco ou na própria seringa utilizada para aspiração.</li> <li>• Não enviar a ponta da sonda utilizada para aspiração. Encaminhar a amostra em até 2 horas, após a coleta ao laboratório, em temperatura ambiente.</li> </ul> <p><b>NOTA:</b> Caso a amostra não possa ser encaminhada imediatamente, refrigerar 2 a 8°C por no máximo 12 horas.</p>
<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<p>a) Os resultados microbiológicos destas amostras podem refletir colonização local, sendo a interpretação clínica extremamente complicada.</p> <p>b) Esta amostra não é recomendada como procedimento para diagnóstico etiológico de pneumonias hospitalares, devido à dificuldade de avaliação do patógeno principal podendo levar a condutas terapêuticas inadequadas. Hemocultura ou lavado brônquico podem fornecer resultados mais confiáveis.</p> <p>c) É importante ressaltar dois aspectos para uso do resultado microbiológico:</p> <ol style="list-style-type: none"> <li><u>Clínico:</u> Estar associado a evidências clínicas de pneumonia, como, piora da ventilação, aumento e mudança de aspecto da secreção traqueal, mudança do padrão radiológico pulmonar, aparecimento ou mudança do padrão de febre, etc.</li> <li><u>Laboratorial:</u> Critérios de seleção do material que mostre predomínio de leucócitos/células epiteliais, a fim de evidenciar a representatividade do material colhido.</li> </ol>

#### 4. PONTA DE CATETER INTRAVASCULAR

<b>AMOSTRA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• 05 (cinco) centímetros da parte distal do cateter.</li> <li>• Tipos de cateteres aceitáveis para cultura: Central, Hickman, Broviac, arterial, umbilical, longa permanência e Swan-Ganz.</li> </ul> <p><b>NOTA:</b> Amostras com tamanho superior a 05 cm podem inviabilizar os procedimentos de semeio.</p>
<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Luva de procedimentos estéril</li> <li>• Avental</li> <li>• Frasco estéril e seco.</li> <li>• Pacote de curativo</li> <li>• Tesoura ou lâmina estéreis</li> <li>• Óculos e Máscara</li> <li>• Álcool 70%</li> <li>• Tintura de iodo (clorexidina)</li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. HIGIENIZAR as MÃOS antes de iniciar a coleta;</li> <li>2. Calçar luvas;</li> <li>3. Fazer uma rigorosa antissepsia da pele ao redor do cateter com álcool 70%, seguida de uma solução de iodo (PVPI alcoólico 1 a 2%) ou clorexidina alcoólica 0,5%. Deixar secar.</li> <li>4. Remover o cateter intravascular assepticamente e cortar <u>05 cm da parte mais distal</u>, ou seja, a que estava mais profundamente introduzida na pele;</li> <li>5. Colocar o pedaço do cateter num frasco estéril seco, sem meio de cultura.</li> <li>6. Não colocar formol ou solução fisiológica dentro do frasco.</li> <li>7. Remover a solução de iodo com álcool 70% para evitar queimadura pelo iodo ou reação alérgica;</li> <li>8. Retirar as luvas;</li> <li>9. HIGIENIZAR AS MÃOS após o fim do procedimento.</li> <li>10. Identificar o frasco com todas as informações padronizadas: nome e registro do paciente, hora e número da amostra</li> <li>11. Encaminhar a amostra imediatamente, após a coleta ao laboratório, em temperatura ambiente a fim de se evitar sua excessiva secagem.</li> </ol>
<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>a) Cateteres intravasculares são importantes fontes de bacteremia e fungemia, bem como causadores de complicações infecciosas no local da inserção. Quando existe suspeita de colonização no cateter com a possibilidade de evolução para sepse, a ponta do cateter deve ser cultivada.</li> <li>b) Cateteres não intravasculares não possuem padronização para técnica de semeio e interpretação, <u>não sendo recomendado</u> o seu processamento.</li> <li>c) A solicitação de cultura de ponta de cateter intravascular deve obrigatoriamente ser acompanhada de amostras de hemocultura para melhor interpretação de seu resultado<sup>(*)</sup>.</li> <li>d) O procedimento é realizado pela técnica de cultura semi-quantitativa (técnica de Maki) que é importante para determinar a relação entre colonização do cateter e sepse, onde a presença de um número maior ou igual a 15 UFC (Unidades Formadoras de Colônias) de um mesmo tipo de bactéria sugere que a ponta de cateter pode estar sendo fonte de infecção.</li> </ol> <p><b>(*)NOTA:</b> Colher preferencialmente hemocultura de acesso venoso periférico. A coleta de hemocultura através do cateter intravascular também pode ser realizada por amostras pareadas (sangue do cateter e sangue periférico)</p> <p><b>OBS.:</b> Se a cultura de sangue coletada via cateter for POSITIVA 02 horas antes da cultura do sangue periférico, com o mesmo microrganismo = alto valor preditivo para INFEÇÃO RELACIONADA AO CATETER.</p>

## 5. FRAGMENTO DE TECIDO (SUBCUTÂNEO, PELE E ÓSSEO)

<b>AMOSTRAS</b>	<b>TECIDO SUBCUTÂNEO E AMOSTRAS DE PELE TECIDO ÓSSEO PRÓTESES</b>
<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Luva de procedimentos estéril</li> <li>• Avental</li> <li>• Frasco estéril</li> <li>• Pacote de curativo estéril</li> <li>• Lâmina estéril</li> <li>• Óculos e máscara</li> <li>• Seringa descartável</li> <li>• Gaze estéril</li> <li>• Solução fisiológica estéril</li> <li>• Solução antisséptica alcoólica</li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<p><u>TECIDO SUBCUTÂNEO E AMOSTRAS DE PELE</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1) Antes de iniciar o procedimento HIGIENIZAR AS MÃOS;</li> <li>2) Calçar as Luvas;</li> <li>3) Realizar a antisepsia do local com gaze embebida em solução antisséptica (PVPI alcoólico a 10% ou clorexidina 0,5%), que deverá ser removida com gaze embebida em álcool a 70% para evitar queimadura e reação alérgica. No caso de pacientes queimados usar solução aquosa de PVPI a 10% ou clorexidina aquosa 0,2% e/ou solução fisiológica;</li> <li>4) Deixar secar antes de coletar a amostra;</li> <li>5) Coletar a amostra por aspiração ou biópsia (03 a 04 mm) para a cultura;</li> <li>6) Colocar a amostra em recipiente estéril e seco, sem conservantes;</li> <li>7) Retirar as Luvas;</li> <li>8) HIGIENIZAR AS MÃOS após o término do procedimento</li> <li>9) Identificar o frasco com todas as informações padronizadas: nome, registro do paciente e hora da coleta;</li> </ol> <p><u>TECIDO ÓSSEO</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1) Antes de iniciar o procedimento HIGIENIZAR AS MÃOS;</li> <li>2) Calçar as Luvas;</li> <li>3) Obter amostra óssea através de biópsia ou curetagem. Enviar amostras de tamanho reduzido para que possam ser manipuladas no laboratório.</li> <li>4) Colocar num recipiente estéril contendo 01 mL de solução fisiológica estéril. Não utilizar conservantes.</li> </ol> <p><u>PRÓTESES</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1) Amostra obtida por equipe médica durante ato cirúrgico.</li> <li>2) Colocar num recipiente estéril e seco. Não usar conservantes.</li> </ol>
<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• A superfície da ferida estará colonizada pela microbiota do próprio paciente e/ou pelos microrganismos do meio ambiente em que se encontra. Quando a colonização de bactérias for grande, pode ocorrer infecção subcutânea, resultando numa bacteremia.</li> </ul> <p><b>IMPORTANTE:</b></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1) Os microrganismos não ficam distribuídos somente na ferida, por isso, recomenda-se coletar amostras de áreas adjacentes da ferida;</li> <li>2) Cultura somente da superfície pode levar a erros, sendo a biópsia de tecido profundo o procedimento mais indicado.</li> </ol> <p><u>NOTA:</u> As amostras devem ser encaminhadas, imediatamente após a coleta, ao laboratório, em temperatura ambiente, a fim de se evitar sua excessiva secagem.</p>



## 6. CULTURAS DE VIGILÂNCIA (SWAB NASAL, RETAL E OCULAR)

<b>AMOSTRAS</b>	<b>SWAB NASAL</b> <b>SWAB RETAL</b> <b>SECREÇÃO OCULAR – Conjuntivite (inflamação da conjuntiva)</b>
<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Luva de procedimentos não estéril</li> <li>• Avental</li> <li>• Solução fisiológica estéril</li> <li>• Swab com meio de transporte (Stuart ou Amies)</li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<p><u>SWAB NASAL</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1) Antes de iniciar o procedimento, HIGIENIZAR AS MÃOS;</li> <li>2) Calçar as Luvas;</li> <li>3) Umedecer o swab em solução fisiológica estéril e introduzi-lo cerca de 1cm na porção ântero superior de uma das narinas.</li> <li>4) Realizar movimentos giratórios delicados e deslizá-lo lateralmente pela asa nasal interna, por pelo menos 10 a 15 segundos.</li> <li>5) Repetir o procedimento na outra narina utilizando o mesmo swab.</li> <li>6) Colocar o swab em meio de transporte e enviá-lo ao laboratório, em até 12 horas após a coleta em temperatura ambiente. Não refrigerar.</li> <li>7) Retirar as luvas e HIGIENIZAR AS MÃOS após o término do procedimento.</li> <li>8) Identificar a amostra com o nome do paciente, local e o horário da coleta</li> </ol> <p><u>SWAB RETAL</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1) Antes de iniciar o procedimento, HIGIENIZAR AS MÃOS;</li> <li>2) Calçar luvas;</li> <li>3) Usar swab certificando-se de que a ponta da haste que suporta o algodão está bem revestida.</li> <li>4) Umedecer o swab em salina estéril (não usar gel lubrificante) e inserir, cerca de 1 cm, no esfíncter retal, fazendo movimentos rotatórios.</li> <li>5) Ao retirar, certificar-se que existe coloração fecal no algodão. Não refrigerar.</li> <li>6) Retirar as luvas;</li> <li>7) HIGIENIZAR AS MÃOS após o término do procedimento.</li> <li>8) Identificar a amostra com o nome do paciente, setor e o horário da coleta.</li> <li>9) Realizado para pesquisa de portadores de Enterococos resistentes a vancomicina (VRE) e Enterobactérias MR em pacientes admitidos nas UTI's e, especificamente, <i>Serratia sp</i> em amostras procedentes de pacientes da Neonatologia.</li> </ol> <p><u>SECREÇÃO OCULAR</u></p> <p><u>Conjuntivite (inflamação da conjuntiva)</u></p> <ol style="list-style-type: none"> <li>1) Antes de iniciar o procedimento, HIGIENIZAR AS MÃOS;</li> <li>2) Calçar luvas;</li> <li>3) Remover a secreção purulenta superficial com gaze ou swab umedecido em salina estéril e descartá-lo.</li> <li>4) Utilizar dois swabs finos: um seco para confeccionar os esfregaços e outro swab com meio de transporte para cultura, este deverá ser introduzido no meio de transporte.</li> <li>5) Não coletar secreções da parte externa do olho;</li> <li>6) Não refrigerar;</li> <li>7) Retirar as Luvas;</li> <li>8) HIGIENIZAR AS MÃOS após o término do procedimento;</li> <li>9) Identificar a amostra com o nome do paciente, setor e hora da coleta;</li> </ol>
<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>a) <u>NARIZ:</u> Mais do que 50% dos <i>Staphylococcus aureus</i> isolados em amostras de processos infecciosos de origem hospitalar são resistentes a oxacilina (MRSA). Alguns autores associam a colonização nasal por este microrganismo com o aumento do risco de IRAS em pacientes submetidos a cirurgias (cardíaca, por exemplo) e a programas de diálise peritoneal contínua (CADP). Nestes casos de risco a coleta de material para pesquisa de <i>Staphylococcus aureus</i> pode ser útil.</li> <li>b) A coleta de swab nasal é a forma mais recomendada para detectar portadores de MRSA, já que as narinas são os sítios mais frequentes de colonização;</li> </ol> <p><u>NOTA:</u></p> <p><b>01)</b> As amostras de swab retal e secreção ocular devem ser identificadas e</p>



	<p>encaminhadas, até 02 (duas) horas após a coleta, ao laboratório, em temperatura ambiente, a fim de se evitar sua excessiva secagem.</p> <p>Em casos de infecção de sítio cirúrgico, realizar a coleta das pálpebras internas (superior e inferior) utilizando as mesmas técnicas assépticas do local da coleta;</p>
--	--

### 7. CULTURAS DO LÍQUIDO CEFALORAQUIDIANO (LÍQUOR)

AMOSTRAS	<u>LÍQUOR</u>
<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Luva de procedimentos estéril</li> <li>• Avental, Máscara, Óculos</li> <li>• Bandeja com materiais estéreis para punção lombar</li> <li>• 01 (um) frasco com meio de cultura (Agar Chocolate)</li> <li>• 02 (dois) frascos estéreis identificados</li> <li>• Lâminas de extremidade fosca</li> <li>• Frasco p/ hemocultura</li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1) HIGIENIZAR AS MÃOS antes de iniciar o procedimento.</li> <li>2) Calçar Luvas e Avental;</li> <li>3) Antes de realizar a coleta da amostra, deve ser feita antisepsia da pele do mesmo modo que é feito para a coleta de hemocultura;</li> <li>4) Fazer antisepsia do local com gaze embebida em álcool a 70% de forma circular e de dentro para fora e descartar a gaze utilizada. Deixar secar.</li> <li>5) Aplicar a gaze embebida com solução de iodo (PVPI alcoólico 10% ou clorexidina 0,5%) também com movimento em espiral do centro para fora. Para ação adequada do antisséptico, deixar secar de 30 a 60 segundos. Em pacientes alérgicos ao iodo pode ser utilizada clorexidina.</li> <li>6) Remover o iodo do local da punção com gaze embebida em álcool a 70% para evitar reação alérgica antes de proceder à coleta. Deixar secar naturalmente.</li> <li>7) Colher o Líquor por punção lombar ou derivações ventriculares</li> <li>8) Os frascos na rotina hospitalar devem receber as porções de amostra na seguinte sequência: <ol style="list-style-type: none"> <li>a. 1º exame bioquímico, 2,0mL da amostra colhida;</li> <li>b. 2º exame de celularidade, 2,0mL da amostra colhida;</li> <li>c. 3º microbiológico, 1,0mL da amostra colhida, o qual contém o meio de cultura Ágar Chocolate, reduzindo assim a possibilidade de isolamento de contaminantes da pele.</li> </ol> </li> <li>9) RETIRAR AS LUVAS E HIGIENIZAR AS MÃOS;</li> </ol> <p>Identificar o frasco com todas as informações padronizadas: nome e registro do paciente, hora e número da amostra e enviá-los à temperatura ambiente, ao laboratório, o mais rápido possível.</p>
<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>a) A meningite aguda é uma das infecções mais comuns do sistema nervoso central (SNC) e representa importante emergência médica.</li> <li>b) As meningites agudas são mais frequentemente causadas por bactérias (meningite bacteriana aguda) ou por vírus (meningites agudas virais ou assépticas);</li> </ol> <p><u>NOTA:</u> Apesar de o Líquor ser o exame complementar mais importante no diagnóstico das meningites agudas, deve-se ressaltar a importância da coleta de hemocultura, pois o acometimento meníngeo ocorre, na maioria das vezes, por via hematogênica.</p>

## 8. COPRO CULTURA (CULTURA DE FEZES DIARREICAS)

AMOSTRAS	<u>FEZES DIARREICAS</u>
<b>MATERIAL UTILIZADO NA COLETA</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Luva de procedimentos</li> <li>• Avental</li> <li>• 01 (um) frasco boca larga, com conservante.</li> <li>• Swab com meio de transporte Cary-Blair</li> </ul>
<b>PROCEDIMENTO PARA COLETA</b>	<ol style="list-style-type: none"> <li>1. A coleta deve ser realizada no início dos episódios de diarreia (geralmente no período de 5 a 7 dias);</li> <li>2. HIGIENIZAR AS MÃOS antes de iniciar o procedimento.</li> <li>3. Calçar luvas;</li> <li>4. Coletar 1 a 2g de fezes;</li> <li>5. Acondicionar a amostra. Para suspeita de:             <ol style="list-style-type: none"> <li>a. <i>Salmonella</i> spp e <i>Shigella</i> spp, colocar em frasco com conservante, GLICERINA TAMPONADA ou CARY-BLAIR. Encaminhar ao laboratório imediatamente. Esta amostra poderá ser encaminhada até 24 horas após a coleta se mantida sob refrigeração (2 a 8°C).</li> <li>b. Para suspeita de <i>Clostridium difficile</i>, colocar em frasco sem conservantes. Encaminhar ao laboratório imediatamente. Esta amostra poderá ser encaminhada até 12 horas após a coleta se mantida sob refrigeração (2 a 8°C).</li> </ol> </li> <li>6. Retirar as Luvas e HIGIENIZAR AS MÃOS;</li> <li>7. Identificar o frasco com todas as informações padronizadas: nome e registro do paciente, hora da coleta.</li> </ol>
<b>CONSIDERAÇÕES GERAIS</b>	<ul style="list-style-type: none"> <li>• Uma a 2g de fezes (equivalente a uma colher de sobremesa) no início do quadro diarreico antes da antibioticoterapia representam uma amostra ideal;</li> </ul> <p><u>NOTA:</u> Não serão processadas amostras:</p> <ol style="list-style-type: none"> <li>a) Colhidas sem conservantes obtidas há mais de 2 horas;</li> <li>b) Com conservantes colhidas há mais de 48h, sob refrigeração;</li> <li>c) Fezes líquidas ou enviadas em fraldas;</li> <li>d) Swabs secos sem meios de transportes.</li> </ol>

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

OPLUSTIL, C. P. et al. **Procedimentos básicos em microbiologia clínica**. 3ª Ed. São Paulo: Sarvier, 2010.

MENEZES E SILVA, NEUFELD, et al. **Bacteriologia e micologia para o laboratório clínico**. Ed. Revinter, 2006.

KONEMAN, E. W. et al. **In: Diagnóstico microbiológico**. 5ª ed. Medsi; 2001.

ROSSI, F.; CÁSSIA, M. Z. **Microbiologia clínica. Manual de coleta**. Disponível em: <[www.saudetotal/microbiologia/coleta](http://www.saudetotal/microbiologia/coleta)>. Acesso em 23 de abril de 2012.

BRASIL, MINISTÉRIO DA SAÚDE. ANVISA. **Manual em Microbiologia Clínica para o Controle de Infecção em Serviços de Saúde**. Brasília: ANVISA, 2004.



GOVERNO DO DISTRITO FEDERAL  
SECRETARIA DE ESTADO DE SAÚDE  
SUBSECRETARIA DE VIGILÂNCIA À SAÚDE  
DIRETORIA DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA  
GERÊNCIA DE INVESTIGAÇÃO E PREVENÇÃO DAS INFECÇÕES E DOS EVENTOS  
ADVERSOS NOS SERVIÇOS DE SAÚDE

SBN Quadra 02, Lote 04, Bloco P, 2º Subsolo, CEP: 70040-020  
Tel: (61) 3327 4901  
E mail: [gepeas.saude@gmail.com](mailto:gepeas.saude@gmail.com)