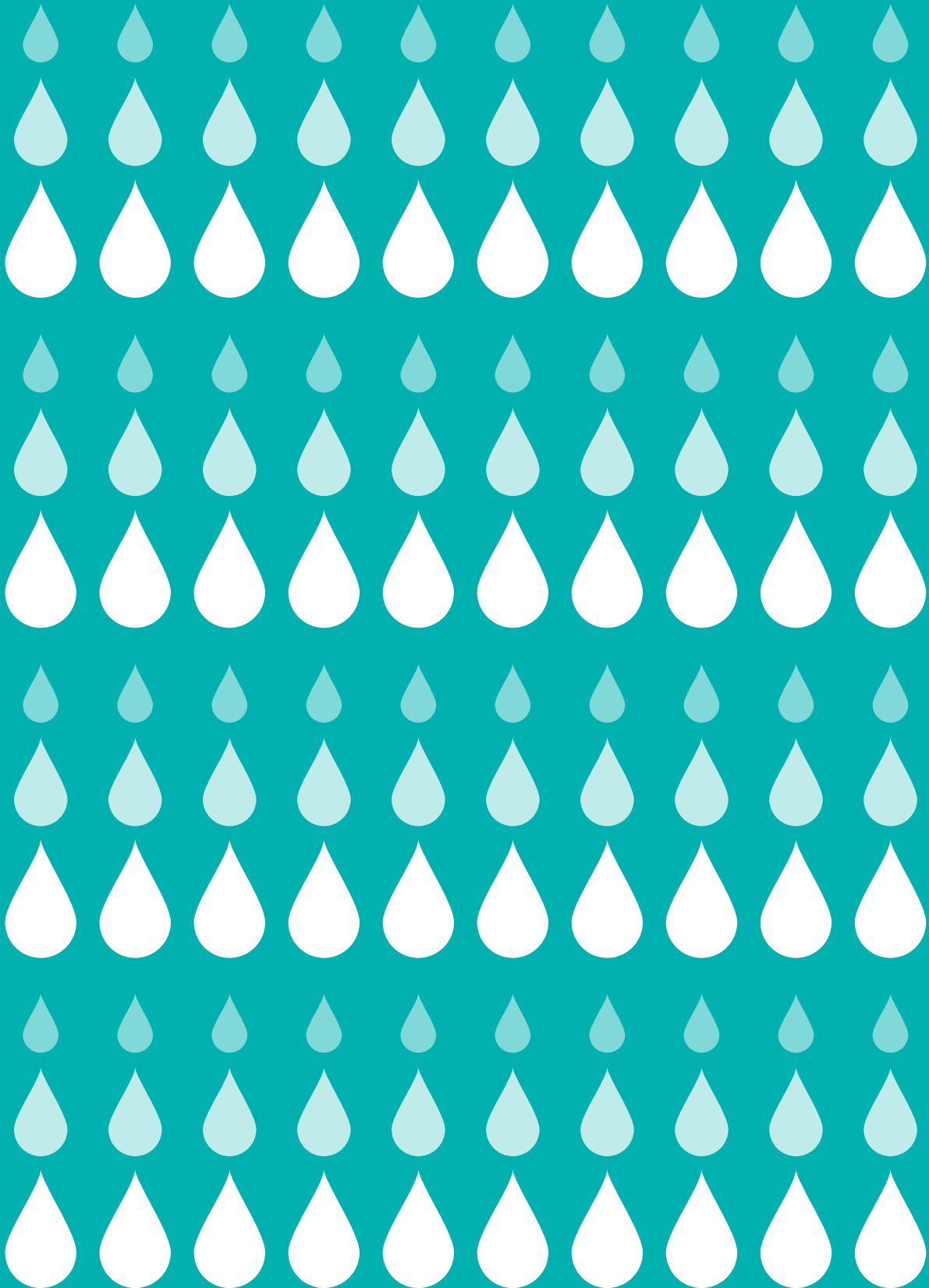


A large, white teardrop-shaped graphic with a scalloped border of small teal teardrops. Inside the teardrop, there is a large teal letter 'C' and a title in black text.

C

**Check-list
do controle
de infecção
hospitalar**



1. Água

A água em ambientes hospitalares, ligada à rede pública ou proveniente de poço, deve ser potável, suficiente em volume e pressão devendo ser armazenada em reservatórios (caixas d'água). Quando as caixas forem subterrâneas deverão ser protegidas contra infiltração de qualquer natureza e sempre dispor de tampa para fácil acesso e limpeza; a água de torneira não deverá ser utilizada como irrigação nos procedimentos que envolvam cortes de tecidos ou osso. Nessas situações deverá ser usada solução fisiológica ou água destilada estéril. A caixa d'água deverá ser limpa periodicamente, pelo menos a cada seis meses. Em áreas de menor risco a limpeza da caixa d'água a cada 12 meses deverá ser suficiente. Segue a orientação para desinfecção da caixa d'água dada pela Secretaria de Saúde do Paraná (Tabela 1) .

Check-list

- ✓ Fechar o registro de entrada de água da caixa d'água.
- ✓ Esvaziar a caixa d'água abrindo todas as torneiras e dando descargas nos banheiros.
- ✓ Enquanto a caixa d'água esvazia, esfregar e raspar o interior para tirar a sujeira, para isso deve-se usar uma escova limpa e água sanitária (hipoclorito de sódio); depois de limpar bem, deixar escoar toda a sujeira.
- ✓ Abrir o registro de entrada da água e encher a caixa.
- ✓ Caso a caixa d'água não possua tubulação de limpeza, retirar os resíduos mais espessos deixando escoar pela torneira as sujidades mais finas evitando entupimentos.

Assim que a caixa estiver cheia, misturar água sanitária na seguinte proporção:

Tabela 1. Diluição do hipoclorito para desinfecção de caixa d'água.

CAIXA	HIPOCLORITO
Caixa 200 a 250 litros	meio litro de água sanitária
Caixa 500 litros	1 litro de água sanitária
Caixa 1000 litros	2 litros de água sanitária

E assim por diante...

- A seguir, abrir todas as torneiras e deixar escoar um pouco de água.
- Logo que sentir o cheiro do desinfetante, expô-las imediatamente; assim a tubulação também será desinfetada. Esperar duas horas, fechar novamente o registro de entrada e tornar a esvaziar a caixa d'água por todas as torneira se descargas; esta água não deverá ser usada.
- Caso o cheiro do desinfetante ainda esteja forte, encher e esvaziar a caixa mais uma vez.
- Fechar a caixa d'água com a tampa verificando se ficou bem vedada. A caixa bem fechada diminui o risco de contaminação.
- O controle da potabilidade da água deve ser feito com pesquisa de coliformes fecais e de pseudomonas, que nem sempre é lembrado nas pesquisas; ainda, a filtragem para cistos e terra em suspensão.

Legislação

Segundo a Portaria MS nº. 1.469, de 29 de dezembro de 2000 (BRASIL, 2000), a água potável não deve possuir sabor e nem cheiro objetáveis. Ainda, alterações da cor, representadas por turbidez, pode-se dever à presença de matéria orgânica, normalmente, terra, bolores ou enteroparasitas, entre eles, cistos de Giardia e/

ou oocistos de *Cryptosporidium sp.*, responsáveis por diarreias agudas e crônicas. Segundo a Portaria MS nº. 868 (AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA, 2000), de 3 de novembro de 1998, sobre compostos líquidos prontos para consumo, estes deverão atender os padrões microbiológicos e físico-químicos estabelecidos na legislação.

Bactérias

São conhecidas algumas bactérias passíveis de veiculação através da água. São elas: *salmonela*, *shiguela*, vibrião colérico, *Escherichia coli* enterotoxigênica e entero-hemorrágica, *campilobater*e *yersínia* (Tabela 2).

Tabela 2. Agentes patogênicos transmitidos pela água.

AGENTE	HISTORICAMENTE	RECENTEMENTE
Bactérias	<i>Shiguela</i>	<i>E.coli enterotoxigênica</i>
	<i>Salmonella</i>	<i>E.coli enterohemorrágica</i>
	<i>Salmonella typhi</i>	<i>Campylobacter fetus jejuni</i>
	<i>Vibrio cholerae</i>	<i>Yersinia enterocolitica</i>
Protozoários	<i>Giardia lamblia</i>	<i>Cryptosporidium parvum</i>
	<i>Entamoeba histolytica</i>	<i>Cyclospora</i>
Vírus	Hepatite A	Vírus do tipo Norwalk
		Rotavírus

Fonte: Doenças transmitidas por el água em EUA- CRAUN, Gunther F. – OPAS, 1996.

Parasitos

Um estudo brasileiro recente (PRADO *et al.*, 2001) demonstrou crianças em idade escolar, residentes em Salvador com prevalência de infectados de 66,1%, por pelo menos um protozoário ou helminto, sendo os meninos mais intensamente

infectados. Os resultados mostraram que a prevalência específica por parasitas intestinais variou entre as diversas espécies: *Tichuris trichiura* (38,6%), *Ascaris lumbricoides* (31,2%), ancilostomídeos (8,4%), *Schistosoma mansoni* (2,2%), *Giardia lamblia* (8,9%) e *Entamoeba histolytica* (5,5%).

Na comunidade dos Índios Pankararus, no interior do Estado de Pernambuco (FONTBONNE, 2001), as parasitoses intestinais representam importante problema de saúde pública, por atingir quase toda a população. Para o número médio de 6,1 pessoas por família, constatou-se 5 parasitas diferentes; quando a casa era do tipo taipa (6,0 contra 4,9 para as de alvenaria; $p<0,03$), ou a água usada na moradia não era tratada (5,1 contra 4,5 para água tratada; $p<0,05$).

Giardia lamblia tem sido considerada a mais importante doença de veiculação hídrica causada por protozoário nos EUA, com a ocorrência de mais de 100 surtos até 1992, sendo a maior parte desses surtos causados pela ingestão de água sem o adequado tratamento. A análise de 347 amostras de águas superficiais coletadas entre 1988 e 1993 mostrou que a taxa de prevalência de *Giardia* e *Cryptosporidium* era 53.9% e 60.2%, respectivamente. Devido à sua grande habilidade de sobrevivência nas águas naturais associados à presença nas fezes dos animais selvagens é difícil o controle nos mananciais. O consumo de água natural passando somente por processo de desinfecção, não garante a destruição dos cistos de *Giardia*; por essa razão torna-se imprescindível a filtração de todas as águas superficiais para posterior desinfecção (LECHEVALLIER MW & NORTON, 1995).

A forma de contaminação por *Cryptosporidium parvum* é pela água. A criptosporidiose ocorre com clínica mais exuberante em pacientes imunocomprometidos (CRAWFORD & VERMUND, 1988). Em Recife, a infecção foi de 21,8%, bem maior que outros patógenos veiculados por água ou alimentos (ARCOVERDE, 2001). No Brasil, 2.842 casos da doença ocorreram no Nordeste e Sudeste de 1980 a 1997 em pacientes imunodeprimidos. Os cistos são resistentes ao meio e aos diversos tratamentos da água como cloração, ozonização ou filtração e podem ser carregados pela chuva para os cursos de água. Não existe tratamento específico para a cura da doença somente os sintomas (FRICKER & CLANCY, 1998).

Fungos

A respeito da presença de fungos, sejam eles bolores ou leveduras, independente da contagem de colônias, indica contaminação maciça ou uma baixa concentra-

ção de cloro na água, que permitisse o crescimento destes elementos. Normalmente na água potável é esperada contagem zero de bolores e outros fungos. Por bolores entende-se todos os fungos filamentosos, entre eles *Fusarium sp.* e *Aspergillus sp.* E outros de menor importância clínica. O fungo *Aspergillus* é responsável por infecções generalizadas e/ou pneumonia em pacientes com a imunidade debilitada, como os submetidos a transplante ou quimioterapia, sendo o agente mais importante a levar os pacientes a óbito entre os fungos.

Os fungos, em seu metabolismo, podem elaborar ou gerar indiretamente substâncias de características tóxicas, com efeitos lesivos para o homem e os animais. A gravidade das intoxicações depende da quantidade e do tipo da toxina ingerida. O mecanismo de ação tóxica dessas substâncias provoca vacuolização celular, vazamento de membrana e rompimento do retículo endoplasmático nas células alvo, causando a sua destruição. Clinicamente o paciente pode apresentar náuseas e vômitos, além de diarreia aguda, com gravidade variando de paciente para paciente.

Potabilidade

A água potável fornecida pela rede pública usualmente é de boa qualidade microbiológica e contém muito poucas bactérias. O cloro é adicionado pelas autoridades de saneamento, que o mantêm num nível cuidadosamente controlado, o suficiente para prevenir quaisquer multiplicações bacterianas. Quando a água é estocada em tanques, a contaminação com algas, protozoários, insetos mortos ou caídos podem neutralizar o cloro. Quando isto acontece, o número pequeno de microrganismos presentes pode então multiplicar e atingir números muito grandes. A água nesses tanques de estocagem deve ser examinada periodicamente e, se necessário, limpar os tanques ou clorar a água.

A presença de fungos na água, sejam eles bolores ou leveduras, independente da contagem de colônias, indica contaminação maciça ou uma concentração de cloro na água tão baixa que permitisse o crescimento desses elementos. Normalmente na água potável é esperada contagem zero de bolores e outros fungos. Mesmo que muitos dos microrganismos presentes não sejam patógenos reconhecidos per se, e raramente causem infecções diretamente, eles podem contaminar equipamentos (hemodiálise, por exemplo) e também causar infecções em qualquer tipo de paciente, podendo levar à morte.

Toxinfecções alimentares

As toxinfecções alimentares de origem microbiana têm sido reconhecidas como o problema de saúde pública mais abrangente no mundo atual. Segundo NASCIMENTO, 2000, além das doenças alimentares de origem bacteriana já conhecidas, existe as doenças veiculadas pelos alimentos, denominadas “emergentes”. Agentes etiológicos “novos” como produtores de doenças tem sido uma preocupação das autoridades sanitárias, dos profissionais de saúde e do setor de industrialização e comercialização de alimentos. Tem-se observado, também, uma crescente preocupação com os fungos, que são microrganismos eucarióticos amplamente distribuídos na natureza. Em função de serem cosmopolitas, estes podem contaminar alimentos e provocar sua deterioração e, como conseqüência, perdas econômicas. Um fator de grande importância é que os fungos são capazes de produzir toxinas que, quando ingeridas, apresentam sério risco à saúde humana e animal, podendo levar à morte.

Micotoxicoses

Segundo Pereira (1999), micotoxicoses são doenças de natureza aguda e crônica, resultantes da ingestão de micotoxinas (toxinas fúngicas), intoxicações devidas à ingestão de compostos pré-formados, produzidos por bolores desenvolvidos em alimentos. Entre tais substâncias estão os agentes mutagênicos e carcinogênicos, comprovadamente letais ou oncogênicos para animais, gerados por *Aspergillus flavus*, *Aspergillus parasiticus* e *Penicillium puberulum* e conhecidos pela denominação aflatoxinas.

Os gêneros de fungos mais associados com toxinas que ocorrem naturalmente são *Aspergillus sp.*, *Penicillium sp.* e *Fusarium sp.* Alimentos embolorados na geladeira não devem ser consumidos por causarem esta doença.

A presença desses fungos na água potável ou produtos que a utilizem, indica a má conservação da água, má higiene na sua manipulação ou ausência de inibidores deste crescimento, como o cloro utilizado na rede pública de abastecimento.

Micotoxicose é a doença causada pelos metabólitos tóxicos dos fungos, os quais afetam animais e humanos. Fungos toxigênicos são relativamente comuns e podem crescer e elaborar toxinas em uma variedade de substratos quando a umidade, a temperatura e a aeração são favoráveis. Quando ocorrem micotoxi-

coses agudas, geralmente chamam a atenção pela forma dramática de doença ou pela morte dos seres afetados. Entretanto a ingestão crônica de micotoxinas pode não resultar em anormalidades óbvias, podendo causar perdas econômicas por uma baixa produção de animais, reduzindo o ganho de peso e prejudicando a resistência às infecções. A presença desses fungos na água potável ou produtos que a utilizem, indica a má conservação da água, má higiene na sua manipulação ou ausência de inibidores deste crescimento, como o cloro utilizado na rede pública de abastecimento.

2. Açúcar em curativos

O uso de açúcar ou mel em feridas remonta a antiguidade. Estudos brasileiros datam de 1983 (RAHAL, 1983). No entanto, estudos randomizados não têm sido conduzidos para evidenciar o seu verdadeiro papel. A maioria dos estudos relata “boa experiência”, mas sem comparar com estudos-controle comparativos duplo-cegos de qualidade. Na Índia (SUBRAHMANYAM M., 1996) e na Nova Zelândia (WAIKATO), tem-se usado o mel para tratamento de feridas, com bons resultados, mas são estudos isolados. Em 1993, KAY conduziu um estudo duplo-cego em coibas infectadas experimentalmente com *S. aureus* e tratados com e sem açúcar; não houve diferença estatisticamente significativa na evolução dos dois grupos. Um estudo publicado em 2003 em Nápolis (De FEO, 2003) estudou apenas dois pacientes em 25 portadores de mediastinite estafilocócica recorrente, sem grupo controle. Não há até o momento, do nosso conhecimento, estudos bem conduzidos que evidenciem o papel do açúcar na aceleração da cicatrização em feridas cirúrgicas, estando o seu uso e indicações reservados. Do ponto de vista de controle de infecções, há algumas considerações:

- Não há como esterilizar o açúcar e a responsabilidade do seu uso não estéril fica a critério médico.

- O efeito de granulação causado pelos grânulos de açúcar não dura muito porque logo ele se dissolve e se torna hiperosmolar.
- A hiperosmolaridade propicia o crescimento de fungos.
- Assim, a troca deve ser bastante freqüente, mas também não há evidência de estudos definindo esta freqüência de troca dos curativos.
- Sabe-se que o aumento do açúcar sangüíneo diminui a função leucocitária de aderência e quimiotaxia dos leucócitos, favorecendo as infecções.

Assim, desrecomendamos a utilização de açúcar em curativos por falta de evidência científica dos seus benefícios e de ausência de danos.

3. Anti-sepsia

Anti-sepsia das mãos

A anti-sepsia das mãos deve ser realizada ao iniciar o turno de trabalho em unidades críticas como unidades de terapia intensiva, transplantes, hematologia, neonatologia, após o contato com matéria orgânica, antes e após a realização de exames e procedimentos invasivos. Utiliza-se a mesma técnica de higiene das mãos, porém usando PVP-I degermante ou clorexidina 30 segundos.

Anti-sepsia da pele

A anti-sepsia de pele deve ser realizada antes de procedimentos invasivos, como cirurgias de qualquer tipo, punções e outros procedimentos invasivos. Utiliza-se a mesma técnica de preparo cirúrgico das mãos, também por um período de 5 minutos. É importante utilizar água estéril para dissolver o sabão degermante, pois o iodo só é liberado na presença de água.

Preparo cirúrgico das mãos

O preparo cirúrgico ou degermação cirúrgica das mãos e antebraços deve ser realizado antes de cirurgias e procedimentos invasivos como drenagem pleural, punção venosa central, cateterismo umbilical, flebotomia, laparoscopia, traqueostomia, punção articular, punção de líquido ascítico e outros. Estes procedimentos são de risco para infecções hospitalares e é importante a redução da flora microbiana residente e transitória do local onde o procedimento será realizado. O emprego de uma solução anti-séptica é recomendado visando uma ação letal ou inibitória sobre os microrganismos, principalmente os da flora residente que não são facilmente removidos com o uso de sabão comum. Podem ser empregados compostos alcoólicos, compostos à base de iodo-povidona ou clorexidina, obtendo-se a redução de 70% a 95% da flora microbiana. O tempo necessário para realizar o preparo cirúrgico varia com o tamanho da superfície, porém para efeito de padronização, recomenda-se um período de cinco minutos. A escovação visa remover microrganismos e sujidade de locais de difícil acesso como pregas cutâneas e unhas. As escovas devem ser de cerdas macias, descartáveis ou devidamente esterilizadas.

Check-list

- ✓ Retirar jóias e adornos das mãos e antebraços.
- ✓ Prender os cabelos e posicionar corretamente a máscara.
- ✓ Abrir a torneira e regular a temperatura e o fluxo da água.
- ✓ Lavar as mãos e antebraços com solução degermante. Enxaguar.
- ✓ Escovar as unhas com solução degermante durante 1 minuto.

- ✓ Desprezar este lado da escova.
- ✓ Friccionar mãos e antebraços com solução degermante por 4 minutos seguindo uma sequência sistematizada para atingir toda a superfície (tempo total: 5 minutos) com o lado macio da escova, normalmente espuma.
- ✓ Enxaguar abundantemente as mãos e antebraços com água corrente.
- ✓ Fechar a torneira com o cotovelo; se não for possível, pedir auxílio.
- ✓ Secar as mãos e antebraços com compressa estéril.

Preparo cirúrgico da pele

Para o preparo cirúrgico da pele e mucosas devemos observar os mesmos princípios da degermação cirúrgica das mãos. Alguns estudos recomendam o banho pré-operatório com solução anti-séptica embora sua validade na redução das infecções não esteja comprovada. Quando empregado deve restringir-se a pacientes submetidos a procedimentos cirúrgicos onde a ocorrência de infecção causaria graves danos, como nas cirurgias cardíacas e com implante de próteses vasculares e ortopédicas.

O tempo de internação prévio à cirurgia deve ser o menor possível devido à colonização do paciente com germes da flora microbiana hospitalar, aumentando o risco de infecção por agente multi-resistente.

✓Check-list

- ✓ Expor a superfície a ser preparada.
- ✓ Umedecer a compressa com água estéril e adicionar solução degermante.
- ✓ Friccionar sobre a pele durante 5 minutos, em movimentos uniformes, da área menos contaminada para a mais contaminada, não retornando ao ponto inicial, a menos que seja utilizada nova compressa.
- ✓ Retirar o excesso de solução com outra compressa umedecida.
- ✓ Friccionar a solução para demarcação sobre a pele durante 1 minuto, repetindo os movimentos conforme acima.

Preparo cirúrgico das mucosas

Para procedimentos que envolvam regiões altamente colonizadas, como o períneo, recomenda-se a higienização prévia do paciente, preferentemente com banho de aspersão. O preparo cirúrgico está indicado em parto normal e em todo procedimento urológico, ginecológico e obstétrico, proctológico e de cavidades oral, nasal, ouvidos e dentes.

✓Check-list

- ✓ Expor a superfície a ser preparada.
- ✓ Umedecer uma compressa com anti-séptico aquoso (tópico).
- ✓ Friccionar sobre a mucosa, durante 5 minutos, em movimentos uniformes, da área menos contaminada para a área mais contaminada, não retornando ao ponto inicial, a menos que seja usada nova compressa.
- ✓ Retirar o excesso da solução com compressa seca.

Sobre as unhas e mãos, observe os adendos a seguir:

✓Check-list

- ✓ Unhas curtas.
- ✓ Prestar atenção às unhas quando lavar as mãos (muitos micróbios das mãos vêm das unhas) (LARSON, 1989).
- ✓ Evitar o uso de anéis com bordas ou pedras (a contagem de gram-negativos é mais alta quando se usa anel) (JACOBSON et al. 1985; LARSON, 1989); os anéis dificultam lavar as mãos e é mais difícil colocar luvas.
- ✓ Não usar unhas postiças ou esmalte nas unhas porque eles desencorajam a higiene vigorosa das mãos.
- ✓ Remover relógios de pulso, braceletes, pulseiras e dobrar mangas compridas ou remover blusas de manga longa; os pulsos também devem ser incluídos ao lavar as mãos (GOULD, 1994).
- ✓ Também pode ser necessário lavar os antebraços se houver possibilidade de eles estarem contaminados.

✓ Pense sobre:

- O que você acabou de fazer.
- O que você está prestes a fazer.
- Qual o tipo de higiene das mãos é apropriado.

4. Aquecimento da solução fisiológica para curativo

Estudos recentes têm demonstrado a importância da temperatura no processo de cicatrização de feridas, assim recomendando o aquecimento das soluções usadas em curativos para evitar lesões dos tecidos.

✓ Check-list

- ✓ Deverá haver duas jarras exclusivas para este fim, identificadas.
- ✓ As jarras deverão ser esterilizadas diariamente, mantidas secas entre os usos.
- ✓ Preencher 1/3 da jarra com água quente e colocar o frasco dentro para aquecimento, envolto numa segunda embalagem plástica, íntegra.
- ✓ Aguardar 5 minutos para o aquecimento.
- ✓ Aquecer a solução fisiológica apenas no momento do uso, a 37°C.
- ✓ Retirar o frasco da embalagem secundária, secando externamente com compressa limpa.
- ✓ Antes de utilizar a solução, verificar a temperatura na face interna do punho.

- ✓ Proceder à anti-sepsia com álcool a 70% e abrir a tampa.
- ✓ Posicionar a agulha na abertura do frasco, com auxílio de pinça.
- ✓ Depois de utilizada a solução, deverá ser desprezada, sendo individualizada para cada paciente.
- ✓ Uma alternativa poderá ser o aquecimento com microondas, em potência máxima por 20 segundos.

5. Ar

Qualidade do ar

Em hospitais a qualidade do ar deve ser assegurada em algumas áreas críticas, a saber, berçário de alto risco ou unidade neonatal, centro cirúrgico, unidade de terapia intensiva, unidade de isolamento respiratório, unidade de transplante de medula óssea. Em algumas delas a intenção é evitar a propagação de doenças como a tuberculose, varicela e sarampo. Em outras, deve-se assegurar a qualidade do ar com menos de 500 UFC/cm³, como para cirurgias ortopédicas de implante de próteses. Nas demais unidades a qualidade do ar é desejável, mas não é tão importante para o controle de infecções. É claro que ar condicionado sem a devida manutenção pode ser a fonte de disseminação de germes, como *Aspergillus* sp., encontrado na poeira do ar; frente a pacientes imunocomprometidos, pode causar infecções fatais.

Lâmpadas ultravioleta

As ondas ultravioletas são mais curtas que as ondas de luz, sendo invisíveis ao olho humano. Alguns ambientes, que necessitam ser estéreis, têm-se valido da

luz ultravioleta para este fim como, por exemplo, capela de fluxo laminar para preparo de soluções parenterais. Entretanto, é muito importante saber que a lâmpada de luz ultravioleta com o tempo pode perder a sua eficácia, sem perder o seu brilho. Este tempo pode ser controlado por tabela ou com a ajuda de um medidor (Radiômetro Germetec Mod. 254, por exemplo) que vai demonstrar quando a radiação cair para menos de 70%. Para se determinar a intensidade da luz existe uma fórmula que multiplica a intensidade da lâmpada (em microwatts por cm^2 à distância de um metro) pelo fator de intensidade conforme uma tabela (<http://www.germetec.com.br>). Ainda, a luz se refringe com a poeira que se deposita na lâmpada, podendo divergir os raios, perdendo sua eficácia. Para garantir que ela continue emitindo a intensidade desejada, é importante limpar periodicamente e antes de cada uso a lâmpada com um pano limpo embebido em álcool ou amônia com água. Também é importante saber que a luz ultravioleta não tem poder de penetração nos materiais e nem no vidro; para penetrar na água ela deve ser específica para tal. O raio também não faz curva, atuando apenas na superfície onde incida perpendicularmente. Por isso ela só é usada para “esterilizar” o ar em ambientes controlados e, bem menos, superfícies. O grau destruição dos agentes depende de tempo e intensidade da luz, podendo também variar com a umidade e a temperatura. Atuam sobre bactérias, vírus e fungos, mas não sobre insetos.

O uso de luz ultravioleta para “esterilização” do ar em ambientes fechados onde transitam pessoas não está indicado. O processo não seria esterilização porque o ar está sempre em troca com o ambiente, a menos que hermeticamente fechado, mas se chamaria redução microbiana do ar. Não há estudos comprovando que estes aparelhos reduzam o número de casos de infecção hospitalar. A única situação onde o ar puro seria importante para reduzir infecções seriam cirurgias de implante de próteses ortopédicas. Não há como garantir que todo o ar passe através do aparelho localizado numa parte da sala. Havendo pessoas na sala, ainda é mais difícil de descontaminar o ar, porque há a respiração de cada um, a poeira da roupa, a descamação natural da pele, que não são estéreis. São necessários estudos bem desenhados controlados para assegurar a ação destes aparelhos.

Ar condicionado

Se não for adequadamente cuidado, o ar condicionado pode ser fonte de germes, principalmente fungos, em unidades críticas. Para realizar a desinfecção de filtros de ar condicionado, sugere-se:

Check-list

- ✓ Retirar os filtros semanalmente.
- ✓ Lavar os filtros com água e sabão, removendo bem a poeira existente.
- ✓ Enxaguar em água corrente, torcendo bem.
- ✓ Colocar em solução desinfetante pelo tempo recomendado pelo fabricante.
- ✓ Enxaguar em água corrente, torcendo bem.
- ✓ Deixar secar. Recolocar seco no aparelho.
- ✓ Estipular um dia fixo na semana para esta atividade, anotando num livro próprio a data e o nome de quem executou. De preferência, designar alguém responsável para esta atividade.

Trocas de ar

Em centro cirúrgico a sala de cirurgia deverá sofrer 20 trocas de ar por hora, quatro destas com ar fresco para garantir a qualidade do ar. Sugerem-se alguns itens para a instalação.

Check-list

- ✓ Listar os locais que têm aparelhos de ar condicionado.
- ✓ Listar em separado aqueles em áreas críticas e semi-críticas.
- ✓ Verificar a localização de cada aparelho em relação ao teto (o ar quente sobe, por isso não adianta ar condicionado abaixo da metade da altura da sala; circuladores de ar poderão estar localizados próximos ao chão).
- ✓ Verificar a direção do fluxo de ar que sai de cada aparelho de ar condicionado (evitar jogar o ar direto sobre a mesa cirúrgica).

- ✓ Verificar o estado de conservação de cada aparelho.
- ✓ Verificar a água de condensação de cada aparelho.
- ✓ Semestralmente colher esta água para cultura para legionela (em CC e UTI) e germes comuns (demais unidades).
- ✓ Semanalmente retirar os filtros e proceder à desinfecção conforme rotina.

6. Avental

A transmissão de organismos da roupa da equipe é possível, mas não um problema maior. Uma grande contaminação do avental protetor é incomum e bacilos gram-negativos são infreqüentemente isolados. Contudo, é racional proteger os uniformes quando se está manuseando material infeccioso. Um avental plástico impermeável oferece uma proteção melhor do que um avental de algodão, embora o último seja mais freqüentemente preferido pelo pessoal médico. É incomum que a área do ombro do uniforme se torne infectada, mesmo quando levantando um paciente, mas as mangas compridas devem ser dobradas. Se pendurados fora do quarto, isto pode seguramente representar um risco para a outra equipe médica que não trabalhe no quarto; para o próprio paciente infectado isto não representaria um risco porque ele já tem a doença. A relativa falta de evidência de disseminação de infecção por esta via indica o baixo risco de infecção ligado a vestimentas protetoras. Contudo, as roupas podem transferir estafilococos dos quartos de pacientes maciçamente contaminados. O uso rotineiro do avental não tem demonstrado a redução das taxas de infecção hospitalar nem na transmissão bacteriana.

✓ **Check-list**

- ✓ Para a equipe que fica muito tempo em contato direto com o paciente.
- ✓ Para a equipe que fica muito tempo no berçário, este deve ser de manga curta; nas demais unidades pode-se optar por um avental de manga longa.
- ✓ O avental poderá ser próprio do membro da equipe ou, nos casos de germes multi-resistentes, um avental próprio para cada paciente, que deverá ser utilizado apenas para o seu manuseio direto ficando à beira do leito.
- ✓ Para a mãe que vai amamentar o seu recém-nascido, desprezando-o após o seu uso; em berçário é recomendado ter um avental à beira de cada leito.
- ✓ O avental de mangas longas é recomendado quando existe o risco de contaminação (precauções universais e outras); este avental deverá ser individualizado por paciente.
- ✓ O avental de mangas longas estéril está recomendado nos procedimentos invasivos cirúrgicos, devendo ser desprezado após seu uso.
- ✓ Para visitantes de pacientes em isolamento protetor, este deve ser de mangas longas.
- ✓ O uso de avental de proteção em estudos realizados em neonatologia não tem demonstrado a redução da transmissão bacteriana.
- ✓ Mais do que o uso do avental, em todas as situações deve ser reforçado a higiene das mãos.

Os visitantes, em geral, não necessitam de avental, desde que orientados sobre a higiene das mãos e não tenham contato direto com sangue e secreções dos pacientes. O avental utilizado em áreas críticas não deve ser levado para outras áreas hospitalares.

Atenção!

O USO DO AVENTAL NÃO É RECOMENDADO DURANTE AS REFEIÇÕES OU FORA DO HOSPITAL

7. Banho de leito

Check-list

- ✓ Lavar as mãos.
- ✓ Preparar o material e levar ao quarto do paciente.
- ✓ Explicar ao paciente o que será feito.
- ✓ Manter portas e janelas fechadas, usando biombo, se necessário.
- ✓ Calçar as luvas de procedimento.
- ✓ Soltar a roupa de cama, começando do lado mais distante.
- ✓ Levantar ligeiramente a cabeceira da cama ou expô-lo para higiene oral.
- ✓ Baixar a cabeceira da cama e retirar o travesseiro, se as condições do paciente assim o permitir.
- ✓ Remover colchas, cobertores e despir o paciente de modo a não expô-lo.
- ✓ Colocar água nas bacias.
- ✓ Lavar a face, iniciando pelos olhos, orelhas e pescoço.
- ✓ Abaixar o sobre lençol até a região pubiana e colocar a toalha de rosto sobre o tórax e abdome.
- ✓ Começar a higiene da parte distal para proximal (iniciando a higiene das mãos até as axilas, enxaguando-as bem).
- ✓ Retirar a toalha e lavar o tórax e abdome, enxaguar e enxugar bem, observando as condições da pele, cicatriz umbilical e região mamária.
- ✓ Erguer o sobre-lençol, expondo os membros inferiores.

- ✓ Proceder à higiene da parte distal até a proximal (iniciando dos pés até a região inguinal), enxaguar e enxugar bem.
- ✓ Cobrir o paciente e virá-lo em posição lateral.
- ✓ Descobrir as costas, lavar, enxaguar e enxugar bem.
- ✓ Voltar o paciente para posição dorsal e colocar uma comadre sob a região genital e glútea para a higiene.
- ✓ Retirar as luvas.
- ✓ Pentear o cabelo, vestir o paciente e arrumar a cama.
- ✓ Deixar o paciente confortável e com a campainha a seu alcance.
- ✓ Deixar o quarto em ordem, recolher o material e levar para a sala de utilidades.
- ✓ Lavar as mãos.
- ✓ Fazer anotações no relatório de enfermagem e assinar.

8. Comissão de controle de infecção hospitalar

A CCIH é a Comissão de Controle de Infecção Hospitalar. Todo hospital, independente de porte, finalidade (privado ou público), de ensino ou não, tem que ter uma CCIH constituída, por lei. Sua função principal é reduzir os riscos dos pacientes em adquirir infecção hospitalar. SCIH é o Serviço de Controle de Infecção Hospitalar, que alguns hospitais chamam de Núcleo. A constituição de uma CCIH e/ou SCIH, é uma obrigação legal dos hospitais (*Primum non nocere*). A manutenção de um programa de controle de infecção hospitalar será realizada pela CCIH. A CCIH será composta por membros consultores e executores. De acordo com o tamanho e a complexidade do hospital, poderão ser nomeados representantes dos

diversos serviços para atuarem como membros consultores, por exemplo, direção geral e administrativa, direção de enfermagem, farmácia, laboratório de microbiologia, nutrição, terapia ocupacional, fisioterapia, estudantes, residentes, incluídos os próprios membros executores. Serão membros executores o médico da CCIH (preferentemente infectologista), uma enfermeira da CCIH e um farmacêutico (este último a critério do hospital). As cargas horárias de cada um dos membros executores deverá ser proporcional ao tamanho do hospital (Tabela 3).

Tabela 3. **Carga horária semanal por profissional da CCIH.**

	MÉDICO	ENFERMEIRO	FARMACÊUTICO
Para cada 200 leitos	4 horas	6 horas	a critério
Para cada 100 leitos	2 horas	3 horas	a critério
Para cada 50 leitos	1 hora	2 horas	a critério
Para cada 400 leitos ou frações destes números	8 horas	2 enfermeiros 6 horas	a critério

Principalmente no início, é importante um roteiro a ser observado. Sugerem-se alguns itens para a sua instalação e acompanhamento das atividades. A periodicidade será definida conforme as necessidades, mas temos algumas sugestões de prazos.

✓ **Check-list da instalação**

- ✓ Apresentação do trabalho à direção do hospital.
- ✓ Visita de reconhecimento das áreas críticas, semi-críticas, unidades de internação e número de leitos.
- ✓ Apresentação à equipe do hospital.
- ✓ Levantamento da realidade já existente.

Check-list da CCIH

- ✓ Conferir última reunião da CCIH registrada.
- ✓ Conferir último relatório de notificação de IH à Vigilância Sanitária.
- ✓ Conferir último relatório de notificação de doenças transmissíveis à Vigilância Sanitária.
- ✓ Conferir a existência de livro ata, livro de treinamentos, livro de registro de atividades da CCIH.

Check-list da central de material esterilizado

- ✓ Conferir a existência de livro de registro de: número de lote, data de esterilização, validade de esterilização e responsável.
- ✓ Conferir o fluxo da área suja, área de preparo, área limpa.
- ✓ Conferir o armazenamento dos materiais em armários fechados com visor.
- ✓ Conferir a existência de termômetro de máxima e mínima e livro de registro das temperaturas.
- ✓ Conferir a existência de fita indicador-químico.
- ✓ Conferir a existência de integrador

Check-list do centro cirúrgico

- ✓ Conferir livro de registro de cirurgias para levantamento de: número de cirurgias e número de cirurgias limpas.
- ✓ Conferir o uso de pro-pés, sapatilhas ou tamancos de uso individual.
- ✓ Conferir a presença de sabonete degermante dispensado em doses individuais.
- ✓ Conferir o fluxo e entrada exclusiva para pacientes.

✓ **Check-list da farmácia**

- ✓ Levantamento da padronização de medicamentos/antimicrobianos.
- ✓ Levantamento do consumo de antimicrobianos
 - Mensal
 - Anual
 - Curva ABC
 - Revisão dos protocolos de uso:
 Profilático
 Terapêutico
 - Medidas de controle de uso de antimicrobianos.
- ✓ Levantamento da padronização de germicidas
 - Álcool a 70%
 - Álcool gel
 - Sabão degermante
 - Anti-séptico tópico
 - Álcool iodado
 - Detergente enzimático
 - Desincrostante
 - Desinfetante para pisos
 - Desinfetante para instrumental
 - Sabão para limpeza
- ✓ Conferir o tipo de dispensação de medicamentos.
- ✓ Definir o kit-profilaxia.
- ✓ Padronização de produtos: medicamentos e insumos.

✓ **Check-list do laboratório de microbiologia**

- ✓ Visita às instalações.
- ✓ Revisão da padronização de antimicrobianos a serem testados para cada tipo de germe.
- ✓ Revisão das rotinas de identificação dos agentes antimicrobianos.

- ✓ Cultura semestral e na troca de fornecedores de papel-toalha, papel higiênico, sabonete líquido.

✓Check-list geral

- ✓ Rotinas do controle de infecção.
- ✓ Rotinas das unidades de internação.
- ✓ Rotinas do Pronto Atendimento.
- ✓ Rotinas do Centro Cirúrgico/Obstétrico.
- ✓ Rotinas do Serviço de Endoscopia/Hemodinâmica/Unidade de Transplante/Unidade de Neonatologia.
- ✓ Rotinas da Zeladoria/ Serviço de Higiene Hospitalar.
- ✓ Cronograma dos treinamentos.

✓Check-list anual

- ✓ Revisão das rotinas.
- ✓ Imunização dos funcionários para hepatite B, tétano e rubéola.
- ✓ Roteiro de inspeção.
- ✓ Condensado de culturas e sensibilidade/resistência bacteriana.

✓Check-list semestral

- ✓ Revisão da padronização de antimicrobianos e germicidas.
- ✓ Limpeza das caixas d'água e cultura para germes comuns (potabilidade) e *Pseudomonas*.
- ✓ Limpeza da estação de tratamento de esgoto.

✓Check-list mensal

- ✓ Conferir pagamento dos funcionários, se a firma for terceirizada.

- ✓ Notificação mensal das Doenças Transmissíveis.
- ✓ Notificação mensal das IH, saídas, óbitos, taxa de mortalidade, óbito por IH, taxa de IH por topografia, por especialidade, por unidade.
- ✓ Relatório de Consumo de Antimicrobianos.
- ✓ Reunião mensal.
- ✓ Questionário de avaliação das unidades (bimensal).

✓ Check-list diário

- ✓ Busca ativa diária na UTI e 3x/semana nas demais unidades.
- ✓ Controle de antimicrobianos diário.
- ✓ Definição de precauções e isolamentos.
- ✓ Orientação sobre separação do lixo.

9. Classificação das cirurgias por potencial de contaminação

A classificação das cirurgias deve ser feita antes e após o ato cirúrgico. Muitas cirurgias que seriam limpas, ao final do procedimento, se evidenciam como infectadas, quando se encontra um abscesso. De acordo com o Colégio Americano e o Colégio Brasileiro de Cirurgiões, as cirurgias se classificam, conforme o seu potencial de contaminação, em (Tabela 4):

Limpas

São aquelas realizadas em tecidos estéreis ou passíveis de descontaminação, na ausência de processo infeccioso local ou de falhas técnicas grosseiras (daí a importância de classificar a cirurgia antes e depois da sua realização), mesmo que nem sempre as infecções sejam evitáveis. Nestas cirurgias o índice máximo esperado de infecção é de 5%, sendo o ideal, taxas inferiores a 2%. São elas:

- ◆ Anastomose espleno-renal
- ◆ Anastomose porto-cava
- ◆ Artroplastia de quadril
- ◆ Cirurgias cardíacas
- ◆ Cirurgias de articulações, bacinetes, baço, bexiga sem acesso uretral, fígado, ossos, ovários, pâncreas, pele, peritônio, próstata sem acesso uretral, tecido celular sub-cutâneo, trompas, ureter
- ◆ Cirurgias ortopédicas eletivas
- ◆ Cirurgias sobre o trato respiratório intra-torácico
- ◆ Cirurgias torácicas
- ◆ Cirurgias vasculares.

Potencialmente contaminadas

São aquelas realizadas em tecidos colonizados por flora bacteriana pouco numerosa ou em tecido de difícil descontaminação, na ausência de processo infeccioso local ou falhas técnicas grosseiras. A taxa máxima esperada para estes procedimentos é até 10%. São elas:

- ◆ Cirurgias de ouvido externo
- ◆ Cirurgias de uretra
- ◆ Cirurgias de útero cujo acesso não seja vaginal
- ◆ Cirurgias de vias biliares
- ◆ Cirurgias eletivas de intestino delgado
- ◆ Cirurgias esofágica, gástrica, duodenal e de íleo
- ◆ Drenagem mecânica
- ◆ Feridas traumáticas limpas
- ◆ Histerectomia abdominal
- ◆ Quebra menor da técnica asséptica.

Contaminadas

São aquelas realizadas em tecidos colonizados por flora bacteriana abundante, cuja descontaminação seja difícil ou impossível, bem como aquelas em que tenham ocorrido falhas técnicas grosseiras e na ausência de supuração local. Nestes casos, a taxa de infecção pode atingir entre 15% a 20%, segundo a literatura. São elas:

- ♦ Apendicectomia sem supuração
- ♦ Cirurgia com quebra de técnica asséptica (ex., massagem cardíaca a céu aberto)
- ♦ Cirurgia de ânus, cólon, reto
- ♦ Cirurgia de orofaringe
- ♦ Cirurgia de vias biliares em presença de bile contaminada
- ♦ Cirurgia de vulva e vagina
- ♦ Cirurgia intra-nasal
- ♦ Cirurgia oral e dental
- ♦ Feridas traumáticas recentes
- ♦ Fraturas expostas.

Infectadas

São todas as intervenções cirúrgicas realizadas em tecidos ou órgãos, com presença de processo infeccioso local, bem como as feridas traumáticas abertas tardias (depois de 10 horas). A taxa esperada para estes procedimentos é de 28% até 40%. São elas:

- ♦ Cirurgia abdominal em presença de conteúdo de cólon e pus
- ♦ Cirurgia de ânus e reto com pus
- ♦ Nefrectomia com infecção
- ♦ Parto normal ou cesárea com bolsa rota há mais de 6 horas.

As cirurgias se classificam, segundo o Colégio Brasileiro de Cirurgiões, conforme o seu potencial de contaminação:

Tabela 4. Classificação das cirurgias por potencial de contaminação.

CIRURGIAS	EXEMPLOS
LIMPAS Realizadas em tecidos estéreis ou passíveis de decontaminação, na ausência de processo infeccioso local ou falhas técnicas grosseiras. O índice máximo de infecção esperado é de 2%.	• Anastomose espleno-renal, porto-cava. • Artroplastia de quadril. • Cirurgias cardíacas, sobre articulações, bacinetes, baço, bexiga sem acesso uretral, fígado, ossos, ovários, pâncreas, pele, peritônio, próstata sem acesso uretral, tecido celular subcutâneo, trompas, ureter. • Cirurgias ortopédicas eletivas. • Cirurgias sobre o trato respiratório intra-torácico. • Cirurgias torácicas ou vasculares.
POTENCIALMENTE CONTAMINADAS Realizadas em tecidos colonizados por flora bacteriana menos numerosa ou tecido de difícil decontaminação, sem infecção local ou falhas técnicas grosseiras. O índice máximo de infecção esperado é de 10%.	• Cirurgias de ouvido externo, uretra, útero com acesso não vaginal. • Cirurgia de vias biliares. • Cirurgias eletivas de intestino delgado. • Cirurgias esofágicas, gástricas, duodenais e de íleo. • Drenagem mecânica. • Feridas traumáticas limpas. • Histerectomia abdominal. • Quebra menor de técnica asséptica.

(continua)

CONTAMINADAS

Realizadas em tecidos colonizados por flora bacteriana abundante, com decontaminação difícil ou impossível, além daquelas com falhas técnicas grosseiras sem supuração local. O índice de infecção esperado é de 15 a 20%.

- Apendicectomia sem supuração.
- Cirurgia com quebra de técnica asséptica (ex. massagem cardíaca a céu aberto).
- Cirurgias de ânus, cólon, reto.
- Cirurgia de orofaringe.
- Cirurgias de vias biliares em presença de bile contaminada.
- Cirurgia de vulva e vagina.
- Cirurgia intra-nasal.
- Cirurgia oral e dentária.
- Feridas traumáticas recentes.
- Fraturas expostas.
- Parto vaginal com bolsa íntegra.

INFECTADAS

Realizadas em qualquer local, com presença de processo infeccioso local, além de feridas traumáticas abertas tardias (após 10 horas). Os índices esperados de infecção são de 28% a 40%.

- Cirurgia abdominal em presença de conteúdo de cólon e pus.
- Cirurgia de ânus e reto com pus.
- Nefrectomia com infecção.
- Parto normal ou cesárea com bolsa rota há mais de 6 horas.

10. Como começar o controle de infecção

Algumas qualidades são exigidas do profissional de controle de infecções: a astúcia de Sherlock Holmes, a paciência de São Francisco de Assis, a diplomacia de Gandhi, a força e o vigor de Margareth Thatcher e a capacidade de conseguir o impossível de Mary Poppins. Pelo menos, que fique como sugestão do ideal a ser conseguido.

A importância das comissões de controle de infecção hospitalar (CCIH)

Todo o trabalho de uma Comissão de Controle de Infecção Hospitalar (CCIH) se baseia num tripé: vigilância epidemiológica, educação continuada e controle de antimicrobianos. Baseada nos dados epidemiológicos a CCIH decidirá as medidas de controle; suas reuniões serão obrigatoriamente mensais e quando necessário, e anualmente traçará diretrizes de ação para redução das infecções mais prevalentes no período. A CCIH é um órgão de assessoria à direção e de execução das ações de controle de infecção hospitalar e deverá ser composta por profissionais da área de saúde, de nível superior, formalmente designados e os seus membros poderão ser de dois tipos: consultores e executores. O presidente da CCIH poderá ser qualquer um dos membros, sempre eleito entre os seus membros. Os membros consultores serão escolhidos para representar o serviço médico, serviço de enfermagem, serviço de farmácia, laboratório de microbiologia e a administração, pelo menos. Os membros executores constituem o Serviço de Controle de Infecção Hospitalar (SCIH) e, portanto, são encarregados da execução das ações programadas de controle de infecção hospitalar. Serão, no mínimo, três técnicos de nível superior da área de saúde para cada 200 leitos ou fração deste número com carga horária diária mínima de seis horas para o enfermeiro e quatro horas

para o médico e para o farmacêutico. De qualquer forma, sempre se deverá ter em mente que os estudos epidemiológicos devem ter um objetivo primordial que é a redução das infecções hospitalares.

As infecções hospitalares constituem um risco significativo à saúde dos usuários de serviços de saúde, tanto nos hospitais, como em unidades de saúde, consultórios médicos e odontológicos, laboratórios de coleta, farmácias, clínicas, ou quaisquer outros locais onde possam ser submetidos a procedimentos, diagnósticos ou terapêuticos. Do ponto de vista de saúde pública, é a terceira causa de morte, principal ou coadjuvante, no mundo todo.

Funcionários

O hospital ou clínica que deseje iniciar o seu controle de infecção deverá, em primeiro lugar, ter um enfermeiro com disponibilidade de horário para a CCIH de pelo menos 2 horas para cada 50 leitos ou frações deste número (Tabela 5), ou conforme recomenda a Organização Mundial da Saúde, 8 horas para cada 200 ou 250 leitos; um médico, preferentemente infectologista, com 4 horas diárias para cada 200 leitos e um farmacêutico com 6 horas para cada 200 leitos. Este tópico é tão importante que, qualquer número de horas abaixo destes, inviabiliza o efetivo controle das infecções.

Tabela 5. **Carga horária diária ideal para a CCIH.**

CARGA HORÁRIA	50 LEITOS	100 LEITOS	200 LEITOS
Enfermeiro	2 horas	3 horas	6 horas
Médico	1 hora	2 horas	4 horas
Farmacêutico	2 horas	3 horas	6 horas

Portaria interna

A seguir, o diretor do hospital deverá instituir a Comissão (CCIH) através de portaria própria, designando nominalmente os membros e as funções. O núcleo executivo denominado de Serviço de Controle de Infecção Hospitalar (SCIH) será constituído pelos membros executores, a saber, o médico, o enfermeiro e o farmacêutico, principalmente. Hospitais-escola ou de ensino, poderão ter alunos participando da CCIH ou do SCIH.

Regimento da CCIH

Esta Comissão (CCIH) constituída deverá elaborar o seu regimento de funcionamento, que será aprovado pelos membros constituintes e pela direção na primeira reunião. Havendo interesse este regimento poderá ser registrado em cartório.

Atividades da CCIH

- Reuniões.
- Instrumento de avaliação das unidades.
- Notificação mensal de infecção hospitalar.
- Notificação obrigatória das doenças transmissíveis.
- Orientações sobre precauções e isolamentos.
- Investigação de surtos.
- Treinamento em serviço.
- Relatório da resistência bacteriana.
- Parecer de compra.

Dependendo das características de cada hospital, a CCIH deverá realizar periodicamente as suas reuniões, mas pelo menos uma vez por mês. Em hospitais maiores a CCIH poderá se reunir mais freqüentemente a depender das características dos problemas a resolver.

Periodicamente a CCIH deverá realizar visitas às unidades visando definir as normas e trazer orientações práticas para o bom controle de infecções. O Instrumen-

to de Avaliação das Unidades demonstra os principais tópicos a serem examinados nesta visita. A correção das sugestões reduz efetivamente as taxas de infecção.

Baseados nestas visitas e na vigilância epidemiológica as taxas de infecção levantadas serão comunicadas mensalmente à autoridade sanitária através de um formulário de Notificação Mensal de Infecção Hospitalar, que facilitarão priorizar as ações. Normalmente as áreas com maiores dificuldades são: centro cirúrgico, central de material, unidade de terapia intensiva, neonatologia, unidades de transplantes, se houver.

Da mesma forma, a Notificação Obrigatória das Doenças Transmissíveis deverá ser feita pela CCIH que orientará as medidas de precauções e isolamentos. Todas as orientações da CCIH, inclusive as orientações sobre precauções e isolamentos, deverão ser feitas por escrito, com cópia arquivada na CCIH, posto que também são documentos.

A investigação de surtos, quando houver deve ser sempre a prioridade em relação a todas as outras atividades.

Há que se fazer um esforço junto à equipe para melhorara informação sobre a ocorrência de infecções, ou seja, a notificação. Só assim, conhecendo a verdadeira dimensão dos problemas é que se poderão tomar as medidas devidas para o seu controle. As fichas relativas a estes dados deverão ser arquivadas por, pelo menos, cinco anos porque são documentos legais do hospital. Outra atividade de muito importante da CCIH é o treinamento em serviço.

A educação continuada é uma oportunidade para a reciclagem e atualização de todo o corpo do hospital e é a principal tarefa no controle de infecções, mas não a mais fácil. É através destes treinamentos que se procurará modificar comportamentos, aprimorar técnicas e assim, reduzir a ocorrência de infecções. Estes treinamentos deverão ser priorizados nas áreas onde os problemas são mais importantes, conforme se levantou através das notificações das infecções.

Anualmente a CCIH deverá ter em mãos o relatório da resistência bacteriana recebido direto do laboratório e, se este não disponibilizar, realizar um levantamento próprio com os germes mais frequentes e respectivas sensibilidades antimicrobianas, com as respectivas topografias.

Os antimicrobianos bem como todo material médico-hospitalar deverão ter parecer de compra aprovado pela CCIH, que analisará o custo-benefício de cada produto padronizado; esta padronização deverá ser revista anualmente e conforme a necessidade.

11. Conceitos

Infecção hospitalar

É toda e qualquer infecção adquirida após internamento hospitalar, surgida após 72 horas da internação, se puder se relacionar com a hospitalização, desde que o período de incubação da doença seja desconhecido. Em caso de infecção após procedimentos, não se necessita deste período. Uma infecção comunitária pode se transformar em infecção hospitalar se houver sinais e sintomas clínicos de infecção em outra topografia do que aquela inicial, mesmo se for o mesmo germe. Uma infecção comunitária pode se transformar em infecção hospitalar se for isolado um germe diferente daquele isolado na internação, havendo piora clínica do paciente.

Infecção comunitária

É toda infecção que se comprove ter sido adquirida antes da hospitalização, mesmo que esteja no período de incubação quando o paciente for internado.

Infecção cruzada

É aquela infecção comprovada laboratorialmente ser causada pela mesma cepa ou tipo viral de outro paciente. Exemplo: salmonelose, hepatites A vírus, viroses da infância. Confira os períodos de incubação das principais doenças transmissíveis na Tabela 6.

Infecção interinsitucional

É aquela infecção hospitalar que já existe na entrada no hospital, com paciente proveniente de outra instituição. Também é chamada de infecção hospitalar de outra instituição.

Superinfecção

É aquela infecção adquirida durante o tratamento da infecção primária, normalmente seguida do agravamento das condições do paciente; sempre é uma infecção hospitalar. O agente isolado pode ser diferente daquele da entrada e pode haver outros órgãos comprometidos.

Infecção prevenível e não: quando o hospital é responsável pela infecção hospitalar?

O hospital é sempre responsável pela infecção hospitalar, embora nem sempre culpado. Responsável porque na medida em que os tratamentos são feitos no hospital e não em domicílio, a responsabilidade é do hospital; entretanto, nem todas as infecções hospitalares são preveníveis. Como vimos acima, algumas infecções são inerentes ao paciente e não são preveníveis. Outras infecções dependem do próprio tratamento e não são evitáveis; outras, entretanto, são infecções preveníveis, quando se relacionam a fatores preveníveis; por exemplo: infecções urinárias em pacientes sem obstrução e sem co-morbidades podem estar relacionadas ao procedimento de sondagem vesical; infecções cirúrgicas em cirurgias limpas podem estar relacionadas ao ato cirúrgico, quando são evidenciados germes multi-resistentes relacionados à limpeza e esterilização do material cirúrgico, ou germes de pele relacionados ao preparo cirúrgico da pele. Infecções cirúrgicas após 7 a 10 dias da cirurgia estão frequentemente relacionadas ao curativo e banho pós-operatório. Pneumonia é dificilmente prevenida, mas a presença de fisioterapeutas competentes em áreas de risco (UTI, por exemplo), pode reduzir a incidência desta infecção. Infecções de cateter venoso central são sempre preveníveis, na minha opinião, porque este é um procedimento limpo e os cuidados com o cateter central são bem definidos e padronizados. A variável humana nem sempre é prevenível na infecção hospitalar, quando funcionários novos são ad-

mitidos e não recebem o treinamento adequado em tempo de evitar problemas. Sabendo-se que 80% das infecções hospitalares são prevenidas apenas com a higiene simples das mãos, parece fácil a prevenção; entretanto é necessário que todas as pessoas que entram em contato com o paciente realizem este procedimento. Na pressa, sempre um é esquecido. Mesmo em países com tradição em controle de infecção hospitalar, existe um mínimo considerado irredutível que se discute como reduzir. Na verdade, para definir se uma infecção seria prevenível ou não, seria necessário discutir caso a caso.

Vigilância epidemiológica

É a sistemática de coleta e análise de dados epidemiológicos das infecções hospitalares, com vistas a ações práticas que possam preveni-las.

Busca ativa

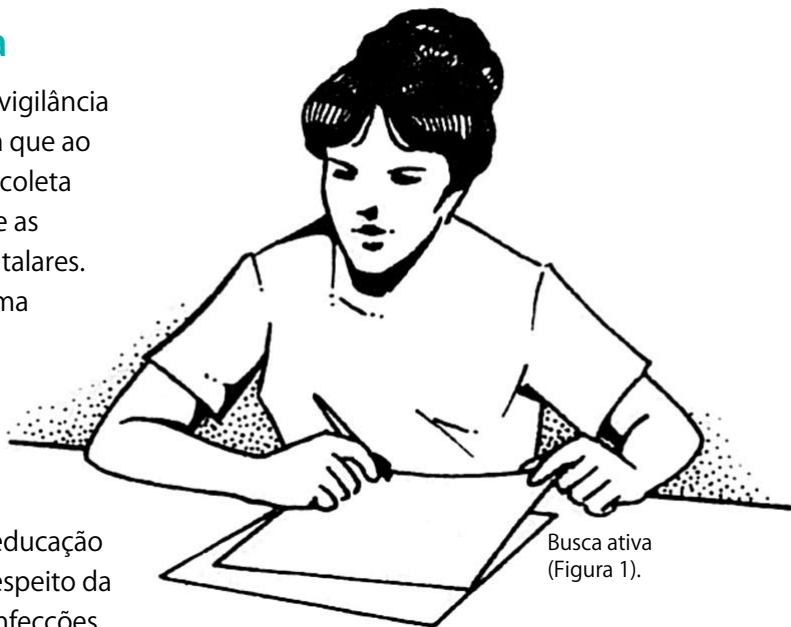
É o método de vigilância epidemiológica que ao mesmo tempo coleta dados e previne as infecções hospitalares.

Trabalha em cima de fatores de risco (Tabela 6) e permanência destes fatores,

propiciando a educação continuada a respeito da prevenção de infecções.

Facilita a instituição de medidas

de isolamento e precauções. A presença da CCIH na unidade é de fundamental importância para a redução das infecções hospitalares.



Busca ativa
(Figura 1).

Tabela 6. Fatores de risco para infecção hospitalar.

FATORES DE RISCO INERENTES AO PACIENTE	FATORES DE RISCO EXTERNOS
• Idade • Internação acima de 7 dias • Diabetes • Leucemia • Linfoma • Leucopenia • Granulocitopenia • AIDS • Câncer • Quimioterapia • Radioterapia	• Cateter urinário • Cateter periférico • Cateter venoso central • Traqueostomia • Cânula de entubação orotraqueal • Cirurgia de médio e grande porte • Endoscopia • Cirurgia endoscópica • Internação em UTI • Internação em neonatologia

Fatores de risco

Sempre se espera que as taxas de infecção de um hospital ideal sejam zero. Entretanto, esta é uma meta, mas não uma realidade. Praticamente é impossível que um hospital tenha taxas zero de infecção hospitalar, porque onde internam doentes suscetíveis, mesmo que se tenha atingido a qualidade total, haverá sempre pacientes com fatores intrínsecos e extrínsecos que favorecerão as infecções, independente da qualidade do atendimento prestado.

Fatores intrínsecos

Os pacientes críticos são os mais suscetíveis a infecções hospitalares por estarem expostos a múltiplos fatores de risco. Pacientes de Unidade de Terapia Intensiva Neonatal, idosos, queimados, pacientes submetidos a transplantes de órgãos, pacientes hemato-oncológicos, pacientes com síndrome da imunodeficiência adquirida, por si só são suscetíveis a adquirir infecções pela falta de defesas.

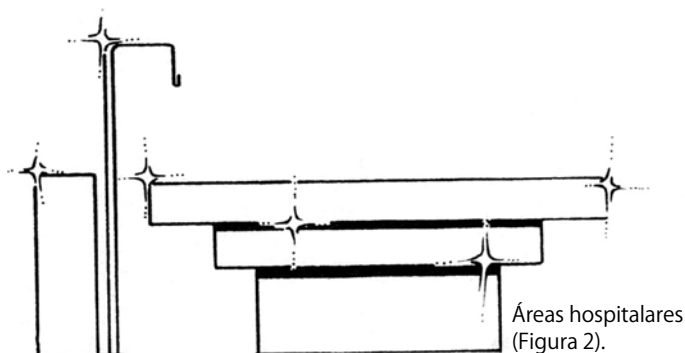
Fatores extrínsecos

Pacientes em Unidade de Terapia Intensiva (de adultos, pediátrica e neonatal), pacientes submetidos a cirurgias, pacientes submetidos a procedimentos diagnósticos ou terapêuticos como cateterismo vesical, traqueostomia, entubação endotraqueal, ventilação mecânica, cateterismo venoso central, e aqueles com internação superior a 7 dias, por se expor a mais fatores de risco, são mais suscetíveis de adquirir infecção hospitalar.

Taxas ideais

A depender na realidade e das características de cada hospital, as taxas de infecção poderão variar enormemente. Na verdade não existe infecção zero. Normalmente os hospitais que dizem não ter infecção, muitas vezes não encontram porque não sabem procurá-las. Aqui, o “quem procura, acha” é verdadeiro. O mais importante é comparar as taxas sequencialmente no mesmo hospital. A comparação entre hospitais demanda muito tempo em pesquisa de indicadores e apenas a metodologia NNISS (*National Nosocomial Infection Surveillance System*) até o momento é qualificada para fazer estas comparações. Hospitais menores, que não necessitem utilizar esta metodologia, não poderão comparar indicadores entre si. Segundo a Organização Mundial da Saúde a taxa média de 5% para hospitais gerais é uma meta. Entretanto, uma maternidade com taxas de 5% poderá denotar problemas graves de falta de controle de infecção, enquanto, um hospital geral com 5% estará muito bem, caso estes números sejam reais.

Classificação das áreas hospitalares



Com a finalidade de definir limpeza ou limpeza e desinfecção dos diferentes ambientes que compõem a planta física do hospital, classificam-se as áreas hospitalares segundo o potencial de transmissão de infecção (Tabela 7).

Tabela 7. *Classificação das áreas hospitalares.*

ÁREAS CRÍTICAS	ÁREAS SEMI-CRÍTICAS	ÁREAS NÃO CRÍTICAS
• Sala de cirurgia, sala de parto • Unidade de Terapia Intensiva • Unidades de isolamento • Salas de pequenas cirurgias • Unidades de transplante • Unidade de diálise • Neonatologia • Laboratórios • Banco de sangue • Laboratório de anatomia patológica • Endoscopia	• Enfermarias • Ambulatórios • Unidades de emergência • Pronto atendimento • Pronto socorro • Banheiros • Raio X • Tomografia • Sala de ecografia	• Almoxarifado • Escritórios • Salas de aula • Salas de reunião • Secretaria • Serviços administrativos

- Áreas **críticas** são aquelas onde há maior reunião de pacientes graves, maior número de procedimentos invasivos e, por consequência, maior risco de infecções.
- Áreas **semi-críticas** são áreas onde se encontram internados pacientes, mas com menor risco de infecções.
- Áreas **não críticas** são todas as áreas hospitalares onde não há risco de transmissão de infecções.

Áreas críticas necessitam limpeza e desinfecção diárias; outras áreas necessitam de limpeza diária e desinfecção apenas após contaminação.

Classificação dos artigos hospitalares

Com a finalidade de definir limpeza, desinfecção ou esterilização de artigos, classificam-se os artigos hospitalares em artigos críticos, semi-críticos e não críticos (Tabela 8).

- Artigos **críticos** são aqueles que entram em contato com tecidos estéreis e portanto devem estar livres de todo tipo de microrganismos, portanto, esterilizados.
- Artigos **semi-críticos** entram em contato com mucosa íntegra e por isso devem estar desinfetados; os esporos aqui não causam infecções, portanto, não há necessidade de esterilização.
- Artigos **não críticos** são aqueles que entram em contato com a pele íntegra ou mesmo nem entram em contato com o paciente. Necessitam apenas limpeza e desinfecção apenas após contaminação.

Tabela 8. Classificação dos artigos hospitalares.

ARTIGOS CRÍTICOS	ARTIGOS SEMI-CRÍTICOS	ARTIGOS NÃO CRÍTICOS
• Bisturi • Pinça de Koch • Backhaus • Afastador cirúrgico • Agulhas • Placa e parafuso • Broca cirúrgica	• Máscara de nebulização • Tubo de entubação endotraqueal • Cateter vesical • Respiradores • Névoas • Tubo de látex • CPAP	• Estetoscópio • Esfigmomanômetro • Termômetro • Cama • Travesseiro • Mesa auxiliar • Fita métrica na Pediatria

Classificação dos procedimentos hospitalares

Todo procedimento deve ser classificado de acordo com seu potencial de contaminação, antes e após a sua execução; alguns procedimentos que eram limpos,

pode ter-se tornado contaminados durante a sua realização e isto pode modificar a taxa de infecção relacionada ao procedimento ou pode ter evidenciado uma infecção, não diagnosticada antes da sua realização. O ideal é que esta classificação apareça no aviso de cirurgia e no livro de registros de cirurgias.

12. Controle de multirresistentes

Origem dos germes multirresistentes

O principal fator para desencadear o aparecimento de germes multirresistentes é o uso dos antimicrobianos. A bactéria, por si só, não tem como discernir se o uso é adequado ou não. O que ela faz é se defender da extinção, criando mecanismos diversos para a sua sobrevivência. Hoje nos hospitais, se usa antibióticos demais. Os livros ensinam como começar o tratamento, mas há muito pouco escrito sobre como ou quando parar. Assim, considero o tratamento a ciência, mas a suspensão do tratamento, a arte em infectologia. E como ensinar a arte?

Ao analisar os resultados de culturas de pacientes deve-se observar com atenção algumas bactérias multirresistentes (Tabela 9).

MRSA

MRSA é a abreviatura de estafilococos resistentes à meticilina ou, no Brasil, oxacilina. É consenso que se deve isolar pacientes portadores ou colonizados com MRSA. Já se discute muito sobre a descolonização dos portadores com banhos diários de clorexidina degermante e descolonização nasal com mupirocin (Bactroban®). Há

ainda o problema de fornecimento; no Brasil não há mupirocin apropriado para uso em mucosas, mas apenas a pomada de uso dermatológico. Não se sabe se a eficiência dos dois é a mesma, além do custo de ambos. Mas medidas simples de controle poderão ser adotadas por todos, como a higiene das mãos antes e após entrar na unidade onde está o paciente isolado, o uso de luvas no contato direto com o paciente e mais uma vez a higiene das mãos após retirar as luvas (tríplice higiene das mãos). O uso de avental de contato também é bastante importante e que seja exclusivo para cada paciente. Máscaras serão necessárias se o paciente tossir ou for aspirado e a secreção traqueal for positiva para MRSA. É necessário fazer a desinfecção do ambiente conforme a rotina do hospital. O transporte deve ser comunicado do estado de portador de germe multi-resistente e as medidas necessárias devem ser tomadas (Tabela 10).

Tabela 9. **Germes multirresistentes.**

BACTÉRIA	RESISTÊNCIA	TRATAMENTO
<i>S. aureus</i>	• Oxacilina	• Vancomicina
Enpc (unidade oncológica)	• Oxacilina	• Vancomicina
<i>P. aeruginosa</i>	• Amicacina • Gentamicina • Ceftazidima • Quinolonas	• Imipenem, • Meropenem
<i>K. pneumoniae</i>	• Amicacina • Ceftazidima	• Imipenem, • Meropenem
<i>Enterococcus</i>	• Ampicilina • Amicacina • Gentamicina	• Vancomicina • Linesolida

(continua)

<i>Enterobacter</i>	• Amicacina • Gentamicina • Ceftazidima	• Imipenem, • Meropenem
<i>Acinetobacter</i>	• Amicacina • Gentamicina • Ceftazidima	• Imipenem, • Meropenem
<i>S. pneumoniae</i>	• Penicilina • Oxacilina	• Cefalosporina de 3ª. Geração
Outros BGN	• Amicacina • Gentamicina • Ceftazidima	• Imipenem, • Meropenem
Pneumococo	• Penicilina	• Vancomicina

Tabela 10. Medidas para controle de MRSA.

MEDIDAS RECOMENDADAS	MEDIDAS DISCUTÍVEIS
• Higiene das mãos • Tríplex higiene das mãos • Luvas no contato direto • Quarto individual se possível • Avental exclusivo no contato direto • Máscaras se houver respingos • Desinfecção diária e terminal do quarto	• Banho diário com clorexidina • Descolonização com mupirocin • Vancomicina não descoloniza o portador

VRSA

Além dos MRSA já foram descritos estafilococos resistentes aos glicopeptídeos, vancomicina e teicoplanina. São então chamados VRSA (*Staphylococcus aureus* Resistente a Vancomicina) e é preciso testar a sensibilidade aos demais antibióticos para o tratamento. São sensíveis às estreptograminas ou às oxazolidinonas. A dificuldade desses tratamentos ainda é o custo e a falta de disponibilidade de formas orais, ainda só disponível no Linesolide.

ERV (ou VRE)

Esta é a abreviatura de Enterococos Resistentes a Vancomicina. São bactérias que surgem durante um tratamento ou que se disseminam em hospitais, induzidas pelo uso de vancomicina por tempo prolongado. Cepas de ERV já têm sido descritos no Brasil e a atenção devida deve ser dada aos laboratórios de microbiologia/ bacteriologia no sentido de não menosprezar resultados presumidos de resistência. Como eles surgiram pelo uso abusivo de vancomicina, os CDC dos Estados Unidos definiram critérios para o bom uso de vancomicina (CDC, 1995). São considerados resistentes os enterococos resistentes a ampicilina, gentamicina ou a vancomicina.

ESBL

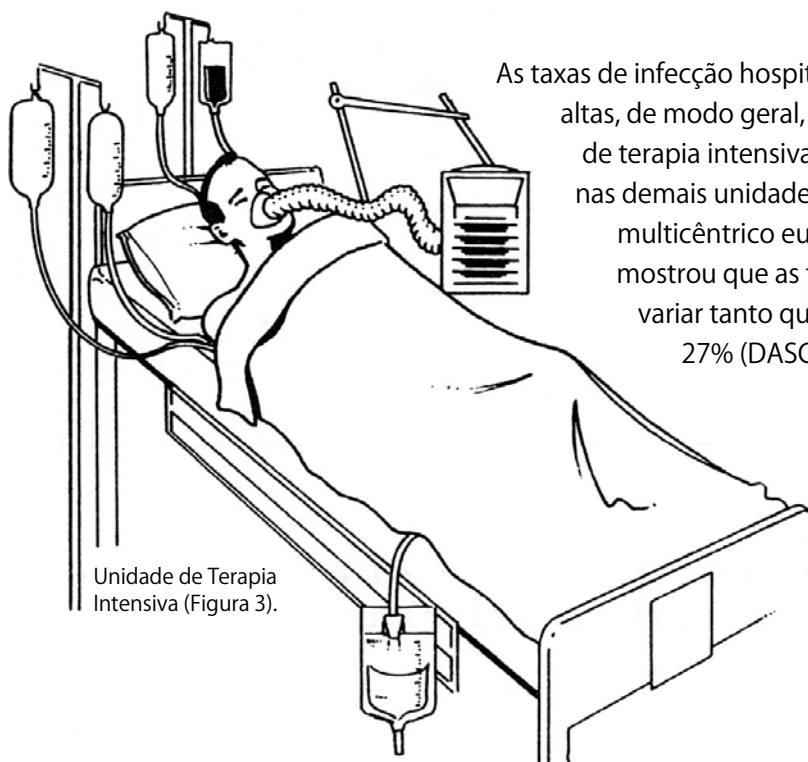
A sigla ESBL significa gram-negativos com resistência a Beta-Lactamases de Espectro Estendido (ou, *Extended Spectrum Beta-Lactamases*). ESBL são enzimas que apresentam resistência a cefalosporinas de terceira geração de espectro estendido (ceftriaxona, cefotaxima, ceftazidima) e a aztreonam, um monobactâmico; não apresentam, entretanto, resistência às cefamicinas (cefotaxina) e nem aos carbapenêmicos (imipenem, meropenem). A característica dessas cepas é que podem apresentar sensibilidade in vitro a alguns antibióticos, mas in vivo não respondem, necessitando-se usar carbapenêmicos quase sempre.

Acinetobacter pan-resistente

Pelo uso amplo de antimicrobianos (friso novamente, adequado ou não) surgem germes multi-resistentes e quando são resistentes a todos os antimicrobianos disponíveis, chamamos de pan-resistentes. O germe pan-resistente mais freqüente-

mente encontrado atualmente nos hospitais é *Acinetobacter*. Por ser um coco-bacilo curto, confunde-se com cocos e pode-se confundir com neissérias, mudando completamente o tratamento. Por ser não-fermentador, não é todo laboratório de microbiologia que pode identificá-lo, às vezes chamados de apenas não-fermentadores. É importante verificar se o laboratório de microbiologia tem condições de identificá-lo; o não achado deste germe pode ser apenas uma questão de procura adequada. Nestes casos, como não há tratamento, é muito importante adotar medidas de precaução e isolamento para evitar a sua disseminação. A desinfecção de ambiente nestes casos é imperativa.

13. Controle de infecção em terapia intensiva



As taxas de infecção hospitalar são mais altas, de modo geral, em unidades de terapia intensiva (UTI) do que nas demais unidades. Um estudo multicêntrico europeu antigo mostrou que as taxas podiam variar tanto quanto de 3% a 27% (DASCHNER, 1985).

Unidade de Terapia Intensiva (Figura 3).

Muitos são os fatores que predispõem a infecção nestas unidades. Alguns são intrínsecos ao próprio paciente e suas co-morbidades e não podem ser prevenidos. Outros são extrínsecos e devem ser controlados (Tabela 11). Das duas formas, um consenso: é aí que as taxas de mortalidade são mais altas, principalmente relacionadas à pneumonia por ventilação mecânica (ATSD, 2005).

Tabela 11. **Fatores de risco para infecção hospitalar em UTI.**

FATORES INTRÍNSECOS	FATORES EXTRÍNSECOS
• Idade • Gravidade da doença de base • Tabagismo • Doença pulmonar prévia • Cardiopatia • Diabetes • Quimioterapia • Corticoterapia • Obesidade • Tempo de internação • Queimaduras • Trauma	• Antibioticoterapia • Entubação orotraqueal • Uso de respirador • Traqueostomia • Cateter venoso central • Cateterismo vesical • Dieta enteral • Dieta parenteral • Diálise peritoneal • Hemodiálise • Múltiplas cirurgias • Número de pessoal por paciente • Treinamento do pessoal • Profilaxia de úlcera de stress

Fatores de risco

Alguns fatores que predispõem a infecção hospitalar são inerentes ao próprio paciente e não podem ser modificados: a idade, por exemplo. Estes são chamados fatores intrínsecos. Outros fatores dependem por vezes da condição clínica do paciente que necessita medidas intervencionistas e agressivas para salvar sua vida; necessários, portanto, mas que podem predispor a riscos maiores de adquirir infecção.

Infecções mais comuns

O tipo de infecção hospitalar pode variar conforme a característica de cada unidade e não é possível compara taxas entre UTI de diferentes características ou diferentes metodologias de coleta de dados. UTI de queimados seguramente pode ter maior risco de infecção que as outras; UTI coronariana, via de regra, pode ter menos chance de infecção que as demais. UTI neonatal, pelo simples fator da idade e peso dos recém-nascidos, pode ter maior risco; UTI cirúrgica deverá ter outras características que uma UTI geral, e assim por diante. A incidência, portanto, varia entre os estudos por estas características que também variam conforme o local e no passar do tempo.

As infecções mais comuns em UTI são:

- ♦ Infecção urinária
- ♦ Septicemia
- ♦ Infecção de pele e tecido subcutâneo (tromboflebite)
- ♦ Pneumonia
- ♦ Infecção do trato respiratório superior
- ♦ Infecção cirúrgica
- ♦ Outras (meningite, peritonite, osteomielite, hepatite).

Resistência bacteriana

Uma vez que em terapia intensiva se encontram os pacientes mais graves, também é aí que se tratam mais pacientes. Com certeza também será ali que será ministrado mais antibiótico durante a hospitalização do que em qualquer outra unidade, levando à consequência do uso que é a resistência bacteriana, proporcional ao consumo.

Tipo de germe

Com relação ao agente, há variações no tempo e no espaço. Durante um surto, a prevalência de determinado agente se eleva. Com o tempo, na relação direta com o (bom ou mau) uso de antibióticos, a resistência aumenta de forma até bem calculada. Surto causado por *Klebsiella* são bem conhecidos em neonatologia e estão relacionados ao uso de cefalosporinas. Surto por *Pseudomonas* e *Serratia*

estão relacionados à qualidade da secagem do material de ventilação mecânica. Surtos desencadeados por *Staphylococcus aureus* se relacionam quase sempre à higiene das mãos da equipe. Os conhecidos surtos por *Acinetobacter*, já pan-resistentes, têm relação direta com o uso indiscriminado de antibióticos, podendo ser revertidos com a racionalização do uso. Ainda são pouco publicados os surtos causados pelo banho de leito; os banhos “úmidos” favorecem a proliferação bacteriana e disseminação de germes entéricos pela pele do paciente podendo levar a infecções pós-operatórias. Os fungos, tão incomuns, exceto em unidades de imunossuprimidos, já começam a despontar como germes freqüentes em terapia intensiva pelo uso prolongado de antibióticos, uso de cateteres, nutrição parenteral e cirurgias. *Enterococcus* pode ser o segundo germe causando infecção urinária depois de *Escherichia coli*, mesmo em terapia intensiva; a dificuldade é que eles só respondem a ampicilina/amoxicilina e estes não são antibióticos usados com freqüência em UTI. Se resistentes, respondem a vancomicina.

Principais medidas de controle

As principais medidas de controle são: higiene das mãos de toda a equipe, a disciplina de todos os funcionários e visitantes, técnicas de enfermagem apropriadas, pessoal especialmente treinado, medidas de precauções e isolamentos, relação satisfatória paciente-pessoal, pouco tempo de antibiótico profilático e terapêutico, pouca e breve duração de corpos estranhos, tais como cateter endovenoso (Tabela 12). Algumas medidas são consideradas inócuas ou não provadas para o controle de infecções: culturas de ambiente, culturas de rotina do pessoal, culturas de rotina do ar ambiente, nebulização de desinfetantes, luzes ultravioleta, coberturas de plástico para os sapatos, desinfecção de rotina do assoalho, desinfecção através de esteiras na entrada da UTI, troca de umidificadores e tubos a cada 8 horas, e profilaxia sistêmica de pneumonias.

Tabela 12. Métodos provados e não provados para controle de infecção em UTI.

MÉTODOS PROVADOS	MÉTODOS NÃO PROVADOS
• Higiene das mãos • Disciplina de todo o pessoal • Técnicas de enfermagem apropriadas • Equipe especialmente treinada • Isolamentos • Número apropriado de pessoal de enfermagem por paciente • Uso apropriado de antibióticos • Curto tempo de uso de corpos estranhos como dispositivos EV	• Culturas de vigilância do ambiente de rotina • Culturas de rotina do pessoal • Amostragem do ar de rotina • Aspersão de desinfetantes no ar • Luz ultra-violeta • Esteiras com desinfetantes na entrada da UTI • Troca de umidificadores e tubos a cada 8 horas • Profilaxia antimicrobiana sistemática contra pneumonia

(DASCHNER, 1986)

Com relação à praticidade para a higiene das mãos, deve haver:

- Pias de fácil acesso e em número suficiente
- Torneiras acionadas pelos punhos ou cotovelos (ou fotoelétricas acionadas pelos pés)
- Sabonete líquido disponível em todas as pias em porções descartáveis
- Dispensador de sabão de preferência acionado pelos punhos ou cotovelos
- Papel-toalha descartável absorvível em folhas facilmente destacáveis
- Abrir a torneira com a mão não dominante
- Fechar a torneira com o papel-toalha, caso seja acionada pelas mãos
- Dispensador de álcool a 70% ou álcool-gel ao lado do sabonete líquido
- Secar bem as mãos antes usar o álcool
- Cesto de lixo acionado pelos pés para colocar o papel-toalha
- Creme para as mãos.

É bastante freqüente que ao colocar em prática a higiene das mãos entre todos os pacientes, que os profissionais de saúde se queixem de ressecamento e rachaduras nas mãos; por isso é importante que também a instituição forneça o creme para as mãos para garantir a sua qualidade e isenção de germes.

O achado de secreção traqueal purulenta com isolamento de germes por vezes multi-resistentes, mas sem evidência radiológica de pneumonia não é indicação de antibioticoterapia. Também não há porque prolongar a antibioticoprofilaxia perioperatória se não houver sinais de pneumonia (BONTEN & WEINSTEIN, 2000).

Vestir avental de contato na entrada da UTI também não tem provado reduzir as taxas de infecção. Pode ser opção do hospital vestir aventais na UTI com o intuito de reduzir o número de visitantes; também para evitar a propagação de germes multi-resistentes, se for o caso, para fora do hospital.

Cobrir o local de punção de um cateter venoso central com curativos transparentes pode não ser uma boa medida de redução de infecções. Um estudo isolado revelou aumento de sepse estafilocócica com o uso deste dispositivo (KATCH & BAND, 1985).

Papel do ambiente nas infecções

Com o aparecimento de germes tão resistentes recentemente nas unidades de terapia intensiva, voltou-se a discutir o papel do ambiente e dos isolamentos de pacientes multi-colonizados para evitar a disseminação dessas cepas (Tabela 13). O bloqueio através de coorte de um paciente colonizado com multi-resistentes é recomendado e deve ser enfatizado e seguido por todos.

Tabela 13. Papel do ambiente em UTI.

IMPORTÂNCIA NA TRANSMISSÃO	O QUE
MUITO IMPORTANTE	Objetos não estéreis (instrumental) ou líquidos que entrem em contato com feridas, trato urinário, trato respiratório.
MENOS IMPORTANTE	Objetos contaminados que entrem em contato com áreas do corpo menos suscetíveis (frascos de urina).
SEM IMPORTÂNCIA	Fômites que quase não entram em contato com o paciente (pias, assoalho, mobiliário).

(DASCHNER et alii, 1982).

Revisão recente da literatura (DETTENKOFER et alii, 2004) demonstrou que o desenho arquitetônico de unidades de terapia intensiva e isolamentos não contribuiu com as taxas de infecção, mas o rigor da higiene das mãos do pessoal.

Profilaxia de úlcera de stress

A colonização faringiana retrógrada por patógenos originados do estômago representa um fator essencial na patogênese de pneumonia nosocomial em pacientes sob ventilação mecânica. Há uma forte correlação entre o pH do estômago e o crescimento bacteriano; bloqueadores de H₂ que alcalinizam o líquido gástrico aumentam o risco de pneumonia relacionada à ventilação mecânica nesses pacientes. Já o uso de sucralfato, não disponível no Brasil, não altera tanto o pH e predispõe a menos infecções.

Descontaminação digestiva seletiva

A descontaminação digestiva seletiva é o método mais frequentemente estudado para prevenção de infecção, mas ainda é controverso, a despeito de mais de

30 estudos prospectivos randomizados e seis meta-análises (DASCHNER & KAPPS-TEIN, 1988). A seleção de patógenos resistentes aos antibióticos usados ainda é a inconveniência mais importante.

✓ Check-list

- ✓ Higiene das mãos
- ✓ Busca ativa diária na UTI
- ✓ Controle de antimicrobianos diário feito por infectologista
- ✓ Definição de precauções e isolamentos
- ✓ Rotinas escritas
- ✓ Treinamentos registrados
- ✓ Orientação sobre separação do lixo.

14. Cuidados com imunossuprimidos

Preparo do quarto

- Limpeza do piso, soleira e esquadria das janelas, bem como da moldura da porta com água e sabão.
- Limpeza das superfícies de todo mobiliário presente.
- Restrição ao mínimo indispensável de móveis e equipamentos.

Paramentação da equipe

- Retirar o avental branco e colocar a máscara.
- Degermar as mãos com PVP-I degermante por 30 segundos.
- Lavar as mãos com água e sabão líquido por 30 segundos antecedendo os contatos subseqüentes com o paciente ou ainda o uso de álcool a 70% com glicerina, friccionando por 30 segundos, até secar.
- Colocar o avental de contágio de mangas longas, de preferência do tipo fechado na frente.
- Utilizar álcool a 70% gel ou glicerinado, para higiene das mãos quantas vezes se fizer necessário.
- Restrição do trânsito de pessoal no interior do quarto.
- Manter a porta fechada.
- Retirar o avental de contágio ao deixar o quarto, mantendo-o na ante-sala, em suporte próprio.
- Friccionar as mãos com álcool a 70% gel ou glicerinado por 30 segundos.

Cuidados da equipe

- Utilizar luvas para proteção quando do possível manuseio de matéria orgânica, seguindo as precauções universais.
- Remover a matéria orgânica com pano ou papel-toalha quando houver contaminação, descontaminando as superfícies utilizando hipoclorito de sódio a 1% por 5 minutos, seguindo-se de limpeza com água e sabão.
- Fornecimento de alimentos cozidos servidos em embalagens descartáveis, além de líquidos estéreis.
- Estas normas deverão ser seguidas por todos os profissionais que entrarem em contato com os pacientes submetidos a transplantes.

15. Culturas de ambiente e pessoal

Culturas do ar ou do ambiente não devem ser feitas de rotina. Apenas se houver suspeita de surto, durante uma investigação epidemiológica elas poderão ser realizadas, se indicado.

Placas de cultura abertas no ambiente ou em câmara de fluxo laminar não têm valor pela limitação do próprio método.

O simples movimento browniano das partículas no ar é responsável por uma variação de 1 a 1000 partículas por minuto.

Para uma mensuração efetiva do número de partículas no ar é necessário que se conheça:

- Volume de ar que passa pela superfície
- A velocidade do ar
- Tempo de exposição
- A medida da superfície que está em contato com o ar.
- O método das placas abertas em ar ambiente não dispõe de todas estas variáveis, o que o torna insuficiente para esta avaliação.

Culturas de ambiente necessárias

- Controle rotineiro da desinfecção de respiradores e nebulizadores após a desinfecção química.
- Controle da desinfecção de endoscópios (na suspeita de surtos).

Culturas de ambiente desnecessárias

- Culturas por placas para determinar a limpeza das enfermarias ou salas no centro cirúrgico.
- Determinação rotineira da quantidade de bactérias no ar, especialmente centro cirúrgico e UTI.
- Prova de esterilidade de produtos estéreis.
- Culturas por placas de paredes, leitos, mesas de cabeceira.

Culturas de pessoal

A cultura de rotina de pessoal não é recomendada. Recomenda-se a investigação de pessoal apenas quando há suspeita de surtos. O recomendado seria que se fizesse a identificação de sorotipos de enterobactérias, salmonela, estreptococos, fagotipos de *S. aureus*, *P. aeruginosa* e outros.

Culturas de soluções suspeitas de contaminação

Os líquidos endovenosos suspeitos de contaminação podem ser cultivados de diferentes maneiras. O líquido deve ser inoculado em dois frascos de hemocultura (10 ml cada), ventilados depois da inoculação. Incubar um frasco a 35°C e o outro a 22°C.

Utiliza-se um procedimento semi-quantitativo para estimar o nível de contaminação do líquido através da retirada de quantidades do líquido através de alça calibrada, inoculando-o em ágar nutriente ou ágar-sangue. Uma placa deve ser incubada a 35°C e a outra a 22°C. Os resultados são dados como número de colônias por ml de líquido. Para uma dosagem quantitativa são necessários filtros milipore para filtração da solução.

Em caso de outras soluções, medicamentos ou soluções adicionadas pode haver pequenos volumes presentes; assim, deve-se adicionar quantidades iguais em volume de meio BHI (*Brain Heart Infusion*) enriquecido com 0,5% de beef extract e incubado a 35°C. Frascos vazios podem ser cultivados pela adição de pequenos volumes de meio. A técnica asséptica neste caso é importante para evitar contaminação secundária.

16. Curativos

Curativos limpos

1. Lavar as mãos.
2. Reunir o material necessário:
 - Luvas plásticas
 - Solução fisiológica (ampola)
 - Algodão com álcool 70%
 - Cuba-rim
 - Pacote de curativo
3. Explicar o que vai ser feito.
4. Anti-sepsia das mãos com álcool gel a 70%.
5. Remover a cobertura e desprezar na cuba-rim, junto com as luvas.
6. Abrir o pacote de curativo.
7. Limpar a incisão com gaze e soro fisiológico.
8. Secar.
9. Cobrir com outra gaze caso haja necessidade, fixando.
10. Após 24 horas da cirurgia não há necessidade de manutenção da cobertura.

Curativos contaminados

1. Lavar as mãos.
2. Reunir o material necessário:
 - Luvas plásticas
 - Solução fisiológica (ampola)
 - Algodão com álcool 70%
 - Cuba-rim
 - PVP-I
 - Pacote de curativo
3. Explicar o que vai ser feito.
4. Anti-sepsia das mãos com álcool gel a 70%.
5. Remover a cobertura com luvas.
6. Desprezar na cuba-rim, junto com as luvas.
7. Abrir o pacote de curativo.
8. Limpar a incisão com gaze e PVP-I.
9. Secar.
10. Cobrir com outra gaze se ainda houver secreção, fixando.
11. Anotar no prontuário o aspecto da ferida e quem realizou o curativo.

Curativo cirúrgico

Seguir sempre a orientação do cirurgião para a rotina dos curativos.

1. Separar o material: pacote de curativo estéril contendo 3 pinças e 5 cotonetes, 2 pacotes de gaze estéril, 1 ampola de soro fisiológico a 0,9%, 1 frasco de PVP-I, fita adesiva, cuba-rim e/ou plástico para descarte do curativo.
2. Checar a validade da esterilização do material; pacote úmido deverá ser rejeitado.
3. Higiene das mãos com água e sabonete líquido; secar; fazer a anti-sepsia com álcool a 70%, friccionando até secar.

4. Abrir o pacote de curativos posicionando as pinças com os cabos para fora do campo.
5. Abrir os pacotes de gaze e os cotonetes sobre o campo estéril.
6. Remover a cobertura existente com as mãos e/ou pinças, descartando-a no saco plástico de lixo.
7. Se a fita adesiva estiver colando, removê-la com éter.
8. Com as pinças, formar um boneco de gaze, embebendo-o com soro fisiológico para limpeza da incisão cirúrgica com movimentos centrífugos. Secar com novo chumaço de gaze.
9. Nova gaze com soro fisiológico para limpeza da incisão; secar.
10. Havendo secreção na incisão, repetir a limpeza com PVP-I; secar com novo chumaço de gaze.
11. Proteger a incisão com gaze e fixar as gazes com fita adesiva.
12. Havendo suspeita de infecção da incisão, colher material para cultura.
13. Anotar no curativo a data da cirurgia (DCIR) e a data do curativo (DC), bem como o nome de quem o realizou.
14. Recolher o material.
15. Lavar novamente as mãos como no início.
16. Observar se há dor local, hiperemia, secreções (descrever o aspecto) ou sangramento.
17. Anotar no prontuário as alterações observadas.

OBS: Curativos com secreção ou sangramento deverão ser feitos com luvas.

Curativo em cateter venoso central

Olhar criticamente todos os dias a necessidade de manutenção do acesso central; lembrar que a permanência do cateter venoso central implica em risco de infecção de 0,5% a 1% por dia de permanência; cada dia a mais, significa um risco de infecção e mesmo sepsis.

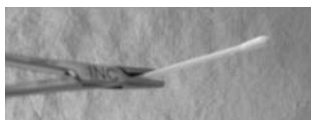
1. Separar o material: pacote de curativo estéril contendo 3 pinças e 5 cotonetes, 2 pacotes de gaze estéril, 1 ampola de soro fisiológico a 0,9%, 1 frasco de PVP-I, fita adesiva, cuba-rim e/ou plástico para descarte do curativo.
2. Checar a validade da esterilização do material; pacote úmido deverá ser rejeitado.
3. Higiene das mãos com água e sabonete líquido; secar; fazer a anti-sepsia com álcool a 70%, friccionando até secar.
4. Abrir o pacote de curativos posicionando as pinças (Figura 4) com os cabos para fora do campo.
5. Abrir os pacotes de gaze e os cotonetes sobre o campo estéril.
6. Remover a cobertura existente com as mãos e/ou pinças, descartando-a no saco plástico de lixo.
7. Se a fita adesiva estiver colando, removê-la com éter.
8. Pegar o cotonete no meio com a mão ou pinça (Figura 5), embeber com soro fisiológico e limpar o orifício da inserção do cateter com movimentos centrífugos. O cotonete permite movimentos mais precisos do que a gaze em torno do orifício de inserção. Desprezar o cotonete no saco de lixo. Com outro cotonete, secar.
9. Embeber um novo cotonete com PVP-I e repetir os movimentos anteriores em torno do orifício de inserção do cateter. Desprezar. Com outro cotonete, secar.
10. Com as pinças, formar um boneco de gaze (Figura 6), embebendo-o com soro fisiológico para limpeza dos pontos de fixação e placa de fixação do cateter. Secar com novo chumaço de gaze.
11. Embeber o chumaço com PVP-I e repetir os movimentos anteriores nos pontos e placa de fixação; secar com novo chumaço de gaze.
12. Proteger o orifício de inserção do cateter com uma gaze por baixo e outra cortada ao meio (Figura 7) para fazer um “laço” ao redor do cateter. Colocar outra gaze sobre as anteriores.
13. Fixar as gazes com fita adesiva.

14. Após 24 horas da inserção, não havendo sangramento nem secreções, poderá ser utilizada a proteção com curativo plástico transparente sem a gaze.
15. Anotar no curativo a data de inserção do cateter (DIC) e a data do Curativo (DC), bem como o nome de quem o realizou.
16. Recolher o material.
17. Lavar novamente as mãos como no início.
18. Inspeccionar e palpar diariamente o local da inserção do cateter para observação de dor local, hiperemia, secreções (descrever o aspecto) ou sangramento.
19. Anotar no prontuário as alterações observadas.

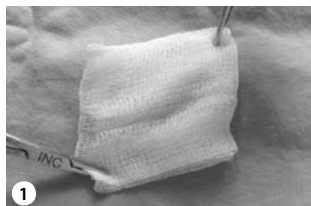
OBS: Curativos com secreção ou sangramento deverão ser feitos com luvas.



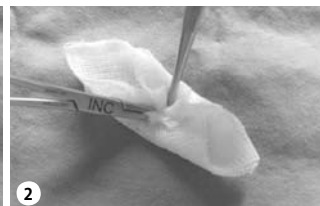
Curativo com três pinças.
(Figura 4).



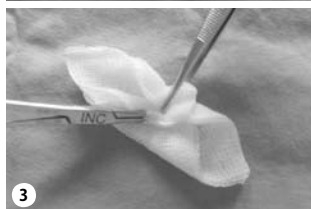
Cotonete para curativo de
cateter (Figura 5).



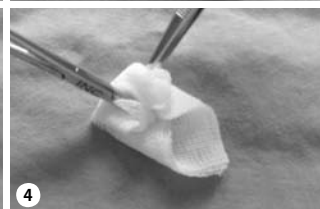
1



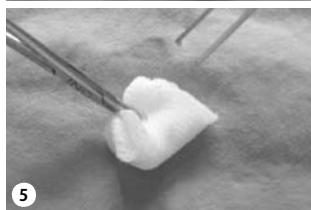
2



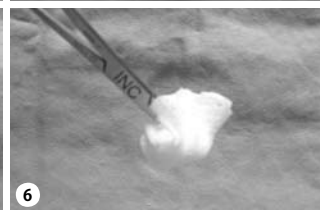
3



4



5



6

Fazendo um boneco de gaze (Figura 6).



1



2



3

Curativo em "V" (Figura 7).

Curativo em cateterismo umbilical

A técnica será realizada preferentemente em centro cirúrgico, sempre que possível. Não há indicação de antibioticoprofilaxia.

1. Preparar a mesa aquecida para colocar o bebê.
2. Imobilizar o bebê para evitar a contaminação durante o procedimento.
3. Friccionar clorexidina degermante (PVP-I é contra-indicado em recém-nascidos) na região umbilical por 3 a 5 minutos. Cuidar para não escorrer a clorexidina porque ela pode manchar a roupa de cama (se for lavado com cloro).
4. Remover o excesso de espuma com gaze seca; por último com gaze umedecida com soro fisiológico ou água destilada, e secar com compressa estéril.
5. Paramentação cirúrgica (gorro, máscara, avental estéril) e preparo cirúrgico das mãos por 5 minutos; usar luvas estéreis.
6. Na área peri-umbilical já limpa e seca previamente, friccionar álcool a 70% ou clorexidina alcoólica a 0,5% por 1 minuto; remover o excesso para não causar queimaduras.
7. Colocar os campos estéreis, fenestrado e campos duplos.
8. Realizar o cateterismo, mantendo técnica asséptica.
9. Trocar as luvas após a secção do cordão umbilical.

Curativo em dreno abdominal

Embora o dreno seja um local onde pode haver secreções, não deverá haver hiperemia do orifício de saída do dreno. Analisar diariamente o local para a presença de secreções e hiperemia local.

1. Separar o material: pacote de curativo estéril contendo 2 pinças e tesoura, 2 pacotes de gaze estéril, 1 ampola de soro fisiológico a 0,9%, 1 frasco de PVP-I, fita adesiva, cuba-rim e/ou plástico para descarte do curativo.
2. Checar a validade da esterilização do material; pacote úmido deverá ser rejeitado.

3. Higiene das mãos com água e sabonete líquido; secar; fazer a anti-sepsia com álcool a 70%, friccionando até secar.
4. Abrir o pacote de curativos posicionando as pinças (Figura 4) com os cabos para fora do campo.
5. Abrir os pacotes de gaze sobre o campo estéril.
6. Remover a cobertura existente com as mãos e/ou pinças, descartando-a no saco plástico de lixo.
7. Nunca re-introduzir o dreno, por falta de assepsia.
8. Com as pinças, formar um boneco de gaze (Figura 6), embebendo-o com soro fisiológico para limpeza do orifício do dreno com movimentos centrífugos. Secar com novo chumaço de gaze.
9. Nova gaze com soro fisiológico para limpeza do dreno; secar.
10. Havendo secreção no orifício, repetir a limpeza com PVP-I; secar com novo chumaço de gaze.
11. Tracionar o dreno diariamente, conforme orientação do cirurgião responsável. Cortar o excedente do dreno com tesoura estéril
12. Proteger o orifício de inserção do dreno com gaze e fixar as gazes com fita adesiva.
13. Havendo suspeita de infecção do orifício de saída do dreno, colher material para cultura.
14. Anotar no curativo a data de inserção do dreno (DID) e a data do curativo (DC), bem como o nome de quem o realizou.
15. Recolher o material.
16. Lavar novamente as mãos como no início.
17. Anotar no prontuário o aspecto do orifício de saída do dreno e das secreções, se houver.

OBS: Curativos com secreção ou sangramento deverão ser feitos com luvas.

Curativo em dreno torácico

Embora o dreno seja um local onde pode haver secreções, não deverá haver hiperemia do orifício de saída do dreno. Analisar diariamente o local para a presença de secreções e hiperemia local. Como o dreno torácico está sob selo água para evitar pneumotórax, tomar extremo cuidado para não abrir o circuito durante o curativo.

1. Separar o material: pacote de curativo estéril contendo 2 pinças, 2 pacotes de gaze estéril, 1 ampola de soro fisiológico a 0,9%, 1 frasco de PVP-I, fita adesiva, cuba-rim e/ou plástico para descarte do curativo.
2. Checar a validade da esterilização do material; pacote úmido deverá ser rejeitado.
3. Higiene das mãos com água e sabonete líquido; secar; fazer a anti-sepsia com álcool a 70%, friccionando até secar.
4. Abrir o pacote de curativos posicionando as pinças (Figura 4) com os cabos para fora do campo.
5. Abrir os pacotes de gaze sobre o campo estéril.
6. Remover a cobertura existente com as mãos e/ou pinças, descartando-a no saco plástico de lixo.
7. Nunca re-introduzir o dreno por falta de assepsia nem manipular o circuito para evitar pneumotórax.
8. Com as pinças, formar um boneco de gaze (Figura 6), embebendo-o com soro fisiológico para limpeza do orifício do dreno com movimentos centrífugos. Secar com novo chumaço de gaze.
9. Nova gaze com soro fisiológico para limpeza do dreno; secar.
10. Havendo secreção no orifício, repetir a limpeza com PVP-I; secar com novo chumaço de gaze.
11. Não tracionar o dreno durante o curativo; a remoção só será feita pelo cirurgião responsável porque há risco de entrada de ar e pneumotórax.
12. Proteger o orifício de inserção do dreno com gaze e fixar as gazes com fita adesiva, nesse caso esparadrapo, de maneira a impedir a entrada de ar.

13. Havendo suspeita de infecção do orifício de saída do dreno, colher material para cultura.
14. Anotar no curativo a data de inserção do dreno (DID) e a data do curativo (DC), bem como o nome de quem o realizou.
15. Recolher o material.
16. Lavar novamente as mãos como no início.
17. Anotar no prontuário o aspecto do orifício de saída do dreno e das secreções, se houver.

OBS: Curativos com secreção ou sangramento deverão ser feitos com luvas.

Curativo e manuseio em DVE e semelhantes

Somente pessoal treinado poderá manusear a Derivação Ventricular Externa (DVE).

1. Reunir o material necessário:
 - Luvas estéreis.
 - Gaze estéril embebida em álcool a 70% (para anti-sepsia da conexão/hub).
 - Frasco estéril para coleta de líquido.
2. Afastar o capacete do hub.
3. Higiene das mãos com álcool a 70% ou água e sabonete líquido.
4. Calçar as luvas estéreis com técnica asséptica.
5. Fazer a anti-sepsia da conexão/hub com álcool a 70% friccionando por 30 segundos até secar.
6. Drenar a quantidade necessária ou colher 5 ml para exame em frasco estéril.
7. Coletar líquido para rotina laboratorial no 5.º dia e depois a cada 2 dias, ou se suspeito de infecção:
 - Bacterioscopia Gram, Ziehl e tinta da China para fungos, se for o caso.
 - Cultura e antibiograma.
 - Contagem de células (total e específica).
 - Dosagem de proteínas.
 - Dosagem de lactato.
 - Dosagem de glicose no líquido.
 - Glicemia no sangue.

8. Suspeita-se de infecção se:

- Células > 500.
- Proteínas > 300 mg% ou 1,5 mg% para cada 1000 hemáceas/mm³.
- 1 leucócito para 700 hemáceas/mm³ (acidente de punção; repuncionar em 72 horas).
- Lactato aumentado.

9. Usar técnica no touch para o curativo da inserção da DVE na pele.

10. Retirar as luvas e proceder a higiene das mãos com álcool a 70% ou água e sabonete líquido.

Flebotomia

Flebotomia é a última opção de acesso venoso e não deverá ser realizada, salvo em caso de risco de vida, onde outro acesso não foi obtido. Há um risco muito grande de infecção nos acessos venosos que envolvam corte da pele. Logo que possível deverão ser substituídas por outro acesso.

- 1.** Separar o material: pacote de curativo estéril contendo 2 pinças, 2 pacotes de gaze estéril, 1 ampola de soro fisiológico a 0,9%, 1 frasco de PVP-I, fita adesiva, cuba-rim e/ou plástico para descarte do curativo.
- 2.** Checar a validade da esterilização do material; pacote úmido deverá ser rejeitado.
- 3.** Higiene das mãos com água e sabonete líquido; secar; fazer a anti-sepsia com álcool a 70%, friccionando até secar.
- 4.** Abrir o pacote de curativos posicionando as pinças (Figura 4) com os cabos para fora do campo.
- 5.** Abrir os pacotes de gaze sobre o campo estéril.
- 6.** Remover a cobertura existente com as mãos e/ou pinças, descartando-a no saco plástico de lixo.
- 7.** Com as pinças, formar um boneco de gaze (Figura 6), embebendo-o com soro fisiológico para limpeza do orifício com movimentos centrífugos. Secar com novo chumaço de gaze.

8. Nova gaze com soro fisiológico para limpeza do cateter; secar.
9. Havendo secreção no orifício, repetir a limpeza com PVP-I; secar com novo chumaço de gaze.
10. Não tracionar nem re-introduzir o cateter durante o curativo; a remoção só será feita quando outro acesso estiver garantido.
11. Proteger o orifício de inserção do cateter com gaze e fixar as gazes com fita adesiva.
12. Havendo suspeita de infecção do orifício de saída do cateter, colher material para cultura.
13. Anotar no curativo a data de inserção do cateter (DIC) e a data do curativo (DC), bem como o nome de quem o realizou.
14. Recolher o material.
15. Lavar novamente as mãos como no início.
16. Anotar no prontuário o aspecto do orifício de saída do cateter e das secreções, se houver.

OBS: Curativos com secreção ou sangramento deverão ser feitos com luvas.

Curativo em traqueostomia

Embora a traqueostomia seja um local onde pode haver secreções, não deverá haver hiperemia do óstio. Analisar diariamente o local para a presença de secreções e hiperemia local.

1. Separar o material: pacote de curativo estéril contendo 2 pinças, 2 pacotes de gaze estéril, 1 ampola de soro fisiológico a 0,9%, 1 frasco de PVP-I, fita adesiva, cuba-rim e/ou plástico para descarte do curativo.
2. Checar a validade da esterilização do material; pacote úmido deverá ser rejeitado.
3. Higiene das mãos com água e sabonete líquido; secar; fazer a anti-sepsia com álcool a 70%, friccionando até secar.
4. Abrir o pacote de curativos posicionando as pinças (Figura 4) com os cabos para fora do campo.

5. Abrir os pacotes de gaze sobre o campo estéril.
6. Remover a cobertura existente com as mãos e/ou pinças, descartando-a no saco plástico de lixo.
7. Com as pinças, formar um boneco de gaze (Figura 6), embebendo-s com soro fisiológico para limpeza do óstio com movimentos centrífugos. Secar com novo chumaço de gaze.
8. Nova gaze com soro fisiológico para limpeza da cânula de traqueostomia; secar.
9. Havendo secreção no óstio, repetir a limpeza com PVP-I; secar com novo chumaço de gaze.
10. Proteger o orifício de inserção da cânula com gaze e fixar as gazes com fita adesiva.
11. Trocar o cadarço a cada 7 dias e se necessário, mantendo a cânula fixa por um auxiliar.
12. Havendo suspeita de infecção do óstio, colher material para cultura.
13. Anotar no curativo a data de realização da traqueostomia (DT) e a data do curativo (DC), bem como o nome de quem o realizou.
14. Recolher o material.
15. Lavar novamente as mãos como no início.
16. Anotar no prontuário o aspecto do óstio e das secreções, se houver.

OBS: Curativos com secreção ou sangramento deverão ser feitos com luvas.

17. Desinfecção

Definição

A desinfecção consiste na destruição de quase todas as formas de vida microbiana, à exceção dos esporos. Pode ser obtida através de temperatura, produtos químicos ou físicos.

Desinfecção de ambientes

A desinfecção de ambientes não é mais requerida de rotina em hospitais já há bastante tempo. Atualmente recomenda-se apenas desinfecção após contaminação com matéria orgânica e desinfecção de rotina apenas em unidades de risco:

- ♦ Centro cirúrgico
- ♦ Centro obstétrico
- ♦ Centro de material
- ♦ Unidades de diálise
- ♦ Unidades de isolamento.

Para a atuação do desinfetante, é necessário primeiro remover toda a matéria orgânica, limpar o local com água e sabão, secando, e depois aplicar o desinfetante, conforme rotina do hospital. A maioria dos desinfetantes não atua sobre matéria orgânica.

Desinfecção de instrumentais

Somente será desinfetado o instrumental que não possa ser esterilizado em autoclave. Mas primeiramente deverá estar limpo antes de entrar em contato com o desinfetante.

Desinfecção de materiais

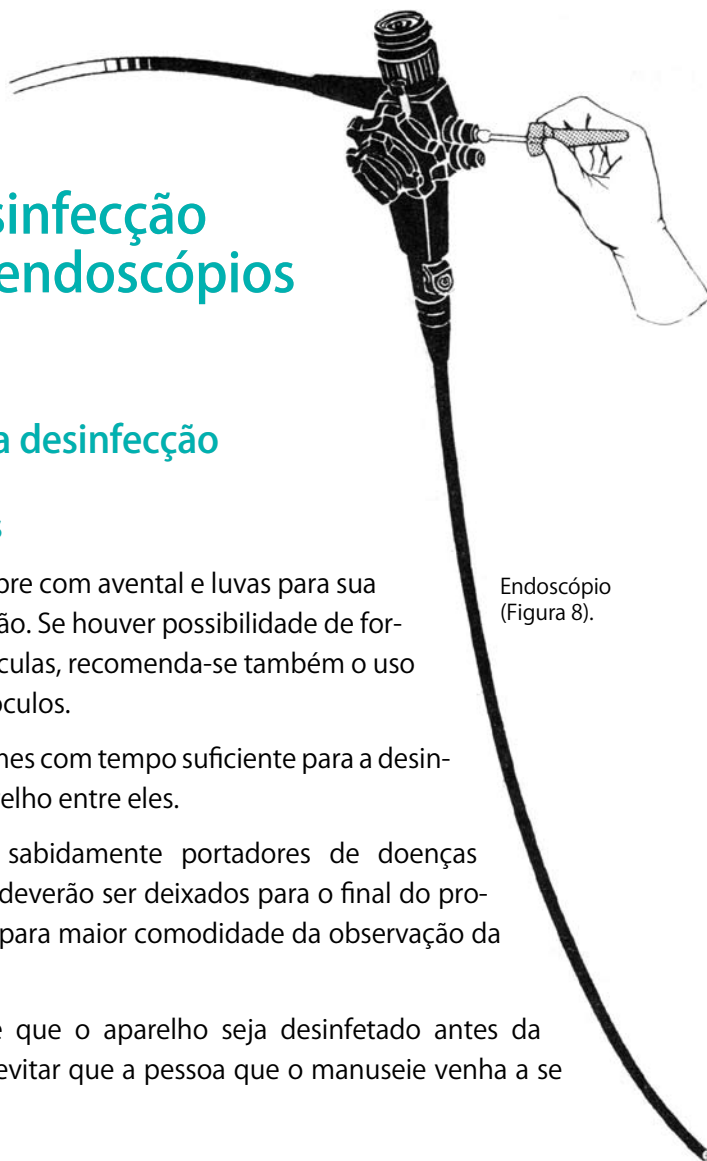
Para a desinfecção dos materiais é importante que eles estejam primeiramente limpos. Não há desinfecção que ocorra sobre material sujo. Portanto, a limpeza está em primeiro lugar. Após limpo, o material deverá ser secado e só então colocado em contato com o desinfetante, conforme recomendado pelo fabricante.

18. Desinfecção de endoscópios

Normas para desinfecção

Normas gerais

- Trabalhar sempre com avental e luvas para sua própria proteção. Se houver possibilidade de formação de gotículas, recomenda-se também o uso de máscara e óculos.
- Marcar os exames com tempo suficiente para a desinfecção do aparelho entre eles.
- Os pacientes sabidamente portadores de doenças transmissíveis deverão ser deixados para o final do programa do dia, para maior comodidade da observação da desinfecção.
- Recomenda-se que o aparelho seja desinfetado antes da limpeza, para evitar que a pessoa que o manuseie venha a se contaminar.



Endoscópio
(Figura 8).

Normas específicas

- Imergir o aparelho (exceto a parte óptica, se for o caso) em recipiente com água e sabão.
- Desmontar o aparelho e lavá-lo interna e externamente com água e sabão. Limpar a parte interna dos tubos com escova própria.
- Enxaguar em água corrente. Secar rigorosamente. Usar ar comprimido para secar melhor. Resíduos de água poderão diluir progressivamente o desinfetante em uso.
- Proceder à desinfecção.

Desinfecção propriamente dita do aparelho

- Imergir o aparelho (exceto a parte óptica, se for o caso) em solução desinfetante.
- Manter uma seringa acoplada a cada canal, de modo a que o êmbolo tracionado evite cair o nível de desinfetante no interior, evitando a formação de bolhas de ar nos canais.
- Passado o tempo de desinfecção, retirar o aparelho da solução com luvas estéreis.
- Enxaguar abundantemente com água corrente por dentro e por fora
- Secar o aparelho com todo rigor, bem como os canais. Guardar em recipiente limpo e seco.

Parte óptica

- Remover os resíduos orgânicos com pano úmido ou papel-toalha.
- Friccionar álcool a 70% embebido em algodão ou pano seco por 30 segundos, até secar.
- Acondicionar em recipiente limpo e seco.

Materiais metálicos

- Ferver por 5-10 minutos entre os exames, secando-os com pano limpo. Ao final do turno, encaminhá-los para esterilização em autoclave.

Chupetas

- Lavar com água e sabão.
- Enxaguar e secar.
- Imergir em solução desinfetante pelo tempo recomendado.
- Secar e acondicionar as chupetas em recipiente limpo e seco.

Casos suspeitos ou confirmados de doenças transmissíveis, a saber:

Tuberculose, Hepatites, AIDS, Gastreenterites infecciosas

deverão ter o aparelho desinfetado antes de ser limpo para proteção do pessoal.

- Colocar em solução desinfetante pelo tempo recomendado antes de lavar (que deverá ser preparada à parte).
- Depois do tempo recomendado, desprezar a solução e lavar o material.
- Proceder à desinfecção como anteriormente.

Soluções

Vários são os produtos disponíveis e sempre surgem produtos novos no mercado. É importante checar se eles têm o registro no Ministério da Saúde/ANVISA e observar a validade e a diluição recomendada pelo fabricante. Os produtos de uso mais freqüentes estão listados abaixo na Tabela 14.

Tabela 14. **Produtos desinfetantes e suas finalidades.**

PRODUTO	CONCENTRAÇÃO	VALIDADE	OBSERVAÇÕES
Glutaraldeído	2%	14 dias (depois de ativado)	Desinfeta
	2%	30 dias (depois de ativado)	Menos indicado

(continua)

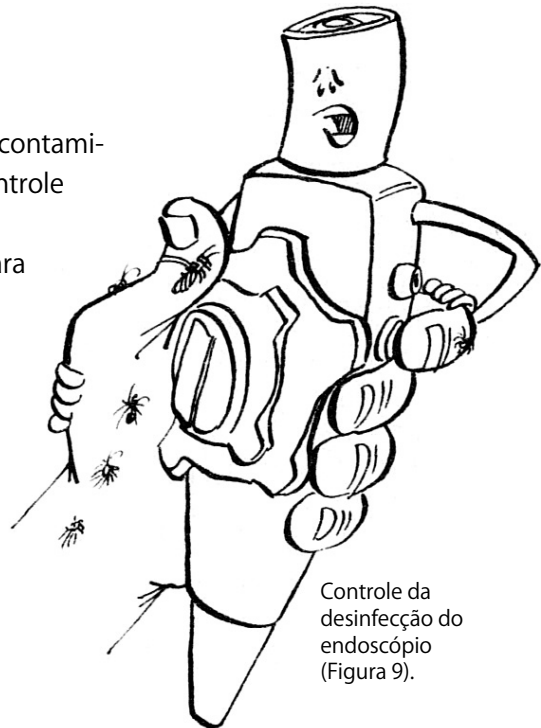
Peróxido de hidrogênio com ácido peracético	1% para artigos	24 horas na cuba em uso	Corrosivo para latão, bronze e cobre
	0,5% para superfícies	7 dias no frasco após diluição	
Monopersulfato de sódio	1%	7 dias	Limpa e desinfeta
Hipoclorito de sódio	0,5%	24 horas	Corrosivo em metais
	1%	24 horas	Para TB
Álcool	70%	Indefinida	Corrosivo

Controle bacteriológico

Routineiramente e sob suspeita de contaminação, é interessante realizar o controle bacteriológico da desinfecção dos endoscópios (Figura 9). Atentar para o efeito bactericida do próprio desinfetante, devendo ser adicionada uma solução anti-inibidora para cada tipo de desinfetante.

Material necessário

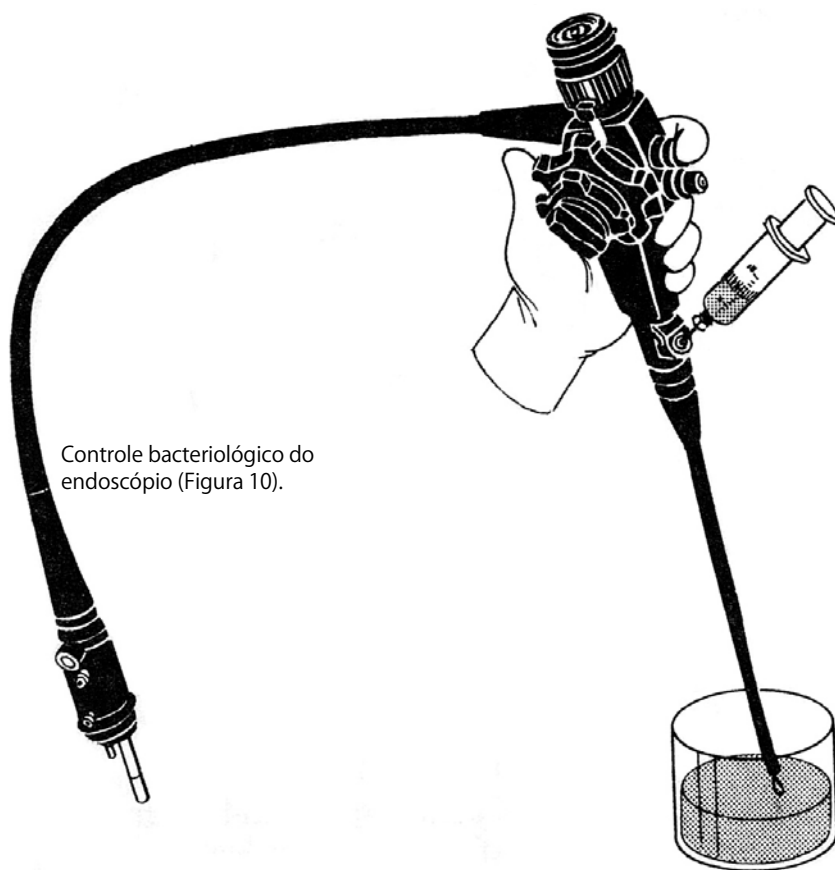
- 6 tubos de ensaio com tampa de rosca, contendo em cada um 10mL de caldo de cultura com anti-inibidor* ou solução fisiológica.



Controle da desinfecção do endoscópio (Figura 9).

- 3 seringas descartáveis de 10mL com agulha descartável.
- 4 swabs estéreis.
- 2 frascos de 50mL com tampa de rosca ou borracha estéreis.

*O caldo de cultura é o LETHHEN BROTH contendo 3 anti-inibidores: lecitina, Tween 80 e sulfito de sódio a 0,1%.



Procedimento

- Realizar a higiene das mãos com degermante ou fazer a anti-sepsia com álcool a 70% glicerinado por 30 segundos.
- Embeber os swabs (um de cada vez) no meio de cultura ou solução fisiológica e friccioná-los nas entradas dos canais (de biópsia, de insuflação de água e ar e de aspiração) e na parte distal do endoscópio.

- Introduzir os swabs nos tubos de ensaio, quebrando a haste de madeira que foi manuseada.
- Rosquear firmemente a tampa.
- De nenhuma maneira, embeber os swabs juntos, num único tubo de ensaio.
- Aspirar 10 mL de caldo de cultura em uma seringa, adaptando uma agulha, e cuidadosamente introduzi-la de maneira lenta no canal de biópsia (Figura 10). Este meio de cultura será recebido na parte distal do endoscópio, em frasco estéril.
- Feito isto, introduzir ar algumas vezes neste canal, com a mesma seringa utilizada anteriormente, para remoção de todo o caldo de cultura.
- Repetir o mesmo procedimento através do canal de insuflação de ar e solução fisiológica.
- Colher uma amostra da solução para lavagem interna do endoscópio, que permanece em garrafa plástica, com seringa adaptando uma agulha na ponta.

Todos estes materiais devem ser devidamente identificados e encaminhados ao Laboratório de Bacteriologia para análise bacteriológica. Proceder à higiene das mãos entre cada coleta de material para prevenir a contaminação. Este controle bacteriológico deve ser repetido a cada dois meses ou toda vez que houver algum problema específico de contaminação.

19. Doença de Jakob Creutzfeldt

Noções

Doença de Jakob-Creutzfeldt (CJD) é uma doença neurodegenerativa rara e fatal, de causa desconhecida. Os pacientes são geralmente de idade entre 50 e 75 anos e os achados clínicos típicos incluem uma demência rapidamente progressiva associada a mioclonia e um padrão eletroencefalográfico característico. O exame neurológico revela alteração cortical espongiiforme, daí o termo “encefalopatia espongiiforme”.

Recomendações sobre a transmissão

Esta é uma doença muito rara, mas costumam aparecer 1 a 2 casos suspeitos por ano em hospital de grande porte. A incidência na população é de 0,5-1,0 casos por milhão de habitantes por ano, mas não há registro de casos transmitidos entre humanos. Há relato de transmissão por transplante de córnea e através do contato com eletrodos profundos usados em Neurologia. O vírus é de ação lenta e o período de incubação é de 15 a 20 meses. Alguns materiais são considerados infecciosos: fígado, rins, pulmões, linfonodos, líquido, tecido cerebral e o sangue, principalmente os leucócitos.

Recomenda-se precaução de contato no manuseio cirúrgico de pacientes suspeitos desta doença e autópsia, por ser encontrado vírus no sangue e por se tratar de agente altamente resistente aos meios habituais de desinfecção e esterilização. Luvas duplas devem ser utilizadas e evitar brocas e serrotes que aerossolizam partículas infectantes.

Desinfecção em CJD

Materiais

Toda dificuldade em tratar os materiais de pacientes com suspeita desta doença é que não são vírus ou bactérias, mas partículas de prions, que infectam vírus e então se transmitem. Por isso não são sensíveis aos métodos habituais de desinfecção ou esterilização. É totalmente efetiva a imersão de materiais em soda cáustica (hidróxido de sódio - Na OH) 1 Normal por 1 hora à temperatura ambiente ou hipoclorito de sódio a 1% por 1 hora para ambientes. São parcialmente efetivos: a imersão em hidróxido de sódio 1N por 15 minutos ou menores concentrações por 1 hora ou imersão em hipoclorito de sódio a 1% por 1 hora.

Ambiente

Para o piso, onde houver contaminação com sangue ou secreções, limpar previamente com água e sabão, com luvas grossas ou luva de látex dupla a descartar, desinfetando apenas o local contaminado com hipoclorito de sódio a 1% por 1 hora. Depois de aguardar o tempo de desinfecção, limpar toda a superfície conforme rotina.

Não são efetivos

Não são efetivos: fervura, irradiação ultravioleta, óxido de etileno, etanol, formalina, beta-propiolactona, degermantes, derivados de quaternários de amônio, lisofórmio, iodo, PVP-I, álcool, acetona, permanganato de potássio.

Esterilização em CJD

É totalmente efetiva a autoclavação a 132°C por 1 hora, ou 4 ciclos de 15 minutos. A autoclavação de 121°C a 132°C por 15 a 30 minutos é considerada parcialmente efetiva.

Centro cirúrgico

- Receber o aviso de cirurgia com 24 horas de antecedência.
- Providenciar aventais impermeáveis, número suficiente de luvas que deverão ser usadas duplas, caixa de aço inoxidável extra vazia para limpeza do material.

- Procurar utilizar o mínimo de material, evitando materiais termossensíveis ou instrumental que cause aerossóis.
- Evitar ao máximo a circulação desnecessária de pessoal.
- Se cair material no chão, sujo com matéria orgânica, recolher com pinça e desprezar no lixo ou se for instrumental, colocar na caixa de aço inox com água e detergente enzimático.
- Descartar luvas e avental dentro do lixo da sala de cirurgia; tecidos contaminados com matéria orgânica visível, campos ou aventais, deverão ser descartados no lixo.
- O material a ser lavado na caixa inox deverá ser manuseado com pinças longas; enxaguar abundantemente com água limpa e secar.
- Colocar o material em outra caixa inox para autoclavar a 136°C por 1 hora.
- Identificar o material como “contaminado” ou “CJD” para seguir o ciclo de esterilização adequado.

Central de material

- Receber a comunicação da cirurgia 24 horas antes.
- Escolher campos cirúrgicos mais desgastados para serem desprezados.
- Se utilizar frasco de aspiração de secreção, deverá se descartável.
- Materiais termossensíveis deverão também ser descartados porque não resistem à desinfecção com Na OH.
- Os materiais a serem processados serão recebidos em caixas inox identificadas como “contaminado” ou “CJD”.
- Colocar o material na autoclave e deixar completar 4 ciclos de 15 minutos de exposição à temperatura de 136°C; para garantir uma margem de segurança, 5 ciclos seria o ideal.
- Reprocessar novamente o material, lavando novamente conforme rotina.

Check-list do diagnóstico

- ✓ Demência rapidamente progressiva em adultos acima de 50 anos
- ✓ Conferir com o médico do paciente a suspeita do diagnóstico
- ✓ Eletroencefalogramas são característicos da doença e sugerem o diagnóstico
- ✓ A confirmação se fará através de biópsia cerebral

Check-list do reparo do material

- ✓ Listar o material a ser utilizado para a cirurgia ou procedimento
- ✓ Restringir o material ao mínimo na sala
- ✓ Separar o material mais desgastado para ser utilizado e descartado
- ✓ Separar os campos mais desgastados para ser utilizados e descartados
- ✓ Conferir se todo o pessoal está familiarizado com o diagnóstico de CJD (Doença de Jakob-Creutzfeldt).

Check-list da esterilização

- ✓ Conferir o aviso de cirurgia com 24 horas de antecedência
- ✓ Verificar se há autoclave a 132°C
- ✓ Preparar o ciclo exclusivo para estes materiais
- ✓ Conferir se tem avental impermeável
- ✓ Conferir se tem luvas em número suficiente
- ✓ Conferir se tem uma caixa de aço inoxidável disponível.

Descarte de material

O descarte de materiais e peças cirúrgicas deve ser feito em saco branco leitoso como resíduo infectante ou lixo hospitalar para o destino final. Em centro cirúrgico todo material utilizado durante a cirurgia que não for autoclavável, deverá

ser descartado. Para tanto, deve-se programar a cirurgia com antecedência para reservar os materiais já desgastados para o descarte. Campos, compressas e uniformes, que se tenham contaminado visivelmente com matéria orgânica devem ser descartados. Todo material será encaminhado como lixo hospitalar.

No caso de acidente

No caso de contato acidental das mãos com sangue ou secreções, submergir a parte afetada em hidróxido de sódio 1 Normal por 5 a 10 minutos, removendo a seguir.

20. Esterilização e armazenamento de materiais

Esterilização de materiais

É a completa eliminação de todas as formas microbianas, bactérias, vírus, fungos e esporos. Entretanto, vale ressaltar que se o material a esterilizar não for previamente limpo, não haverá esterilização. Por um simples princípio básico: qualquer autoclave, estufa ou esterilizante químico tem a capacidade de esterilizar no máximo 10^6 UFC/ml. Assim, se for colocado para esterilizar material sujo com pus, por exemplo, que contém 10^9 UFC/ml, ao final da esterilização haverá 10^3 UFC/ml.

$$10^9 \text{ UFC/ml} - 10^6 \text{ UFC/ml} = 10^3 \text{ UFC/ml,} \\ \text{ou seja, } 1000 \text{ UFC/ml}$$

Portanto, se o material não for previamente limpo, ele não será esterilizado, mesmo na melhor autoclave do mundo; por uma questão de limitação do próprio processo. Entretanto, se o material for limpo previamente, digamos que de 10^8 UFC/ml, com a limpeza, a carga microbiana vá para 10^3 UFC/ml; ao final da esterilização haverá uma quantidade tão pequena de germes que será biologicamente compatível.

$10^3 \text{ UFC/ml} - 10^6 \text{ UFC/ml} = 10^{-3} \text{ UFC/ml} = 0,001 \text{ UFC/ml}$,
ou seja, 1 UFC para cada 1000 ml ou 1 L

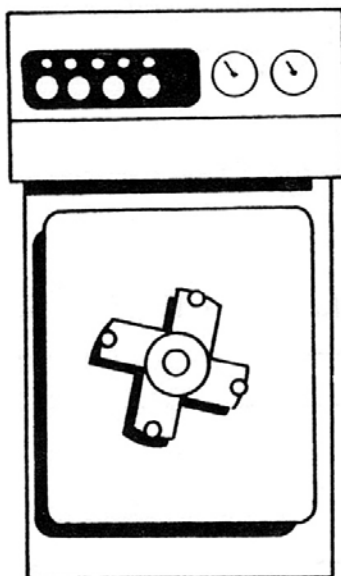
Esta quantidade de bactérias, num organismo saudável, é biologicamente compatível. Então dizemos que o material está estéril, ou seja, com uma carga microbiana tão baixa, que é biologicamente compatível.

Tipos de esterilização

São várias as formas de se obter a esterilização de materiais.

Autoclave

Regulada para 121°C por 30 minutos ou 134°C por 15 minutos para ciclos de superfície e 121°C por 30 minutos ou 134°C por 25 minutos para ciclos de densidade.



Autoclave (Figura 11).

Estufa

A 160°C por 2 horas ou 170°C por 1 hora, marcado o tempo depois que o material é colocado dentro.

Esterilizante químico

O mais utilizado é glutaraldeído a 2% por 10 horas para esterilização ou por 30 minutos para desinfecção, sempre segundo orientação do fabricante. No caso de esterilização química, o material deverá ser abundantemente lavado (por 10 minutos) em água ou soro fisiológico estéril, utilizando-se luvas estéreis, pois estes produtos são muito tóxicos.

Depois de esterilizado, é muito importante que o material seja acondicionado em armários fechados, livres de poeira e do manuseio freqüente de pessoal sem treinamento.

Óxido de etileno

O óxido de etileno é um gás inerte, que atua como esterilizante em umidade relativa de 50% a 70% e em temperatura de 55°C, em duas horas de exposição. Deixa resíduo e isto deve ser bem avaliado ao se decidir mandar materiais para esterilizar, que deverão sofrer aeração para remoção desses resíduos.

Preparo do material

Todo material a ser esterilizado deverá ser o mais limpo possível, sob pena de não ser esterilizado. Materiais de aço inox deverão ser checados se apresentam ferrugem e receber produto próprio. Pinças devem ser abertas durante o processo de esterilização.

Deverá haver um fluxo de materiais de tal forma que ele possa ser checado três vezes diferentes sobre a limpeza. É inconcebível receber material para esterilizar que não esteja limpo.



Preparo do material (Figura 12).

Materiais recebidos de outros serviços, sejam de propriedade dos próprios médicos ou alugados em consignação, deverão totalmente preparados no serviço, independente da procedência, para que se possa assegurar a qualidade do serviço.

A limpeza deverá ser checada com lupa para melhor visualização das ranhuras e dobradiças.

Escolha do processo

Materiais de aço inox serão autoclavados; materiais termo-sensíveis, que possam ser destruídos pela temperatura, sofrerão esterilização a óxido de etileno; materiais mais delicados que possam enferrujar deverão ir à autoclave que receba vapor a partir de água destilada, que impede a oxidação. Endoscópios sofrerão apenas desinfecção, uma vez que é impossível esterilizá-los.

Fases

A esterilização em autoclave compreende três ciclos: a retirada do ar sob pressão negativa, ou seja, a formação de vácuo; a penetração do vapor saturado sob pressão e a secagem do material; qualquer problema em quaisquer das fases, compromete o resultado final da esterilização.

Embalagem

A embalagem deve permitir que o material permaneça livre de poeira, umidade, calor e do contato com mãos de pessoas. Materiais em embalagem do tipo grau cirúrgico poderão ter a validade indeterminada, até que a embalagem seja violada.

Validade da esterilização

A validade da esterilização dos materiais é dada pelo tipo de embalagem e não pelo tipo de esterilização a que o material foi submetido. Confira na Tabela 15.

Tabela 15. **Validade da esterilização em autoclave.**

TIPO DE PACOTE	ARMÁRIO FECHADO	PRATELEIRA ABERTA
1 campo de algodão	4 dias	1 dia
Campo duplo de algodão	1 semana	2 dias
1 papel crepado	6 semanas	1 dia
Papel crepado duplo	6 meses	6 semanas
Tambor	6 semanas	1 dia
Tambor com 1 campo	6 meses	6 semanas
1 folha de polipropileno	6 semanas	6 semanas
2 folhas de polipropileno	6 meses	6 semanas

Ref.: MINISTÉRIO DA SAÚDE. Manual de Controle de Infecção Hospitalar. Brasília: Centro de Documentação do Ministério da Saúde, 1987. p. 57.

Armazenamento de materiais

Armários fechados com visor permitem a visualização do material sem ser tocados, evitando o manuseio freqüente. Materiais armazenados em armários fechados terão sua validade prolongada em relação a prateleiras abertas. A área de armazenamento deverá ter a temperatura controlada e registrada, não ultrapassando os 23°C, e nem deverá ter umidade ou calor excessivo. As janelas deverão ser teladas para evitar moscas e roedores.

Controle da esterilização

Todo processo de esterilização tem que ser validado para garantir o sucesso da esterilização. Verificar temperatura, vácuo e pressão em autoclaves a vapor. Estufas estão em desuso pela dificuldade de validação do processo. Todo material que for para esterilização em autoclave deverá conter colado na superfície externa uma fita tipo indicador químico, que denota se o material passou pelo calor ou não. O teste de Bowie & Dick deve ser diário na primeira carga da manhã, onde vai ser verificado se a autoclave está funcionando bem; qualquer problema vai ser imediatamente detectado e o lote poderá ser interditado antes que a cirurgia se realize. Semanalmente poderá ser utilizado o teste integrador, quinzenalmente o teste biológico e também após cada conserto. Autoclaves a óxido de etileno e plasma terão outros controles, normalmente a nível industrial.

Centro cirúrgico

O centro cirúrgico é o coração do hospital; qualquer problema, por mínimo que seja aqui, se reflete em toda a estrutura. Toda corrente tem a força do seu elo mais fraco. Portanto, todos os funcionários têm igual importância e devem receber treinamento periodicamente. Ficar atento para troca de pessoal. Muitos surtos ocorreram quando houve troca de pessoal, que entrou em serviço sem o devido treinamento.

Maca de transferência

Até o momento não há evidência que a maca de transporte seja de algum valor para diminuir as infecções em centro cirúrgico. Bactérias do chão não têm como adentrar o campo cirúrgico, a menos que trazidas pelas mãos. Esteiras com substância desinfetante à entrada do centro cirúrgico têm sido abandonadas pela falta de evidência de que elas previnam infecção hospitalar.

21. Farmácia e o controle de infecções

Comissão de farmácia e terapêutica

Esta comissão deverá ser formada por membros da Direção Geral, Direção Técnica, Direção Financeira da instituição, com representantes do Serviço de Farmácia Hospitalar, Enfermagem e Comissão de Controle de Infecção Hospitalar, pelo menos. As reuniões devem ser pelo menos bimensais ou mensais, com revisão anual de toda a padronização.

Tem por finalidade:

- ♦ Selecionar medicamentos
- ♦ Estabelecer critérios de uso
- ♦ Avaliar o custo dos medicamentos.

São atribuições dessa comissão:

- ♦ Inclusão e exclusão de medicamentos
- ♦ Elaboração do formulário de controle de antimicrobianos junto com a CCIH
- ♦ Aprovação de protocolos de usos
- ♦ Fomento da racionalização do uso de medicamentos.

Padronização de medicamentos

Anualmente a Comissão de Farmácia e Terapêutica deve se reunir e revisar a lista de medicamentos padronizados. Medicamentos não utilizados durante um ano devem ser despadronizados porque não são fundamentais. Analisam-se basicamente: a resistência bacteriana observada neste período, a necessidade e a indicação clínica dos medicamentos e custos. Igualmente, poderão ser padronizados novos lançamentos, sob critérios. Antimicrobianos novos devem ser analisados microbiologicamente por um período de um a três meses a fim de definir a resis-

tência microbiana. Se tiver boa sensibilidade, deverão ser analisados outros itens como toxicidade, biodisponibilidade, ligação protéica, disponibilidade comercial e custos. Seguindo a mesma recomendação das outras drogas, decide-se pela sua padronização.

Critérios de padronização de medicamentos

- ◆ Registro reconhecido na ANVISA
- ◆ Ação terapêutica comprovada
- ◆ Toxicidade conhecida
- ◆ Denominação pelo princípio ativo
- ◆ Disponibilidade no comércio.

A escolha do medicamento é definida por:

- ◆ Risco x benefício
- ◆ Custo x benefício
- ◆ Estabilidade da droga
- ◆ Menor toxicidade
- ◆ Comodidade de administração.

Dispensação de medicamentos

O hospital poderá escolher o seu sistema de dispensação de medicamentos, conforme sua disponibilidade. No sistema de dispensação em dose individual para 24 horas, a prescrição médica deve ser feita em duas vias e é válida para 24 horas, perdendo sua validade após este prazo. No sistema de dispensação em dose unitária, a diferença é que são selados em embalagem plástica os medicamentos para cada horário, evitando ainda mais o risco de troca entre pacientes e desvios. A economia deste sistema é maior do que os demais.

A prescrição deve conter:

- ◆ Nome do paciente
- ◆ Número de registro
- ◆ Leito do paciente
- ◆ Data e horário da prescrição
- ◆ Nome e posologia do medicamento
- ◆ Instruções e frequência de administração
- ◆ Nome, CRM (carimbo) e assinatura do médico.

A prescrição não deverá ter rasuras.

Os medicamentos que não forem utilizados em 24 horas por alta, óbito ou transferência do paciente, deverão ser devolvidos ao Serviço de Farmácia Hospitalar devidamente identificados. As unidades devem evitar estoques de medicações, a não ser no carrinho de emergência, que periodicamente deve ser checado para evitar perda da validade dos medicamentos. Alguns medicamentos serão dispensados sob solicitação especial: quimioterápicos, antimicrobianos, tuberculostáticos, psicotrópicos, entorpecentes, medicação antiretroviral. Também assim os medicamentos não padronizados devem ser solicitados através de formulário próprio com justificativa.

Soluções parenterais

Com relação à sua aquisição, é indispensável a observação rigorosa de alguns critérios na sua aquisição, levando à seleção dos melhores fornecedores, considerando a relação custo-benefício. O material utilizado deve ser adequado a fim de permitir a compatibilidade física e química, garantindo sua estabilidade. A espessura da parede do plástico das embalagens deve garantir uma barreira à contaminação bacteriana, deve ser resistente e flexível, evitando fissuras e pontos frágeis. O controle de qualidade da fabricação deve envolver testes físicos, químicos e biológicos (esterilidade, pirogênios, toxicidade) das matérias-primas, inclusive a água e o plástico, durante o processamento, fase final e o produto acabado. O transporte, o manuseio e o armazenamento, se inadequados, podem provocar microfissuras, propiciando a contaminação das soluções.

Soluções parenterais com partículas visíveis

- Felizmente tem sido bem menos freqüente encontrar soluções parenterais com partículas flutuantes, mas no caso de suspeita de contaminação, sugerimos algumas condutas:
- Verificar o nome da solução, número do lote, se foi adicionado algum medicamento, nome do fabricante e validade do frasco.
- Encaminhar este frasco suspeito para cultura do material para germes comuns e fungos, que incubarão o material por 7 dias, pelo menos.

- Coletar outros frascos semelhantes do mesmo lote, no mínimo 10% do total existente.
- Efetuar a cultura de 50% dos frascos coletados.
- Efetuar o teste de violeta de genciana, mergulhando os frascos suspeitos em água com a solução alcoólica de violeta de genciana a 1% e deixar no mínimo 6 horas. Se houver penetração do corante, significa que há microfuros.
- Em caso positivo de um dos itens acima, proceder ao seguinte:
- Remeter novas amostras a algum Instituto credenciado, tal como o Instituto de Tecnologia do Paraná (TECPAR) ou Instituto Nacional de Controle de Qualidade em Saúde (INCQS), para pesquisa de pirogênios e esterilidade.
- É de boa norma comunicar os órgãos oficiais da Vigilância Sanitária, que também têm a sua rotina de investigação.
- Interditar o material para uso no hospital até que venham os resultados das amostras.
- Enviar um comunicado à firma produtora.

Em caso de resultados negativos, conclui-se por um problema local de armazenamento inadequado ou problema de microfuros em frasco isolado.

Esta normativa deverá ser executada pela CCIH. Sugere-se um formulário próprio para esta investigação (Tabela 16).

Tabela 16. Formulário para investigação de soluções com partículas visíveis.

FORMULÁRIO PARA INVESTIGAÇÃO DE SOLUÇÕES COM PARTÍCULAS VISÍVEIS

Paciente(s) envolvido(s): _____

Data: ____/____/____

Quantidade de frascos: _____

Local onde foi verificado o problema: _____

Número do(s) lote(s): _____

Fabricante: _____

Validade: _____

Solução estocada há quanto tempo: _____

Condições de armazenamento: _____

Partícula/aspecto: _____

Cultura: ☐ SIM ☐ NÃO

Data: ____/____/____

Resultado: _____

Conclusão: _____

Responsável: _____

Controle de antimicrobianos

Toda estratégia de controle de antimicrobianos deve ser integrada com o serviço de farmácia, sob pena de não funcionar; desde a liberação de medicamentos controlados, se for esta a política instituída, até o não fornecimento de antibiótico profilático acima do prazo estipulado por protocolos multidisciplinares. Envolve também a supervisão das prescrições, com vistas à inadequação de doses, intervalos ou via de administração, associações indevidas e tempo de uso. A parceria deve ser permanente com a CCIH e com o médico infectologista que realiza o controle de antimicrobianos.

Papel do farmacêutico no controle de infecções

A Sociedade Americana de Farmacêuticos Hospitalares (ASHP) acredita que os farmacêuticos têm a responsabilidade de participar dos programas de controle de infecção hospitalar dos sistemas de saúde. Esta responsabilidade advém, em parte, do entendimento e da influência que os farmacêuticos têm sobre o uso de antimicrobianos, devendo participar dos programas de controle de infecção hospitalar e supervisionar o uso apropriado de antimicrobianos. Estes esforços devem minimizar o mau uso de antimicrobianos, com resultados terapêuticos melhores para os pacientes com doenças infecciosas, reduzindo os riscos de infecção para os pacientes e pessoal.

Reponsabilidades do farmacêutico

- Redução da transmissão de infecções participando do controle de infecções.
- Promoção do uso racional de agentes antimicrobianos e aconselhamento sobre a seleção e uso apropriado de anti-sépticos, desinfetantes e esterilizantes.
- Estabelecimento de políticas internas para procedimentos e programas de controle da qualidade para prevenir a contaminação de produtos preparados ou dispensados pela farmácia.
- Limitação das atividades dos membros que apresentarem alguns sintomas de gripe ou outras condições infecciosas.
- Incentivar o uso de embalagens de uso único para produtos estéreis, ao invés de doses múltiplas, exceto em ambiente estéril.
- Recomendação da frequência de troca dos conjuntos endovenosos e curativos.
- Recomendação de etiquetamento apropriado e estocagem de produtos.
- Imunização de rotina e screening periódico para doença transmissível (p. ex., TB).
- Uso uniforme das precauções universais por trabalhadores de saúde e pacientes.
- Estabelecer estratégias para minimizar o desenvolvimento de resistência.
- Padronizar antimicrobianos suscetíveis, de acordo com a prevalência de cepas resistentes.
- Gerar e analisar dados quantitativos de uso de agentes antimicrobianos baseados em farmacoeconomia.

- Trabalhar em conjunto com o laboratório de microbiologia para assegurar que testes de suscetibilidade apropriados sejam reportados aos pacientes em tempo real e anualmente levantar as tabelas de suscetibilidade/resistência categorizadas por topografia de infecção (p. ex., patógenos urinários, respiratórios, do sangue) ou por área (UTI, oncologia, pediatria, ambulatório).
- Educação dos profissionais de saúde, pacientes e do público através de conferências, revistas, jornais, sobre o uso de antimicrobianos e sua resistência, agentes descontaminantes, técnica asséptica e procedimentos e métodos de esterilização.
- Educação sobre adesão aos tratamentos, promovendo o uso prudente de antimicrobianos.
- Educação sobre a separação do lixo.

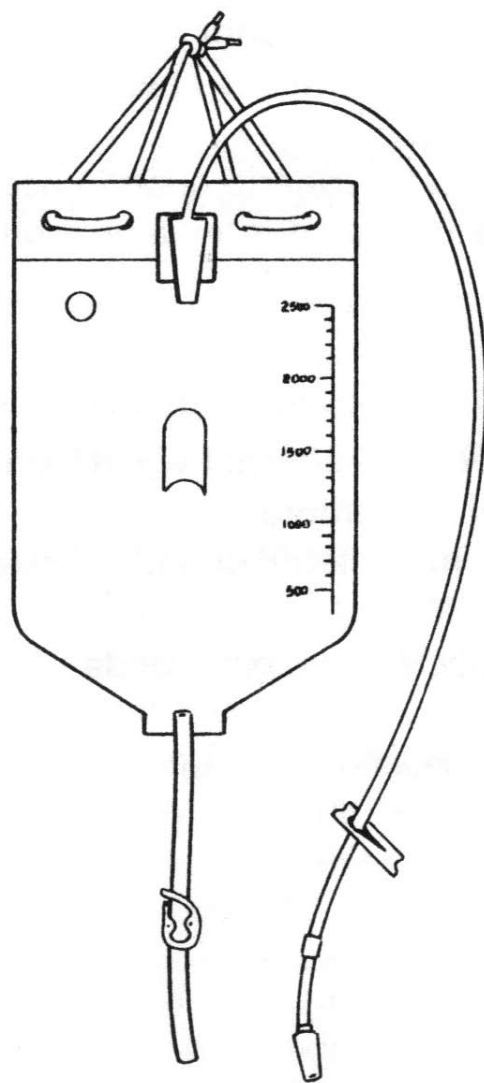
22. Fisioterapia e o controle de infecções

Normas gerais para a prevenção de infecções

As diretrizes dos Centros de Controle e Prevenção de Doenças (CDC) de Atlanta, EUA, para prevenção de infecções hospitalares têm abrangência multiprofissional. Tivemos o cuidado de pinçar de cada um dos Guidelines de prevenção de infecções a parte relativa à fisioterapia e juntamos aqui. Seguem a seguir as normas específicas para as infecções hospitalares mais freqüentes.

Normas para prevenção de infecção urinária para a fisioterapia

- Somente pessoas que conheçam a técnica correta de inserção asséptica e manutenção da sonda, pessoal do hospital, membros da família ou o próprio paciente, devem lidar com ela.
- A higiene das mãos deve ser feita imediatamente antes e após o manuseio da sonda e equipamentos.
- O sistema de drenagem deve ser mantido sempre fechado (Figura 13) e estéril.
- A sonda e o tubo de drenagem não devem ser desconectados, a menos que a sonda necessite ser irrigada.
- Ocorrendo quebra da técnica asséptica, desconexão ou vazamento, o sistema coletor deve ser recolocado, usando técnica asséptica, após desinfecção adequada da junção do cateter com o tubo de conexão.
- O fluxo deve ser mantido livre, mantendo a sonda e o tubo de conexão sem dobraduras.
- A bolsa coletora deve ser mantida abaixo do nível da bexiga.



Sistema coletor de drenagem fechada (Figura 13).

Normas para prevenção de infecção de ferida cirúrgica para a fisioterapia

- As mãos devem ser higienizadas com um anti-séptico e ser secadas com uma toalha estéril antes de procedimentos cirúrgicos.
- Antes e depois dos cuidados com a cicatriz cirúrgica deve-se higienizar as mãos. Não se deve tocar diretamente uma ferida aberta ou recente sem luvas estéreis. Quando a ferida estiver fechada, os curativos podem ser trocados sem luvas.

Normas para prevenção de pneumonia nosocomial para a fisioterapia

Categoria I

- Pacientes que receberão anestesia e sofrerão intervenção cirúrgica, abdominal ou torácica, ou que tenham uma disfunção pulmonar considerável, como DPOC ou anormalidades músculo-esqueléticas da caixa torácica, ou testes de função pulmonar anormais, devem receber terapia pré e pós-operatória e instruções para prevenir complicações pulmonares pós-operatórias, como a pneumonia. A terapia e a instrução devem ser ministradas por pessoa capacitada.
- Se apropriada, a terapia pré-operatória deve incluir o tratamento com cura das infecções pulmonares, medidas para facilitar a remoção de secreções respiratórias (como o uso de broncodilatadores, drenagem postural, tapotagem) e o abandono do hábito de fumar pelo paciente.
- A instrução pré-operatória deve incluir discussões sobre a importância de tossir frequentemente no pré-operatório, de ter uma respiração profunda e eficaz e de deambular (tão logo haja indicação médica). Durante as discussões, o paciente deve demonstrar e praticar tosse e respirações adequadas e eficazes.
- A terapia e as instruções pós-operatórias devem ser destinadas ao estímulo de tosse freqüente, de respiração profunda e, a menos que exista contra-indicação médica, mover-se da cama e deambular.
- Toda dor que venha a interferir com a tosse e a respiração profunda deve ser controlada com analgésicos, com o suporte adequado da ferida abdominal (travesseiro no abdome para tossir) ou com bloqueio de nervos regionais.

- As mãos devem ser lavadas após o contato com secreções respiratórias, usando ou não luvas. Também devem ser lavadas antes e após o contato com paciente entubado ou traqueostomizado recente.
- Somente líquidos estéreis devem ser nebulizados ou usados em umidificador, ministrados assepticamente.
- A água que tenha condensado na tubulação deve ser desprezada não permitindo o seu refluxo para o recipiente.
- Os nebulizadores de parede tipo Venturi e seus recipientes devem ser rotineiramente trocados e recolocados aparelhos esterilizados ou desinfetados cada 24 horas.
- Outros nebulizadores, inclusive aqueles de medicamentos, e seus recipientes devem ser trocados e recolocados por outros esterilizados cada 24 horas.
- Umidificadores de ar ambiente que formam gotículas para umidificar (e assim na verdade são nebulizadores) não devem ser usados.
- A tubulação (incluindo as pontas nasais) e toda máscara usada para oxigênio emitido de uma válvula de parede devem ser trocadas entre um paciente e outro.
- Nenhuma peça do equipamento de terapia respiratória que seja destinado para uso único deve ser reutilizada.
- Uma vez usados em um paciente, equipamentos de ressuscitação manual (tipoambu) devem ser esterilizados ou desinfetados antes de serem usados em outros pacientes. Não há dados sobre a troca rotineira durante o uso em um paciente.
- Se precisar trocar o tubo de traqueostomia, deve ser usado um tubo estéril ou desinfetado.
- O risco de contaminação cruzada e de trauma excessivo aumenta com a aspiração freqüente. Portanto, a aspiração não deve ser feita rotineiramente, mas somente quando necessária para reduzir secreções em abundância, o que pode ser indicado pelo aumento das dificuldades respiratórias ou por roncos facilmente audíveis.
- Utilizar um cateter novo estéril para cada série de aspirações, definidas como uma aspiração única ou aspirações repetidas feitas apenas com intervalos curtos, para limpar ou dar fluxo ao cateter.

- A aspiração deve ser executada usando técnica no touch ou luvas em ambas as mãos. Embora luvas novas devam ser usadas em cada aspiração, não são necessárias luvas estéreis.
- Se o problema for muco espesso, ou for necessário restaurar a permeabilidade do cateter, deve ser usado líquido estéril para remover as secreções; o líquido que se tornar contaminado durante o uso em uma série de aspirações, deve ser desprezado.
- Se houver previsão de uma epidemia de influenza, deve ser iniciado um programa de prevenção para toda a equipe de assistência, para os pacientes e para pacientes de alto risco. Este programa poderia incluir o uso de vacina anti-influenza e quimioprofilaxia viral.

Categoria II

- Se as medidas conservadoras não removerem as secreções pulmonares, deve-se fazer drenagem postural e tapotagem para a expectoração do escarro.
- Depois de aberto um frasco de líquido para nebulizador ou umidificador, o líquido não utilizado deve ser desprezado após 24 horas, mesmo se guardado em geladeira.
- Tanto frascos de dose única como os de dose múltipla podem ser usados para terapia respiratória. Se forem usados frascos de doses múltiplas, devem ser estocados (refrigerados ou à temperatura ambiente) de acordo com as instruções no rótulo. Os frascos não devem ser usados após a data de vencimento do rótulo.
- Recipientes descartáveis para uso com válvulas de oxigênio de parede devem ser seguros por longos períodos e não se sabe se necessitam ser trocados rotineiramente antes de serem esvaziados.
- Os recipientes de líquidos devem ser preenchidos imediatamente antes do uso e não muito precocemente. Os líquidos não devem ser adicionados para preencher recipientes parcialmente completos, isto é, se for preciso adicionar líquidos, então o líquido residual anterior deve ser desprezado primeiramente.
- Recipientes de umidificadores reaproveitáveis para uso com válvulas de oxigênio de parede devem ser limpos, lavados e secos diariamente.
- Circuitos respiratórios, inclusive tubos e válvula de escape, devem ser trocados rotineiramente e recolocados outros esterilizados ou desinfetados cada 24 horas.

- Quando um respirador for usado para tratar múltiplos pacientes, o circuito respiratório deve ser trocado entre um paciente e outro.
- Espirômetros e outros equipamentos usados para monitorizar vários pacientes sucessivamente não devem tocar diretamente as partes do circuito respiratório. As peças acessórias devem ser usadas entre o equipamento e o circuito respiratório e devem ser trocadas entre um paciente e outro. Se essas peças não forem usadas e tal equipamento de monitorização for conectado diretamente ao equipamento contaminado, o equipamento de monitorização deve ser esterilizado ou desinfetado antes de ser usado em outros pacientes.
- Até ocorrer a cicatrização ou formação de tecido de granulação ao redor do tubo em uma traqueostomia recente, a técnica no touch deve ser usada ou vestir luvas estéreis em ambas as mãos para todas as manipulações no local da traqueostomia.
- Usar técnica asséptica ao trocar um tubo, incluindo luvas e campos estéreis.
- A menos que usados em unidades de assistência de curta permanência (recuperação ou unidades de emergência), os coletores de material aspirado devem ser trocados entre o uso em diferentes pacientes.
- Uma vez que sejam trocados os coletores de material aspirado, para serem reaproveitados devem ser esterilizados ou desinfetados.
- Pessoal hospitalar com infecção respiratória não deve ser designado para atendimento direto de pacientes de alto risco, como recém-nascidos, crianças pequenas, pacientes com DPOC ou pacientes imunocomprometidos.

Categoria III

- O espirômetro, usado para instrução de respiração profunda, deve ser usado no pré-operatório e para cuidado no pós-operatório.
- O coletor de material aspirado quando usado em um paciente não precisa ser trocado ou esvaziado rotineiramente.
- Se usados em unidades de curta permanência, os coletores de material aspirado não precisam ser trocados entre um paciente e outro, mas sim diariamente.
- Pacientes com infecção respiratória transmissível devem ser isolados de acordo com a atual edição de Precauções e Isolamentos de Doenças Transmissíveis.

Normas para prevenção de infecção relacionada à terapêutica endovenosa para a fisioterapia

Trocar imediatamente o sistema endovenoso completo (cânula, conjunto de administração e líquidos) se for notado ou fortemente suspeito tromboflebite purulenta, celulite ou bacteremia relacionados ao sistema endovenoso.

23. Flores em ambiente hospitalar

Flores e plantas devem ser utilizadas em hospitais com a finalidade de tornar o ambiente mais alegre. Com relação ao controle de infecções, não há nada que condene o seu uso em áreas de pacientes não críticos, sejam corredores ou quartos. Pacientes em enfermarias comuns poderão receber flores, sendo que à noite essas flores deverão ser trazidas até o corredor porque as flores eliminam gás carbônico durante a noite e isso não faria uma boa ventilação nos quartos dificultando a boa oxigenação dos pacientes. Em áreas críticas seu uso deve ser evitado:

- ♦ Central de materiais
- ♦ Centro cirúrgico e obstétrico
- ♦ Central de material esterilizado
- ♦ Laboratórios
- ♦ Unidades de Terapia Intensiva
- ♦ Unidade de pacientes imunossuprimidos (transplantes, quimioterapia, radioterapia, hematologia)
- ♦ Posto de enfermagem (onde se preparam medicações)
- ♦ Sala de curativo ou procedimentos invasivos.

A desrecomendação se deve ao fato de a terra dos vasos pode conter esporos de fungos *Aspergillus* e estes serem inalados pelos pacientes debilitados. Embora se tenha procurado exaustivamente, têm-se encontrado bactérias patogênicas, mas não foi possível implicar os surtos com aquelas bactérias encontradas. Foram descritos *Acinetobacter*, *Klebsiella*, *Enterobacter*, espécies de *Pseudomonas* (*aeruginosa*, *cepacia*, *fluorescens*) e *Flavobacterium*, esporos de bacilos do tétano e fungos, mas sem nenhuma implicação clínica. O conteúdo desses reservatórios pode chegar a 107 ou 1010 UFC/ml. Alguns autores recomendam adicionar agentes anti-bacterianos (hipoclorito a 1% - 10 ml; clorexidina a 0,01% ou 0,02%; peróxido de hidrogênio a 3% - 30-60 ml) para diminuir o crescimento bacteriano nos vasos.

Manuseio de flores em hospital

Considerando o alto conteúdo microbiano nos vasos de flores, recomendam-se algumas medidas para evitar sua disseminação em hospitais.



Flores em ambiente hospitalar (Figura 14).

✓ Check-list

- ✓ O manuseio das flores deve ser realizado por pessoal que não entra em contato com o paciente ou, quando isto não for possível, devem-se calçar luvas de proteção para esta finalidade, além de lavar as mãos após a retirada das luvas.
- ✓ Lavar as mãos toda vez que entrar em contato com material oriundo das plantas.
- ✓ Trocar a água dos vasos a cada dois dias.
- ✓ Desprezar a água do vaso em pias de limpeza e não em pias onde se lavam as mãos.
- ✓ Os vasos devem ser desinfetados após o uso, acrescentando uma substância bactericida à água do vaso.

24. Heparinização de cateteres

Na rotina atual, evita-se utilizar heparina na manutenção do acesso venoso, pelo risco de sangramento, utilizando-se a sorinização, com soro fisiológico. Entretanto, alguns pacientes perdem a veia fácil e necessitam realmente da heparinização, daí termos acrescentado a rotina aqui.

Check-list

- ✓ Diluir 0,5 mL de heparina sódica em 250 mL de soro fisiológico a 0,9%.
- ✓ Rotular o frasco com data, hora e diluição, colocando o nome de quem preparou.
- ✓ Guardar na geladeira por, no máximo, 24 horas.
- ✓ Usar seringa descartável, individual para aspirar cada dose de heparina diluída.
- ✓ Injetar 1 mL da solução preparada, a cada heparinização, tampando-o adequadamente.
- ✓ Em caso de obstrução, retirar o cateter e fazer nova punção; não tentar desobstruir.
- ✓ Em caso de obstrução de flebotomia ou cateter venoso central, utilizar 1 mL de heparina para 9 mL de soro fisiológico para aspirar o cateter. Nunca forçar a injeção de solução num cateter obstruído.
- ✓ Para pacientes com risco de sangrar com o uso de anticoagulantes, utilizar 1 mL de vitamina C, sem diluir, para a permeabilidade do cateter.
- ✓ Pode-se também utilizar a sorinização, que exige, entretanto uma frequência maior de troca.

25. Higiene das mãos

A higiene simples das mãos é responsável pela redução de até 80% das infecções hospitalares. Parece simples e é, desde que todos tenham este entendimento. Deve ser rotina entre cada atendimento, sabendo ou não que o paciente é portador de doença infecciosa, antes de entrar no quarto ou enfermaria e depois de sair. É o mínimo que se exige de todos os profissionais no hospital. Visitantes também devem ser orientados para estas medidas simples. Escolher um sabonete líquido que não permita o toque direto, preferentemente com dispensadores. Secar com papel-toalha. Na falta de água e sabão e se as mãos estão limpas, o álcool a 70% é um excelente método, friccionando por 30 segundos até secar. Quando higienizá-las:

- ♦ Ao verificar sujeira visível nas mãos.
- ♦ Antes de começar e após deixar a área de trabalho.
- ♦ Após trabalhos de limpeza, quaisquer.
- ♦ Após arrumar as camas.
- ♦ Antes e após ir ao banheiro.
- ♦ Após tossir, espirrar ou assuar o nariz.
- ♦ Após retirar as luvas.
- ♦ Antes de preparar, manusear ou comer alimentos.
- ♦ Antes e após administrar medicações.
- ♦ Qualquer situação que envolva o contato direto com o paciente (banho, mudança de decúbito, toalete).
- ♦ Após manusear roupa contaminada e lixo.
- ♦ Ao término do dia de trabalho.

Em unidades de alto risco, há necessidade de se remover a flora normal e transitória, por isso a necessidade do uso de anti-sépticos. A equipe hospitalar ao iniciar as atividades, principalmente em áreas críticas, deve retirar anéis, pulseiras, relógios e lavar as mãos até o cotovelo com sabão degermante por três a cinco minutos.

Check-list

- ✓ Abrir a torneira e molhar as mãos, sem encostar-se à pia.
- ✓ Ensaboar as mãos, friccionando-as por aproximadamente 30 segundos, atingindo:
 - Palma
 - Dorso das mãos
 - Espaços interdigitais
 - Polegar
 - Articulações
 - Unhas e extremidades dos dedos
 - Punhos
- ✓ Enxaguar as mãos, retirando totalmente o resíduo de sabão.
- ✓ Enxugar com papel-toalha descartável, fechando a torneira com o próprio papel.

26. Investigação de surtos

Bacteremia

Pacientes sob uso de cateter central ou solução parenteral são mais propensos a desenvolver bacteremia. Normalmente o manuseio indevido do acesso venoso é o responsável pela bacteremia. O agente mais comum é o estafilococo, podendo surgir germes gram-negativos em contaminações maciças.

Conjuntivite

Mais comum em berçários e unidades de neonatologia, em hospitais são comumente causadas por *S. aureus* e disseminam-se pelas mãos. Campanhas de higiene das mãos podem controlar o surto, assim como separação espacial dos contaminados (cohorte). Quando a conjuntivite é adquirida na comunidade, o agente mais comum é o pneumococo; em todos os casos, a cultura é importante para ajudar na investigação epidemiológica.

Gastroenterite

A maioria das diarreias agudas, cerca de 40%, é causada por vírus e não necessitam antibioticoterapia. Salmonelose, se tratada com antibióticos, pode prolongar a doença e o estado de portador, não permitindo a formação de anticorpos. Assim, só serão tratadas com antibióticos as diarreias em extremos de idade, crianças de baixo peso e idosos, e infecções ameaçadoras da vida, ou quando a terapia de re-hidratação não reverter o quadro. As gastroenterites em surtos são causadas por três agentes principais: **Toxina estafilocócica, Salmonelose, Shigelose**.

Diferenciam-se entre si pelo período de incubação. Na toxina geralmente aparecem os sintomas até 2 horas depois da ingestão do alimento. Já as diarreias infecciosas necessitam de pelo menos 12 horas para a multiplicação bacteriana. Na clínica são semelhantes.

Prevenção da transmissão

Para a prevenção de disseminação de doenças infecciosas para outros membros da equipe e também para os pacientes, quando o próprio pessoal hospitalar é o portador, são necessárias as seguintes medidas de controle:

Diarréia: o profissional deve lavar as mãos cuidadosamente após usar o banheiro e antes do manuseio de pacientes ou equipamentos. Deve evitar trabalhar com crianças abaixo de dois anos ou unidades de imunossuprimidos.

Resfriado: o profissional deve lavar as mãos cuidadosamente, usar máscara e luva de proteção para o contato direto com crianças abaixo de dois anos; evitar contato com recém-nascidos, imunodeficientes e portadores de cardiopatia congênita.

Infecção cirúrgica

É importante colher cultura da secreção suspeita para evidenciar o tipo de germe. Se gram-positivos, a maior suspeita é preparo de pele, das mãos, algum portador nasal ou portador de abscesso cutâneo. Se gram-negativos, procurar alguma solução armazenada em temperatura ambiente ou solução aberta sem data ou há mais de 24 horas. Se ambos, gram-positivos e gram-negativos, a suspeita é a autoclave, por má regulagem, material úmido ou falta de manutenção (Tabela 17). O uso de indicadores químicos pode dificultar problemas de cruzamento de materiais limpos e sujos quando a área física não é ideal. Estas são diretrizes gerais, para início de uma investigação.

Tabela 17. **Investigação de infecção cirúrgica.**

GERME	FONTE PROVÁVEL
Cocos gram-positivos	• Pele do paciente • Preparo cirúrgico da pele inadequado • Preparo cirúrgico das mãos inadequado • Portador nasal são na equipe • Portador de abscesso cutâneo na equipe • Curativo
Bacilos gram-negativos	• Solução aberta sem data • Solução aberta, em temperatura ambiente • Solução em geladeira há mais de 24 horas
Cocos e bacilos	• Autoclave desregulada • Material autoclavado retirado úmido • Falta de manutenção da autoclave • Falta de indicadores químicos favorecendo o cruzamento de material • Estrutura física que permita o cruzamento de materiais

Infecção de cateter

Infecções de cateter normalmente são causadas por contaminação contígua, por manuseio sem técnica ou por contaminação intrínseca da solução. Pacientes com bacteremia podem desenvolver colonização do cateter, que só se resolve com a sua retirada.

Investigação de soluções

A observação clínica pode diferenciar uma bacteremia de uma reação pirogênica durante infusão de soluções endovenosas. Em ambas as situações ocorrem sintomas agudos e súbitos de calafrios, elevação da temperatura, sudorese profusa, pele fria, queda da pressão arterial, cianose periférica, após o início da administração de uma terapia endovenosa. Na reação pirogênica os sintomas desaparecem depois de cessada a administração das soluções e na bacteremia a sintomatologia persiste.

Check-list

- ✓ Interromper imediatamente a administração da terapia endovenosa.
- ✓ Desconectar o equipo adaptado ao frasco suspeito.
- ✓ Proteger a ponta deste equipo com agulha descartável.
- ✓ Colher uma amostra de hemocultura através de veia periférica.
- ✓ Encaminhar este conjunto retirado para cultura, identificando o paciente-fonte.
- ✓ Registrar o nome do produto, laboratório produtor, número do lote.
- ✓ Notificar a CCIH da suspeita.

27. Material médico-hospitalar

Compra

Ao adquirir materiais médico-hospitalares é importante observar algumas recomendações com relação ao produto:

Check-list

- ✓ Integridade da embalagem.
- ✓ Número de registro no Ministério da Saúde.
- ✓ Processo de esterilização a que foi submetido.
- ✓ Número do lote.
- ✓ Data de esterilização.
- ✓ Prazo de validade da esterilização.

Registro

Todo material médico-hospitalar deve ter registro no Ministério da Saúde e este número deve estar anotado na embalagem. Havendo suspeita de fraude, conferir este número de registro com a fonte.

Embalagem

Todo e qualquer processo de esterilização tem o prazo de validade definido pela embalagem e não o tipo de esterilização. Erroneamente se poderia pensar que um método “melhor” daria validade maior, mas o que define a validade do material é o tipo de embalagem.

Atenção!

MATERIAL ESTERILIZÁVEL NÃO É MATERIAL ESTÉRIL

Validade da esterilização

O prazo de validade é dado pela embalagem e não pelo método de esterilização a que foi submetido o produto (ver Tabela 15). Caso esteja escrito “validade indeterminada”, considerar dois anos após a data de esterilização. Não utilizar materiais após a data de vencimento, pois não há garantia de esterilidade. Verificar ainda a integridade da embalagem de qualquer material antes de usá-lo.

Armazenamento

Evitar a incidência de luz nos materiais, umidade e altas temperaturas. Estufas e motores próximos ao local de armazenamento podem aquecer o ambiente; armazenar materiais embaixo da pia também não é adequado pela umidade. Estes fatores podem alterar a embalagem e propiciar contaminações. Por este motivo, evitar armazenar grandes quantidades de materiais nas unidades. Devolver sempre ao estoque o excedente, corretamente identificado.

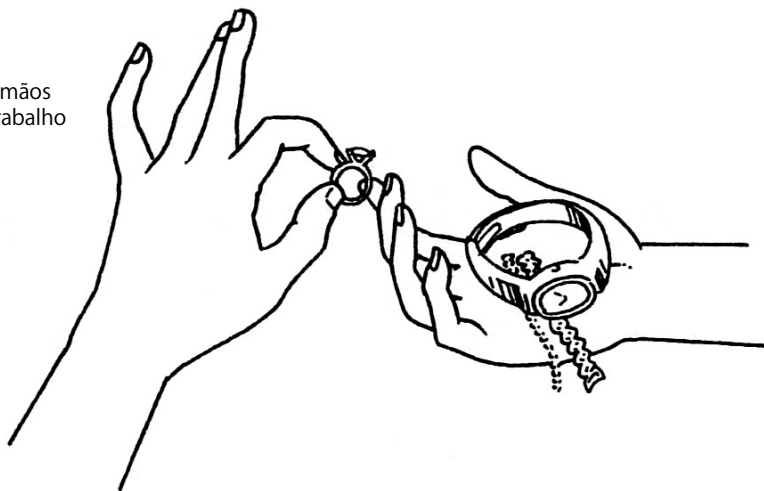
28. Medidas básicas para a prevenção de infecção

Medidas gerais

A prevenção das infecções hospitalares depende de procedimentos básicos e simples, que devem ser adotados por todos (Figura 15):

- **Evitar o uso de jóias;** elas são possíveis fontes de germes. Alguns estudos têm demonstrado o crescimento persistente de bacilos gram-negativos na pele subjacente aos anéis.

Preparando as mãos para o dia de trabalho (Figura 15).

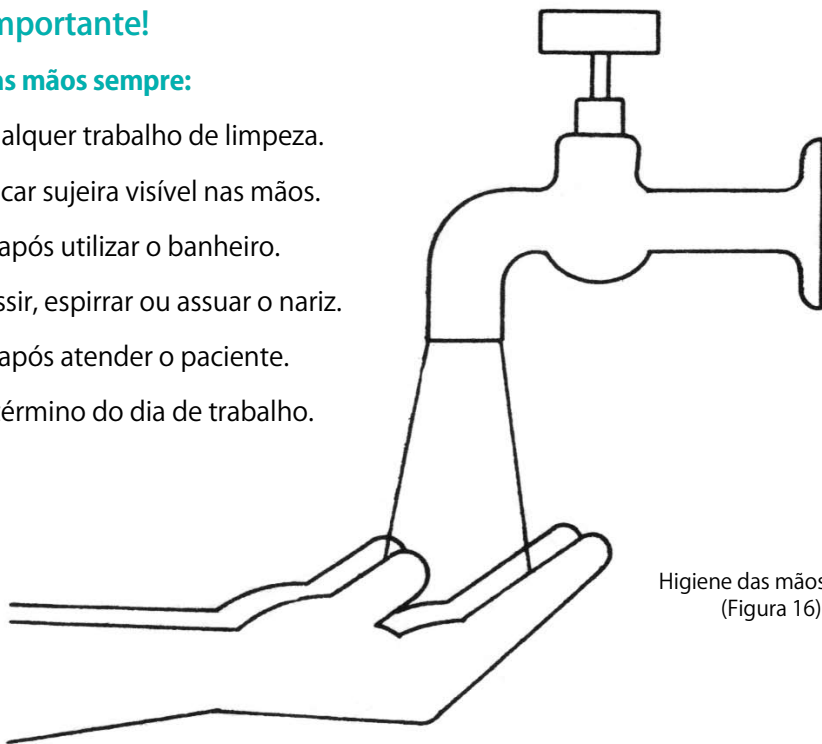


- **Não sentar no leito do doente;** pode-se carregar germes para casa ou deixar os próprios no leito do doente.
- **Manter os cabelos compridos presos** durante o manuseio do doente.
- **Manter o avental sempre abotoado;** sua finalidade é a própria proteção; funciona como uma barreira, isolando os germes da comunidade dos germes hospitalares.

O mais importante!

Higiene das mãos sempre:

- Após qualquer trabalho de limpeza.
- Ao verificar sujeira visível nas mãos.
- Antes e após utilizar o banheiro.
- Após tossir, espirrar ou assuar o nariz.
- Antes e após atender o paciente.
- Após o término do dia de trabalho.



Higiene das mãos
(Figura 16).

Cama

Visitantes e muito menos profissionais de saúde não devem se sentar nas camas dos pacientes. Germes que vêm com a roupa de casa não são bem-vindos no hospital e também não se quer levar germes hospitalares para casa. Esta instrução deve ser bastante rigorosa e supervisionada por todos.

Unhas

Profissionais de saúde devem ter o cuidado de não remover cutículas, sob risco de lesões que favorecem adquirir doenças, como a hepatite B, por exemplo. Sugere-se creme removedor de cutículas e bastante hidratação das mãos. Estes cremes devem ser pessoais e também deverão ser observados com relação à validade e contaminação. As unhas dos profissionais devem ser curtas e limpas em todas as áreas hospitalares. O uso de esmalte deve ser muito criterioso, especialmente em centro cirúrgico e neonatologia.

Cabelos

Em áreas críticas os cabelos devem ser cobertos e nas demais, sempre presos se forem compridos.

No refeitório

Ao entrar no refeitório é importante retirar o avental branco e lavar as mãos antes das refeições, para evitar a disseminação de germes hospitalares. Ao terminar a refeição é importante lavar novamente as mãos para se dirigir ao atendimento dos pacientes novamente. Em centro cirúrgico ou UTI, a refeição deve ser feita em sala especial para esta finalidade e todo cuidado tomado para não restar farelos de pão e outros resíduos na roupa ou pijama cirúrgico.

Na UTI

O avental branco de uso rotineiro no hospital deve ser trocado na UTI por outro individual visando impedir a troca e germes entre estes ambientes. Mas mais importante ainda é a higienização das mãos antes e depois de tocar o paciente. Visitas que não tocam os pacientes poderiam abrir mão da troca de aventais, mas não da higiene das mãos.

EPI

Trabalhadores de saúde necessitam da utilização de Equipamentos de Proteção Individual (EPI) no contato com matéria orgânica (sangue, excreções, secreções) e em determinadas de isolamento e precauções de doenças transmissíveis. Estes equipamentos são: avental, luvas, máscara, gorro, óculos e botas.

Avental

A finalidade do uso do avental como uniforme é separar os germes da comunidade dos germes hospitalares. Deve ser usado sempre abotoado. Fundamental é que sejam limpos. O seu uso às refeições deve ser abolido. Nas unidades de isolamento, deve-se cuidar para não vesti-los tocando a face contaminada. O transporte do avental em uso durante a semana deve ser feito em saco plástico. No ônibus e nos restaurantes vizinhos aos hospitais não é boa prática de higiene. A comunidade tem-se manifestado nos jornais da cidade contra os aventais nas lanchonetes em volta dos hospitais. Mais do que o uso do avental, em todas as situações deve ser enfatizado a higiene das mãos.

Observações: Os visitantes, em geral, não necessitam de avental, desde que orientados sobre a higiene das mãos e não tenham contato direto com sangue e secreções dos pacientes. O avental utilizado em áreas críticas não deve ser levado para outras áreas hospitalares.

Luvas

As luvas são consideradas EPI (Equipamentos de Proteção Individual) e devem ser usadas por todos os profissionais de saúde quando forem entrar em contato com sangue ou secreções orgânicas. No entanto, o seu uso deve ser consciente; elas não podem servir para disseminar bactérias resistentes no ambiente de trabalho. Deve-se evitar atender telefone e abrir porta com luvas, erros muito comumente vistos nos hospitais. Após o contato com a possível matéria orgânica, as luvas devem ser removidas e o profissional de saúde deve proceder a higiene das mãos. Luvas de látex, mesmo de boa qualidade, têm apresentado microfuros em até 80% delas. Não está indicado lavar as luvas entre os usos, porque isto poderia aumentar o risco profissional de infecções. Apresentamos a seguir uma sugestão do uso de luvas (Tabela 18).

Tabela 18. [Uso de luvas.](#)

LÁTEX ESTÉRIL	LÁTEX NÃO ESTÉRIL	LUVAS GROSSAS
• Cirurgias • Desinfecção de materiais • Aspiração endotraqueal • Traqueostomias • Inserção de cateter central	• Aspiração endotraqueal • Toque vaginal • Toque retal • Banho de leito • Curativo com secreções • Precauções de contato • Contato com germes multi-resistentes • Coleta de sangue • Administração de medicação endovenosa	• Preparo de soluções desinfetantes • Manipulação de soluções desinfetantes • Limpeza • Lavar materiais

Luvas estéreis descartáveis (látex)

Indicadas para uso no Centro Cirúrgico e procedimentos de risco, a saber: biópsias, traqueotomias, drenagem torácica, punção (subclávia, pleural, ascítica, articular, pericárdica, peritoneal, arterial) e cateterismo (vesical, cardíaco).

Luvas não-estéreis descartáveis (látex)

Indicadas para proteção do profissional no banho do paciente, em curativos extensos infectados, endoscopia, toque retal, preparo de materiais, limpeza de matéria orgânica, punção venosa periférica (laboratório), para toda situação que envolva precauções de isolamento (ex: MRSA, germes multi-resistentes).

Não há necessidade de luvas para:

- ♦ Exame Físico
- ♦ Curativo
- ♦ Contato com pele íntegra.

Máscara

Servem para proteger de respingos na aspiração de pacientes e para proteção nos isolamentos respiratórios e por gotículas. Se úmidas, são ineficazes. Após o uso devem ser desprezadas.

Gorro

Devem ser usados quando trabalhar em áreas críticas, centro cirúrgico e centro obstétrico para evitar cair cabelo e pêlos no ambiente. Após o uso devem ser desprezados se descartáveis ou encaminhados para a lavanderia.

Óculos

Servem para proteção dos olhos na aspiração endotraqueal e durante procedimentos de risco e cirurgias. Após o uso devem ser limpos com água e sabão ou pano úmido; secar; guardar em local protegido.

Botas

Devem ser impermeáveis e com solado antiderrapante. Servem para proteger os calçados de contaminação hospitalar durante processos de limpeza. Devem ser limpas no final do expediente. Se forem utilizadas em desinfecção terminal, devem ser desinfetadas após o uso e guardadas limpas.

Propés

Como EPI, os propés não devem ser abandonados. É certo que não se demonstrou até agora a contaminação cirúrgica a partir do piso, mas durante um ato cirúrgico, sempre é possível respingos de sangue, ou acidentes com bisturi caindo no chão; não se tem como desinfetar o calçado ou o próprio pé ferido, sem proteção. O ideal ainda é que cada um tenha o seu tamanco de uso individual, lavável e, idealmente, autoclavável, mas até que isto ocorra, ainda é obrigação do empregador o fornecimento de EPI, no caso, o propé ou sapatilha cirúrgica.

29. Pacientes transferidos de outro hospital

Ao receber o paciente vindo de outro serviço, verificar:

- Se o paciente vier com sonda vesical, retirá-la e realizar um novo cateterismo. Não há validade em se cultivar ponta de sonda vesical. Em caso de urina turva ou paciente sintomático, é importante realizar uma cultura de urina já na entrada.
- Se o paciente vier com algum acesso venoso, central ou periférico, realizar uma nova punção. Só depois de garantido o novo acesso, é que se removerá o antigo.
- Apenas em caso de febre e acesso venoso central, é que está indicado o cultivo da ponta do cateter, segundo a técnica semi-quantitativa de Maki*.
- Se o paciente tiver sido operado e ainda estiver com curativos, retirar as coberturas e realizar um novo curativo. Havendo secreção, colher material para cultura.
- Se o paciente veio de UTI, colher swab nasal para pesquisa de MRSA e secreção traqueal para pesquisa de multirresistentes, mantendo-o em “quarentena”, ou seja, em precauções de contato, até resultado negativo.

- Caso venha com alguma secreção, todo paciente deverá ser mantido em precauções de contato.

*Técnica semi-quantitativa de Maki: remover o cateter de maneira asséptica, cortando a ponta (10 cm), tocando-a na placa de cultura algumas vezes e depois rolando o cateter na placa; colocando-a a seguir em meio de transporte.

30. Papel da enfermagem no controle de infecções



Florence Nightingale (Figura 17).

A partir dos ensinamentos clássicos de Florence Nightingale (Figura 17) durante a guerra da Criméia, 1853-1856, começou-se a delinear os cuidados de enfermagem para o controle de infecções. São ações atribuídas à enfermagem para o controle de infecções:

- Realizar a vigilância epidemiológica das infecções hospitalares através do método de busca ativa.
- Elaborar as taxas de infecção hospitalar através dos dados coletados.
- Realizar visitas às unidades de Isolamento para verificação das normativas recomendadas para precauções e isolamentos.
- Verificar o uso das precauções universais junto à equipe multidisciplinar.
- Elaborar e atualizar anualmente as rotinas de limpeza, desinfecção e esterilização para os diversos setores do hospital.
- Realizar semestralmente controle da qualidade da água após desinfecção das caixas d'água, com exames de potabilidade e pesquisa de *Pseudomonas aeruginosa*.
- Fornecer informações dentro da área específica de atuação para os profissionais interessados.
- Participar das visitas aos setores para análise e posterior relatório entregue à Diretoria, com base no Roteiro de Inspeção das unidades e setores.
- Colaborar com os diversos setores do hospital quando solicitado parecer na área de infecção hospitalar.
- Notificar a SMS as taxas de infecção hospitalar.
- Controlar a qualidade de esterilização das autoclaves e estufas através dos testes biológicos em intervalo pré-fixado.
- Fornecer junto com os outros membros da CCIH, parecer técnico quanto à aquisição de materiais e equipamentos, bem como reformas de instalações prediais.
- Calcular taxas de infecção hospitalar e divulgar relatórios mensais para CCIH e setores envolvidos.
- Semanalmente enviar o relatório de Notificação Compulsória de Doenças Transmissíveis à Secretaria Estadual de Saúde.
- Interface com vários setores: Higiene Hospitalar, Educação Continuada, Centro Cirúrgico, Central de Materiais Esterilizados, Serviço de Nutrição e Dietética, Lavanderia, Medicina do Trabalho.

Vigilância epidemiológica

Há que se fazer um esforço junto à equipe para melhorar a informação sobre a ocorrência de infecções, ou seja, a notificação. Só assim, conhecendo a verdadeira dimensão dos problemas é que se poderão tomar as medidas devidas para o seu controle. As fichas relativas a estes dados deverão ser arquivadas por, pelo menos, cinco anos porque são documentos legais do hospital.

Busca ativa

O método de vigilância ativa (busca ativa) é considerado prospectivo e identifica o caso de infecção hospitalar no momento do diagnóstico, podendo analisar os fatores de risco, bem como instituir medidas de controle durante a internação. Este método é realizado pelo próprio SCIH. Várias fontes de informações são utilizadas pela metodologia ativa, sendo uma das mais importantes o Kardex, introduzido por Wenzel em 1972, porém as diversas fontes devem estar associadas.

Resumidamente o método de vigilância ativa é realizado por uma enfermeira do serviço de controle de infecção hospitalar, que visita as unidades de risco diariamente (ex: UTI, berçários, clínicas cirúrgicas) e as demais unidades duas a três vezes por semana, observando os fatores de risco e os casos de IH através de informações do próprio paciente, revisão das anotações da enfermagem e do prontuário. As informações observadas são: a presença de febre, o uso de procedimentos invasivos, o início ou a troca de antibiótico e a informação médica ou de enfermagem da presença da infecção hospitalar. Associa-se a esta visita a avaliação dos resultados de culturas realizadas.

Atualmente o sistema mais aceito é a vigilância epidemiológica ativa, utilizando várias fontes de informação. Este método pode detectar precocemente os casos de infecção hospitalar e favorecer o contato do SCIH com o médico e a equipe de enfermagem da unidade, promovendo as medidas de controle, assim que o caso seja notificado ou que haja indícios de surto.

Passos para a realização da busca ativa

- Levantar diariamente os resultados de culturas microbiológicas.
- Na unidade, verificar o uso de antibióticos, através da prescrição médica.

- No prontuário, antes de entrar no quarto, verificar, através da evolução de enfermagem, relato de sinais e sintomas sugestivos de infecção, dados relativos aos fatores de risco e coleta de material para cultura.
- Visitar os pacientes à beira de leito, observando sinais e sintomas sugestivos de infecção e a presença de fatores de risco.
- Ler os prontuários dos pacientes que tenham levantado suspeita de infecção através das etapas anteriores.
- Coletar informações extras junto à equipe de saúde da unidade, quando necessário.

Caso haja dúvida quanto à indicação de antibióticos ou tempo de uso, a informação é repassada aos médicos do SCIH, que discutirão o caso com o médico assistente do paciente.

Se for detectada a ocorrência de infecção hospitalar, notificar através de instrumento próprio (FICHA DE NOTIFICAÇÃO), com base nos dados obtidos no prontuário, seguindo os critérios diagnósticos de infecção hospitalar adotados pelo SCIH. Na suspeita de infecção e não confirmação através dos dados disponíveis, também abrir ficha de notificação de infecção hospitalar para posterior confirmação ou não do caso. Registrar no prontuário do paciente a ocorrência de infecção.

Registrar a visita no prontuário e, se necessário, escrever as orientações necessárias ao controle ou investigação de infecção (precauções universais, protocolos, coleta de material para cultura).

Constituem sinais e sintomas de infecção aqueles adotados pelo SCIH como sugestivos ou confirmatórios de infecção. Usualmente são adotados os critérios dos Centros de Controle de Doenças (CDC), de Atlanta, EUA.

A periodicidade da realização da visita aos pacientes varia conforme a rotatividade e a gravidade dos pacientes e utilização de procedimentos invasivos, e a disponibilidade de tempo da equipe do SCIH.

A visita de vigilância epidemiológica propicia a avaliação constante da área física, técnicas e procedimentos, oportunizando a educação continuada à equipe de saúde, pacientes e visitantes no que diz respeito à prevenção e controle de infecções hospitalares.

Mensalmente são condensados os dados de Infecção hospitalar e elaboradas as taxas, as quais serão apresentadas nas reuniões de busca ativa com as

unidades. Nestas reuniões, além das taxas de infecção hospitalar, também serão discutidos os casos de infecção hospitalar, as medidas de prevenção e controle e assuntos de interesse ao controle das infecções hospitalares. Trimestralmente o SCIH aplica um questionário de avaliação da unidade, observando o cumprimento de normas e rotinas.

Baseados nestas visitas e na vigilância epidemiológica as taxas de infecção levantadas serão comunicadas mensalmente à autoridade sanitária através de um formulário de **Notificação Mensal de Infecção Hospitalar**, que facilitarão priorizar as ações. Normalmente as áreas com maiores dificuldades são: centro cirúrgico, central de material, unidade de terapia intensiva, neonatologia, unidades de transplantes, se houver.

Da mesma forma, a **Notificação Obrigatória das Doenças Transmissíveis** deverá ser feita pela CCIH que orientará as medidas de precauções e isolamentos. Todas as orientações da CCIH, inclusive as **orientações sobre precauções e isolamentos**, deverão ser feitas por escrito, com cópia arquivada na CCIH, posto que também são documentos.

A **investigação de surtos**, quando houver deve ser sempre a prioridade em relação a todas as outras atividades.

Educação continuada

Outra atividade muito importante da CCIH é o treinamento em serviço.

A educação continuada é uma oportunidade para a reciclagem e atualização de todo o corpo do hospital e é a principal tarefa no controle de infecções, mas não a mais fácil. É através destes treinamentos que se procurará modificar comportamentos, aprimorar técnicas e assim, reduzir a ocorrência de infecções. Estes treinamentos deverão ser priorizados nas áreas onde os problemas são mais importantes, conforme se levantou através das notificações das infecções.

Acompanhamento de germes multirresistentes

Anualmente a CCIH deverá ter em mãos o relatório da resistência bacteriana recebido direto do laboratório e, se este não disponibilizar, realizar um levantamento próprio com os germes mais freqüentes e respectivas sensibilidades antimicrobianas, com as respectivas topografias.

Parecer de compra de produtos

Os antimicrobianos bem como todo material médico-hospitalar deverão ter parecer de compra aprovado pela CCIH, que analisará o custo-benefício de cada produto padronizado; esta padronização deverá ser revista anualmente e conforme a necessidade.

Reunião da CCIH

Dependendo das características de cada hospital, a CCIH deverá realizar periodicamente as suas reuniões, mas pelo menos uma vez por mês. Em hospitais maiores a CCIH poderá se reunir mais freqüentemente a depender das características dos problemas a resolver.

Avaliação das unidades

Periodicamente a CCIH deverá realizar visitas às unidades visando definir as normas e trazer orientações práticas para o bom controle de infecções. O Instrumento de Avaliação das Unidades demonstra os principais tópicos a serem examinados nesta visita. A correção das sugestões reduz efetivamente as taxas de infecção.

- Apresentação do trabalho à direção do hospital.
- Visita de reconhecimento das áreas críticas, semi-críticas, unidades de internação e número de leitos.
- Apresentação à equipe do hospital.
- Levantamento da realidade já existente.

Check-list da CCIH

- ✓ Conferir última reunião da CCIH registrada.
- ✓ Conferir último relatório de notificação de IH à Vigilância Sanitária.
- ✓ Conferir último relatório de notificação de doenças transmissíveis à Vigilância Sanitária.
- ✓ Conferir a existência de livro ata, livro de treinamentos, livro de registro de atividades da CCIH.

✓Check-list da central de material esterilizado

- ✓ Conferir a existência de livro de registro de: número de lote, data de esterilização, validade de esterilização e responsável.
- ✓ Conferir o fluxo da área suja, área de preparo, área limpa.
- ✓ Conferir o armazenamento dos materiais em armários fechados com visor.
- ✓ Conferir a existência de termômetro de máxima e mínima e livro de registro das temperaturas.
- ✓ Conferir a existência de fita indicador-químico.
- ✓ Conferir a existência de integrador.

✓Check-list do centro cirúrgico

- ✓ Conferir livro de registro de cirurgias para levantamento de: número de cirurgias e número de cirurgias limpas.
- ✓ Conferir o uso de pro-pés, sapatilhas ou tamancos de uso individual.
- ✓ Conferir a presença de sabonete degermante dispensado em doses individuais.
- ✓ Conferir o fluxo e entrada exclusiva para pacientes.

✓Check-list geral

- ✓ Rotinas do controle de infecção.
- ✓ Rotinas das unidades de internação.
- ✓ Rotinas do Pronto Atendimento.
- ✓ Rotinas do Centro Cirúrgico/Obstétrico.
- ✓ Rotinas do Serviço de Endoscopia/Hemodinâmica/Unidade de Transplante/Unidade de Neonatologia.
- ✓ Rotinas da Zeladoria/ Serviço de Higiene Hospitalar.
- ✓ Cronograma dos treinamentos.

Check-list anual

- ✓ Revisão das rotinas.
- ✓ Imunização dos funcionários para hepatite B, tétano e rubéola.
- ✓ Roteiro de inspeção.
- ✓ Condensado de culturas e sensibilidade/resistência bacteriana.

Check-list semestral

- ✓ Revisão da padronização de antimicrobianos e germicidas.
- ✓ Limpeza das caixas d'água e cultura para germes comuns (potabilidade) e *Pseudomonas*.
- ✓ Limpeza da estação de tratamento de esgoto.

Check-list mensal

- ✓ Conferir pagamento dos funcionários, se a firma for terceirizada.
- ✓ Notificação mensal das Doenças Transmissíveis.
- ✓ Notificação mensal das IH, saídas, óbitos, taxa de mortalidade, óbito por IH, taxa de IH por topografia, por especialidade, por unidade.
- ✓ Relatório de Consumo de Antimicrobianos.

Check-list diário

- ✓ Busca ativa diária na UTI e 3x/semana nas demais unidades.
- ✓ Controle de antimicrobianos diário.
- ✓ Definição de precauções e isolamentos.
- ✓ Orientação sobre separação do lixo.

31. Pasteurização



Gaspard-Félix Tournachon, 1895.

Pasteur (Figura 18).

A temperatura elevada a 60 graus durante 60 minutos, inicialmente descrita por Pasteur (Figura 18) desencadeou pesquisas recentes que eliminaram o uso de desinfetantes para alguns utensílios, por exemplo, comadres, papagaios e outros materiais que suportem esta temperatura, levando à pasteurização, ou seja, eliminação de todas as formas bacterianas, fungos e vírus, exceto esporos. Os CDC consideram a pasteurização, uma desinfecção de alto nível, ou seja, é inferior apenas à esterilização.

Check-list

- ✓ Colocar somente material limpo.
- ✓ Colocar água conforme quantidade de instrumentos.
- ✓ Ligar chave Mar Girus que acionará o micro controlador de temperatura.
- ✓ Esperar a temperatura atingir 65°C.
- ✓ Colocar o material ou instrumental, sendo que, todos devem permanecer submersos na água.
- ✓ Aguardar 60 minutos.
- ✓ Desligar a chave Mar Girus.
- ✓ Abrir um campo estéril sobre a mesa de secagem.
- ✓ Conectar o chicote no ar comprimido (este deve ser pasteurizado junto com os demais materiais).
- ✓ Secar o material completamente em ar comprimido.
- ✓ Embalar em saco plástico (uso único) com etiqueta contendo o nº lote, data esterilização e data de validade (7 dias).
- ✓ A água deverá ser substituída a cada 24 horas ou quando necessário, sendo que para este procedimento a chave Mar Girus deverá estar desligada.
- ✓ A desinfecção ocorrerá todo sábado no período da tarde.

Obs: O cesto possui uma posição de descanso para escoamento da água. Para limpar a pausterizadora utilize um detergente líquido neutro e após secar passe kaol. Não ligar sem água; a resistência deve estar no mínimo submersa na água. Quanto mais água, mais tempo levará para atingir a temperatura desejada. Não abrir a tampa enquanto o material estiver pasteurizando.

32. Planejamento anual

Acrescentamos aqui uma lista de atividades, que poderá ser priorizada, conforme os problemas do momento, mas poderá ser acrescida de outras, conforme cada realidade.

17. Preparar para a direção do hospital folha dos casos de doenças de notificação compulsória, a ser remetida ao órgão Municipal da Saúde.
18. Notificação dos casos de Infecção Hospitalar à Direção do Hospital e à Vigilância Epidemiológica do Município.
19. Vigilância Epidemiológica dos casos de Infecção Hospitalar através da coleta e análise de dados obtidos através da Busca Ativa.
20. Relatório mensal com dados sobre a coleta, análise e divulgação das taxas de Infecção Hospitalar, amplamente divulgado e arquivado em pasta própria.
21. Reunião mensal da CCIH com seu núcleo básico com sessão aberta à comunidade interessada.
22. Educação continuada.
23. Levantamento anual da resistência bacteriana através dos resultados de culturas.
24. Controle do uso de antimicrobianos através da vigilância diária do uso de antimicrobianos e da padronização de medicamentos.
25. Padronização de anti-sépticos.
26. Controle da desinfecção de materiais.
27. Supervisão do funcionamento da Central de Material Esterilizado.
28. Orientações sobre o Isolamento das doenças infecciosas transmissíveis.

29. Sugestão de medidas que resultem na prevenção ou redução das infecções hospitalares sempre que houver necessidade.

33. Precauções e isolamentos

O isolamento das doenças transmissíveis está indicado em situações definidas e apenas durante o período de transmissibilidade da doença. Com a finalidade de padronização de linguagem, chamamos isolamento toda vez que houver necessidade de quarto individual; nas precauções o quarto será individual apenas se possível. Confira o período de incubação das principais doenças transmissíveis na Tabela 19.

- ♦ **PC** = Precauções de contato ou padrão
- ♦ **PG** = Precauções com gotículas
- ♦ **PA** = Precauções aéreas

Tabela 19. Período de incubação das doenças transmissíveis.

DOENÇA	PRECAUÇÃO	INCUBAÇÃO	TRANSMISSÃO
Abscesso de pulmão	PC	48 - 72 horas	Enquanto houver secreção
Actinomicose	PC	Irregular	Não depende do contato
AIDS	PC	Desconhecido	?
Agranulocitose	PC	Não se aplica	
Amigdalite (Str. β -hemolítico)	PG	1-3 dias	10 - 21 dias. Com Atb 24 - 48 horas
Angina herpética (herpes simples)	PC	2 - 12 dias	Até 7 semanas
Bactérias multirresistentes	PC	Variável	Enquanto houver lesão
Brucelose	PG	5 - 30 dias (meses)	Não há transmissão inter-humana
Campilobacter	PC	3 - 5 dias (1 a 10)	Até 7 semanas
Caxumba	PG	2 - 3 semanas	6 dias antes - 9 dias depois
Cólera	PC	Horas até 5 dias	7 - 14 dias

(continua)

Conjuntivite bacteriana	PC	24-72 horas	Durante a fase aguda
Conjuntivite gonocócica	PC	1-5 dias	Até 24 hs do tratamento enquanto houver secreção
Coqueluche	PG	7 - 10 dias (Mx. 21)	Com AB 5 - 7 dias
Dermatite extensa (bolhosa, vesicular ou eczematosa)	PG		
Diarréia infecciosa (E. coli enteropatog., salmonela, shigela)	PC	12 - 72 horas	Várias semanas
Difteria	PG	2 - 5 dias (ou +)	2 semanas; com AB 24 hs
Endometrite	PC	Variável	
Enterocolite estafilocócica	PC	Variável (4-10 d)	Enquanto houver lesão
Escabiose	PC	2 - 6 semanas	Enquanto houver lesão
Escarlatina (Str. β hemolítico)	PG	1 - 3 dias	10 - 21 d; com AB 24 - 48 hs
Escherichia coli enteropatogênica	PC	12 - 72 horas	Várias semanas

Estafilococcias	PC	4 - 10 dias (varia)	Enquanto houver lesão
Estreptococcias	PC	1 - 3 dias	10 - 21 dias; com AB 24 - 48 hs
Gangrena gasosa	PC	Variável	Enquanto houver lesão
Gastroenterite viral	PC	24 - 48 horas	Durante a fase aguda
Gripe aviária	PC	2 - 4 dias (mx. 8)	1 semana
Hepatite A	PC	10 - 50 d (28 - 30)	Até 1 semana depois da icterícia
Hepatite B	PC	45 - 160 dias	Vários anos
Hepatite C	PC	2 semanas - 6 m	Vários anos
Herpes zoster	PC	2 - 3 sem (13 - 17 d)	Até 6 dias da erupção
Herpes zoster em Imunossuprimidos. Pessoa não imune	PA	2 - 3 semanas (13 - 17 dias)	O risco de contágio pode ser prolongado
Infecção cutânea que ultrapassa o curativo	PC	Variável	Enquanto houver lesão
Meningite meningocócica	PG	2 - 10 dias (3 - 4)	Após 24 hs de tratamento

Onfalite	PC	4 - 10 dias (varia)	Enquanto houver lesão
Pneumonia estafilocócica	PG	4 - 10 dias (varia)	Enquanto o escarro for +
Poliomielite	PC	7 - 14 dias (3-5)	3 - 6 semanas
Queimaduras extensas	PC		
Queimaduras infectadas	PC	Variável	Enquanto houver secreção
Raiva	PC	2 - 8 semanas (10 dias - 1 ano)	No cão 3 - 5 dias; rara transmissão inter-humana
Rotavírus	PC	1 - 3 dias	Até semanas em crianças
Rubéola	PG	14 - 21 dias (6 - 18)	4 dias (em RN até meses)
Salmonelose	PC	6 - 72 hs (12 - 36)	Várias semanas
Sarampo	PA	10 dias (8 - 13)	Até 4 dias da erupção
Shigelose	PC	1 - 7 dias (1 - 3)	Várias semanas
Síndrome de Fournier	PC	Variável	Enquanto houver secreção

Tínea	PC	10 - 14 dias	Enquanto houver lesão
Tracoma agudo	PC	5 - 12 dias	Enquanto houver lesão
Tuberculose (escarro positivo)	PA	6 - 12 semanas	Enquanto eliminar bacilos infectantes; 14 dias com tratamento
(ganglionar supurada)	PC		
Varicela	PA	2 - 3 sem (13 - 17 d)	Até 6 dias da erupção
Yersinia enterocolitica	PC	3 - 7 dias (até 10)	Enquanto houver sintoma

PRECAUÇÕES DE CONTATO OU PADRÃO

Quarto com ante-sala

- Individual se possível
- Portas fechadas
- Banheiro privativo

Avental de contato

- Obrigatório no contato direto

Máscara

- Não necessita

Luvas

- No contato com secreções

PRECAUÇÕES COM GOTÍCULAS

Quarto com ante-sala

- Individual
- Portas fechadas
- Banheiro privativo

Avental de contato

- Obrigatório

Máscara

- Obrigatório a 1m do paciente

Luvas

- No contato com secreções

PRECAUÇÕES AÉREAS

Quarto com ante-sala

- Individual
- Portas fechadas
- Banheiro privativo

Avental de contato

- Obrigatório

Máscara

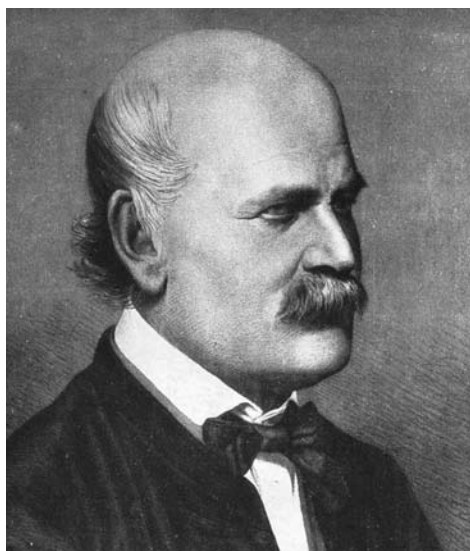
- Obrigatório antes de abrir a porta

Luvas

- No contato com secreções

34. Prevenção da infecção cirúrgica

Apesar de terem sido obtidos grandes progressos na redução das taxas de infecção cirúrgica durante os últimos 100 anos, após as valiosas contribuições de Luis Pasteur, Ignaz Semmelweis (Figura 19), Oliver Wendell Holmes e Joseph Lister (Figura 20), estima-se que ocorram 325.000 infecções cirúrgicas por ano nos Estados Unidos, fazendo com que seja a terceira topografia acometida.



Jenő Doby, 1860.

Semmelweis (Figura 19).



Wikicommon.

Lister (Figura 20).

Principais fatores de risco para infecções cirúrgicas

- Tempo de hospitalização no pré-operatório.
- Tempo de cirurgia.

- Experiência do cirurgião.
- Idade do paciente.
- Doença de base do paciente (p. ex: Diabetes).
- ASA-score (*American Society of Anaesthesiology*).
- Condições da pele (região corporal, anti-sepsia).
- Anti-sepsia (mãos e campo operatório).
- Contaminação ambiental (contaminação do ar), principalmente nos implantes.
- Grau de contaminação da ferida cirúrgica.
- Colonização bacteriana do campo operatório.
- Resultado da cultura colhida durante a cirurgia.
- Portadores de bactérias no vestíbulo nasal (ex. cepas de *S. aureus*).

Principais medidas para a profilaxia das infecções cirúrgicas

- Tempo de hospitalização pré-operatório o mais curto possível.
- Tratamento das infecções bacterianas existentes antes de cirurgias eletivas (p. ex., infecção urinária).
- Tricotomia imediatamente antes da cirurgia (o ideal é não fazer tricotomia ou realizar poda dos pêlos com tesoura ou uso de máquina elétrica).
- Vigoroso preparo cirúrgico da pele (anti-sepsia do campo operatório e degermação cirúrgica das mãos) com sabonete degermante por 5 minutos.
- O menor número de pessoas, movimentação e conversas durante a cirurgia.
- Utilização de sistemas de drenagem fechados.
- Antibioticoprofilaxia, peri-operatória (no máximo até três doses).
- Técnica no-touch na troca de curativos.
- Busca ativa das infecções cirúrgicas.

- Utilização por todos os membros da equipe cirúrgica, de máscara de alta eficiência, que cubra totalmente a boca e o nariz, bem como de gorro ou touca que cubra totalmente os cabelos e pêlos da face.
- A equipe cirúrgica deverá degermar suas mãos e antebraços até os cotovelos, com a solução degermante padronizada, por pelo menos cinco minutos, antes do primeiro procedimento cirúrgico do dia. Entre cirurgias consecutivas o tempo de degermação de 3 a 5 minutos poderá ser aceitável. Depois de degermadas e secas as mãos com compressa estéril, a equipe cirúrgica deverá vestir aventais estéreis.
- A equipe cirúrgica deverá colocar luvas estéreis. Se estas forem perfuradas durante a cirurgia, deverão ser substituídas o mais rápido possível.
- Em cirurgias ortopédicas ou com implantes, deverão ser usados dois pares de luvas.
- A equipe de saúde deverá lavar suas mãos antes e depois da realização de curativos cirúrgicos.
- A equipe não deverá tocar diretamente uma ferida cirúrgica aberta ou recentemente realizada a menos que utilize luvas estéreis ou a técnica *no-touch*.
- Colher cultura de qualquer secreção de ferida cirúrgica suspeita de infecção.

Medidas desnecessárias para profilaxia das infecções cirúrgicas

- Existência de salas separadas para cirurgias limpas e infectadas.
- Utilização de sistema de fluxo laminar (exceção para implantes de próteses).
- Utilização de campos plásticos.
- Trocas das roupas utilizadas no centro cirúrgico (calça, jaleco) após utilização de toalete.
- Culturas de rotina do ambiente e do ar.
- Culturas de rotina da equipe (p. ex., de narinas).

- O uso de esteiras ou tapetes contendo soluções desinfetantes na entrada da sala cirúrgica não deverá ser praticado com o propósito de controle de infecções.
- A equipe cirúrgica deverá trabalhar a maior eficiência possível, a fim de manusear os tecidos com delicadeza realizar hemostasia, erradicar espaços mortos, reduzir a possibilidade de tecidos desvitalizados e corpos estranhos na ferida cirúrgica, além de reduzir o tempo de cirurgia.

Preparo cirúrgico das mãos

O preparo cirúrgico ou degermação cirúrgica das mãos e antebraços deve ser realizado antes de cirurgias e procedimentos invasivos como drenagem pleural, punção vascular central, cateterismo umbilical, flebotomia, laparoscopia, traqueostomia, punção articular, de líquido ascítico, entre outros. Ressaltamos a importância da redução da flora microbiana residente e transitória do local onde o procedimento será realizado. O emprego de uma solução anti-séptica é recomendado visando uma ação letal ou inibitória sobre os microrganismos, principalmente os da flora residente que não são facilmente removidos com o uso de sabão comum. Podem ser empregados compostos alcoólicos, compostos à base de iodo-povidona ou clorexidina, obtendo-se a redução de 70% a 95% da flora microbiana. O tempo necessário para realizar o preparo cirúrgico varia com o tamanho da superfície, porém para efeito de padronização, recomenda-se um período de cinco minutos. A escovação visa remover microrganismos e sujeira de locais de difícil acesso como pregas cutâneas e unhas. Deve restringir-se a estes pelo risco de causar lesões de pele que favorecem a proliferação microbiana. As escovas devem ser de cerdas macias, descartáveis ou devidamente esterilizadas.

Check-list

- ✓ Retirar jóias e adornos das mãos e antebraços.
- ✓ Prender os cabelos e posicionar corretamente a máscara.
- ✓ Abrir a torneira e regular a temperatura e o fluxo da água.
- ✓ Lavar as mãos e antebraços com solução degermante. Enxaguar.
- ✓ Escovar as unhas com solução degermante durante 1 minuto, desprezando-a.

- ✓ Friccionar mãos e antebraços com solução degermante, durante 4 minutos, seguindo uma seqüência sistematizada para atingir toda a superfície (total 5 min).
- ✓ Enxaguar abundantemente as mãos e antebraços com água corrente.
- ✓ Fechar a torneira com o cotovelo; se não for possível, pedir auxílio.
- ✓ Secar as mãos e antebraços com compressa estéril.

Preparo cirúrgico da pele

Para o preparo cirúrgico da pele e mucosas devemos observar os mesmos princípios da degermação cirúrgica das mãos. Para procedimentos que envolvam regiões altamente colonizadas, como o períneo, recomenda-se a higienização prévia do paciente, preferentemente com banho de aspersão. Alguns estudos recomendam o banho pré-operatório com solução anti-séptica embora sua validade na redução das infecções não esteja comprovada. Quando empregado, deve restringir-se a pacientes submetidos a procedimentos cirúrgicos onde a ocorrência de infecção causaria graves danos, como nas cirurgias cardíacas e com implante de próteses vasculares e ortopédicas. O tempo de internação prévio à cirurgia deve ser o menor possível devido à colonização do paciente com germes da flora hospitalar, aumentando o risco de infecção por multi-resistente.

✓Check-list

- ✓ Expor a superfície a ser preparada.
- ✓ Umedecer a compressa com água estéril e adicionar solução degermante.
- ✓ Friccionar sobre a pele durante 5 minutos, em movimentos uniformes, da área menos contaminada para a mais contaminada, não retornando ao ponto inicial, a menos que seja utilizada nova compressa.
- ✓ Retirar o excesso de solução com outra compressa umedecida. Secar a pele.
- ✓ Friccionar a solução para demarcação sobre a pele durante 1 minuto, repetindo os movimentos conforme acima.

Preparo cirúrgico das mucosas

Para procedimentos que envolvam regiões altamente colonizadas como períneo recomenda-se higienização prévia do paciente, preferencialmente banho de aspersão.

Check-list

- ✓ Expor a superfície a ser preparada.
- ✓ Umedecer uma compressa com anti-séptico aquoso (tópico).
- ✓ Friccionar sobre a mucosa, durante 5 minutos, em movimentos uniformes, da área menos contaminada para a área mais contaminada, não retornando ao ponto inicial, a menos que seja usada nova compressa.
- ✓ Retirar o excesso da solução com compressa seca.

35. Prevenção da infecção urinária

Em algumas séries de estudos, classifica-se como a mais comum das infecções hospitalares. Também é a mais fácil de prevenir, havendo interesse. Normalmente se relaciona ao cateterismo vesical e todo o cuidado com o cateter é necessário para a prevenção de infecções (Tabela 20).

Tabela 20. Fatores de risco para infecção urinária.

FATORES DE RISCO INERENTES AO PACIENTE	FATORES DE RISCO EXTERNOS
• Presença de infecção prévia • Indicação de cateterismo só quando necessário • Tentar outros métodos antes de sondar • Separar pacientes infectados dos não infectados • Obstrução externa (prostatismo) • Cirurgia	• Treinamento do pessoal • Técnica asséptica de inserção • Equipamento estéril • Só passar a sonda pessoal habilitado e treinado • Calibre da sonda • Fixação da sonda • Bolsa coletora de drenagem fechada • Manter bolsa coletora abaixo do nível da bexiga • Válvula anti-refluxo na bolsa coletora • Coleta asséptica da urina para cultura • Manutenção do fluxo urinário sem obstrução • Evitar irrigação • Troca do sistema se a técnica asséptica for violada • Não há intervalos fixos de troca do cateter • Não há necessidade de culturas de rotina

Os Centros de Prevenção e Controle de Doenças (CDC) recomendam alguns itens para a prevenção da infecção urinária, aqui listados.

Muito recomendado

- Educação do pessoal para a técnica correta de inserção e cuidado da sonda.
- Sondar apenas quando necessário.
- Enfatizar a higiene das mãos.
- Inserir a sonda com técnica asséptica e equipamento estéril.
- Fixar adequadamente o cateter.
- Manter o sistema urinário de drenagem fechado.
- Obter amostras de urina assepticamente.

Moderadamente recomendado

- Reeducar o pessoal periodicamente para os cuidados com o cateter.
- Utilizar o cateter de menor diâmetro possível.
- Evitar a irrigação a menos que seja necessária para prevenir obstrução.
- Limpeza do meato urinário quando necessário.
- Não trocar o cateter a intervalos arbitrariamente fixados.

Recomendado

- Considerar técnicas alternativas de drenagem urinária antes de usar um cateter de demora.
- Trocar o sistema coletor quando a esterilidade do sistema tiver sido violada.
- Separar os pacientes infectados com sonda vesical dos não infectados.
- Evitar a monitorização bacteriológica de rotina.

36. Prevenção da pneumonia nosocomial e infecção de cateter

Muito recomendado

- Pacientes que receberão anestesia e sofrerão intervenção cirúrgica, abdominal ou torácica, ou que tenham uma disfunção pulmonar considerável, como DPOC ou anormalidades músculo-esqueléticas da caixa torácica, ou testes de função pulmonar anormais, devem receber terapia pré e pós-operatória e instruções para prevenir complicações pulmonares pós-operatórias, como a pneumonia. A terapia e a instrução devem ser ministradas por pessoa capacitada.
- Se apropriada, a terapia pré-operatória deve incluir o tratamento com cura das infecções pulmonares, medidas para facilitar a remoção de secreções respiratórias (como o uso de broncodilatores, drenagem postural, tapotagem) e o abandono do hábito de fumar pelo paciente.
- A instrução pré-operatória deve incluir discussões sobre a importância de tossir freqüentemente no pré-operatório, de ter uma respiração profunda e eficaz e de deambular (tão logo haja indicação médica). Durante as discussões, o paciente deve demonstrar e praticar tosse e respirações adequadas e eficazes.
- A terapia e as instruções pós-operatórias devem ser destinadas ao estímulo de tosse freqüente, de respiração profunda e, a menos que exista contra-indicação médica, mover-se da cama e deambular.
- Toda dor que venha a interferir com a tosse e a respiração profunda deve ser controlada com analgésicos, com o suporte adequado da ferida abdominal (travesseiro no abdome para tossir) ou com bloqueio de nervos regionais.
- As mãos devem ser lavadas após o contato com secreções respiratórias, usando ou não luvas. Também devem ser lavadas antes e após o contato com paciente entubado ou traqueostomizado recente.

- Somente líquidos estéreis devem ser nebulizados ou usados em umidificador, ministrados assepticamente.
- A água que tenha condensado na tubulação deve ser desprezada não permitindo o seu refluxo para o recipiente.
- Os nebulizadores de parede tipo Venturi e seus recipientes devem ser rotineiramente trocados e recolocados aparelhos esterilizados ou desinfetados cada 24 horas.
- Outros nebulizadores, inclusive aqueles de medicamentos, e seus recipientes devem ser trocados e recolocados por outros esterilizados cada 24 horas.
- Umidificadores de ar ambiente que formam gotículas para umidificar (e assim na verdade são nebulizadores) não devem ser usados.
- A tubulação (incluindo as pontas nasais) e toda máscara usada para oxigênio emitido de uma válvula de parede devem ser trocadas entre um paciente e outro.
- Nenhuma peça do equipamento de terapia respiratória que seja destinado para uso único deve ser reutilizada.
- Uma vez usados em um paciente, equipamentos de ressuscitação manual (tipo ambu) devem ser esterilizados ou desinfetados antes de serem usados em outros pacientes. Não há dados a sugerir que eles necessitem ser trocados rotineiramente durante o uso em um paciente.
- Quando o tubo de traqueostomia requer troca, deve ser usado um tubo estéril ou desinfetado.
- O risco de contaminação cruzada e de trauma excessivo aumenta com a aspiração freqüente. Portanto, a aspiração não deve ser feita rotineiramente, mas somente quando necessária para reduzir secreções em abundância, o que pode ser indicado pelo aumento das dificuldades respiratórias ou por roncos facilmente audíveis.
- Utilizar um cateter novo estéril para cada série de aspirações, definidas como uma aspiração única ou aspirações repetidas feitas apenas com intervalos curtos, para limpar ou dar fluxo ao cateter.
- A aspiração deve ser executada usando técnica no touch ou luvas em ambas as mãos. Embora luvas novas devam ser usadas em cada aspiração, não são necessárias luvas estéreis.

- Se o problema for muco espesso, ou for necessário restaurar a permeabilidade do cateter, deve ser usado líquido estéril para remover as secreções; o líquido que se tornar contaminado durante o uso em uma série de aspirações, deve ser desprezado.
- Se houver previsão de uma epidemia de influenza, deve ser iniciado um programa de prevenção para toda a equipe de assistência, para os pacientes e para pacientes de alto risco. Este programa poderia incluir o uso de vacina anti-influenza e quimioprofilaxia viral.

Moderadamente recomendado

- Se as medidas conservadoras não removerem as secreções pulmonares retidas, deve ser feita drenagem postural e tapotagem para auxiliar o paciente na expectoração do escarro.
- Depois que um frasco de líquido para uso em nebulizador ou umidificador tenha sido aberto, o líquido não utilizado deve ser desprezado após 24 horas, mesmo se guardado em geladeira.
- Tanto frascos de dose única como os de dose múltipla podem ser usados para terapia respiratória. Se forem usados frascos de doses múltiplas, devem ser estocados (refrigerados ou à temperatura ambiente) de acordo com as instruções no rótulo. Os frascos não devem ser usados após a data de vencimento no rótulo.
- Os recipientes de líquidos devem ser preenchidos imediatamente antes do uso, e não muito precocemente. Os líquidos não devem ser adicionados para preencher recipientes parcialmente completos, isto é, se for preciso adicionar líquidos, então o líquido residual anterior deve ser desprezado primeiramente.
- Recipientes de umidificadores reaproveitáveis para uso com válvulas de oxigênio de parede devem ser limpos, lavados e secos diariamente.
- Recipientes descartáveis para uso com válvulas de oxigênio de parede devem ser seguros por longos períodos, mas não se sabe se necessitam ser trocados rotineiramente antes de serem esvaziados.
- Circuitos respiratórios, inclusive tubos e válvula de escape, devem ser trocados rotineiramente e recolocados outros esterilizados ou desinfetados cada 24 horas.

- Quando um respirador for usado para vários pacientes, o circuito respiratório deve ser trocado entre um paciente e outro, por outros esterilizados ou desinfetados.
- Espirômetros e outros equipamentos usados para monitorizar vários pacientes sucessivamente não devem tocar diretamente as partes do circuito respiratório. As peças acessórias devem ser usadas entre o equipamento e o circuito respiratório e ser trocadas entre um paciente e outro. Se não forem usadas e o equipamento de monitorização for conectado diretamente ao equipamento contaminado, o equipamento de monitorização deve ser esterilizado ou desinfetado antes de ser usado em outros pacientes.
- Até ocorrer a cicatrização ou formação de tecido de granulação ao redor do tubo em uma traqueostomia recente, a técnica no touch deve ser usada ou vestir luvas estéreis em ambas as mãos para todas as manipulações no local da traqueostomia.
- Usar técnica asséptica, incluindo o uso de luvas e campos estéreis, quando trocar os tubos.
- A menos que usados em unidades de assistência de tempo curto (recuperação ou unidades de emergência), os coletores de material aspirado devem ser trocados entre o uso em diferentes pacientes.
- Uma vez que sejam trocados os coletores de material aspirado, para serem reaproveitados devem ser esterilizados ou desinfetados.
- Pessoal hospitalar com infecção respiratória não deve ser designado para atendimento direto de pacientes de alto risco, como recém-nascidos, crianças pequenas, pacientes com DPOC ou pacientes imunocomprometidos.

Recomendado

- O espirômetro, usado para instrução de respiração profunda, deve ser usado no pré-operatório e para cuidado no pós-operatório.
- O coletor de material aspirado quando usado em um paciente não precisa ser trocado ou esvaziado rotineiramente.

- Se usados em unidades de assistência de curta permanência, os coletores de material aspirado não precisam ser trocados entre um paciente e outro, mas devem ser trocados diariamente.
- Pacientes com infecção respiratória potencialmente transmissível devem ser isolados de acordo com a atual edição de Precauções e Isolamentos de Doenças Transmissíveis.

Confira as recomendações para prevenção de infecção de cateter resumidas na Tabela 21.

Tabela 21. [Prevenção de infecção de cateter.](#)

RECOMENDADO	CATEGORIA NÃO RESOLVIDA
• Em pacientes com curativos grandes, que não permitem a visualização ou a palpação, removê-los e inspecionar o local diariamente e trocar o curativo. • Lavar as mãos usando um anti-séptico antes de palpar, inserir, trocar ou cobrir qualquer dispositivo EV.	• Não há recomendação para o uso de luvas estéreis ou não estéreis durante a troca de curativos. • Não há recomendação para troca de equipos além de 72 horas de intervalo.

MUITO RECOMENDADO

- Educação e treinamento das indicações de uso e procedimentos de inserção e manutenção de cateter EV e medidas apropriadas de controle de infecção de cateter.
- Limpar a pele com anti-séptico apropriado: álcool a 70%, PVP-I a 10% ou tintura de iodo a 2% antes da inserção do cateter.
- Usar uma gaze estéril ou transparente para cobrir o local do cateter.
- Remover o dispositivo EV tão logo o seu uso não seja mais indicado clinicamente.
- Trocar equipos EV até a cada 72 horas, a menos que indicado clinicamente.

MODERADAMENTE RECOMENDADO

- Realizar a vigilância das infecções de cateter para determinar taxas.
- Palpar diariamente o local de inserção do cateter por cima do curativo para ver dor.
- Inspeccionar diariamente o local de inserção do cateter para ver se tem dor, febre sem foco ou sintomas de infecção local ou da corrente sangüínea.
- Anotar data e hora da inserção do cateter no curativo.
- Não realizar culturas de vigilância de rotina de pacientes ou dispositivos de acesso EV.
- Calçar luvas de vinil ou de látex ao inserir um cateter EV.
- Calçar luvas de vinil ou de látex ao trocar curativos de cateter.
- Não trocar o curativo até remover ou trocar o cateter, ou ele se torne solto ou sujo.
- Trocar os equipos para sangue e produtos sangüíneos cada 24 horas

37. Recursos humanos

Treinamentos e admissão

A pedra angular de todo programa de prevenção e controle de infecção hospitalar é a educação e o treinamento do pessoal. Na admissão, todo funcionário, especialmente aqueles de áreas críticas, deverão receber treinamento pela CCIH. É uma boa norma todo funcionário novo ser recebido por algum membro da equipe que apresenta as instalações e, principalmente, orienta sobre as rotinas.

Check-list

- ✓ O líder define as qualificações e expectativas de desempenho para todas as posições do grupo.
- ✓ O hospital providencia o número adequado de membros do grupo cujas qualificações sejam consistentes com as responsabilidades do trabalho.
- ✓ Os líderes asseguram que a competência do grupo seja assegurada, mantida, demonstrada e melhorada continuamente.
- ✓ O hospital encoraja e suporta o auto-desenvolvimento e a aprendizagem do grupo.
- ✓ O processo de orientação fornece o treinamento para o trabalho e informação inicial e assegura a habilidade do grupo preenchendo responsabilidades específicas.
- ✓ O hospital orienta e educa o grupo sobre suas responsabilidades relacionadas ao cuidado do paciente.
- ✓ O treinamento em serviço e outras medidas de educação e treinamento mantêm e melhoram a competência do grupo.

- ✓ O hospital coleta regularmente dados agregados sobre padrões de competência e tendências para identificar e responder às necessidades de aprendizado do grupo.
- ✓ O hospital assegura a cada membro a habilidade de encontrar as expectativas afixadas na sua descrição de função.

Contratação

Quando forem contratados novos funcionários, é muito importante que seja uniformizada a linguagem do hospital com aquela que eles já trazem de outras experiências. A CCIH deve fazer parte do treinamento, que deve ocorrer antes de sua entrada em campo. Medidas básicas de controle de infecção, medidas de precaução e isolamento e algumas rotinas devem ser revisadas.

38. Regimento interno da CCIH

Naturalmente o regimento aqui apresentado é uma sugestão para ser adaptada a cada realidade, conforme características próprias de cada serviço, mas serve como um norte.

Capítulo I - disposições preliminares

Artigo 1º

A CCIH é um órgão de assessoria da Direção Geral do Hospital, de caráter permanente e tem por finalidade a definição de políticas institucionais e programas e ações que visem o controle e a prevenção das infecções hospitalares.

Artigo 2º

A CCIH órgão criado por ato próprio do hospital, para atuar em suas dependências, estruturada em conformidade com a Portaria Nº 2616/98 do Ministério da Saúde.

Capítulo II - da competência

Artigo 3º

Compete à CCIH:

Parágrafo I Definir as diretrizes para ação de Controle de Infecções Hospitalares.

Parágrafo II Manter sob avaliação permanente a efetividade do Programa de Controle de Infecções Hospitalares.

Parágrafo III Avaliar Sistematicamente e periodicamente as informações providas pelo Sistema de Vigilância epidemiológica e aprovar as medidas de controle propostas pela CCIH.

Parágrafo IV Comunicar regularmente a direção e as chefias dos setores de todo o Hospital a situação do controle das infecções hospitalares, promovendo seu amplo debate entre a comunidade hospitalar.

Parágrafo V Elaborar e divulgar relatórios periódicos sobre os principais indicadores epidemiológicos relacionados ao controle de infecções hospitalares, encaminhando-os para apreciação dos Serviços envolvidos quando necessários.

Parágrafo VI Realizar investigação epidemiológica de casos e surtos, sempre que indicado e instituir as medidas de controle necessárias.

Parágrafo VII Normalizar a política institucional de controle do uso de antimicrobianos, para reduzir o risco de disseminação de cepas bacterianas multi-resistentes.

Parágrafo VIII Elaborar cronograma de treinamento no que concerne a capacitação de recursos humanos nas questões ou temas que possibilitem o controle e a prevenção das infecções hospitalares.

- Parágrafo IX** Elaborar, propor e implementar normas e rotinas técnico-administrativas em conjunto com os diversos setores do Hospital, que estejam envolvidos, visando o controle e a profilaxia das infecções hospitalares, bem como supervisionar sua aplicação.
- Parágrafo X** Promover a notificação e providenciar o envio, aos órgãos competentes, dos registros das doenças de notificação compulsória e auxiliar na sua investigação epidemiológica.
- Parágrafo XI** Notificar aos serviços de vigilância sanitária do organismo de gestão estadual ou municipal do SUS, os casos de surtos diagnosticados os suspeitos de infecção associada a utilização de insumos e produtos industrializados.
- Parágrafo XII** Participar da elaboração e implementação de Programas de garantia da qualidade em colaboração com os demais serviços do Hospital.
- Parágrafo XIII** Cumprir e promover o cumprimento das medidas aprovadas nas reuniões da CCIH.

Capítulo III- da composição e escolha dos membros

- Artigo 4º** A CCIH será composta e representada pelos membros dos seguintes serviços: Departamento Administrativo; departamento Técnico-Assistencial; Departamento Clínico; Departamento Cirúrgico; Gerência do Serviço de Farmácia, Gerência do Laboratório e Gerência de Enfermagem.
- Artigo 5º** Os membros da CCIH serão nomeados pela Direção Geral com a anuência da Diretoria Clínica sendo tal indicação submetida à Direção para homologação.
- Parágrafo I** O mandato da Comissão será renovado anualmente, podendo ser indicado novamente.

Parágrafo II Haverá convocação anual pela Direção para indicação dos representantes dos Departamentos, com 30 (trinta) dias de antecedência da data da primeira reunião.

Parágrafo III Em caso de vacância definitiva de um dos representantes deverá haver indicação de um novo representante pelo Departamento envolvido, no prazo de 30 (trinta) dias.

Capítulo IV - do funcionamento

Artigo 5º A CCIH será dirigida por um (a) Presidente e um (a) Vice-Presidente que o substituirá nos casos de impedimentos temporários, ambos eleitos entre e pelos membros da Comissão.

Artigo 6º Haverá pelo menos uma reunião mensal de todo o conjunto dos membros da CCIH, em horário fixado anteriormente, registrando-se em livro-ata todas as decisões tomadas.

Parágrafo I Todas as reuniões da CCIH serão dirigidas pela Presidência e por ela convocada, com antecedência mínima de sete dias.

Parágrafo II As reuniões serão iniciadas pela leitura e aprovação da ata da reunião anterior.

Artigo 7º A ausência não justificada dos membros da CCIH a três sessões, determinará sua exclusão da Comissão, sendo encaminhado Ofício representado a Chefia do Departamento, apresentado a questão e solicitando a indicação de novo representante.

Artigo 8º As correspondências da CCIH serão feitas por escrito em duas vias, utilizando modelo de memorando.

Capítulo V - das atribuições

Artigo 9º São atribuições dos membros da CCIH:

1. Comparecer às reuniões;
2. Colaborar na divulgação e implantação das ações de controle de Infecções hospitalares, nos setores específicos.

3. Cumprir e fazer cumprir as decisões da CCIH.

Artigo 10º

São atribuições do Presidente da CCIH:

1. Atuar como elemento de ligação entre a CCIH e a Direção do hospital, viabilizando as ações de controle de infecções hospitalares.
2. Representar a CCIH perante a Direção do Hospital, bem como, se necessário fora deste, quando solicitado representante.
3. Convocar e presidir as reuniões da CCIH

Artigo 11º

São atribuições da Vice-Presidência da CCIH:

1. Substituir o Presidente nos seus impedimentos.

Artigo 12º

São atribuições do médico da CCIH:

1. Participar das visitas aos setores para análise e posterior relatório entregue à Diretoria.
2. Discutir com as clínicas sobre a melhor indicação antimicrobiana com base nos resultados de cultura e fichas de controle de antibióticos.
3. Supervisionar e revisar as fichas de busca ativa no controle de infecções realizada pelo enfermeiro e assessorar tecnicamente este sistema.
4. Recomendar isolamento em pacientes com suspeita ou diagnóstico definido de doenças infecto-contagiosas.
5. Realizar a vigilância epidemiológica das infecções hospitalares através do método de busca ativa.
6. Proceder à investigação epidemiológica quando houver elevação anormal das taxas, surtos de infecção, casos de infecção cruzada e surgimento de cepas bacterianas multi-resistentes, em colaboração com as equipes das unidades envolvidas e demais membros da CCIH.
7. Colaborar com os diversos setores do Hospital quando solicitado parecer na área de infecção hospitalar.

Artigo 13º

São atribuições do Enfermeiro da CCIH:

1. Realizar a vigilância epidemiológica das infecções hospitalares através do método de busca ativa.
2. Elaborar as taxas de infecção hospitalar através dos dados coletados.

3. Realizar visitas às unidades de Isolamento para verificação das normativas.
4. Verificar o uso das precauções universais junto à equipe multidisciplinar.
5. Elaborar rotinas de limpeza, desinfecção e esterilização para os diversos setores do hospital.
6. Realizar semestralmente controle da qualidade da água.
7. Fornecer informações dentro da área específica de atuação para profissionais interessados.
8. Participar das visitas aos setores para análise e posterior relatório entregue a Diretoria.
9. Colaborar com os diversos setores do hospital quando solicitado parecer na área de infecção hospitalar.
10. Notificar a SMS as taxas de infecção hospitalar.
11. Controlar a qualidade de esterilização das autoclaves e estufas através dos testes biológicos em intervalo pré-fixado.
12. Fornecer junto com os outros membros da CCIH, parecer técnico quanto à aquisição de materiais e equipamentos, bem como reformas de instalações prediais.
13. Calcular taxas de infecção hospitalar e divulgar relatórios mensais para CCIH e setores envolvidos.

Artigo 14º

São atribuições do Farmacêutico da CCIH:

1. Elaborar relatórios periódicos de custo, consumo e frequência de uso de antimicrobianos.
2. Fornecer informações sobre incompatibilidade físico-química dos antimicrobianos.
3. Participar da padronização e formulação das soluções germicidas, bem como realizar o controle de qualidade.
4. Fornecer informações dentro da área específicas para profissionais interessados.
5. Fiscalizar os laudos de controle de qualidade dos fabricantes de medicamentos.
6. Manter atualizada a padronização dos medicamentos especialmente dos antimicrobianos.

7. Manter um controle rigoroso da dispensação de antimicrobianos através de solicitação à farmácia.
8. Participar das visitas aos setores para análise e posterior relatório entregue a Diretoria.
11. Colaborar com os diversos setores do hospital quando solicitado parecer na área de infecção hospitalar.

Capítulo VI - das disposições finais

- Artigo 15º** As resoluções da CCIH terão caráter normativo e deverão ser cumpridas por todos os integrantes da Instituição.
- Artigo 16º** Modificações a este regulamento necessitam aprovação pelo conjunto dos membros da CCIH e aprovação da Diretoria.
- Artigo 17º** As questões omissas serão resolvidas pela Direção da Instituição.
- Artigo 18º** Este regulamento entra em vigor na data de sua aprovação pela Direção e revoga disposições anteriores.

39. Transporte de pacientes

Para o transporte de pacientes isolados pelo hospital e para fora, os pacientes deverão manter as mesmas medidas de precaução e isolamento durante a sua movimentação no hospital para exames, procedimentos diagnósticos ou terapêuticos, fisioterapia ou mesmo para fora do hospital.

1. Todo paciente isolado deverá ficar o máximo possível dentro do quarto, com a porta fechada.
2. A necessidade de fisioterapia deve ser considerada para doentes crônicos, discutido caso a caso com a CCIH. Toda orientação deverá ser repetida, enfati-

zando também ao doente para evitar tocar as superfícies. Manter as medidas instaladas, como avental, máscara e luvas, se for o caso.

3. Proceder a higiene das mãos antes e depois de sair do quarto, tanto o paciente como os acompanhantes.
4. Se usar cadeira de rodas ou maca para o transporte, proceder a desinfecção após o uso, conforme a rotina do serviço.
5. Comunicar o serviço que vai receber o paciente para o procedimento ou exame sobre o tipo de isolamento a observar.
6. Preferir o último horário do dia, se não for emergência, para transportar o paciente em isolamento, para facilitar os procedimentos de desinfecção.

40. Unhas

O comprimento das unhas não tem sido relacionado diretamente à disseminação de infecções. Entretanto, alguns estudos sugerem que unhas curtas são menos prováveis de exibir crescimento bacteriano positivo, em oposição às unhas compridas. Mas o comprimento das unhas pode ser de pouca importância, uma vez que a maioria dos microrganismos vive dentro de 1 mm próximo à unha junto aos tecidos moles. Contudo, é de boa prática mantê-las curtas e com os cantos aparados para evitar a perfuração das luvas. Olhar as pontas dos dedos pelo lado da palma das mãos nos dá um guia do comprimento das unhas. A unha não deve se estender além de 1 mm a 2 mm da ponta dos dedos. A saúde das unhas é obti-

da mantendo-as bem feitas, uma vez que uma quebra na cutícula pode servir de porta de entrada para microrganismos infecciosos. Enquanto o CDC não especifica um comprimento de unha apropriado, a recomendação é manter um comprimento que seja curto o suficiente para limpar debaixo e prevenir furos nas luvas.

Unhas artificiais

Embora a maioria dos estudos sobre os riscos do uso de unhas artificiais foi conduzida com pequeno número de funcionários em UTI e centro cirúrgico, pode-se tirar boas conclusões desses estudos. Um primeiro exemplo é um surto causado por *Pseudomonas aeruginosa* em UTI neonatal. Este estudo revelou que o risco de transmissão bacteriana era maior naqueles trabalhadores que usavam unhas artificiais. As doenças que ocorreram nos bebês foram: conjuntivite, infecções cutâneas, infecções sistêmicas, meningite, pneumonia, diarreia e enterocolite necrotizante. As culturas das mãos desses trabalhadores que entraram em contato com as crianças confirmaram a transmissão. As unhas artificiais foram confirmadas como sendo o fator de risco para a colonização. Uma vez que as unhas foram removidas, diminuiu significativamente a quantidade de microrganismos encontrada nas culturas das mãos.

Outros estudos também confirmaram que as unhas artificiais contribuem com a proliferação de bacilos gram-negativos e fungos. Ocorreram três casos de *Candida albicans* num centro cirúrgico; foram obtidas culturas de pele e membrana mucosa do pessoal cirúrgico e um técnico do centro cirúrgico foi claramente implicado como fonte de infecção. Como resultado, o hospital desenvolveu normas para evitar o uso de unhas artificiais nas salas operatórias. Este estudo demonstrou que as unhas artificiais foram um fato contribuinte para a transmissão de doenças. Os CDC e a AORN (*Association of Operating Room Nurses*) têm normas afirmando que unhas artificiais não devem ser usadas em sala operatória. O Guideline dos CDC em Cuidados Odontológicos (*CDC Guidelines in the Dental Health-Care Setting*) recomenda fortemente que unhas artificiais não devem ser usadas pelo pessoal.

Pintar as unhas

Esmalte craquelado ou quebrado nas unhas contribui para a coleção de altas concentrações de bactérias. As cepas incluem estafilococos, bacilos gram-negativos e

fungos. Quando comparamos unhas não pintadas ou unhas recentemente pintadas com esmalte craquelado ou quebrado, observou-se uma maior habilidade em albergar um aumentado número de bactérias, a despeito da técnica de higiene das mãos. Embora este aspecto de prática de controle de infecção possa permitir a transmissão de infecções associadas aos cuidados de saúde, os CDC não referem pintar as unhas nos guidelines.

Adornos

Os adornos também têm sido citados como risco para o controle de infecção. Estudos têm demonstrado que a pele debaixo dos anéis tem uma concentração de bactérias mais alta quando comparado com a pele sem os anéis. Um estudo em enfermeiras de terapia intensiva demonstrou que os anéis eram o único fator de risco para carrear bactérias gram-negativas. Outros estudos mostraram contagem significativa de bactérias com e sem anéis. Entretanto, a questão maior é que os anéis podem rasgar as luvas. Assim, o CDC recomenda não usar adornos nas mãos ou nas unhas que possam comprometer a integridade das luvas.

Outros aspectos da higiene das mãos

- Não use unhas artificiais ou extensores quando tiver contato direto com pacientes de alto risco (p. ex., aqueles em UTI ou sala cirúrgica) (IA)
- Mantenha as pontas das unhas naturais menores que 2 mm (II)
- Use luvas no contato com sangue ou outros materiais potencialmente infecciosos, membranas mucosas e pele não intacta (IC)
- Remova as luvas após cuidar do paciente. Não use o mesmo par de luvas para o cuidado de mais que um paciente e não lave as luvas entre pacientes diferentes (IB)
- Troque as luvas durante o cuidado de determinado paciente se mover de uma área contaminada para uma área limpa (II)
- Sobre adornos apresentamos uma sugestão de como pode a CCIH colocar em prática a NR 32, sem ferir as normas de controle de infecção hospitalar e vice-versa.

Considerando a Portaria MTE n.º 485, de 11 de Novembro de 2005 (DOU Nº 219, quarta-feira, 16 de novembro de 2005, – Seção 1), do Ministério do Planejamento, Orçamento e Gestão, NR 32 - SEGURANÇA E SAÚDE NO TRABALHO EM SERVIÇOS DE SAÚDE para postos de trabalho de risco biológico;

Considerando o item 32.10.2 que no processo de elaboração e implementação do PPRA e do PCMSO devem ser consideradas as atividades desenvolvidas pela Comissão de Controle de Infecção Hospitalar – CCIH do estabelecimento ou comissão equivalente,

Considerando o item 32.2.4.5 que o empregador deve vedar:

- a)** a utilização de pias de trabalho para fins diversos dos previstos;
- b)** o ato de fumar, o uso de adornos e o manuseio de lentes de contato nos postos de trabalho;
- c)** o consumo de alimentos e bebidas nos postos de trabalho;
- d)** a guarda de alimentos em locais não destinados para este fim;
- e)** o uso de calçados abertos.

A CCIH, reunida em data de hoje define que:

- 1.** É vedado o uso de adornos que dificultem a higiene das mãos e antebraços em áreas de atendimento a pacientes;
- 2.** É vedado o uso de calçados abertos em áreas de risco de sangramentos e acidentes com perfurocortantes, a saber: centro cirúrgico, centro obstétrico, unidade de terapia intensiva, unidades de emergência, central de materiais;
- 3.** Em centro cirúrgico e centro obstétrico, para proteção individual é obrigatório o uso de propés para proteção dos calçados.

CCIH

41. Visitantes em ambiente hospitalar

O visitante é considerado como parte contribuinte na recuperação do ser humano quando hospitalizado. Sendo o hospital um ambiente insalubre inerente às atividades exercidas e à sua clientela, algumas considerações a respeito de visitantes devem ser feitas a fim de proteger os pacientes e os visitantes de possíveis contaminações. O potencial benefício da visita de familiares deve ser avaliado frente ao potencial risco de transmissão de agentes infecciosos. Embora não se tenha demonstrado a relação entre a taxa de infecção hospitalar e os visitantes, teme-se a disseminação de flora bacteriana hospitalar resistente para a comunidade.

Eles devem ser orientados já na entrada do hospital que deverão lavar as mãos antes e após a visita. Quando em contato com o paciente não deverão sentar na cama porque este simples ato pode fazer com que as bactérias hospitalares passem para as roupas das pessoas e que as pessoas tragam os seus próprios microrganismos para compor a flora hospitalar; então esta barreira deverá ser realizada. As pessoas não devem sentar no leito dos doentes. Quando o paciente estiver no isolamento deverá receber orientação da enfermagem sobre o tipo de medidas de prevenção que eles deverão adotar, por exemplo, o uso de avental ou máscara; no caso de pacientes em isolamento respiratório.

Os visitantes ainda deverão ser orientados para não trazer comida para os pacientes. O grande problema é que esses restos alimentares podem propiciar a manutenção de baratas, roedores além de moscas, o que dificulta a manutenção da higiene. Além disso, o paciente pode estar sob dieta alimentar e não poderá receber a alimentação fora da estrita recomendação do médico. Outra recomendação com relação aos visitantes é a presença de crianças em ambiente hospitalar; as crianças não deverão frequentar hospitais pelo simples fato de que elas não sabem se comportar, no sentido de que não sabem lavar as mãos antes e depois da entrada do hospital e não devem tocar as superfícies e muito menos o chão; crianças que engatinham não deverão ser trazidas nunca ao hospital e, se trazidas,

deverão permanecer apenas no colo, pela possibilidade de elas não adotarem as medidas de isolamento que devem ser tomadas em todos os casos.

Em relação à prevenção de infecções destacamos os seguintes pontos:

- O visitante deverá receber na entrada do hospital, orientação e supervisão sobre a **higiene das mãos antes e após a visita**.
- Em unidades de alto risco como hematologia, unidade de transplante ou hemodiálise, entre outros, o visitante deverá proceder à **anti-sepsia das mãos** com sabão degermante antes e após a visita.
- Quando no quarto, **não deverá deitar ou sentar na cama do paciente** ou em outra cama evitando desta maneira carrear microrganismos tanto para o leito hospitalar quanto para sua roupa.
- Quando houver **paciente em isolamento** haverá placas indicativas e o visitante deverá receber orientação da enfermagem sobre o tipo de medidas de prevenção que eles deverão adotar, por exemplo, o uso de avental ou máscara, no caso de pacientes em isolamento respiratório ou por gotículas.
- Os visitantes também deverão ser orientados para **não trazer alimentos** para os pacientes; quando permitido, deverá ser entregue à enfermagem. Deverá ser acondicionado em embalagem fechada, em condições que favoreçam sua conservação e consumido o mais brevemente possível. O grande problema é que esses restos alimentares podem propiciar a manutenção de baratas, roedores além de moscas, o que dificulta a manutenção da higiene no hospital.
- O visitante preferencialmente **não deverá entrar com sacolas**, evitando que sejam colocadas no chão ou sobre a cama ou mesa de refeições. Além disso, o paciente pode estar sob dieta alimentar e não poderá receber a alimentação fora da estrita recomendação do médico, devendo ser orientado em relação ao tipo de alimento permitido, de acordo com as condições do paciente e da capacidade de armazenamento da instituição.
- A **limitação da visita em horários pré-estabelecidos** também facilita a orientação e a supervisão.
- Em princípio, **crianças não deverão frequentar hospitais** pelo simples fato de que elas não sabem se comportar, mas poderão visitar pacientes desde que a circunstância justifique. Esta avaliação deverá ser feita pela enfermeira respon-

sável, médico ou assistente social durante a visita; deverá ser acompanhada e supervisionada por uma pessoa responsável e orientada previamente. A higiene das mãos antes e após a visita é imprescindível uma vez que, dependendo da idade, a criança põe freqüentemente as mãos na boca; não devem tocar as superfícies e muito menos o chão; crianças que engatinham não deverão ser trazidas nunca ao hospital e, se trazidas, deverão permanecer apenas no colo de um adulto, pela possibilidade de elas não adotarem as medidas de precauções e isolamentos que devem ser tomadas em todos os casos.

- O **número de visitantes no quarto do paciente deve ser restrito ao mínimo**. Por quê? Porque a aglomeração de pessoas favorece a disseminação de gripe e outras viroses respiratórias e polui o ar para aquele que precisa se recuperar; o número de pessoas dificulta a orientação e supervisão da enfermagem sobre medidas de higiene que todos deverão tomar, como por exemplo, lavar as mãos cada vez que tocar no paciente, cada vez que ajudar a dar a alimentação, cada vez que ajudar ele a se vestir, ou ir ao banheiro. Sem falar nos acompanhantes que fumam no quarto dos pacientes ...
- **Visitantes com febre, gripe, dermatites, abscessos, infecções gastrintestinais, respiratórias, bem como outras doenças infecciosas não devem visitar pacientes**. Recomenda-se triagem prévia. Quando a visita é imprescindível, nestes casos o visitante deverá usar avental, máscara e realizar a anti-sepsia rigorosa de mãos antes e após a visita, principalmente em visitas a pacientes imunossuprimidos.

Visitantes em pediatria

Existem muitas diferenças nos diferentes hospitais e serviços quanto aos visitantes; algumas unidades neonatais limitam as visitas aos pais, avós e membros importantes da família; outros limitam a dois visitantes, independente de quem sejam e outros limitam o horário. É recomendado que cada serviço estabeleça o número de visitantes, o período da visita e as orientações básicas a eles. O visitante deve ser questionado se esteve exposto recentemente a doenças infecto-contagiosas ou se apresenta lesão de pele em face e membros superiores, sendo aconselhado a não visitar o binômio mãe-filho. O visitante deverá também ser orientado sobre a higiene das mãos, a não beijar o recém-nascido, não tocar em outros recém-nascidos, não sentar nas camas e a fazer uma visita breve.

42. Zeladoria

Embora os microrganismos sejam contaminantes normais de paredes, pisos e outras superfícies, o meio ambiente raramente está associado à transmissão de infecções a pacientes ou pessoas. Raramente serão necessárias tentativas extraordinárias para desinfetar ou esterilizar estas superfícies. Contudo, a limpeza rotineira e a remoção da sujeira são recomendadas (Figura 21).



Limpeza
(Figura 21).

Medidas de controle

Os esquemas e métodos de limpeza variam de acordo com a área do hospital, tipo de superfície a ser limpa e quantidade de sujeira presente. Superfícies horizontais (ex., mesinhas de cabeceira, pisos) em áreas com pacientes devem ser limpas regularmente, quando houver sujeira ou derramar algo e quando o paciente tiver alta.

A limpeza de paredes, venezianas e cortinas é recomendada apenas se houver sujeira visível. A vaporização de desinfetante é um método insatisfatório de decontaminação do ar e superfícies e não é recomendado.

O uso de carpetes em áreas de atendimento a pacientes não demonstrou influenciar o índice de infecção hospitalar, mas eles poderão conter um alto nível de contaminação microbiológica e pode ser difícil de ser mantido limpo em áreas que se sujam facilmente. Assim, são indicados os procedimentos apropriados

de limpeza e manutenção. Poderão ser utilizados os desinfetantes padronizados para a desinfecção de superfície, mas a remoção física dos microrganismos pela fricção é provavelmente tão importante, senão mais, do que qualquer efeito antimicrobiano do produto usado.

Recomendações

- Escolha do produto para limpeza.
- Qualquer produto com registro no Ministério da Saúde poderá ser utilizado para esta finalidade. Seguir as recomendações de diluição do fabricante.
- Limpeza de superfícies horizontais em áreas com pacientes.
- Pisos sem carpet e outras superfícies horizontais devem ser limpos diariamente e se estiverem sujas.
- Os carpets devem ser aspirados regularmente com equipamentos que joguem no ambiente ar filtrado, limpos logo após a utilização e lavados com detergente se for indicada uma limpeza mais ampla.
- Limpeza de paredes, venezianas e cortinas.
- A limpeza terminal não é recomendada a menos que visivelmente sujas.
- A nebulização de desinfetantes não deve ser feita.

Limpeza

Como ocorrem atividades das mais diversas complexidades dentro do hospital, a limpeza é de grande importância em todas as áreas. A limpeza e a ordem concorrem decisivamente para a sensação de conforto, segurança e bem-estar num hospital. Em áreas de risco, a limpeza criteriosa contribui efetivamente para a redução das infecções cruzadas, diminuindo o risco de infecção hospitalar no ambiente.

Cuidados com utensílios de limpeza:

- Vassouras: lavadas com água e sabão e devem ser penduradas pelo cabo.
- Pás de lixo: lavadas depois do uso com solução detergente e esponja.
- Escovas: lavadas após o uso e postas para secar com as cerdas para baixo.

- Baldes: lavados ou desinfetados, guardados limpos, secos e emborcados.
- Escadas: limpas com pano úmido e solução detergente.
- Panos: encaminhados para a lavanderia; entre usos, mantê-los limpos e secos.

Modelo de regimento da zeladoria

O serviço de limpeza é executado por zeladoras com jornada de trabalho de 7:20 horas/dia. Os objetivos do serviço são:

- Manter a boa aparência do ambiente.
- Evitar presença de sujeiras e resíduos orgânicos nos recintos.
- Favorecer o controle de infecção.
- São tarefas da zeladoria:

Recepção principal

- Limpar a recepção após as 20:00 horas, para que pela manhã esteja pronta para o recebimento de funcionários e clientes, ou quantas vezes se tornar necessário durante o dia.
- Limpeza geral dos banheiros da recepção principal após as 20:00 horas, ou quantas vezes se tornar necessário durante o dia. Verificar papel higiênico e saboneteira para que permaneçam sempre em ordem.
- Limpar os cinzeiros, recolher o lixo e encaminhar ao local de coleta quantas vezes se tornar necessário durante o dia.
- Lavar as paredes, portas, janelas uma vez por semana.

Outras áreas do hospital

- Limpar as salas da administração diariamente no período da manhã e tarde.
- Os consultórios, recepção da imagem e do pronto socorro, corredores, farmácia e rouparia, devem ser limpos diariamente.

- Lavagem geral diariamente dos banheiros das áreas comuns, pronto-socorro e imagem no período da noite e limpeza quantas vezes se tornar necessário.
- Recolher o lixo, limpar os cinzeiros e encaminhar ao local de coleta, de acordo com o tipo de lixo, sempre que for necessário.
- Lavar as paredes, portas, janelas, grades e calçada uma vez por semana.

Jardins e pátio

Será designado um jardineiro, que deverá manter canteiros e calçadas limpos.

UTI, semi- intensiva, centro cirúrgico, hemodinâmica

- Antes de qualquer procedimento usar sempre: luva grossa e uniforme (avental).
- Usar botas quando realizar lavagem do chão. São medidas de proteção individual obrigatórias.
- Levar o material de limpeza próximo ao local: pano, rolo, dois baldes com a solução.
- Arredar os móveis.
- Passar o pano torcido para retirar a sujeira (evitar o uso de vassoura).
- Lavar o pano no primeiro balde que tem a água mais suja e enxaguar no segundo balde (de água mais limpa), torcer o pano e passar até que o chão fique limpo.
- Trocar a água sempre que for necessário.
- Não usar sapólio ou equivalente no Vulcapiso, para não danificá-lo.
- Antes de limpar o chão, cuidar da limpeza dos móveis, soleiras de janelas, maçanetas e portas de vidro.

Como lavar, enxaguar e secar o chão

- Fazer a higiene, visando remover a sujeira mediante o uso de água e detergente neutro ou sabão líquido, incluindo a remoção de detritos.

- Preparar dois baldes: um com água e sabão e outro com água limpa.
- Retirar os detritos do chão com um pano úmido envolto em rodo.
- Retirar os móveis se necessário para facilitar o trabalho.
- Passar o pano bem molhado com água e sabão.
- Remover a solução suja com rodo envolto em pano.
- Enxaguar o pano na água limpa, torcer e passar no chão até que o mesmo fique limpo.
- Trocar a água do balde de água limpa sempre que for necessário.
- Passar o pano torcido até que o chão fique enxuto.
- Guardar o material.

Encerar o chão

Encerar o chão é uma operação de limpeza que visa aplicar uma fina camada de cera sobre a área para evitar: desgaste, penetração de sujeira, melhorar a aparência. Para passar a cera, o chão deve estar limpo e seco.

- Levar o material junto ao local a ser encerado.
- Retirar os móveis para deixar a área limpa.
- Passar uma fina camada de cera, em movimentos longos numa só direção.
- Deixar a cera secar.
- Dar brilho com enceradeira.
- Guardar o equipamento.

Recomendações

Os móveis de madeira, couro ou tecido devem ser limpos com água, detergente e pano úmido, procurando evitar muita penetração de umidade. Depois podem ser escovados, encerados ou polidos. As portas, janelas, lustres e floreiras devem ser lavados sempre que estiverem sujos. Os lustres devem ser desligados da corrente elétrica antes de retirá-los para lavar. Usar escada de abrir para a limpeza de lustres e janelas.

Desinfecção e limpeza do material

- **Maca** - diariamente. Após contaminação com matéria orgânica. Utilizar água e sabão, pano ou papel descartável, álcool a 70%.
- **Escadinha/lixadeira** - semanalmente, ou após contaminação com matéria orgânica. Utilizar água e sabão, pano ou papel descartável.
- **Globo de luz/lustres** - trimestralmente. Utilizar água e sabão, pano ou papel descartável.
- **Janelas/portas/grades** - quinzenalmente. Utilizar água e sabão.
- **Mesas/refeição/exames** - diariamente, após contaminação com matéria orgânica. Utilizar água e sabão, pano ou papel descartável, álcool de 70%.
- **Poltrona/cadeiras** - diariamente, com água e sabão (pano úmido).
- **Piso** - diariamente, com água e sabão, pano ou papel descartável.
- **Pias/vasos sanitários** - diariamente, ou sempre que for necessário. Utilizar água e sabão, sapólio em pó.

Banheiros

Deve-se tomar cuidado na limpeza dos banheiros, pois sendo um local de uso comum e contínuo, estes devem ser vistoriados a cada tempo, para que sejam repostos toalhas e papel higiênico.

Lixo produzido pelo consultório

Entendendo a gravidade do problema do lixo, são tomadas as seguintes providências:

- Separar o lixo que não é lixo
- Separar o lixo comum em sacos pretos.
- Separar o lixo hospitalar em caixinhas próprias (material perfuro cortante, gases sujas, algodão).

Limpeza e desinfecção do carro de anestesia

- Monitor: Realizar limpeza nos cabos no final do turno:
- Verificar e checar o prazo de validade dos materiais todos os dias.
- Realizar desinfecção com álcool 70% sensor dos oxímetros e monitor a cada uso.
- Cabo Laringoscópio - Friccionar álcool 70% após cada uso.
- Lâminas do Laringoscópio - Encaminhar para Central de Material para desinfecção e Embalagem conforme rotina No 36 ou programa No 2 da termodesinfectora.
- Pinça Maguill - Encaminhar para central de material para desinfecção e embalagem.
- Fio Guia - Encaminhar para central de material para desinfecção e embalagem.
- Circuito e traquéias do respirador: Trocar todas as traquéias após uso. Encaminhar para Central de Material para desinfecção e embalagem, conforme Rotina No 36 ou programa No 2 termodesinfectora.
- Cal sodada - trocar a cada 20 horas de uso ou quando necessário.

Controle de vetores

Recomenda-se que, para evitar a proliferação de vetores no hospital:

- Todo resto de alimento seja colocado em lixeiras com tampas.
- Sejam restritos ao mínimo os alimentos trazidos pelos acompanhantes aos pacientes.
- Alimentação dos funcionários apenas no refeitório.
- Aplicação de inseticidas para o combate e controle de incidência de baratas, formigas, traças e pulgas em áreas internas e externas, a saber: cozinha, depósitos de lixo, lavanderia, refeitório e áreas contíguas a cada 6 meses.
- Aplicação de raticidas em áreas internas e externas, a saber: cozinha, depósitos de lixo, lavanderia, refeitório e áreas contíguas a cada 6 meses.
- No verão estas medidas (4, 5) serão repetidas a cada 3 meses.

Referências bibliográficas



Antibióticos e infecção

ABBO A, NAVON-VENEZIA S, HAMMER-MUNTZ O et alii. Multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii*. *Emerg Infect Dis* 2005. Acessado em 19.05.2006. <http://www.cdc.gov/ncidod/EID/vol11no01/04-0001.htm>.

BARKER FG II. Efficacy of prophylactic antibiotic therapy in spinal surgery: a meta-analysis. *Neurosurgery* 2002; 51(2):391-400.

BARKER FG II. Efficacy of prophylactic antibiotics for craniotomy: A meta-analysis. *Neurosurgery* 1994. 35: 484-492.

BRACHMANN KA E, ed., Interações Medicamentosas, 2. ed., Manole, 2006. 888 p.

BRANDILEONE MCC, CASAGRANDE ST, GUERRA MLLS et alii. Increase in penicillin resistance of invasive *Streptococcus pneumoniae* in Brazil after 1999. *JAC Advance Access published online on June 21, 2005. J. Antimicrob. Chemother.* Aug 2005; 56: 437 - 439.

BROWN EM, DELOUVOIS J, BAYSTON R, et al. Antimicrobial prophylaxis in neurosurgery and after head injury. *Lancet* 1994; 344:1547-1551.

BROWN EM, NATHWANI D. Antibiotic cycling or rotation: a systematic review of the evidence of efficacy. *J Antimicrob Chemother* 2005; 55(1): 6-9.

BUSATO CR, LEÃO MTC, GABARDO J. *Staphylococcus aureus* nasopharyngeal carriage rates and antimicrobial susceptibility patterns among health care workers and their household contacts. *Brazilian J Infect Dis* 1998; 2 (2): 78-84.

BUSH et al. Classificação das beta-lactamases. *AAC* 39: 1211, 1995.

CDC. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance Recommendations of the Hospital Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *MMWR* Sept 22, 1995/44(RR12);1-13.

DASCHNER FD. Guia Prático de Antibioticoterapia. 9ª ed., 2002, Rio de Janeiro. p.19 (317p).

DAY SP, ARENS MQ, ALCORN TM et alii. CLSI. Genotyping for Infectious Diseases: Identification and Characterization; Approved

Guideline. MM10-A, 26(9): 1-9, 2006 (17 Fev. 2006). <http://www.clsi.org/source/orders/free/MM10-a.pdf>

HAINES SJ, WALTERS BC. Antibiotic prophylaxis for cerebrospinal fluid shunts: a metanalysis. *Neurosurgery*. 1994 Jan; 34 (1): 87-92.

KOLLEF MH. Optimizing antibiotic therapy in the intensive care unit setting. *Critical Care* 2001; 5: 189-195.

KUNIN CM. Resistance to antimicrobial drugs: a worldwide calamity. *Ann Intern Med* 118: 557, 1993.

LANDMANN, S. *Clin Infect Dis* 1999; 28(5): 1062. (Rotação AB)

LEVIN AS, BARONE AA, PENÇO J et alii. Intravenous colistin as therapy for nosocomial infections caused by multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* and *Acinetobacter baumannii*. *Clin Infect Dis*. 1999;28:1008-11.

LI JT. *American Family Physician* 66 (4): 621-624, 2002.

LIVEMORE DM. Beta-lactamases classe I ou ampC. *Scand J Inf Dis* 79 (Suppl.): 7-16, 1991.

LIVEMORE DM. The need for new antibiotics. *Clinical Microbiol infect* 2004; 10 (Suppl. 4): 1-9.

McGOWAN JE Jr. Do intensive hospital antibiotic control programs prevent the spread of antibiotic resistance? *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1994 Jul;15(7):478-83.

McGOWAN JE, TENOVER FC. Control of antimicrobial resistance in the health care system *Infect Dis Clin North Am* 11: 297-311, 1997.

MINNAGANTI VR, CUNHA BA. *Acinetobacter baumannii*-associated arterial line infection. *American J Infect Control* 2000; 28(5):376-7

ON THE Antibacterial Action of Cultures Of A Penicillium, With Special Reference To Their Use In The Isolation Of *B. Influenzae*" *British Journal Of Experimental Pathology*, Vol.10, pp.226-236, 1929.

PANDEY L. Curb antimicrobial resistance: use the right antibiotic first! *Braz J Infect Dis*. 2002 Oct;6(5):271.

PANLILIO AL, CULVER DH, GAYNES RP et al. Methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in US hospitals, 1975-1991. *Infect Control Hosp Epidemiol* 13: 582-586, 1992.

PENNA GO, HAJJAR LA, BRAZ TM. Gonorréia. *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, 2000; (33)5: 451-464.

PICCIRILO JF. Acute bacterial sinusitis. *NEJM* 2004; 351: 902-910.

PRINCIPLES of antibiotic tissue penetration and guidelines for pharmacokinetic analysis. www.ptcommunity.com/ptjournal/fulltext/28/7/PTJ2807468.pdf.

QUINTILIANI R. Reducing Inappropriate use of Antibiotics: What Has Worked and What Has Not. www.acponline.org/ear/vas2000/reducing.htm.

RELLER LB. Strategies that may minimize the impact of multiresistance. In: WEINSTEIN RA, QUINN JP. Antibiotic-resistant infections: Origin, Treatment, Control. 1988, NY, Hospital Practice. p. 45-48.

RICE LB, ECKSTEIN EC, DEVENTE J, SHLAES DM. Ceftazidime-resistant *Klebsiella pneumoniae* isolates recovered at the Cleveland Department of Veterans Affairs Medical Center. *Clin Infect Dis* 1996;23:118-24.

RICE LB. *Clin Infect Dis* 1996; 23(7): 118. (rotação de AB).

STEVERMER JS, EASLEY SK. Treatment of prostatitis. *Am Fam Physician* 2000; 61: 3015-22, 3025-6.

TAVARES W. Antibióticos e Quimioterápicos para o Clínico. Atheneu, SP, 2006. 585 p.

WEBER JT. Community-Associated Methicillin-Resistant *Staphylococcus aureus*. *Clinical Infectious Diseases* 2005; 41 {Suppl.4}:S269-72.

WEINGARTEN CM, RYBAK MJ, JAHNS BE et alii. Evaluation of *Acinetobacter baumannii* infection and colonization, and antimicrobial treatment patterns in a urban teaching hospital. *Pharmacotherapy* 1999; 19(9): 1080-5.

ULLMANN, Uwe. Infektionsprophylaxe bei Gelenkersatz in der Orthopaedie. *Chemotherapie Journal* (2): 57-60, 2003. www.wissenschaftliche-verlagsgesellschaft.de/CTJ/CTJ2003/CTJ2-03/ullmann.pdf.

ALERGIA A PENICILINA

IDSOE O, GUTHE T, WILLCOX RR, DEWECK AL. Nature and extend of penicillin side-reactions, with particular reference to fatalities from anaphylatic shock. *Bull WHO* 38: 159, 1968.

JAMES T. LI. *American Family Physician*. 66 (4): 621-624, 2002.

ANTIBIÓTICOS TÓPICOS

1. F. DASCHNER *Antibiotika am Krankenbett*. 6. ed.: Berlin: Springer Verlag, 1992. p. 164-165.

REFERÊNCIAS IDSA

LIPSKY BA, BERENDT AR, DEERY HG et al. Diagnosis and Treatment of Diabetic Foot Infections. *Clinical Infectious Diseases* 2004; 39: 885-910.

MANDELL LA, BARTLETT JG, DOWELL SF et al. Update of Practice Guidelines for the Management of Community-Acquired Pneumonia in Immunocompetent Adults. *Clinical Infectious Diseases* 2003; 37: 1405-33.

NICOLLE LE, BRADLEY S, COLGAN R et al. Guidelines for the Diagnostic and Treatment os Asymptomatic Bacteriuria in Adults. *Clinical Infectious Diseases* 2005; 40: 643-654.

PAPPAS PG, REX JH, SOBEL JD et al. Guidelines for Treatment of Candidiasis. *Clinical Infectious Diseases* 2004; 38: 161-89.

SOLOMKIN JS, MAZUSKI JE, BARON EJ et al. Guidelines for the Selection of Anti-infective Agents for Complicated Intra-abdominal Infections. *Clinical Infectious Diseases* 2003; 37: 997-1005.

STEVENS DL, BISNO AL, CHAMBERS HF et al. Practice Guideline for the Diagnosis and Management of Skin and Soft-Tissue Infections. *Clinical Infectious Diseases* 2005; 41: 1373- 1406.

TICE AD, REHM SJ, DALOVISIO JR et al. Practice Guideline for Outpatient Parenteral Antimicrobial Therapy. *Clinical Infectious Diseases* 2004; 38: 1651-72.

TUNKEL AR, HARTMAN BJ, KAPLAN SL et al. Pratices Guidelines for the Management of Bacterial Meningitis. *Clin Infectious Diseases* 2004; 39: 1267-84.

ENDOCARDITE

CICALINI S, FORCINA G, DeROSA FG. Infective endocarditis em patients with human immunodeficiency virus infection. J Infect 2001; 42: 267-71

DAJANI, A.S., TAUBERT, K.S. Infective endocarditis. In: MOSS, A. J. Disease in infants, children and adolescents, 4. ed. Williams & Wilkins, Baltimore, 1995. p. 1541-1553.

DAJANI, A.S., TAUBERT, K.S., WILSON, W. et al. Prevention of bacterial endocarditis. Recommendations Amer Heart Assoc. JAMA 227: 1794-1801, 1997.

FOWLER VG, MIRO JM, HOEN B. Staphylococcus aureus endocarditis: a consequence of medical progress. JAMA 2005; 293(24):3012-21.

HECHT SR, BERGER M. Right-sided endocarditis in intravenous drug users: Prognostic features in 102 episodes. Ann Intern Med 1992; 117: 560-6.

JORGE, S.C. Complicações da endocardite infecciosa. RSCESP5(4): 408-419, 1995.

LEVINE DP, CRANE LR, ZERVOS MJ. Bacteremia in narcotic addicts at the Detroit Medical Center. II. Infectious endocarditis: a prospective comparative study. Rev. Infect Dis 1986; 8: 374-96.

LI JS, SEXTON DJ, MICK N, et al. Proposed modifications to the Duke criteria for the diagnosis of infective endocarditis. Clin Infect Dis 2000; 30(4): 633-8. Epub 2000 Apr3.

<http://www.medicina.ufmg.br/edump/ped/endocardite.htm>.

<http://www.circ.ahajournals.org>.

SEPSIS

BONE RC, BALK RA, CERRA FB, et al. Definitions for sepsis and organ failure and guidelines for the use of innovative therapies in sepsis. Chest. 1992; 101: 1644-1655.

PNEUMONIA NOSOCOMIAL

CHASTRE J, WOLFF M, FAGON JY et al. Comparison of 8 vs 15 days of antibiotic therapy for ventilator-associated pneumonia in adults: A randomized trial. JAMA 2003; 290: 2588-2598.

MICEK ST, WARD S, FRASER VJ, KOLLEF MH. A randomized controlled trial of an antibiotic discontinuation policy for clinically suspected ventilator-associated pneumonia. Chest 2004; 125: 1791-1799.

NISCATRI E. Eight days vs 15 days of antibiotics for ventilator-associated pneumonia. JAMA 2004; 291: 820-820.

WUNDERINK RG. Nosocomial pneumonia, including ventilator-associated pneumonia. Proceedings of the ATS, December 1, 2005; 2(5): 440 - 444.

RESISTÊNCIA BACTERIANA

BROWN EM. Guideline for antibiotic usage in hospitals. J Antimicrob Chemother 2002; 49: 487-92.

BELONGIA EA, SCHWARTZ B. Strategies for promoting judicious use of antibiotics by doctors and patients. BMJ, Sep 1998; 317: 668 - 671.

GOLD HS, MOELLERING RC. Antimicrobial-drug resistance. N Engl J Med. 1996; 335: 1445-53.

MCGOWAN JR JE. Minimizing antimicrobial resistance: the key role of the infectious disease physician. Clin Infect Dis 2004; 38: 939-42.

SHALES DM, GERDING DN, JOHN JF et al. Society for Healthcare Epidemiology of America and Infectious Disease Society of America Joint Committee on the Prevention of Antimicrobial Resistance: guidelines for the prevention of antimicrobial resistance in hospital. Clin Infect Dis 1997; 25:84-99.

Vários programas dentro dos CDC se direcionam ao crescente problema de resistência bacteriana. Informações nos seguintes websites:

Active Bacterial Core Surveillance (ABCs)
<http://www.cdc.gov/abcs>

National Immunization Program
<http://www.cdc.gov/nip>

Division of Healthcare Quality Promotion
<http://www.cdc.gov/ncidod/hip/Aresist/aresist.htm>

National Antimicrobial Resistance Monitoring System (NARMS) for Enteric Bacteria
http://www.cdc.gov/narms/what_is.htm

ENDOCARDITE

<http://www.medicina.ufmg.br/edump/ped/endocardite.htm>

Active Bacterial Core Surveillance (ABCs)
<http://www.cdc.gov/abcs>

National Immunization Program
<http://www.cdc.gov/nip>

Division of Healthcare Quality Promotion
<http://www.cdc.gov/ncidod/hip/Aresist/aresist.htm>

National Antimicrobial Resistance Monitoring System (NARMS) for Enteric Bacteria
http://www.cdc.gov/narms/what_is.htm

ROTAÇÃO DE ANTIBIÓTICOS

BROWN EM, NATHWANI D. Antibiotic cycling or rotation: a systematic review of the evidence of efficacy. *J Antimicrob Chemother* 2005; 55(1): 6-9.

KOLLEF MH. Optimizing antibiotic therapy in the intensive care unit setting. *Critical Care* 2001; 5: 189-195.

RICE LB, ECKSTEIN EC, DEVENTE J, SHLAES DM. Ceftazidime-resistant *Klebsiella pneumoniae* isolates recovered at the Cleveland Department of Veterans Affairs Medical Center. *Clin Infect Dis* 1996; 23: 118-124.

Bactérias e infecção hospitalar

ÁGUA

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. PORTARIA MS n.o 1.469, de 29 de dezembro de 2000. D.O.U. 2 de janeiro de 2001. (Estabelece os procedimentos e responsabilidades relativas ao controle e vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade).

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. PORTARIA MS n.o 868 de 3 de novembro de 1998. D.O.U. 5 de novembro de 1998. (Estabelece os requisitos mínimos de características e qualidade a que deve obedecer o composto líquido pronto para consumo).

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Portaria MS no. 1.469, de 29 de dezembro de 2000. D.O.U. de 2 de janeiro de 2001. (Estabelece os procedimentos e responsabilidades relativas ao controle e vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade).

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Portaria MS no. 451 de 19 de setembro de 1997. (Estabelece princípios gerais para o estabelecimento de critérios e padrões microbiológicos para alimentos)

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Portaria MS no. 868 de 3 de novembro de 1998. D.O.U. de 5 de novembro de 1998. (Estabelece os requisitos mínimos de características e qualidade a que deve obedecer o composto líquido pronto para consumo).

ARCOVERDE CAC. Enteroparasitoses em pacientes infectados com o Vírus da Imunodeficiência Humana (HIV) atendidos no Hospital das Clínicas da UFPE. Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2001.

BRASIL. FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. Portaria No. 1.469/2000, de 29 de dezembro de 2000: aprova o controle e vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade. Brasília: Fundação Nacional de Saúde, 2001. 32 p.

CRAWFORD FG, VERMUND SH. Human cryptosporidiosis. *Crit Rev Microbiol*. 1988; 16(2): 113-59.

FERREIRA JR LG. Monitoramento e avaliação da contaminação de água potável através do método do substrato definido-cromogênico a nível municipal do SUS. [Rio de Janeiro]. 2002 v, 117p. (FIOCRUZ/ENSP, M. Sc., Engenharia Sanitária e Saúde Pública, 2002). Dissertação - Fundação Oswaldo Cruz, Escola Nacional de Saúde Pública. FIOCRUZ/ENSP II. Título (série).

FONTBONNE A, FREESE-DE-CARVALHO E, ACIOLI, MD et al. Risk factors for multiple intestinal parasites in an indigenous community of the State of Pernambuco, Brazil. *Cad. Saúde Pública*, mar./abr. 2001, vol.17, no. 2, p.367-373.

FRANCISCO DAS CHAGAS ALVES DO NASCIMENTO. Aspectos sócio-econômicos das Doenças Vinculadas pelos Alimentos. <http://www.nutricaoempauta.com.br/novo/40/foodservice.html>.

FRICKER C, CLANCY J. Control of cryptosporidium - how effective is drinking water treatment? *Water Quality International* p: 4, 1998.

LECHEVALLIER MW, NORTON WD. Giardia and Cryptosporidium in raw and finished water. *Journal of the American Water Works Association*;87(9):54-68, Sept. 1995.

LEME MTCL. Flashes em Controle de Infecção. Curitiba, Relisul, 1990. 270p

LIMA CE; STAMFORD TLM. Cryptosporidium spp. no ambiente aquático: aspectos relevantes da disseminação e diagnóstico. *Ciênc. Saúde Coletiva* 8 (3): 791-800, 2003.

MANOEL MAY PEREIRA. Fatores de Virulência Microbiana. In: R. VERONESI & R. FOCCACCIA. *Tratado de Infectologia*. SP: Atheneu, 1999. p. 3-19.

MANOEL MAY PEREIRA. Fatores de Virulência Microbiana. In: VERONESI R & FOCCACCIA R. *Tratado de Infectologia*. SP, Atheneu, 1999. p.3-19.

Micotoxinas In: <http://www.laborvet.com.br/micotoxina.htm>.

Micotoxinas. <http://www.laborvet.com.br/micotoxina.htm>

NASCIMENTO FCA. Aspectos sócio-econômicos das Doenças Vinculadas pelos Alimentos. *Nutrição em Pauta* 8(40): jan-fev. 2000. <http://www.nutricaoempauta.com.br/novo/40/foodservice.html>.

PRADO MS, BARRETO ML, STRINA A et al. Prevalence and intensity of infection by intestinal parasites in school-aged children in the City of Salvador (Bahia State, Brazil). *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, ene./feb. 2001, vol.34, no.1, p.99-101.

SECRETARIA DE SAÚDE DO PARANÁ. Folheto. Limpeza e desinfecção de caixas d'água, 1994.

AR

GERMETEC. <http://www.germetec.com.br/>. Acessado em 29 de setembro de 2005.

Portaria nº 82, de 03 de janeiro de 2000. Estabelece o Regulamento Técnico para o funcionamento dos serviços de diálise e as normas para cadastramento.

Portaria nº 82, de 03 de janeiro de 2000, unidades de hemodiálise.

Portaria GM/MS nº. 1884/94. Estabelece normas para projetos físicos de estabelecimentos assistenciais de saúde.

Portaria MS nº 1.884, de 11 de novembro de 1994. Revogada pela GABIN MS nº 554, de 19 de março de 2002.

Portaria nº 554, de 19 de março de 2002, ementa não oficial: Revoga a Portaria n.º 1884/GM, de 11 de novembro de 1994 do Ministério da Saúde publicada no Diário Oficial da União de 15 de dezembro de 1994. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 20 de março de 2002.

Portaria nº1884-94. "Normas para Projetos Físicos de Estabelecimentos Assistenciais de Saúde" (364 kB). Esta portaria contém informações para auxílio de projetos de arquitetura, elétricos, hidráulicos, instalações de Radiodiagnóstico.

Portaria nº 3523, de 28 de agosto de 1998, ementa não oficial: Aprova Regulamento Técnico contendo medidas básicas referentes aos procedimentos de verificação visual do estado de limpeza, remoção de sujidades por métodos físicos e manutenção do estado de integridade e eficiência de todos os componentes dos sistemas de climatização, para garantir a Qualidade do Ar de Interiores e prevenção de riscos à saúde dos ocupantes de ambientes climatizados. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 31 de agosto de 1998.

Resolução - RDC nº 50, de 21 de fevereiro de 2002, o sistema de abastecimento de gases medicinais (oxigênio, ar comprimido e óxido nítrico).

Resolução RE nº 9, de 16 de janeiro de 2003. ementa não oficial: Determina a publicação de Orientação Técnica elaborada por Grupo Técnico Assessor, sobre Padrões Referenciais de Qualidade do Ar Interior, em ambientes climatizados artificialmente de uso público e coletivo. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 20 de janeiro de 2003.

Resolução RE nº 176, de 24 de outubro de 2000. ementa não oficial: Determina a publicação de Orientação Técnica elaborada por Grupo Técnico Assessor, sobre Padrões Referenciais de Qualidade do Ar Interior, em ambientes climatizados artificialmente de uso público e coletivo. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 29 de outubro de 2000.

BACTEREMIA

CAIO MENDES. Microbiologia Clínica: 156 perguntas e respostas. Sarvier, 2005.

RUIZ Jr E, SCHIRMBECK T, FIGUEIREDO LTM. Estudo sobre endocardite infecciosa em Ribeirão Preto, SP – Brasil. Análise de casos ocorridos entre 1992 e 1997. Arquiv Bras Cardiol 74 (3): 217-224, 2000.

FIGUEIRAS CL, PASCHOAL AT, CARVALHO HF, NUNES JA. Cirurgia na Endocardite Infecciosa. Ver Brás Cir Cardiovasc 12 (1): 10-16, 1997.

MAKI D. A semiquantitative culture method for identifying intravenous-catheter related infections. N Engl J Med 296: 1305-1310, 1977.

www.sbpt.org.br/downloads/arquivos/Aulas/2008_Graduação?PDF/31_GRAD_2008_Rodney_Frare.pdf. Acessado em 22 out 2008.

www.sbu.org.br/socios/bju/infeccao_do_trato_urinario/Trato_04.pdf. Acessado em 22 out 2008.

CONTROLE DA DESINFECÇÃO DE MATERIAIS

LEME MTCL. Flashes em Controle de Infecção. Curitiba, Relisul, 1990. p. 214-217.

WALHÄUSSER K H. Praxis der Sterilization, Desinfektion, Konservierung, 3. ed., Stuttgart, Georg Thieme Verlag, 1984. p. 28, 297-318.

CONTROLE DA DESINFECÇÃO DE ENDOSCÓPIOS

ALLEN JJ, ALLEN MC, OLSON MM et alli. Pseudomonas infection of the biliary system resulting from use of a contaminated endoscope. Gastroenterology 92 (3): 729-763, 1987.

APIC guideline for infection prevention and control in flexible endoscopy. Am J Infect Control 2000; 28: 138-55. [96 references]

AXON ATR, COTTON PB. Endoscopy and infection. Gut 24: 1064-66, 1983.

AXON ATR, PHILLIPS I, COTTON PB et all. Desinfection of gastro-intestinal fibre-endoscopes. Lancet I: 656-658, 1974.

NELSON DB, JARVIS WR, RUTALLA WA et alii. SHEA Position Paper: Multi-society Guideline for Reprocessing Flexible Gastrointestinal Endoscopes. Infect Control Hosp Epidemiol 24 (7): 322-27, jul 2003.

RUTALA WA, WEBER DJ. FDA labeling requirements for disinfection of endoscopes: a counterpoint. Infect Control Hosp Epidemiol. 1995 Apr;16(4):231-5.

PROFILÁTICA. profilatica@profilatica.com.br.

CULTURAS DE AMBIENTE

DASCHNER F, FRANK U, JUST HM. Proven and unproven methods in hospital infection control in intensive care units. Chemioterapia (1987) 6 (3): 184-189.

GARNER JS, FAVERO MS. CDC Guideline for Handwashing and Hospital Environmental Control, 1985. Infect Control. 1986 Apr; 7(4): 231-43.

MANGRAM AJ, HORAN TC, PEARSON ML et alii. The Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Guideline for the Prevention of Surgical Site Infection, 1999. www.cdc.gov/ncidod/hip/SSI/SSI_guideline.htm.

CULTURA DE MATERIAIS

ALLEN JJ, ALLEN MC, OLSON MM et alli. Pseudomonas infection of the biliary system resulting from use of a contaminated endoscope. Gastroenterology 92 (3): 729-763, 1987.

APIC guideline for infection prevention and control in flexible endoscopy. *Am J Infect Control* 2000; 28: 138-55. [96 references]

AXON ATR, COTTON PB. Endoscopy and infection. *Gut* 24: 1064-66, 1983.

AXON ATR, PHILLIPS I, COTTON PB et al. Desinfection of gastro-intestinal fibre-endoscopes. *Lancet* i: 656-658, 1974.

AYLIFFE GAJ, COLLINS BJ, TAYLOR LJ. Hospital Acquired Infections. 2.ed., Bristol, Wright, 1982. p. 17-24.

AYLIFFE GAJ, COLLINS BJ, TAYLOR LJ. Hospital-Acquired Infection: Principles and Prevention. 3. ed.: Wright, 1990.

AYLIFFE GAJ, LOWBERY EJJ, GEDDES AM, WILLIAMS JD. 1992. Control of Hospital Infection A Practical Handbook. 3rd. ed. Chapman and Hall Medical. London. 264 p. BENNETT JV & BRACHMAN PS. Hospital Infections. 2. ed., Boston, Little, Brown & Co., 1986. 667 p.

BLOCK SS. Disinfection, Sterilization, and Preservation. 4.ed., Londres, Lea & Febiger, 1991. 1162p.

BLOCK SS. Preservatives for Industrial Products. In: BLOCK SS. Disinfection, Sterilization and Preservatives. 3.ed., Philadelphia, Lea & Febiger, 1983. p. 608-655.

GRIER N. Mercurials – Inorganic and Organic. In: BLOCK SS. Disinfection, Sterilization and Preservatives. 3.ed., Philadelphia, Lea & Febiger, 1983. p. 346-374.

KANZ E. Materialgewinnung und – Untersuchung. In: THOFERN E & BOTZENHART K. Hygiene und Infektionen im Krankenhaus. Stuttgart, Gustav Fischer Verlag, 1983. p. 135-165.

NELSON DB, JARVIS WR, RUTALLA WA et alii. SHEA Position Paper: Multi-society Guideline for Reprocessing Flexible Gastrointestinal Endoscopes. *Infect Control Hosp Epidemiol* 24 (7): 322-27, jul 2003.

PROFILÁTICA. profilatica@profilatica.com.br.

RUTALA WA, WEBER DJ. FDA labeling requirements for disinfection of endoscopes: a counterpoint. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1995 Apr;16(4):231-5.

WALHÄUSSER KH. Praxis des Sterilization, Desinfektion, Konservierung. 3.ed., Stuttgart, Georg Thieme Verlag, 1984. p. 41-45.

CULTURAS DE SOLUÇÕES SUSPEITAS DE CONTAMINAÇÃO

MAKI DG. Infections due to infusion therapy. In: BENNETTJV, BRACHMAN PS. Hospital Infections. 2.ed., Boston, Little, Brown & Co., 1986. p.561-580.

MARANGONI DV. Septicemias hospitalares. In: ZANON U, NEVES J. Infecções hospitalares: Prevenção, Diagnóstico e Tratamento. Rio de Janeiro, 1987. p. 555.

SIMMONS BS. CDC Guideline for the Prevention of Intravascular Catheter-Related Infections 2002. *MMWR Recommendations and Reports*, Volume 51, Number RR-10.

CULTURAS DE PESSOAL

BALIGA S. Nasal Carriage of methicillin-resistant *Staphylococcus aureus* in medical students. *J Hosp Infect* 68 (1): 91-92, 2008.

BUERIS V. Oral incidence of *Staphylococcus aureus* and antimicrobial agents resistance. *Braz J Oral Sci* 4 (12): 676-679, 2008.

BUSATO CR, GABARDO J, LEÃO, MTC. The evolution of the resistance of *Staphylococcus* found on health care workers correlated with local consumption of antibiotics. *Braz J Infect Dis* 10(3): 185-190, 2006.

CRUZ EDA. *S. aureus* e *S. aureus* resistente à metilicina em trabalhadores de um hospital universitário: colonização e crenças em saúde. Tese de Doutorado. Universidade de São Paulo – Escola de Enfermagem de Ribeirão Preto, SP. 2008.

NILSSON P, RIPA T. *Staphylococcus aureus* throat colonization is more frequent than colonization in the anterior nares. *J Clin Microbiol* 44 (9): 3334-3339, 2006.

CULTURAS DE SECREÇÕES

BARCLAY L. New Guidelines for Management of Urinary Tract Infection in Nonpregnant Woman. March 2008. <http://www.mwdscape.com/viewarticle/571545>

WONG ES. Guideline for Prevention of Catheter-Associated Urinary Tract Infections. www.cdc.gov/ncidod/hip/guide/urittract.htm.

ENDOCARDITE

DAJANI, A.S., TAUBERT, K.S., WILSON, W. et al. Prevention of bacterial endocarditis. Recommendations Amer Heart Assoc. JAMA 227: 1794-1801, 1997.

FOWLER VG, MIRO JM, HOEN B. Staphylococcus aureus endocarditis: a consequence of medical progress. JAMA 2005; 22;293(24):3012-21.

HECHT SR, BERGER M. Right-sided endocarditis in intravenous drug users: Prognostic features in 102 episodes. Ann Intern Med 1992; 117: 560-6.

JORGE, S.C. Complicações da endocardite infecciosa. RSCESP5(4): 408-419, 1995.

LEVINE DP, CRANE LR, ZERVOS MJ. Bacteremia in narcotic addicts at the Detroit Medical Center. II. Infectious endocarditis: a prospective comparative study. Rev. Infect Dis 1986; 8: 374-96.

LI JS, SEXTON DJ, MICK N, et al. Proposed modifications to the Duke criteria for the diagnosis of infective endocarditis. Clin Infect Dis 2000; 30(4): 633-8. Epub 2000 Apr3.

<http://www.medicina.ufmg.br/edump/ped/endocardite.htm>.

EPIDEMIOLOGIA DAS BACTÉRIAS

ABBO A, NAVON-VEENZIA S, HAMMER-MUNTZ O et alii. Multidrug-resistant *Acinetobacter baumannii*. Emerg Infect Dis 2005. Acessado em 19.05.2006. <http://www.cdc.gov/ncidod/EID/vol11no01/04-0001.htm>.

BLACK SR, BONTEN MJM, WEINSTEIN RA. Enterobacteriaceae. In: MAYHALL CG. Hospital Epidemiology and Infection Control. 3rd. ed., Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia, 2004. p.545-574.

DRELICHMAN V, BAND JD. Bacteremias due to *Citrobacter diversus* and *Citrobacter freundii*. Incidence, risk factors, and clinical outcome. Arch Intern Med, 1985.

FRANK U. Antibiotika am Krankenbett. 14a. ed., Heidelberg, 2008-2009. 262pp.

FUNKE G, LAWSON PA, BERNARD KA, COLLINS MD. Most *Corynebacterium xerosis* strains identified in the routine clinical laboratory correspond to *Corynebacterium amycolatum*. J Clin Microb 34 (5): 1124-1128, 1996.

http://en.wikipedia.org/wiki/Aeromonas_hydrophila (acessado em 08/11/2008).

http://prokariotae.tripod.com/manual/modulo_3.pdf (acessado em 07/11/2008).

<http://www.anvisa.gov.br/servicos/auda/microbiologia/introducao.pdf>.

JARVIS WR. The Inanimate Environment. In: BENNETT & BRACHMAN'S Hospital Infections. 5th. ed., Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia, 2007. p: 280-281.

LEVIN AS, BARONE AA, PENÇO J et alii. Intravenous colistin as therapy for nosocomial infections caused by multidrug-resistant *Pseudomonas aeruginosa* and *Acinetobacter baumannii*. Clin Infect Dis. 1999;28:1008-11.

MINNAGANTI VR, CUNHA BA. *Acinetobacter baumannii*-associated arterial line infection. American J Infect Control 2000; 28(5):376-7.

MITCHELL DK. Nosocomial Gastrointestinal Tract Infections in Pediatric Patients. In: MAYHALL CG. Hospital Epidemiology and Infection Control. 3rd. ed., Lippincott Williams & Wilkins, Philadelphia, 2004. p.: 807-828.

NACHAMKIN I, BLASER MJ. *Campylobacter*, 2nd. ed., ASM Press, Philadelphia, 2000. 545p.

OPLUSTIL CP, ZOCCOLI CM, TOBOUTI NR, SINTO SI. Procedimentos Básicos em Microbiologia Clínica. Sarvier, São Paulo, 2000. 254p.

PATTERSON TF, PATTERSON JE, MASECAR BL, BARDEN GE, HIERHOLZER WJ JR, ZERVOS MJ. A nosocomial outbreak of *Branhamella catarrhalis* confirmed by restriction endonuclease analysis. J Infect Dis 57 (5): 996-1001, 1988.

PICARD B, GOULLET P. Seasonal prevalence of nosocomial *Aeromonas hydrophila* infection related to *Aeromonas* in hospital water. J Hosp Infect 10: 152-155, 1987.

ROSSI F, ANDREAZZI DB. Resistência bacteriana: Interpretando o Antibiógrama, Atheneu, São Paulo, 2005. 118 p.

STOUT JE and The Legionella Study Group. Role of Environmental Surveillance in Determining the Risk of Hospital-Acquired Legionellosis: A National Surveillance Study With Clinical Correlations. *Inf Control Hosp Epidemiol* 28 (7): 1009-1012, 2007.

WEINGARTEN CM, RYBAK MJ, JAHNS BE et alii. Evaluation of *Acinetobacter baumannii* infection and colonization, and antimicrobial treatment patterns in an urban teaching hospital. *Pharmacotherapy* 19 (9): 1080-1085, 1999.

FLORA NORMAL

MIMS CA, PLAYFAIR JL, ROITT IM, WAKELIN D, WILLIAMS R. *Microbiologia Médica*, Editora Manole Ltda., São Paulo, 1995. P. 3.27-3.30.

GERMES MULTI-RESISTENTES

BELONGIA EA, SCHWARTZ B. Strategies for promoting judicious use of antibiotics by doctors and patients. *BMJ*, Sep 1998; 317: 668 – 671.

BROWN EM. Guideline for antibiotic usage in hospitals. *J Antimicrob Chemother* 2002; 49: 487-92.

CDC. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance. Recommendations of the Hospital Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *MMWR* Sept 22, 1995/44 (RR12); 1-13.

DENNESEN PJ, BONTEN J, WEINSTEIN RA. Multiresistant bacteria as a hospital epidemic problem. *Ann Med* (1988) 30 (2): 176-185.

GOLD HS, MOELLERING RC. Antimicrobial-drug resistance. *N Engl J Med*. 1996; 335: 1445-53.

HEALTH PROTECTION AGENCY. Investigation into multi-drug resistant ESBL-producing *Escherichia coli* strains causing infections in England. Sept 2005. http://www.hpa.org.uk/hpa/publications/esbl_report_05/default.htm. Acessado em 27.09.2005.

HOSPITAL INFECTION CONTROL PRACTICES ADVISORY COMMITTEE. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance. *Infect Control Hospital Epidemiol*. 1995; 16 (2): 105-113.

<http://www.zyvox.com>. Acessado em 11.10.2005.

http://www.hopkinsmedicine.org/bin/e/n/KPC_Nursing_Education-B.pdf

KAPPSTEIN I. Spezielle Isolierungs- und Therapiemassnahmen bei Oxacillin-resistenten *Staphylococcus aureus*. In: DASCHNER F. *Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz*. 1. ed., Springer Verlag, 1992. p: 324-325.

MCGOWAN JR JE. Minimizing antimicrobial resistance: the key role of the infectious disease physician. *Clin Infect Dis* 2004; 38: 939-42.

PROBAC DO BRASIL. Rotinas: Detecção de mecanismos especiais de resistência bacteriana em bacilos gram-negativos. http://www.probac.com.br/rotinas_esbl.htm. Acessado em 27.09.2005.

SHALES DM, GERDING DN, JOHN JF et al. Society for Healthcare Epidemiology of America and Infectious Disease Society of America Joint Committee on the Prevention of Antimicrobial Resistance: guidelines for the prevention of antimicrobial resistance in hospital. *Clin Infect Dis* 1997;5:84-99.

Vários programas dentro dos CDC se direcionam ao crescente problema de resistência bacteriana. Informações nos seguintes websites:

Active Bacterial Core Surveillance (ABCs) <http://www.cdc.gov/abcs>

National Immunization Program <http://www.cdc.gov/nip>

Division of Healthcare Quality Promotion <http://www.cdc.gov/ncidod/hip/Aresist/aresist.htm>

National Antimicrobial Resistance Monitoring System (NARMS) for Enteric Bacteria http://www.cdc.gov/narms/what_is.htm

ENDOCARDITE

<http://www.medicina.ufmg.br/edump/ped/endocardite.htm>

Active Bacterial Core Surveillance (ABCs) <http://www.cdc.gov/abcs>

National Immunization Program <http://www.cdc.gov/nip>

Division of Healthcare Quality Promotion
<http://www.cdc.gov/ncidod/hip/Aresist/aresist.htm>

National Antimicrobial Resistance Monitoring System (NARMS) for Enteric Bacteria
http://www.cdc.gov/narms/what_is.htm

Check-list do controle de infecção hospitalar

AMERICAN COLLEGE OF SURGEONS. Manual on Control of Infection in Surgical Patients. 2. ed.: Philadelphia: Lippincott Co., 1984. p. 19-30.

APIC Infection Control and Applied Epidemiology: Principles and Practice. Association of Practitioners in Infection Control, Mosby Inc. St. Louis Missouri, 1996.

Arch Surg. 1973; 107-588. (Cirurgião com máscara, falando contamina o campo operatório)

AYLIFFE GAJ. The irreducible minimum. Infect. Control Proceedings of the Second ICI/Stuart Workshop (Suppl.) 1986; 7 (2): 92.

AYLIFFE GAJ, COLLINS BJ, TAYLOR LJ. Hospital-Acquired Infection: Principles and Prevention. 2. ed.: Wright, 1982. p. 60.

AYLIFFE GAJ, COLLINS BJ, TAYLOR LJ. Hospital-Acquired Infection: Principles and Prevention. 3. ed.: Wright, 1990.

AYLIFFE GAJ, LOWBERY EJJ, GEDDES AM, WILLIAMS JD. 1992. Control of Hospital Infection A Practical Handbook. 3rd edition. Chapman and Hall Medical. London. 264p.

BENNETT JV & BRACHMAN PS. Hospital Infections. 2.ed., Boston, Little, Brown & Co., 1986. 667 p.

BLOCK SS. Disinfection, Sterilization, and Preservation. 4.ed., Londres, Lea & Febiger,, 1991. 1162 p.

BOYCE JM; PITTET D. CDC Guideline for hand hygiene in health-care settings. MMWR 2002; 51 (RR16): 1-44.

BRIOSCHI ML et alli. Incidência de S. aureus metilino-resistentes (MRSA) em estetoscópios de uso hospitalar. JBM 1999; 76 (1/2): 9-14.

BUSATO CR, LEÃO MTC, GABARDO J. Staphylococcus aureus nasopharyngeal carriage rates and antimicrobial susceptibility patterns among health care workers and their household contacts. Brazilian J Infect Diseases 1998; 2 (2): 78-84.

CRAIG CP. Preparation of the skin for surgery. Infection Control, 7(5): 257-258, 1986.

CRAVEN DE, STEGER KA, DUNCAN RA. Prevention and control of nosocomial pneumonia. In: WENZEL, R. P. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2. ed.: Baltimore: Williams & Wilkins, 1993. p. 580-599.

CRUSE PJE. Wound infections: epidemiology and clinical characteristics. In: HOWARD RJ, SIMMONS RL. Surgical Infectious Diseases. 2. ed.: California: Appleton & Lange, 1988. p. 319-329.

DETENKOFER M, SEEGER S, ANTES G, MOTSCHALL E, SCHUMACHER M, DASCHNER FD. Does the Architecture of Hospital Facilities Influence Nosocomial Infection Rates? A Systematic Review. Infect Control Hosp Epidemiol 2004; 25: 21-25.

DONOWITZ LG. Infection in the newborn. In: WENZEL R. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2.ed.: Baltimore: Williams and Wilkins, 1993. p. 796-811

FERNANDES AT. Infecção Hospitalar e suas Interfaces na área de Saúde. Atheneu, SP, 2000. 1721 p.

FERRAZ EM. Manual de controle de infecção em cirurgia. São Paulo: Editora Pedagógica e Universitária Ltda., 1982. p. 9-15.

FERRAZ EM. FERRAZ AAB, BACELAR TS, et alii. Controle de infecção em cirurgia geral - Resultado de um estudo prospectivo de 23 anos e 42.274 cirurgias. Revista do Colégio Brasileiro de Cirurgias: Vol 28 (1): 17-26, 2000.

FOORD-JONES EL. The special problems of nosocomial infection in the pediatric patient. In: WENZEL R. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2.ed: Baltimore: Williams & Wilkins, 1993. p. 812-896.

GARDNER JF, PEEL MM. Introduction to Sterilization, Disinfection and Infection control, Second Edition. Melbourne, Churchill Livingstone, 1991.

- GARNER JS. CDC Guideline for prevention of surgical wound infections, 1992.
- GARNER JS and the Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Infect Control Hosp Epidemiol 1996; 17:53-80, and Am J Infect Control 1996; 24:24-52.
- GRÖSCHEL DHM, PRUETT TL. Surgical antisepsis. In: BLOCK SS. Disinfecting, Sterilization, and Preservation. 4. ed.: Philadelphia: Lea & Febiger, 1991. p. 642-648.
- <http://www.medscape.com/govmt/CDC/EID/2001/v07.n02/e0702.14.nich/e0702.14.nich-01.html>
- HALEY RW, CULVER DH, WHITE JW et al. The efficacy of infection surveillance and control programs in preventing nosocomial infections in U.S. hospitals. Am J Epidemiol 1985; 121: 182-205 (SENIC).
- HOFFMAN PN, COOKE EM, MC CARVILLE MR et al. Micro-organisms isolated from skin under wedding rings worn by hospital staff. British Medical Journal, v.290, 1985. p:206-7.
- HOSPITAL INFECTION CONTROL PRACTICES ADVISORY COMMITTEE. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance. Infection Control Hospital Epidemiology 1995; 16 (2); 105-113.
- HOWARD RJ, SIMMONS RL. Surgical Infectious Diseases. 2. ed.: Norwalk: Appleton & Lange, 1988. p. 319-329.
- <http://www.elcmht.nhs.uk/pdf/aboutus/hand-hygiene-22.pdf> Acessado em 01.11.2005
- KROPEC A. Epidemiologie und Verhütung von Pneumonien/ Venenkatheter Infektionen/ Wundinfektionen. In: DASCHNER F. Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz. Berlin: Springer-Verlag. 1992. p.98-119.
- LARSON E. Resistant carriage of Gram-negative bacteria on hands. American Journal Infection Control; 89: 112-119, 1981.
- LARSON E. Handwashing: It's essential - even when you use gloves. American Journal of Nursing 89: 934-939, 1989.
- LARSON E. Skin cleaning. In: WENZEL RP. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2. ed.: Baltimore: Williams & Wilkins, 1993. p. 450-457.
- LEÃO MTC. Antibióticos e o controle de infecção hospitalar. Curitiba: Scientia et Labor, 1987. p. 54-64, 93-98.
- LEÃO MTC. Infecção Hospitalar. In: TAVARES W, MARINHO LAC. Rotinas de Diagnóstico e Tratamento das Doenças Infecciosas e Parasitárias. Atheneu, RJ, 2005. p. 1171-1174.
- LEÃO MTC, GRINBAUM RS. Técnicas de Isolamento e Precauções. In: RODRIGUES EAC. et alii. Infecções Hospitalares: Prevenção e Controle. Sarvier, SP, 1997. p. 373-384.
- LEME MTCL. Flashes em Controle de Infecção. Curitiba: Relisul, 1990. p. 21-35.
- LEONE M et alii. Risk factors of nosocomial catheter-associated urinary tract infection in a polyvalent intensive care unit. Intensive Care Medicine 2003;29: 929-32.
- LIVERMORE, DM. The need for new antibiotics. Clinical Microbiol infect 2004; 10 (Suppl. 4): 1-9.
- LUDWIG, A. Spezielle Hygienemassnahmen und Umweltschutz in die Gynaekologie und Geburtshilfe. In: DASCHNER, F. Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz. Freiburg: Springer Verlag, 1992. p. 227-231.
- MAKI DG, WEISE CE, SARAFIN HW A semiquantitative culture method for identifying intravenous-catheter-related infection. N Engl J Med 1977 Jun 9; 296 (23): 1305-9.
- MANGRAM A et alii. Guideline for prevention of surgical site infection, 1999. Infection Control and Hospital Epidemiology 1999; 20: 247-78.
- MAYHALL CG. Surgical infections including burns. In: WENZEL RP. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2. ed.: Baltimore: Williams & Wilkins, 1993. p. 627-628.
- MEDEIROS EAS, MACHADO A, FERRAZ AAB, FERRAZ E, ARRUDA E, NOBRE J, KONKEWICZ LR, PIMENTEL ML, LEÃO MTC, TRABASSO P, GRIMBAUM R. Projeto Diretrizes da AMB: Prevenção da IH. http://www.projetodiretrizes.org.br/projeto_diretrizes/065.pdf Acessado em 01.11.2005.

MILLATTOWITZ-MIETKE, R. Spezielle Hygienemassnahmen in Dialysestationen. In: DASCHNER, F. Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz. Freiburg, Springer Verlag, 1992, p. 232-242.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Lavar as mãos: Informações para profissionais de saúde. Brasília: Centro de Documentação do Ministério da Saúde, 1989. 39 p. (Série: Normas e Manuais Técnicos).

NICHOLS RL. Preventing Surgical Site Infections: A Surgeon's Perspective. Emerging Infectious Diseases. Mar-Apr 2001. Vol. 7, no. 2.

NYSTROM B. Hospital infection control in Sweden. Chemotherapy 1988; 34 (6): 541-7.

NYSTROM B. Impact of handwashing on mortality in ICU examination of the evidence. Infection Control and Hospital Epidemiology; 15 (7): 435-436, 1994.

PITTET D. Infection control and quality health care in the new millenium. AJIC: American Journal of Infection Control. 33(5):258-267, June 2005.

PRADE SS et al. Estudo brasileiro da magnitude das infecções hospitalares em hospitais terciários. Rev do Controle de Infecção- MS 1995; 2 (2): 11-24.

REIN C. Spezielle Hygienemassnahmen auf Intensivstation. In: DASCHNER, F. Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz. Freiburg: Springer Verlag, 1992. p. 194-215.

ROTTER NL, KÖLLER W. Surgical hand disinfections - effect of sequential use of two chlorhexidine preparations. Journal of Hospital Infections. v. 16, n.2., 1990. p. 161-166.

SETO WH, OTAÍZA F, PESSOA-SILVA CL. Core Components for Infection Prevention and Control Programs: A World Health Organization Network Report. Infect Control Hosp Epidemiol 31 (9): 948-950, sept 2010.

STIER C. et alii. Rotinas em controle de infecção hospitalar. Curitiba: Netsul, 1995. 196 p.

WENZEL RP. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2. ed., Baltimore, Williams & Wilkins, 1993. 1049 p.

WENZEL RP. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 3. ed., Baltimore, Williams & Wilkins, 1997.

WENZEL RP, WONG MT. WENZEL RP, WONG MT. Managing antibiotic use—impact of infection control. Clin Infect Dis. 1999 may; 28 (5): 1126-7.

WIDMER AF. IV-Related Infections. In: WENZEL RP. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2. ed.: Baltimore: Williams & Wilkins, 1993. p. 556-579.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Guidelines for drinking water quality. Vol. 1, Recommendations, Second Edition, WHO, Geneva, 1993.

WIDMER, A. F. IV-Related Infections. In: WENZEL, R. P. Prevention and Control of Nosocomial Infections. 2. ed.: Baltimore: Williams & Wilkins, 1993. p. 556-579.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Guidelines for drinking water quality. Vol. 1, Recommendations, Second Edition, WHO, Geneva, 1993.

WORLD HEALTH ORGANIZATION. Avian Influenza A (H5N1) Infection in Humans. N Engl J Med 353(13): 1374-1385, 29 Sept 2005.

AÇÚCAR EM CURATIVOS

DeFEO M, DeSANTO LS, ROMANO G, RENZULLI A, DellaCORTE A, UTILI R, COTRUFO M. Treatment of recurrent staphylococcal mediastinitis: still a controversial issue. Ann Thorac Surg. 2003; 75 (2): 538-42.

KAY AK. Comparação dos efeitos do uso do açúcar e solução salina isotônica no tratamento de feridas contaminadas: modelo experimental. Tese de Mestrado. Departamento de Cirurgia, UFPR, 1994.

RAHAL F, MIMICA I, PEREIRA V, ATHIE E. Sugar in the local treatment of surgical wound infections. Rev Paul Med. 1982; 99 (3): 29.

SUBRAHMANYAM M. Honey dressing for burns – an appraisal. Annals of Burns and Fire Disasters, 1996; 9 (1).

SUBRAHMANYAM M, UGANE SP. Honey dressing beneficial in treatment of Fournier's gangrene. Indian J Surg. 2004; 66(2): 75-77.

WAIKATO Honey Research Unit. Honey as an antimicrobial agent. http://bio.waikato.ac.nz/honey/honey_intro.shtml.

ÁGUA

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Portaria MS no. 451 de 19 de setembro de 1997. (Estabelece princípios gerais para o estabelecimento de critérios e padrões microbiológicos para alimentos).

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Portaria MS no. 868 de 3 de novembro de 1998. D.O.U. de 5 de novembro de 1998. (Estabelece os requisitos mínimos de características e qualidade a que deve obedecer o composto líquido pronto para consumo).

AGÊNCIA NACIONAL DE VIGILÂNCIA SANITÁRIA. Portaria MS no. 1.469, de 29 de dezembro de 2000. D.O.U. de 2 de janeiro de 2001. (Estabelece os procedimentos e responsabilidades relativas ao controle e vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade).

ARCOVERDE CAC. Enteroparasitoses em pacientes infectados com o Vírus da Imunodeficiência Humana (HIV) atendidos no Hospital das Clínicas da UFPE. Dissertação de mestrado, Universidade Federal de Pernambuco, Recife, 2001.

BRASIL. FUNDAÇÃO NACIONAL DE SAÚDE. Portaria No. 1.469/2000, de 29 de dezembro de 2000: aprova o controle e vigilância da qualidade da água para consumo humano e seu padrão de potabilidade. Brasília: Fundação Nacional de Saúde, 2001. 32 p.

CRAWFORD FG, VERMUND SH. Human cryptosporidiosis. *Crit Rev Microbiol.* 1988; 16(2): 113-59.

FERREIRA JR LG. Monitoramento e avaliação da contaminação de água potável através do método do substrato definido-cromogênico a nível municipal do SUS. [Rio de Janeiro]. 2002 v, 117p. (FIOCRUZ/ENSP, M. Sc., Engenharia Sanitária e Saúde Pública, 2002). Dissertação - Fundação Oswaldo Cruz, Escola Nacional de Saúde Pública. FIOCRUZ/ENSP II. Título (série).

FRICKER C, CLANCY J. Control of cryptosporidium - how effective is drinking water treatment? *Water Quality International* p: 4, 1998.

FONTBONNE A, FREESE-DE-CARVALHO E, ACIOLI, MD et al. Risk factors for multiple intestinal parasites in an indigenous community of the State of Pernambuco, Brazil. *Cad. Saúde Pública*, mar./abr. 2001, vol.17, no. 2, p.367-373.

LECHEVALLIER MW, NORTON WD. Giardia and Cryptosporidium in raw and finished water. *Journal of the American Water Works Association*;87(9):54-68, Sept. 1995.

LIMA CE; STAMFORD TLM. Cryptosporidium spp. no ambiente aquático: aspectos relevantes da disseminação e diagnóstico. *Ciênc. Saúde Coletiva* 8 (3): 791-800, 2003.

MANOEL MAY PEREIRA. Fatores de Virulência Microbiana. In: VERONESI R & FOCCACIA R. *Tratado de Infectologia*. SP, Atheneu, 1999. p.3-19.

Micotoxinas In: <http://www.laborvet.com.br/micotoxina.htm>.

NASCIMENTO FCA. Aspectos sócio-econômicos das Doenças Vinculadas pelos Alimentos. *Nutrição em Pauta* 8(40): jan-fev. 2000. <http://www.nutricaoempauta.com.br/novo/40/foodservice.html>.

PRADO MS, BARRETO ML, STRINA A et al. Prevalence and intensity of infection by intestinal parasites in school-aged children in the City of Salvador (Bahia State, Brazil). *Rev. Soc. Bras. Med. Trop.*, ene./feb. 2001, vol.34, no.1, p.99-101.

AR

GERMETEC. <http://www.germetec.com.br/>. Acessado em 29 de setembro de 2005.

Portaria nº 82, de 03 de janeiro de 2000. Estabelece o Regulamento Técnico para o funcionamento dos serviços de diálise e as normas para cadastramento.

Portaria nº 82, de 03 de janeiro de 2000, unidades de hemodiálise.

Portaria GM/MS nº. 1884/94. Estabelece normas para projetos físicos de estabelecimentos assistenciais de saúde.

Portaria MS nº 1.884, de 11 de novembro de 1994. Revogada pela GABIN MS nº 554, de 19 de março de 2002.

Portaria nº 554, de 19 de março de 2002, ementa não oficial: Revoga a Portaria n.º 1884/GM, de 11 de novembro de 1994 do Ministério da Saúde publicada no Diário Oficial da União de 15 de dezembro de 1994. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 20 de março de 2002.

Portaria nº 1884-94. "Normas para Projetos Físicos de Estabelecimentos Assistenciais de Saúde" (364 kB). Esta portaria contém informações para auxílio de projetos de arquitetura, elétricos, hidráulicos, instalações de Radiodiagnóstico.

Portaria nº 3523, de 28 de agosto de 1998, ementa não oficial: Aprova Regulamento Técnico contendo medidas básicas referentes aos procedimentos de verificação visual do estado de limpeza, remoção de sujidades por métodos físicos e manutenção do estado de integridade e eficiência de todos os componentes dos sistemas de climatização, para garantir a Qualidade do Ar de Interiores e prevenção de riscos à saúde dos ocupantes de ambientes climatizados. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 31 de agosto de 1998.

Resolução - RDC nº 50, de 21 de fevereiro de 2002, o sistema de abastecimento de gases medicinais (oxigênio, ar comprimido e óxido nítrico).

Resolução RE nº 9, de 16 de janeiro de 2003. ementa não oficial: Determina a publicação de Orientação Técnica elaborada por Grupo Técnico Assessor, sobre Padrões Referenciais de Qualidade do Ar Interior, em ambientes climatizados artificialmente de uso público e coletivo. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 20 de janeiro de 2003.

Resolução RE nº 176, de 24 de outubro de 2000. ementa não oficial: Determina a publicação de Orientação Técnica elaborada por Grupo Técnico Assessor, sobre Padrões Referenciais de Qualidade do Ar Interior, em ambientes climatizados artificialmente de uso público e coletivo. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 29 de outubro de 2000.

CATETERES

BARKER FG II. Efficacy of prophylactic antibiotic therapy in spinal surgery: a meta- analysis. *Neurosurgery* 2002; 51(2):391-400.

BARKER FG II. Efficacy of prophylactic antibiotics for craniotomy: A meta-analysis. *Neurosurgery* 1994. 35: 484-492.

BROWN EM, DELOUVOIS J, BAYSTON R, et al. Antimicrobial prophylaxis in neurosurgery and after head injury. *Lancet* 1994; 344:1547-1551

CDC. Draft guideline for prevention of intravascular device-related infections. *Fed Reg* 60 [187]: 49,978-50,006, 1995.

HAINES SJ, WALTERS BC. Antibiotic prophylaxis for cerebrospinal fluid shunts: a metanalysis. *Neurosurgery*. 1994 Jan;34(1):87-92.

MEDEIROS EAS, MACHADO A, FERRAZ AAB, FERRAZ E, ARRUDA E, NOBRE J, KONKEWICZ LR, PIMENTEL ML, LEÃO MTC, TRABASSO P, GRIMBAUM R. Projeto Diretrizes da AMB para Prevenção da IH. http://www.projetodiretrizes.org.br/projeto_diretrizes/065.pdf Acessado em 01.11.2005

CCIH

HALEY RW, CULVER DH, WHITE JW et al. The efficacy of infection surveillance and control programs in preventing nosocomial infections in U.S. hospitals. *Am J Epidemiol* 1985; 121: 182-205 (SENIC).

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Portaria nº 2.616, de 12 de maio de 1998. Define diretrizes e normas para a prevenção e o controle das infecções hospitalares. D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 13 de maio de 1998.

CONTROLE DE INFECÇÃO EM UTI

ATSD. Guidelines for the management of adults with hospital-acquired, ventilator-associated, and healthcare-associated pneumonia. *Am J Respir Crit Care Med* (2005) 171: 388-416.

BONTEN MJ, WEINSTEIN RA. Infection control in intensive care units and prevention of ventilator-associated pneumonia. *Semin Respir Infect* (2000) 15 (4): 327-335.

DASCHNER F. Nosocomial infections in intensive care units. *Intensive Care Medicine* (1985) 11: 284-287.

DASCHNER F. Hygiene auf Intensivstationen: Fakten, Mythen, Fragen. *Intensivmed* (1986) 23: 2-5.

DASCHNER F, FRANK U, JUST HM. Proven and unproven methods in hospital infection control in intensive care units. *Chemioterapia* (1987) 6 (3): 184-189.

DASCHNER F, FREY P, WOLFF G, BAUMANN PC, SUTER P. Nosocomial infections in intensive care wards: a multicenter prospective study. *Intensive Care Medicine* (1982) 8: 5-9.

DASCHNER F, KAPPSTEIN I. Infections in intensive care. *Current Opinion in Infectious Diseases* (1988) 1: 735-740.

DENNESEN PJ, BONTEN J, WEINSTEIN RA. Multiresistant bacteria as a hospital epidemic problem. *Ann Med* (1988) 30 (2): 176-185.

DETTENKOFER M, SEEGER S, ANTES G, MOTSCHALL E, SCHUMACHER M, DASCHNER F. Does the architecture of hospital facilities influence nosocomial infection rates? A systematic review. *Infection Control and Hospital Epidemiology* (2004) 25: 21-25.

HEALTH PROTECTION AGENCY. Investigation into multi-drug resistant ESBL-producing *Escherichia coli* strains causing infections in England. Sept 2005.

http://www.hpa.org.uk/hpa/publications/esbl_report_05/default.htm. Acessado em 27.09.2005.

HOSPITAL INFECTION CONTROL PRACTICES ADVISORY COMMITTEE. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance. *Infect Control Hospital Epidemiol*. 1995; 16 (2): 105-113.

<http://www.zyvox.com>. Acessado em 11.10.2005.

KATCH M, BAND J. Local infection of the intravenous-cannulae wound associated with transparent dressings. *J Infect Disease* (1985) 151: 971.

KAPPSTEIN I. Spezielle Isolierungs- und Therapiemaßnahmen bei Oxacillin-resistenten *Staphylococcus aureus*. In: DASCHNER F. *Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz*. 1. ed., Springer Verlag, 1992. p: 324-325.

PROBAC DO BRASIL. Rotinas: Detecção de mecanismos especiais de resistência bacteriana em bacilos gram-negativos. http://www.probac.com.br/rotinas_esbl.htm. Acessado em 27.09.2005.

DESINFECÇÃO DE ENDOSCÓPIOS

ALLEN JJ, ALLEN MC, OLSON MM et alli. *Pseudomonas* infection of the biliary system resulting from use of a contaminated endoscope. *Gastroenterology* 92 (3): 729-763, 1987.

APIC guideline for infection prevention and control in flexible endoscopy. *Am J Infect Control* 2000; 28: 138-55. [96 references]

AXON ATR, COTTON PB. Endoscopy and infection. *Gut* 24: 1064-66, 1983.

AXON ATR, PHILLIPS I, COTTON PB et al. Desinfection of gastro-intestinal fibre-endoscopes. *Lancet* I: 656-658, 1974.

NELSON DB, JARVIS WR, RUTALLA WA et alii. SHEA Position Paper: Multi-society Guideline for Reprocessing Flexible Gastrointestinal Endoscopes. *Infect Control Hosp Epidemiol* 24 (7): 322-27, jul 2003.

RUTALA WA, WEBER DJ. FDA labeling requirements for disinfection of endoscopes: a counterpoint. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1995 Apr;16(4):231-5.

PROFILÁTICA. profilatica@profilatica.com.br.

DOENÇA DE JAKOB-CREUTZFELD

<http://www.cjd.ed.ac.uk/index.htm>. Acessado em 17.03.2006.

www.ninds.nih.gov/disorders/cjd/cjd.htm - 29k . - 16 mar. 2006

Stier CJN e cols. Rotinas em controle de infecção hospitalar. *Netsul, Curitiba*, 1995; p. 59-61.

FARMÁCIA

AMERICAN SOCIETY OF HOSPITAL PHARMACISTS. ASHP technical assistance bulletin on quality assurance for pharmacy-prepared sterile products. *Am J Hosp Pharm*. 1993; 50: 2386-98.

GARNER JS, and the Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Guideline for isolation precautions in hospitals. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1996; 17:54–80.

AMERICAN SOCIETY OF HEALTH SYSTEM PHARMACISTS. ASHP guidelines on the pharmacist's role in the development of clinical care plans. *Am J Health-Syst Pharm*. 1997; 54: 314–8.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. Draft guideline for infection control in health care personnel, 1997. *Fed Regist*. 1997; 62: 47276–327.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. Update: vaccine side effects, adverse reactions, contraindications, and precautions. *MMWR*. 1996; 45 (RR-12): 1–35.

DIEKEMA DJ, DOEBBELING BN. Employee health and infection control. *Infect Control Hosp Epidemiol*. 1995; 16: 292–301.

GARDNER P, SCHAFFNER W. Immunization of adults. *N Engl J Med*. 1993; 328: 1252–8.

GOLDMANN DA, WEINSTEIN RA, WENZEL RP, et al. Strategies to prevent and control the emergence and spread of antimicrobial-resistant microorganisms in hospitals. A challenge to hospital leadership. *JAMA*. 1996; 275:234–40.

KOLLEF M, SHAPIRO S, FRASER V, et al. A randomized trial of ventilator circuit changes. *Ann Intern Med*. 1995;123:168–74.

RUTALA WA. APIC guideline for selection and use of disinfectants. 1994, 1995, and 1996 APIC Guidelines Committee. Association for Professionals in Infection Control and Epidemiology, Inc. *Am J Infect Control*. 1996; 24:313–42.

SEPKOWITZ KA. Occupationally acquired infections in health care workers. *Ann Intern Med*. 1996; 125:826–34, 917–28.

FISIOTERAPIA

Guideline for Hand Hygiene in Healthcare Settings – 2002. <http://www.cdc.gov/handhygiene/> Acessado em 26/08/2005.

Garner JS, Favero MS. CDC Guideline for Handwashing and Hospital Environmental Control, 1985. *Infect Control*. 1986 Apr; 7(4): 231–43.

CDC. Draft guideline for prevention of intravascular device-related infections. *Fed Reg* 60; [187]:49,978–50,006. (Sept 27 1995) .

Guideline for the Prevention of Surgical Site Infection, 1999 www.cdc.gov/ncidod/hip/SSI/SSI_guideline.htm Acessado em 26/08/2005.

Guideline for Prevention of Catheter-associated Urinary Tract Infections. WONG ES. www.cdc.gov/ncidod/hip/guide/uritract.htm.

FLORES EM HOSPITAL

BARTZOKAS CA, HOLLEY MP, SHARP CA. Bacteria in flower vase water: incidence and significance in general ward practice. *Brit J Surgery* 62: 295–297, 1975.

DASCHNER F. *Forum Higienicum*. 2. ed., Munique, MMV Medizin Verlag, 1989. p. 26.

HUGHES WH. Protecting chrysanthemums from hospital infection. *Lancet* 1: 267–268, 1979.

JOHANSEN KS, LAURSEN H, WILHJELM BJ. Flower vases as reservoirs of pathogens. *Lancet* 1: 359, 1974.

KATES SG, MCGINLEY HJ, LARSON EL, LEYDEN JJ. Indigenous multiresistant bacteria from flowers in hospital and nonhospital environments. *Am J Infect Control*. 19: 156–161.

LUDWIG AC. Isolierungsmassnahmen. In: DASCHNER F. *Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz*. Berlin, Springer Verlag, 1992. p 321.

ROZENZWEIG AL. Contaminated flowers vases. *Lancet* 2: 598, 1973.

SIEGMAN-IGRA Y, SHALEM A, BERGER AS et alii. Should potted plants be removed from hospital wards? *J Hosp Infect* 7:82–85, 1986.

SMELLIE H. The use of antiseptics for delaying decomposition of cut flowers in a hospital ward. *Lancet* 2: 777–778, 1963.

TAPLIN D, MERZ PM. Flower vases in hospitals as reservoirs of pathogens. *Lancet* 2: 1279–1281, 1973.

WATSON AG, KOONS CE. *Pseudomonas* on the chrysanthemums. *Lancet* 3: 91, 1973.

WEBER DJ, RUTALA WA. Environmental issues and nosocomial infections. In: WENZEL RP. *Prevention and Control of Nosocomial Infections*. 2. ed., Baltimore, Williams & Wilkins, 1993, p. 420-449.

GERMES MULTI-RESISTENTES

CDC. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance Recommendations of the Hospital Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *MMWR* Sept 22, 1995/44 (RR12); 1-13.

DENNESEN PJ, BONTEN J, WEINSTEIN RA. Multiresistant bacteria as a hospital epidemic problem. *Ann Med* (1988) 30 (2): 176-185.

HEALTH PROTECTION AGENCY. Investigation into multi-drug resistant ESBL-producing *Escherichia coli* strains causing infections in England. Sept 2005. http://www.hpa.org.uk/hpa/publications/esbl_report_05/default.htm. Acessado em 27.09.2005.

HOSPITAL INFECTION CONTROL PRACTICES ADVISORY COMMITTEE. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance. *Infect Control Hospital Epidemiol*. 1995; 16 (2): 105-113.

<http://www.zyvox.com>. Acessado em 11.10.2005.

KAPPSTEIN I. Spezielle Isolierungs- und Therapiemaßnahmen bei Oxacillin-resistenten *Staphylococcus aureus*. In: DASCHNER F. *Praktische Krankenhaushygiene und Umweltschutz*. 1. ed., Springer Verlag, 1992. p: 324-325.

PROBAC DO BRASIL. Rotinas: Detecção de mecanismos especiais de resistência bacteriana em bacilos gram-negativos. http://www.probac.com.br/rotinas_esbl.htm. Acessado em 27.09.2005.

GUIDELINES

BOYCE JM; PITTET D. CDC Guideline for hand hygiene in health-care settings. *MMWR* 2002;51 (RR16): 1-44.

CENTERS FOR DISEASE CONTROL AND PREVENTION. Draft guideline for prevention of intravascular device-related infections. *Fed Reg* 60 [187]: 49,978-50,006, 1995.

CDC Guideline for Isolation Precautions in Hospitals. *American Journal of Infection Control*, 24: 24-52. 1996.

CDC Guideline for Isolation Precautions: Preventing Transmission of Infectious Agents in Healthcare Settings, 2007. <http://www.cdc.gov/hicpac/2007IP/2007isolationPrecautions.html>

CDC Guidelines for Prevention of Intravascular Infections 1995. Department of Health and Human Services, Center for Disease Control and Prevention, National Centre for Infectious Diseases, Hospital Infections Programme.

CDC. Recommendations for Preventing the Spread of Vancomycin Resistance Recommendations of the Hospital Infection Control Practices Advisory Committee (HICPAC). *MMWR* Sept 22, 1995/44 (RR12); 1-13.

<http://www.medscape.com/govmt/CDC/EID/2001/v07.n02/e0702.14.nich/e0702.14.nich-01.html>.

COOK et al. CDC Guideline for Prevention of Healthcare Associated Pneumonias 2003. *Ann Intern Med* 1998; 129: 433.

GARNER JS, FAVERO MS. CDC Guideline for Handwashing and Hospital Environmental Control, 1985. *Infect Control*. 1986 Apr; 7(4): 231-43.

GARNER JS. The Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Guidelines for Isolation Precautions in Hospitals Hospital Infection Control Advisory Committee <http://www.cdc.gov/ncidod/hip/isolat/isolat.htm> acessado em 26/08/2005.

GOULD CV, UMSCHIED CA, AGARWAL R K, KUNTZ G, PEGUES D A, HIPAC. Guideline for prevention of catheter associated urinary tract infections 2009.

<http://www.cdc.gov/hicpac/pdf/CAUTI/CAUTIGuideline2009final.pdf>

Guideline for Hand Hygiene in Healthcare Settings – 2002 <http://www.cdc.gov/handhygiene/>. Acessado em 26/08/2005.

Guidelines for preventing HIV, HBV and other infections in the Health Care Setting WHO Regional Office for SE Asia New Delhi, 1996.

<http://www.md.ucl.ac.be/didac/hosp/ssi.pdf>. Acessado em 31.10.2005.

<http://www.elcmht.nhs.uk/pdf/aboutus/hand-hygiene-22.pdf> Acessado em 01.11.2005.

MANGRAM AJ, HORAN TC, PEARSON ML et alii. The Hospital Infection Control Practices Advisory Committee. Guideline for the Prevention of Surgical Site Infection, 1999. www.cdc.gov/ncidod/hip/SSI/SSI_guideline.htm. Acessado em 26/08/2005.

MERMEL LA, ALLON M, BOUZA E, CRAVEN DE, FLYNN P, O'GRADY NP, RAAD II, RIJNDERS BJ, SHERETZ RJ, WARREN DK. Clinical practice guidelines for the diagnosis and management of intravascular catheter-related infection: 2009 Update by the Infectious Diseases Society of America. *Clin Infect Dis* 49 (1): 1-45, 2009.

O'GRADY NP, ALEXANDER M, DELLINGER EP. Guidelines for the Prevention of Intravascular Catheter-Related Infections, 2002. *MMWR* 51 (RR10): 1-26, 2002.

RYBAK MJ, LOMAESTRO BM, ROTSCHAFER JC, MOELLERING Jr RC, CRAIG WA, BILLETER M, DALOVISIO JR, LEVINE DP. Vancomycin Therapeutic Guidelines: A Summary of Consensus Recommendations from the Infectious Diseases Society of America, the American Society of Health-System Pharmacists, and the Society of Infectious Diseases Pharmacists. *Clin Infect Dis* 2009; 49: 325-327.

TABLAN OC, ANDERSON LJ, BESSER R, BRIDGES C, HAJJEH R. Guidelines for Preventing Health-Associated Pneumonia, 2003. *MMWR* 53(RR03): 1-36, 2004

WHO GUIDELINE. PITTET D, ALLEGIANZI B, BOYCE J. The World Health Organization Guidelines on Hand Hygiene in Health Care and Their Consensus Recommendations. *ICHE* 2009 July; 30(7): 611-622.

WONG ES. Guideline for Prevention of Catheter-Associated Urinary Tract Infections. www.cdc.gov/ncidod/hip/guide/urittract.htm.

LEGISLAÇÃO

LEI nº 9431, de 06 de janeiro de 1997, ementa: Dispõe sobre a obrigatoriedade da manutenção de programa de controle de infecções hospitalares pelos hospitais do País. publicação: D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 07 de janeiro de 1997, seção 1, no. 4, p.266.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Reunião de Peritos para Normalização do Uso e Reutilização de Materiais Médico-Hospitalares Descartáveis no País. Brasília; 1985. Série D: Reuniões e Conferências, no. 4. 17 p.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Portaria nº 930, de 27 de agosto de 1992. Define normas para o controle das infecções hospitalares. D.O.U. Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 4 de setembro de 1992.

MINISTÉRIO DA SAÚDE. Portaria nº 2.616, de 12 de maio de 1998. Define diretrizes e normas para a prevenção e o controle das infecções hospitalares. (D.O.U. 13 mai 1998, seção 1, n.89, p. 133.

PORTARIA No. 196 de 24 de junho de 1983. Dá instruções normativas sobre o controle e prevenção das infecções hospitalares.

PORTARIA No. 923/GM de 4 de julho de 1990. Cria grupo de trabalho para estudar a magnitude das infecções hospitalares no País.

RESOLUÇÃO RDC nº 30, de 15 de fevereiro de 2006, ementa: Dispõe sobre o registro, rotulagem e reprocessamento de produtos médicos e dá outras providências. publicação: D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 16 de fevereiro de 2006. Órgão emissor: ANVISA.

RESOLUÇÃO RDC nº 48, de 02 de junho de 2000, ementa não oficial: Fica aprovado o Roteiro de Inspeção do Programa de Controle de Infecção Hospitalar publicação: D.O.U. - Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 06 de junho de 2000. Órgão emissor: ANVISA.

RESOLUÇÃO RDC nº 50, de 21 de fevereiro de 2002. Dispõe sobre o Regulamento Técnico para planejamento, programação, elaboração e avaliação de projetos físicos de estabelecimentos assistenciais de saúde. D.O.U. – Diário Oficial da União; Poder Executivo, de 20 de março de 2002. Órgão emissor: ANVISA.

RESOLUÇÃO RDC nº 154, de 15 de junho de 2004, ementa não oficial: Estabelece o Regulamento Técnico para o funcionamento dos Serviços de Diálise. D.O.U.; Poder Executivo, de 17 de junho de 2004. Órgão emissor: ANVISA

RESOLUÇÃO CFM nº 1.552/99. A prescrição de antibióticos nas unidades hospitalares obedecerá às normas emanadas da Comissão de Controle de Infecção Hospitalar. http://www.portalmedico.org.br/resolucoes/cfm/1999/1552_1999.htm.

RESOLUÇÃO nº. 108-E, de 6 de junho de 2000 (D.O.U. de 6 jun 2000, seção 1, p. 27).

RESOLUÇÃO nº. 32, Portaria MTE nº. 485, de 11 de novembro de 2005 (D.O.U. de 16 nov 2005, seção 1) sobre segurança e saúde no trabalho em serviços de saúde.

RESOLUÇÃO nº. 515, RE de 15 DE FEVEREIRO DE 2006 (D.O.U. de 16 fev 2006) sobre materiais de uso único.

LUVAS

AARNIO P, LAINE T 2001. Glove perforation rate in vascular surgery. *VASA* 30: 122-124.

AVERY CME, TAYLOR J, JOHNSON PA 1999. *British Journal of Oral and Maxillofacial Surgery* 37 316-319.

CALLIOT JL, COTE C, ABIDI H, FABRY J 1999. Electronic evaluation of the value of double gloving. *British Journal of Surgery* 86 1387-1390.

DeGROOT – KOSOLCMAROEN J.; JONES JM. Permeability of Latex and Vinylegloves to water and blood. *Am. J. Infect. Control* 17: 196-201, 1989.

GANI JS, ANSELINE PF, BISSETT RL 1990. Efficacy of double versus single gloving in protecting the operating team. *Australian and New Zealand Journal of Surgery* 60 171-175.

HESTER RA, NELSON CL, HARRRISON S. 1992. Control of contamination of the operative team in total joint arthroplasty. *The Journal of Arthroplasty* 7 3 267-269.

<http://www.medline.com/Products/Gloves/SurgeonsGloveQAStatement.pdf>

JENSEN SL, KRISTENSEN B, FABRIN K. Double gloving as self protection in abdominal surgery. *European Journal of Surgery* 163: 163-167, 1997.

KOVAVISARACH E, JARAVECHSON S. 1998. Comparison of perforation between single and double gloving in perineorrhaphy after vaginal delivery. *Australian and New Zealand Journal of Obstetrics and Gynaecology* 38 (1): 58-60.

KOVAVISARACH E, VANITCHANON P. 1999. Perforation in single and double gloving methods for cesarean section. *Internat J Gynecol Obstetr* 67 (3): 157-161.

LAINE T, AARNIO P. 2001. How often does glove perforation occur in surgery? *The American Journal of Surgery* 181: 564-566.

LAINE T, KAIPIAA, SANTAVIRTA J, AARNIO P. 2004. Glove perforations in open and laparoscopic abdominal surgery. *Scandinavian Journal of Surgery* 93: 73-76.

LAINE T, AARNIO P 2004. Glove perforation in orthopaedic and trauma surgery. *Journal of Bone and Joint Surgery (Br)* 86(6): 898-900.

LIEW SM, STONEY JD, FALKENBERG MP, LEITL SM 1995. A comparative study of two types of latex surgical gloves in elective orthopaedic surgery. *Australian and New Zealand Journal of Surgery* 65: 406-408.

LOUIS SS, STEIBERG EL, GRUEN OA, BARTLETT CS, HELFET D 1998. Outer gloves in orthopaedic procedures. *Journal of Orthopaedic Trauma* 12 (2): 101-105.

NAVER LPS, GOTTRUP F. 2000. Incidence of glove perforations in gastrointestinal surgery and the protective effect of double gloves. *European Journal of Surgery* 166: 293-295.

NICOLAI P, ALDHAM CH, ALLEN PW 1997. Increased awareness of glove perforation in major joint replacement. *Journal of Bone and Joint Surgery (Br)* 79: 371-373.

PALMER JD, RICKET JWS 1992. The mechanisms and risks of surgical glove perforation. *Journal of Hospital Infection* 22: 279-286.

PARTECKE LI, GOERDT AN, LANGNER I et al. Incidence of microperforation for surgical gloves depends on duration of wear. *ICHE* 2009 May; 30 (5): 409-414.

PUUNYATANASAKCHAI P, CHITTACHAROEN A, AYUDHYA NIN 2004. Randomised controlled trial of glove perforation in single and double gloving in episiotomy repair after vaginal delivery. *Journal of Obstetrics and Gynaecology Research* 30 (5): 354-357.

RUDDIMAN R, KARNADIHARDJA W, RUCHIYAT Y, HANAFA B 1999. Efficacy of double versus single gloving in laparotomy procedures. *Asian Journal of Surgery* 22 (1): 85-88.

SANDERS R, FORTIN P, ROSS E, HELFET D 1990. Outer gloves in orthopaedic procedures. *Journal of Bone and Joint Surgery (Am)* 72 (6): 914-917.

TURNQUEST MA, HOW HY, ALLEN SA, VOSS DH, SPINNATO JA 1996. Perforation rate using a single pair of orthopaedic gloves versus a double pair of gloves in obstetric cases. *The Journal of Maternal-Fetal Medicine* 5: 362-365.

WATANABE E, PASTANA JA. Reutilização de Luvas Cirúrgicas – Um ônus para o hospital. *Rev. Enfermagem*, 1991, ed esp. p: 61-64.

RECURSOS HUMANOS

GINA PUGLIESE, RN, MS In: Wenzel RP (ed): *Prevention and Control of Hospital Infections. Staff Training and Education in Infection Control.*

Joint Commission Requirements for Orientation, Education, Training, Qualifications, and Competence of Staff. Adaptado do Joint Commission on Accreditation of Healthcare Organizations: *Management of human resources*. In 1996 Comprehensive Accreditation Manual for Hospitals. Oak Brook Terrace, Ill: Joint Commission on Accreditation of Healthcare Organizations, 1999.

UNHAS

Boyce J M & Pittet D. Guideline for Hand Hygiene in Health-Care Settings. *MMWR* October 25, 2002 / 51 (RR16); 1-44.

Foca M, Jakob K, Whittier S, et al. Endemic *Pseudomonas aeruginosa* infection in a neonatal intensive care unit. *N Engl J Med* 2000; 343: 695--700.

Jacobson G, Thiele JE, McCune JH, Farrell LD. Handwashing: ring-wearing and number of microorganisms. *Nurs Res*. 1985; 34: 186-188.

Larson EL. APIC guidelines for handwashing and hand antisepsis in healthcare settings. *Am J Infect Control* . 1995; 23: 251-269.

Mary Kay Scaramucci & Darice K. Pacak. Dimensions of Dental Hygiene. January 2006; 4 (1): 18-20.

Moolenaar RL, Crutcher JM, San Joaquin VH. A prolonged outbreak of *pseudomonas aeruginosa* in a neonatal intensive care unit: did staff fingernails play a role in disease transmission? *Infect Control Hosp Epidemiol* . 2000; 21: 80-85.

Parry MF, Grant B, Yukna M, et al. *Candida* osteomyelitis and diskitis after spinal surgery: an outbreak that implicates artificial nail use. *Clin Infect Dis* 2001; 32: 352--7.

Passaro DJ, Waring L, Armstrong R, et al. Postoperative *Serratia marcescens* wound infections traced to an out-of-hospital source. *J Infect Dis* 1997; 175: 992--5.

Salisbury DM, Hutfilz P, Treen LM, Bollin GE, Gautum S. The effect of rings on microbial load of healthcare workers' hands. *Am J Infect Control* . 1997; 25: 24-27.

Trick WE, Vernon MO, Hayes RA. Impact of ring wearing on hand contamination and comparison of hand hygiene agents in a hospital. *Clin Infect Dis* . 2003; 36: 1383-1390.

SITES

www.infhosp.med.br

www.anvisa.gov.br

www.cih.com.br

www.riscobiologico.org

www.cdc.gov/hiv/pubs/mmwr.htm

www.medicalservices.com.br

www.mdconsult.com

www.medscape.com

www.ccih.med.br

www.saude.gov.br

www.who.int

www.fiocruz.br

www.bireme.br

www.medic-site.com

www.apic.org

www.cih.org.br

www.sbinfecto.org.br



Anexos

Anexo I - Ficha de controle de antimicrobianos

Hospital

Serviço de controle de infecção hospitalar

Data: ___/___/___

Ficha de control de antimicrobianos

[illegible]

Anexo II - Ficha da antimicrobianos para maternidade

Hospital

Serviço de controle de infecção hospitalar

Ficha de antimicrobianos para maternidade

Paciente: _____ Reg.: _____ Idade: _____ ☐ RN

☐ Neonatologia ☐ Alojamento Conjunto

☐ Centro Obstétrico ☐ Pronto Atendimento

Antimicrobiano:

☐ PROFILÁTICO

☐ Parto normal (Não está indicado antibiótico profilático de rotina)

☐ Cesárea (Dose única após o clampamento do cordão)

☐ Mãe portadora Streptococo β -hemolítico – 4 horas antes, até o parto

☐ Outro _____

☐ TERAPÊUTICO

MÃE:

☐ Bolsa rota há mais de _____ horas

☐ Infecção do trato urinário

☐ Pielonefrite aguda

☐ Vaginose bacteriana

☐ Sífilis

☐ Outro _____

RN:

☐ Sepses

☐ Mãe portadora de
Streptococo β -hemolítico

☐ Outro _____

CULTURA: ☐ SIM ☐ NÃO MATERIAL: _____

ANTIBIÓTICO	DOSE *	VIA DE ADM.	INTERVALO	DURAÇÃO
☐ CEFAZOLINA	1 g	EV		Dose única
☐ CEFAZOLINA	1 g	EV	8/8 h	
☐ PENICILINA		EV	4/4 h	
☐ AMPICILINA		EV		
☐ GENTAMICINA		EV		
☐ METRONIDAZOL	500 mg	EV ou VO **	8/8 h	
☐ CEFOTAXIMA		EV		
☐ Outro:				

* Colocar RN se for o caso. ** As doses VO/EV se equivalem em eficácia.

Médico: _____ CRM: _____ Data: ____/____/____

Anexo III - Ficha de busca ativa

Hospital
Serviço de controle de infecção hospitalar

Data: ____/____/____

Ficha de busca ativa

[illegible]

Serviço de controle de infecção hospitalar

[illegible]

Anexo V - Ficha de notificação de infecção

Hospital

Serviço de controle de infecção hospitalar

Data: ____/____/____

Ficha de notificação de infecção

Paciente: _____ Leito.: _____ Idade: _____

Sexo: ☐ M ☐ F

Data de admissão: ____/____/____

Diagnóstico: _____ ☐ A ☐ O

FATORES DE RISCO	DATA
CIRURGIA	
☐ Limpa	
☐ Potencialmente contaminada	
☐ Contaminada	
☐ Infectada	
☐ Emergência	
☐ Trauma	
☐ Prótese	
☐ Fixação externa	
☐ Material de osteossíntese	
☐ Reoperação	
Cirurgia: _____ Cirurgião: _____	
☐ Cateter vesical	
☐ Cateter venoso central	
☐ Cateter venoso periférico	
☐ Traqueostomia/respirador/canula	
☐ Dreno	
☐ Cateter vesical	
Anestesia ☐ Local ☐ Geral	
☐ NPT/Hemoderivados	
☐ Outros	

HI/IC	TOPOGRAFIA	CULTURA	DATA
	CIRÚRGICA ☐ superficial ☐ profunda ☐ órgão/espço		
	Respiratória		
	Urinária		
	Cateter		
	Cutaneomucosa		
	Gastrointestinal		
	Outra		

Antibiótico: ☐ SIM ☐ NÃO ☐ Profilático ☐ Terapêutico

Busca ativa pós-alta: ☐ SIM ☐ NÃO

Anexo VI - Questionário de avaliação das unidades

Papel-toalha e sabonete líquido:

- a)** Disponíveis em todas as pias.
- b)** Disponíveis em algumas pias.
- c)** Não disponíveis.

Higienização das mãos:

- a)** Realizado o treinamento na unidade.
- b)** Realizada parte do treinamento
- c)** Treinamento não realizado

Álcool a 70% glicerinado ou álcool-gel:

- a)** Disponível em todas as enfermarias, postos e pias.
- b)** Disponível em alguns deles.
- c)** Não disponível.

Material perfurocortante:

- a)** Acondicionado em recipiente rígido e sem recape de agulhas.
- b)** Acondicionado em recipiente impróprio.
- c)** Não sofre acondicionamento.

Lixeiras:

- a)** Em número suficiente e limpas.
- b)** Em número insuficiente mas limpas.
- c)** Não são limpas.

Lixo hospitalar:

- a)** Acondicionamento adequado e classificado previamente.
- b)** Acondicionado em outros sacos e/ou não classificados.
- c)** Não é acondicionado.

Geladeiras:

- a)** Sofrem limpeza adequada e guardam alimentos ou medicamentos.
- b)** Limpas, mas misturam alimentos e medicamento.
- c)** Não estão limpas.

Geladeiras:

- a)** Têm termômetro e registro adequado da temperatura.
- b)** Têm termômetro, mas não se registra a temperatura.
- c)** Sem termômetro.

Materiais encaminhados para esterilização:

- a)** Sofrem limpeza prévia adequada.
- b)** Sofrem parte da limpeza adequada.
- c)** Não sofrem limpeza adequada.

Armazenamento de material desinfetado ou esterilizado:

- a)** Armário fechado, com visor, local seco, temperatura de até 23°C.
- b)** Armário aberto, local e/ou temperatura inadequados.
- c)** Armário aberto, local úmido e/ou acima de 28°C.

Embalagem de material:

- a)** Íntegra, com identificação adequada (data de esterilização, número do lote, validade), fita adesiva e indicador químico.
- b)** Falta um dos itens acima.
- c)** Embalagem inadequada.

Gazes esterilizadas:

- a)** Embaladas para uso individual em recipiente próprio.
- b)** Embaladas para uso individual em alguns procedimentos.
- c)** Não embaladas para uso individual.

Carrinho de curativo/ bandejas de curativo:

- a)** Com todas as soluções padronizadas e dentro do prazo de validade.
- b)** Falta um dos itens acima.
- c)** Não está de acordo com a padronização.

Anti-sépticos:

- a)** Frasco original, ou de vidro, trocado a cada 7 dias, com data.
- b)** Frasco adequado, mas validade vencida.
- c)** Frasco inadequado ou sem data.

Álcool-gel:

- a)** Frasco original, anotado o prazo de validade.
- b)** Frasco adequado, mas validade vencida.
- c)** Frasco inadequado ou sem data.

Desinfetante:

- a)** Recipiente identificado, adequado, dentro do prazo de validade.
- b)** Recipiente adequado, validade vencida ou sem identificação.
- c)** Material não submerso e/ou depósito de resíduo de resíduo orgânico.

Nebulização/ oxigenioterapia, frascos de parede e máscaras:

- a)** Desinfetados e secos, recipiente com tampa; data da troca.
- b)** Desinfecção e/ou armazenamento inadequados.
- c)** Com resíduo líquido ou orgânico, quando fora de uso.

Frascos de oxigênio/vácuo de parede:

- a)** Limpos, secos e envolvidos com plástico protetor.
- b)** Falta um dos itens acima.
- c)** Frasco fora de uso com líquido no seu interior.

Fisioterapia respiratória:

- a)** Existente na unidade e realizada profissionalmente.
- b)** Existente na unidade e realizada depois da infecção.
- c)** Deficiente ou inexistente na unidade.

Aspiração de secreção endotraqueal:

- a)** Sonda descartável, luvas estéreis, técnica correta.
- b)** Falta um dos itens acima.
- c)** Inadequada.

Cateter venoso periférico:

- a)** Anotada a data de inserção e quem realizou.
- b)** Vencida a data da troca (96 horas no máximo).
- c)** Sem anotações.

Cateter venoso central:

- a)** Anotada a data de inserção, troca de curativo e quem realizou.
- b)** Vencida a data da troca do curativo (72 horas).
- c)** Sem datas.

Sonda vesical e bolsa coletora de urina:

- a)** Sistema fechado, anotada a data da troca.
- b)** Sistema que permite refluxo ou sem data.
- c)** Sem sistema fechado.

Obs.: O cateter-condom é recomendado se possível, para evitar a sondagem.

Precauções universais:

- a)** Luvas de proteção individual para todos os procedimentos de risco.
- b)** Apenas para alguns procedimentos ou uso inadequado.
- c)** Não se usa.

Desinfecção terminal e concorrente em toda a unidade:

- a)** Conforme rotina escrita.
- b)** Inadequada tecnicamente.
- c)** Não se realiza conforme rotina.

Pontuação para todas as questões:

- a)** 2 pontos
- b)** 1 ponto
- c)** 0 pontos

De 0 - 24 pontos

Não há controle de infecção efetivo.

De 25 - 39 pontos

O controle das infecções pode ser melhorado.

De 40 - 50 pontos

O básico em controle de infecções está adequado.

Índice remissivo



	Página
A	
Abscessos cerebrais	91
Acinetobacter	95, 134, 168, 170, 218
Acne	11
Açúcar	183
Aeromonas	135
Adornos	330
Água	107, 177
Alcaligenes	135
Álcool	247
Alergia, penicilina	12, 14
Aleitamento	16
Ambiente	225
Amicacina	59
Amigdalite	10, 64
Aminoglicosídeos	41, 70
Amoxicilina	10, 41, 59, 70
Amp c	146, 170
Ampicilina	70
Ampicilina, sulbactam	12
Anafilaxia	12
Antibiótico tópico	20
Antibioticoprofilaxia	15, 75
Antibioticoterapia	51, 74
Anti-inibidor	115, 120
Anti-sepsia	184
Ar	109, 189
Ar, condicionado	191
Armazenamento, materiais	254, 258, 281
Artrite	54, 64
Asa	307
Aspergillus	181
Associações, antibióticos	21, 22, 23
Autoclave	255
Avental	192, 284
Azitromicina	10, 22, 70
Aztreonam	12, 41
B	
Bacteremia	110, 276
Bactérias	105, 179
Bacteriúria	24
Banho de leite	194
Bartonella	136
Benzatina	10, 44
Botas	286
Branhamella	137
Burkholderia	138
Busca ativa	211, 290
C	
Cabelos	284
Caixa d'água	178
Cama	283
Campylobacter	139
Carbapenêmicos	35
Carbenicilina	60
Carga horária, CCIH	196, 206
Cateter venoso central	233
Cateterismo umbilical	236
CCIH	195, 293
CDC, centro de controle de doenças	8, 32, 38, 116, 312
Cefalexina	42
Cefalotina	60
Cefazolina	10, 41, 60
Cefepime	42

Cefotaxima.....	42, 61	Corynebacterium	141
Cefoxitina.....	42, 60	Crianças	13, 83, 86
Ceftazidima.....	10, 42	CRM, Conselho Regional de Medicina 8	
Ceftriaxona.....	10, 42	Culturas	116-124, 127, 229
Centro cirúrgico	259	Culturas de vigilância	130
Cesária	15	Curativos.....	188, 231
CFM, Conselho Federal de Medicina....	7	Custos.....	31, 56
Check-list	175		
Chlamidia.....	140	D	
Choque anafilático	13	Daptomicina.....	12
Ciprofloxacina.....	11, 44	De-escalonamento.....	34
Cistite.....	25	Descolonização	123
Citrobacter	139	Desinfecção	111, 243
Classificação, áreas	213	Desinfecção, endoscópios.....	111, 244
Classificação, artigos	215	Diagnóstico microbiológico	36, 131
Classificação, cirurgias.....	200	Diarréia	277
Classificação, procedimentos.....	215	Dispensação, medicamentos.....	261
Clindamicina	43, 61	Doença de jakob creutzfeldt	250
Cloranfenicol.....	43, 61, 71	Doenças hepáticas.....	17, 89
Clostridium.....	141	Doxiciclina.....	71
Colecistite.....	65	Dreno.....	236
Colégio americano de cirurgiões.....	77	DVE	239
Colégio brasileiro de cirurgiões	77		
Colite pseudomembranosa	8	E	
Comissão de controle		Educação continuada.....	292
de infecção hospitalar	195, 205	Efeitos colaterais.....	41
Comissão, farmácia.....	19, 260	Embalagem.....	257
Conceitos.....	209	Endocardite	46-50, 54, 65
Conjuntivite	277	Endoscópios	111, 244
Consumo, antibióticos.....	30, 53	Enfermagem.....	8, 288
Controle de antibióticos.....	27	Enterobacter.....	95, 143, 168, 218
Controle de antimicrobianos	29, 264	Enterococcus.....	87, 142, 168, 217
Controle de infecção		EPI, equipamento de	
hospitalar	205, 282	proteção individual	284
Coprocultura	123	Epidemiologia das bactérias	133

Eritromicina	11, 71
Erv, enterococo resistente	
a vancomicina.....	8, 32, 95, 169, 219
ESBL.....	35, 42, 95, 170, 219
Escovas	185, 309
Estafilococo.....	8, 154
Esterilização	254
Estreptomicina	61
Estufa	255
Ética.....	7

F

Farmacêutico	7, 265
Farmácia.....	260
Fatores de risco	212, 221, 306, 312
Febre pela droga	75
Ficha, antimicrobianos.....	30, 54, 364
Ficha, busca ativa	366
Ficha, cirurgias.....	367
Ficha, notificação de infecção.....	368
Fisioterapia.....	266
Flebotomia.....	240
Flora normal	161
Florence.....	288
Flores	272
Fungos	180

G

Gastroenterite.....	66, 277
Gentamicina	43, 62, 72
Gestação	16
Glutaraldeído	247
Gorro.....	286
Gravidez	17

H

Haemophilus.....	83, 144
Hemoculturas	110, 163
Hemófilos	83
Heparinização	274
Hepáticas, doenças.....	17, 89
Higiene das mãos.....	275, 283
Hipoclorito de sódio	178, 247
Histórico	57

I

Imipenem	12, 43, 72
Imunossuprimidos.....	227
Incompatibilidade, soluções	59
Infecção cirúrgica	98, 128, 278, 306
Infecção comunitária.....	209
Infecção cruzada.....	209
Infecção de cateter	279, 318
Infecção hospitalar	209
Infecção insteritucional.....	210
Infecção urinária	55, 66, 311
Interação medicamentosa	70
Investigação	276, 279
Isolamentos	299
ITU, infecção do trato urinário	55, 66

J

Jakob Creutzfeldt	250
-------------------------	-----

K

Klebsiella	36, 95, 144, 168, 217
KPC	171

L

Lâmpadas UV	189
Legionella	145
Legislação, água	178
Leite materno	16, 19
Levofloxacina	44
Limpeza	336
Linesolida	12
Líquido amniótico	37
Líquor	91
Luvas	285

M

Maca de transferência	259
Máscara	286
Mastoidite	67
Material médico-hospitalar	280
Medidas básicas	282
Mel	183
Meningites	55, 66, 78-82
Meningococo	83
Meropenem	12, 44, 72
Metronidazol	44, 62, 72
Metalobetalactamases	171
Micotoxicoses	182
Microbiologia	53, 131
Microbiológico, diagnóstico	36, 131
Monopersulfato de sódio	247
Moxifloxacina	44
Morganella	146
MRSA	11, 35, 95, 123, 167, 169, 216
Multirresistentes	166, 216, 292

N

Não-fermentadores	147
Neisseria	148
Netilmicina	62
NDM-1	172
Nitrofurantoína	25
Norfloxacina	11, 44, 72
Notificação obrigatória	126

O

Obstetrícia	15
Óculos	286
OMS, Organização Mundial da Saúde	77
Osteomielite	55, 67
Otite	55, 67
Oxacilina	62, 73
Óxido, etileno	256

P

Pacientes transferidos	287
Padronização	29, 85, 260
Parasitos	179
Pasteurella	149
Pasteurização	296
Pegadinhas	87
Penetração tecidual	89
Penicilina	10, 12, 44, 63
Pericardite	55, 67
Período de incubação	300
Peróxido de hidrogênio	247
Pielonefrite	67, 92
Piperacilina tazobactam	12
Planejamento anual	298

Pneumococo.....	168, 218
Pneumonia.....	55, 68, 100, 314
Portador, meningite.....	83
Potabilidade	181
Precauções	299
Preparo cirúrgico.....	185, 309
Pressão de seleção.....	94
Profilaxia.....	83
Propés	287
Prostatite.....	55, 68
Proteus.....	150
Providencia	150
Pseudomonas	151, 167, 217

Q

Questionário, avaliação	200, 292, 370
Quinolonas.....	44
Quinupristina/dalfopristina	12

R

Reação transfusional.....	126
Recursos humanos	320
Red man syndrome	11, 46
Refeitório	284
Regimento interno	321, 337
Resfriado	277
Resistência	
bacteriana.....	31, 38, 53, 166, 222
Resolução cfm n. 1552/1999	9
Rotação, antibióticos	97

S

Salmonella.....	152
Sepses	56, 68
Serratia.....	153

Shigella	154
Síndrome de stevens johnson	45
Sinusite	67, 69
Solução fisiológica, aquecimento	188
Solução, parenteral.....	262
Staphylococcus aureus.....	28, 154, 167
Staphylococcus epidermidis	155
Staphylococcus não produtor	
de coagulase	167
Staphylococcus saprophyticus.....	156
Stenotrophomonas.....	157
Streptococcus β -hemolítico	69, 96
Streptococcus bovis.....	157
Streptococcus do grupo viridans	158
Streptococcus	
pneumoniae.....	159, 168, 218
Sulfametoxazol	
+trimetoprima.....	11, 45, 63, 73
Superinfecção	77, 210
Surtos	276

T

Taxas ideais	77, 213
Técnica, de maki	288
Técnica, no touch.....	307, 315
Teicoplanina	11, 12, 45, 73
Tempo de tratamento, infecções	54
Terapia intensiva	220, 284
Tetraciclina.....	11, 73
Ticarcilina.....	12
Tifo.....	56, 69
Tigeciclina.....	12
Tobramicina.....	63
Toxinfecções, alimentares	181
Transferidos, pacientes	287

Transplante de medula óssea	98, 228
Transporte de pacientes.....	327
Traqueostomia	241
Treinamentos	197, 199, 208, 227, 292, 320

U

Úlcera de stress	226
Ultravioleta.....	189
Unhas	283, 328
UTI.....	220, 284

V

Validade, esterilização	258, 281
Vancomicina.....	11, 12, 32, 46, 63, 73
Vetores.....	341
Vigilância, epidemiológica	211, 290
Visa	8
Visitantes.....	332
VRE.....	8, 32, 95, 169, 219
VRSA.....	95, 169, 219

Y

Yersinia	160
----------------	-----

Z

Zeladoria	335
-----------------	-----

A autora

Nascida em Curitiba, PR, sou formada em Medicina no ano de 1976 pela UFPR; nos anos 1977 a 1979 participei de um grupo voluntário de Estudos em Antimicrobianos durante a residência em Clínica Médica, quando começou o gosto pela coisa. Depois, o Mestrado em Medicina Interna e o Doutorado em Microbiologia em Freiburg, na Alemanha, deram-me o subsídio do trabalho. Hoje acumulo a experiência de controle de infecção hospitalar em dez hospitais brasileiros, incluindo um no exterior, de diversos tamanhos, complexidades, em épocas diferentes. Tive experiência na Presidência da Associação Estadual de Controle de Infecção Hospitalar (APARCH), Coordenação da Comissão Estadual de Controle de Infecção Hospitalar (CECIH/PR) e Coordenação Nacional de Controle de Infecção Hospitalar (CNCIH) no Ministério da Saúde, Brasília.

A experiência

Com mais de 25 anos de prática em controle de infecção hospitalar, onze livros publicados na área, dez com edição esgotada, alguns capítulos de livros, nacionais e internacionais, reuni neste trabalho a síntese dos artigos de maior importância na atualidade e o que foi relevante no controle de infecção hospitalar nos últimos anos.

A mensagem

Aprendi que, se há consciência, o tempo está sempre a seu favor. Com a visão da epidemiologia, aprendi a priorizar o tempo para as atividades de real importância, deixando os belos registros de lado, a favor da redução da infecção.

Livros

Este livro reuniu três livros que estão disponíveis no site: www.abccinfeccao.com

- Antibióticos e Infecção
- Bactérias e Controle de Infecção Hospitalar
- Check-List do Controle de Infecção Hospitalar