



UNIVERSIDADE FEDERAL DA BAHIA
ESCOLA DE MEDICINA VETERINÁRIA E ZOOTECNICA
DEPARTAMENTO DE PATOLOGIA E CLÍNICAS

DISCIPLINA MEV A33: TÉCNICA CIRÚRGICA VETERINÁRIA

PRINCÍPIOS
DA ASSÉPSIA
CIRÚRGICA
VETERINÁRIA

Prof. Dr. João Moreira da Costa Neto

Emanoel Ferreira Martins Filho

Deusdete Conceição Gomes Junior

Diana Mello Teixeira

Vinícius de Jesus Moraes

Histórico

A cirurgia desde seus primórdios até os dias atuais, nas suas devidas proporções, vem evoluindo eficientemente no combate à infecção no sítio operatório.

Na antiguidade a ideia de formar pus no sítio cirúrgico, era benéfica para que se consolidasse a cicatrização dos tecidos - *teoria do pus salutar* -, sendo observado que a drenagem da supuração fosse indicada para que não houvesse morte do paciente por choque séptico (MARQUES, 2005a)

A ampla utilização da técnica asséptica na cirurgia atual se deu a partir da descoberta do húngaro Ignaz Semmelweis, que no ano de 1840, em Viena, estabeleceu a transmissão da febre puerperal às parturientes, através das mãos contaminadas dos médicos obstetras que advinham de necropsias, passando então a exigir a lavagem rigorosa das mãos e o banho das mesmas em solução clorada, mesmo sem possuir conhecimento científico da existência de microorganismos, obtendo assim redução significativa da incidência de febre puerperal. (MAGALHÃES, CONFORTI, 1993 a, MARQUES, 2005a). Neste mesmo período estudos indicam que Oliver Wendell Holmes, percebe o mesmo que Semmelweis, que os médicos poderiam servir como fomites, levando doenças para o paciente. Com essa perspectiva, Holmes instituiu que os médicos que atendessem pacientes com febre puerperal não atendessem pacientes saudáveis ou que pelo menos lavassem suas mãos com cloreto de cálcio e trocassem suas roupas antes de examinar as pacientes (ALEIXO, TUDURY e POTIER, 2009).

Louis Pasteur, na França, século XIX, desenvolve a teoria microbiana da fermentação e putrefação do vinho, publicando sua primeira descrição do "princípio antisséptico", em seus estudos deduziu que a supuração dos tecidos era decorrente da ação local de microorganismos -partículas vivas e não visíveis- (teoria dos germes) (JONES, 1988; MAGALHÃES, CONFORTI, 1993 a; PELCZAR Jr., CHAN, KRIEG, 1997a; MARQUES, 2005 a; COCKSHUTT, 2007), e que estes poderiam ser destruídos caso expostos a temperatura de 55 a 60 °C (TOLOSA, PEREIRA e MARGARIDO, 2005).



Figura 01 : Ignaz Semmelweis, que no ano de 1840, em Viena, estabeleceu a transmissão da febre puerperal (http://blogfarma.blogspot.com/2010_05_01_archive.html)

Joseph Lister, entusiasmado com as idéias de Pauster, dá início a era da antissepsia, instituindo a utilização de ácido fênico na pele do paciente (MARQUES, 2005a) e nos campos operatórios, além de ferver os instrumentais antes da execução da cirurgia (MAGALHÃES, CONFORTI, 1993a).

Segundo ALEIXO, TUDURY e POTIER (2009) Lister, em 1867, preconizava a utilização de curativos, aspirações e embebições em ácido carboxílico para redução da quantidade de microorganismos, como por exemplo, a embebição do catêgute até a sua utilização na síntese operatória.

Ao final do século XIX, Robert Koch, na Alemanha, demonstrou que a infecção cirúrgica poderia ser ocasionada por seis tipos diferentes de microorganismos, propondo técnicas de antissepsia e assepsia a base de iodo, cloro e bromo, além de evidenciar que a embebição do catêgute com ácido carboxílico não era eficaz na destruição de microorganismos. Durante o século XIX, diversos materiais de sutura foram utilizados: ouro, prata, fio metálico, seda, algodão, linho, tendão de canguru, crina de cavalo e fio absorvível produzido a partir de fibras de intestino de vários animais herbívoros. Em 1888, já era disponível, nos Estados Unidos da América, frascos de vidro contendo fio

absorvível embebido em solução asséptica, o que diminuía o risco de contaminação do fio e tornava extremamente pratico a sua utilização. Com a segunda grande guerra mundial, e a dificuldade de comercio entre os países, na Inglaterra, George Merson, farmacêutico local, se encarregou da produção do categute. Com o desenlace do conflito mundial Merson divulgou uma inovação, a criação do fio encastoadado (fio preso ao fundo da agulha cirúrgica), patenteado-o com o nome de *Mersutures*. Esta inovação trouxe inúmeros benefícios para a execução da síntese cirúrgica, já que, o dano tecidual ocasionado pela passagem da agulha e o fio dobrado foi eliminado (TOLOSA, PEREIRA e MARGARIDO, 2005).

No inicio do século XX, Willian S. Halsted, nos Estados Unidos da América institui a utilização de luvas emborrachadas na execução do ato operatório, zelando ainda pelo cuidado na manipulação tecidual, para que se produzisse o mínimo trauma possível (TOLOSA, PEREIRA e MARGARIDO, 2005). O século XX foi marcado pela instituição da utilização de gorro, mascara e vestes cirúrgica (ALEIXO, TUDURY e POTIER, 2009) pelo desenvolvimento da antibioticoterapia, do equilíbrio de fluidos e eletrólitos, do desenvolvimento da radiologia e da execução de procedimentos cirúrgicos neurológicos, torácicos e transplantes. Em 1910 Paul Ehrlich, pai da antibioticoterapia, emprega o tratamento arsenical para o combate as bactérias, mas em 1921, Alexander Fleming, patologista britânico, descobre a penicilina (MAGALHÃES, CONFORTI, 1993 a).

Atualmente o procedimento cirúrgico pode ser executado através de videocirurgia com a utilização de altas tecnologia como a robótica, possibilitando a realização de mínima incisão e execução satisfatória da técnica cirúrgica (ALEIXO, TUDURY e POTIER, 2009).

O centro cirúrgico é o espaço físico hospitalar adequadamente equipado onde se processam as intervenções cirúrgicas (CONFORTI, MAGALHÃES, 1993). O centro cirúrgico veterinário de pequenos animais deve receber cuidados especiais desde a sua construção até a sua rotina de manutenção. Já existem áreas específicas e separadas para os diferentes procedimentos realizados no centro cirúrgico. Por causa desta característica devem ser estabelecidas rotinas de manutenção e funcionamento do centro cirúrgico

(TRACY, 1994a). Os objetivos de todos os conceitos do projeto do centro cirúrgico são a segurança do paciente e a eficiência operacional (FULLER, 2000a).

Mesmo com todos os avanços científicos, ainda que em pequena proporção a infecção continua trazendo transtornos para o cirurgião e o seu paciente . Para prevenir a contaminação da ferida cirúrgica e o desenvolvimento de infecção são preconizados cuidados que vão desde a conduta adequada no centro cirúrgico até a preparação da equipe cirúrgica e do paciente, além da utilização de agentes antimicrobianos (FULLER, 2000d, 2000e; SEIM III, FOSSUM, 2002; FOSSUM, 2002a; FOSSUM, SEIM III, 2002).

Conceitos

Para início dos estudos da profilaxia da infecção devemos ter em mente alguns conceitos, que são de expressiva importância para o entendimento do assunto.

Biossegurança: É o conjunto de ações voltadas para a prevenção, minimização ou eliminação de riscos inerentes às atividades de pesquisa, produção, ensino, desenvolvimento tecnológico e prestação de serviços, visando à saúde do homem, dos animais, a preservação do meio ambiente e a qualidade dos resultados (Teixeira e Valle, 1996).

Contaminação: entrada de microorganismos em algum objeto, material ou ambiente.

Infecção: Processo pelo qual ocorre invasão por microorganismos com ou sem doença manifestada. Podendo ser:

- **Direta:** Agente infeccioso é transmitido pelo profissional ou pessoal auxiliar, através das suas mãos ou instrumentos contaminados ao paciente, ou o paciente transmite ao profissional por meio de secreções orgânicas.

- **Cruzada:** Agente infeccioso é transmitido de um paciente para outro através das mãos do profissional ou equipamentos e instrumental contaminada

Infecções nosocomiais: São infecções que se desenvolvem durante o período de hospitalização e que não estavam presentes ou incubadas na ocasião do internamento.

Técnica asséptica: É a técnica cirúrgica que emprega um conjunto de processos, medidas ou meios para impedir o contato de germes com a ferida operatória. A ausência de germes patogênicos no tecido vivo constitui um estado de assepsia.

Esterilização: É o conjunto de operações que objetiva destruir (ou remover) todas as formas possíveis de microorganismos (incluindo esporos bacterianos) de superfícies animadas ou inanimadas.

Esterilizante: É um composto químico que realiza uma esterilização. Estéril é um termo absoluto, ou seja, um material está estéril ou não. Não pode ser "parcialmente estéril" ou "quase estéril"

Antissepsia: Caracteriza-se por ser um procedimento através do qual microorganismos presentes em tecidos (pele e mucosas) são destruídos ou eliminados após a aplicação de agentes antimicrobianos denominadas anti-sépticos.

Antisséptico: É um composto químico usualmente aplicado na superfície do corpo humano para prevenir a multiplicação dos microorganismos. Destrói os microorganismos, ou inibe seu crescimento e sua atividade metabólica enquanto o agente e o microrganismo permanecerem em contato.

Desinfecção (higienização ou sanitização): Caracteriza-se por representar um conjunto de operações de natureza física ou/e química com o objetivo de reduzir o nível de contaminação por microorganismos e proteínas tóxicas, nos itens (artigos e áreas) inanimados.

Os procedimentos de desinfecção não asseguram a eliminação total de bactérias na forma de esporos ou de proteínas tóxicas (prions, endotoxinas bacterianas).

Desinfecção é o processo que visa a eliminação de microorganismos na forma vegetativa, excetuando-se esporos bacterianos ou suas endotoxinas. Segundo o "Centers for Diseases Control and Prevention (CDC)" os níveis de desinfecção podem ser classificados em:

- Desinfecção de baixo nível: onde os agentes utilizados apresentam atividade antibacteriana sobre a maioria das bactérias, alguns vírus e fungos, porém não inativam microorganismos mais resistentes (micobactérias e esporos bacterianos);

- Desinfecção de nível intermediário: onde os agentes aplicados são eficientes para destruir as bactérias vegetativas (incluindo micobactérias da tuberculose), a maioria dos vírus e fungos;

- Desinfecção de alto nível: onde os agentes aplicados são eficientes na destruição de todos os microorganismos presentes, com exceção de esporos bacterianos.

- Desinfecção associada à esterilização: onde os agentes utilizados são capazes de destruir e/ou eliminar todos os tipos de microorganismos, inclusive de esporos bacterianos, reduzindo e por vezes inativando substancialmente príons e proteínas tóxicas

Desinfetante: É uma substância química germicida que extermina as formas vegetativas de microorganismos patogênicos, mais não necessariamente suas formas esporuladas. Refere-se normalmente a substâncias utilizadas em objetos inanimados. A ação germicida dos antisépticos e desinfetantes depende em grande parte, de sua concentração, temperatura, tempo e da susceptibilidade dos microorganismos.

Ação de medicamentos antimicrobianos: Um agente microbiano bacteriostático inibe o crescimento bacteriano, o crescimento poderá reiniciar após a remoção do agente, enquanto que um agente bactericida extermina as bactérias.

Limpeza: É o procedimento usado para remover materiais estranhos como: pó, terra, grande número de microorganismos, matéria inorgânica (sais) e orgânica (sangue, vômito, soro, detritos alimentícios). Geralmente para tal são utilizados água com detergentes associados (ou não) a produtos enzimáticos e auxiliares mecânicos de limpeza. A limpeza é um pré-requisito indispensável que determina o sucesso da desinfecção e esterilização, pois garante o acesso do agente químico e/ou físico ao microorganismo. O objetivo principal é a eliminação da matéria orgânica, pois é nela que os microorganismos se proliferam com maior intensidade.

Descontaminação: É o conjunto de operações de limpeza, de desinfecção ou /e esterilização de superfícies contaminadas por agentes potencialmente patogênicos, de forma a tornar estas superfícies barreiras efetivas que minimizem qualquer tipo de contaminação cruzada.

Infecção em cirurgia

O desenvolvimento da infecção requer a presença de microorganismos e sua aderência aos tecidos do hospedeiro, podendo ocorrer então à proliferação, invasão local e ampla disseminação. O paciente pode se contaminar por microorganismos oriundos de dois reservatórios em potencial, os da microbiota autóctone do paciente e os do meio ambiente. O desenvolvimento da infecção é altamente dependente dos fatores de virulência bacteriana, do número de microorganismos infectantes (inócuo inicial) e do estado de aptidão das células de defesa do organismo, já que as defesas primárias (epitélio e endotélio) foram incisadas (DUNN, 1996).

A infecção da ferida e a septicemia pós-operatória se relacionam principalmente aos fatores de risco de infecção presentes durante o ato operatório. Estes fatores incluem os mecanismos de defesa do hospedeiro, o meio onde a infecção ocorre e o agente etiológico causador da infecção. Esta complicação está correlacionada com o tipo de procedimento e com o número de microorganismos presentes no campo operatório (SHIRMER, 1996).

A infecção no campo operatório se define como aquela que ocorre nos primeiros 30 dias do período pós-operatório, exceto quando se utilizam implantes sintéticos, onde a infecção pode ocorrer mais tardiamente (MARQUES, 2005b; GOMES et al, 2005).

A técnica cirúrgica e a duração da cirurgia são cruciais no desenvolvimento de infecção no sítio cirúrgico, sendo que o risco de infecção é diretamente proporcional à duração do tempo cirúrgico; ao grau de conversação na sala cirúrgica; ao grau de trauma tecidual; a incapacidade de controlar sangramentos e eliminar espaços mortos; ao não debridamento de tecidos desvitalizados e corpos estranhos (SHIRMER, 1996); ao grau de tensão na sutura ou instabilidade; e a utilização ou não de drenos, fechados ou abertos (GOMES et al, 2008).

Em relação à ferida operatória, o grau de contaminação bacteriana permite sua divisão em quatro classes principais: limpa; limpa-contaminada; contaminada; infectada, de acordo com o procedimento cirúrgico faz-se ou não

a utilização de agentes antimicrobianos profilaticamente e ou terapêuticamente (SHIRMER, 1996; MARQUES, 2005b, DUNNING, 2007).

Ferida limpa: ferida não traumática decorrente de procedimentos cirúrgicos eletivos (LEVIN, 2002); com cicatrização em primária intenção; com seguimento da técnica cirúrgica asséptica; com ausência de contato com cavidades corporais habitualmente colonizadas por microorganismos (sistema respiratório, sistema digestivo, sistema genito-urinário, sistema biliar) (PITREZ, PIONER, KISS, 2003a; COCKSHUTT, 2007; DUNNING, 2007) e feridas fechadas primariamente com a utilização de drenos fechados (GOMES et al, 2005). Como exemplos têm-se as herniorrafias e tireoidectomias, (SHIRMER, 1996; ROUSH, 1999; MARQUES, 2005b).

Ferida limpa-contaminada ou potencialmente contaminada: ferida não traumática com penetração de cavidades corporais habitualmente colonizadas por microorganismos (LEVIN, 2002) (com ausência de inflamação aguda) (SHIRMER, 1996); ocorrendo o mínimo de desvio da técnica asséptica (perfuração de luva cirúrgica) (ROUSH, 1999; PITREZ, PIONER, KISS, 2003 a; GOMES et al, 2005; COCKSHUTT, 2007; DUNNING, 2007); reoperações através de feridas limpas (prazo inferior a sete dias). Como exemplos temos as gastrectomias, colecistectomias e histerectomias (MARQUES, 2005b).

Ferida contaminada: ferida com extensa contaminação (LEVIN, 2002) advinda de cavidade corporal habitualmente colonizadas por microorganismos (PITREZ, PIONER, KISS, 2003a), ou manipulação de inflamação aguda não supurativa; ocorrência de grave desvio da técnica asséptica (SHIRMER, 1996; MARQUES, 2005b); ferida traumática tratada com menos de quatro horas (COCKSHUTT, 2007; DUNNING, 2007) ou seis horas (ROUSH, 1999; GOMES et al, 2005).

Ferida suja ou infectada: manipulação de afecções supurativas, como abscessos; oriunda de perfuração traumática, previa a cirurgia, de cavidades corporais habitualmente colonizadas por microorganismos; aquela advinda de

ferida traumática com mais de quatro horas (COCKSHUTT, 2007; DUNNING, 2007) ou seis horas (SHIRMER, 1996; ROUSH, 1999; GOMES et al, 2005). Como exemplo temos as perfurações de cólon e intestino delgado e drenagem de abscessos em geral (MARQUES, 2005b).

A profilaxia antibiótica em cirurgia deve ser indicada nas intervenções com alta probabilidade de infecção da ferida cirúrgica (ROUSH, 1999), como em diérese de trato respiratório, gastrintestinal e urogenital, em feridas e locais contaminados, em cirurgias que durem mais que noventa minutos (SILVA, 2000), e ainda naquelas em que uma complicação séptica represente uma perda total, como no caso de próteses, não sendo de maneira nenhuma substitutivo para não realização da técnica asséptica e imprecisa técnica operatória (LEVIN, 2002).

A finalidade maior da profilaxia antibiótica consiste em reduzir na ferida cirúrgica o número de bactérias viáveis abaixo do nível crítico capaz de causar infecção (LEVIN, 2002; PITREZ, PIONER, KISS, 2003b). A administração de antibióticos previamente a cirurgia diminui a morbidade pós-operatória, encurta o tempo de internação e reduz os altos custos atribuídos às infecções cirúrgicas, sua utilização deve ser realizada sempre antes da cirurgia para que atinja níveis terapêuticos da droga nos tecidos no momento da diérese (MARQUES, 2005b), para isso deve-se escolher agentes que atuem contra os microorganismos infectantes mais comuns no sitio cirúrgico e administrados em doses e horários apropriados.

Na maioria dos procedimentos a administração do antibiótico com perfil farmacológico adequado, cerca de 30 minutos antes da incisão permite concentrações tissulares adequadas durante a cirurgia (CANABRAVA, REZENDE, 2000). O nível terapêutico do agente antimicrobiano deve ser mantido durante todo o período operatório e se estender algumas horas no pós-operatório tanto á nível sanguíneo quanto em grau tecidual, pois o sangue coagulado está presente em todas as feridas operatórias e se constitui um excelente meio para colonização e proliferação microbiana. Em caso de prolongamento do procedimento cirúrgico, deve ser repetida a dose do antibiótico, de acordo com sua meia-vida. Se durante a operação for

encontrado algum foco infeccioso, o antibiótico profilático deve ser continuado terapêuticamente no período pós-operatório (MARQUES, 2005b).

A antibioticoterapia terapêutica deve ser estabelecida em procedimentos classificados como contaminados ou infectados ou quando ocorre contaminação em procedimentos limpo-contaminado. Se durante a intervenção cirúrgica for observado alguma alteração necrótica e ou materiais estranhos, estes devem ser removidos da ferida até que se alcance tecido marginal saudável e limpo, procede-se então a lavagem copiosa com líquido estéril isotônico adicionados ou não de soluções anti-sépticas e ou contendo antibióticos. Estes ferimentos devem ser fechados por cicatrização em segunda intenção podendo ser utilizados drenos cirúrgicos para que se reduza espaço morto, hematomas, seromas ou supurações (ROUSH,1999).

A antibioticoterapia empírica é baseada em destruir os patógenos que podem estar presentes no sítio cirúrgico e se necessário, modificada após o antibiograma(COELHO, BARETTA e OKAWA, 2007). A escolha do agente antimicrobiano deve ser efetuada baseando-se em conhecimentos sólidos, para isso, é importante conhecer os agentes antimicrobianos e os microorganismos afetados por sua ação (DUNN, 1996).

Devido aos microorganismos diferirem quanto ao grau de susceptibilidade aos agentes quimioterápicos e poderem alterar ao longo do tempo sua sensibilidade a um dado composto, é importante que o médico conheça a identidade do micróbio causador da infecção e qual o agente antibacteriano de escolha para a sua destruição. Para identificação do microorganismo e escolha do antibiótico mais específico para a dada infecção deve ser requerido duas técnicas de análise, a cultura e o antibiograma, respectivamente (PELCZAR Jr., CHAN, KRIEG, 1997b).

Cirurgia	Bactérias comumente presentes	Antimicrobiano sugerido	Dosagem
Ortopédica Geral	<i>Staphylococcus Intermedius</i>	Cefalozina Penicilina potássica	22mg/Kg a cada 90min 70.000U/Kg a cada 90min
Urogenital (piometra, abscesso prostático e drenagem)	<i>Escherichia Coli</i> <i>Streptococcus spp.</i> Anaeróbios	Cefoxitina Cefazolina Enrofloxacina Metronidazol Ampicilina	22mg/Kg a cada 2h 22mg/Kg a cada 2h 5mg/Kg a cada 2h 20mg/Kg IV dose única à indução 20mg/Kg IV dose única à indução
Gastroduodenal	Coliformes	Cefazolina	22mg/Kg a cada 90min
Do Intestino Delgado	Coliformes	Cefoxitina	22mg/Kg a cada 2h
Colorretal	Coliformes Anaeróbios	Neomicina Eritromicina Cefoxitina Metronidazol Cefazolina	20mg/Kg VO TID 10-20mg/Kg VO BIDdia 30mg/Kg a cada 60min 20mg/Kg IV TID 22mg/Kg IV a cada 90min
Cardiopulmonar	<i>Staphylococcus Intermedius</i> Coliformes	Cefazolina Cefoxitina	22mg/Kg a cada 90min 22mg/Kg a cada 90min
Hepática/Biliar	Coliformes Anaeróbios	Cefoxitina Metronidazol Cefazolina	22mg/Kg a cada 2h 10mg/kg IV 3 vezes ao dia 22mg/Kg IV a cada 90min
Neurocirúrgica	<i>Staphylococcus Intermedius</i>	Cefazolina	22mg/Kg a cada 90min
Plástica	<i>Staphylococcus Intermedius</i>	Cefazolina	22mg/Kg a cada 90min

Quadro 1 - Adaptado de DUNNING, 2007 (In: SLATTER). Utilização de antimicrobianos de maneira "empírica" em procedimentos cirúrgicos, baseada em trabalhos científicos.

Para a realização da cultura e do antibiograma é necessária uma amostra orgânica como sangue, urina, secreções ou amostras do sítio da infecção (DUNN, 1996). Com a leitura do exame é possível instituir a terapia mais adequada e aguardar o melhor prognóstico para o paciente.

O curativo quando utilizado adequadamente auxiliar a diminuir o risco de contaminação, este deve manter umidade e temperatura adequadas nas feridas cirúrgicas, proteger contra traumas mecânicos e contaminação do meio externo e sobretudo absorvem as secreções, favorecendo a epitelização e a cicatrização. Por seu efeito compressivo, ajudam a prevenir a formação de hematomas e seromas.

Alguns cuidados devem ser tomados no preparo dos curativos, a pessoa que irá realizá-lo deve lavar as mãos antes e depois da sua troca, e trocá-los de acordo com a indicação médica que vai variar a depender do procedimento realizado, tendo atenção para qualquer fator que indique infecção: febre, edema, odor, calor, rubor e drenagem purulenta. Para a remoção dos pontos deve ser respeitado o processo de cicatrização da ferida. Se retirado precocemente pode levar a deiscência da ferida, e se for retirado tardiamente pode levar o fio a funcionar como corpo estranho levando a reações inflamatórias e encapsulamento.

Os pontos são geralmente retirados em torno de dez dias após a cirurgia ou a critério médico. Para efetuar a sua remoção deve-se realizar antissepsia da ferida e dos fios a serem retirados utilizando a todo instante instrumental esterilizado. O fio é tracionado e cortado rente a pele, de modo que a mínima quantidade de fio externo passe por dentro da ferida, evitando a contaminação do trajeto (GOMES et al, 2005).

Se no período pós-operatório for observado sinais da inflamação (calor, rubor, dor, edema) ou supuração (DUNN, 1996); inapetência ou anorexia; febre; leucocitose; diminuição do grau de alerta e ou atividade do animal, deve-se suspeitar de infecção. (ROUSH, 1999).

Em infecções superficiais a utilização de compressa quente favorece a sua resolução além de acelerar a flutuação de abscessos de partes moles. Os abscessos profundos ou em cavidades podem ser drenados cirurgicamente ou por punções dessa forma é possível remover bactérias, piócitos, tecidos desvitalizados e corpos estranhos. Para deter a infecção os tecidos necróticos devem ser debridados cirurgicamente e os curativos realizados de maneira criteriosa (GOMES et al, 2005).

Preparação dos materiais cirúrgicos

Para reduzir o risco de infecção no procedimento cirúrgico, devido à presença de microorganismos nos instrumentais cirúrgicos, estes materiais devem ser limpos e esterilizados cuidadosamente a cada procedimento cirúrgico efetuado (MARGARIDO, 1999; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

Os artigos hospitalares são classificados em três categorias de acordo com a finalidade de utilização destes materiais, e o grau de desinfecção ou esterilização utilizado (RAMOS et al, 2000; FULLER, 2000b; MARQUES, 2005d)

Artigos Críticos: São artigos que oferecem alto nível de infecção hospitalar devendo ser tratados com autoclavagem, óxido de etileno ou com químico esterilizadores (KALIL e COSTA, 1994), se estiverem contaminados, veiculam facilmente os microorganismos causadores de infecção, por esse motivo devem estar estéreis. Estes objetos penetram tecidos corporais estéreis, pele e mucosa, tecidos subepiteliais e sistema vascular (RAMOS et al, 2000). Ex: instrumentos cirúrgicos, cateteres urinário e cardíaco, implantes (FULLER, 2000b), drenos, sondas, fios e agulhas cirúrgicas, materiais de ortese e prótese, escalpes, aventais, luvas cirúrgicas, campos cirurgicos, e todos aqueles utilizados em procedimentos que provoquem solução de continuidade (MARQUES, 2005d).

Artigos Semi-Críticos: São artigos que entram em contato com membranas mucosas íntegras ou pele não íntegra (BRASIL, 1994; NOGUEIRA e MAKI, 2003). Estes artigos requerem desinfecção de alto nível podendo ser utilizar a pasteurização úmida ou germicidas químicos, como glutaraldeído, peróxido de hidrogênio estabilizado, álcool etílico e compostos biclorados para sua desinfecção, devendo o objeto ser lavado com composto clorado e seco com um método que não o recontamine, como ar quente filtrado, sendo depois devidamente embalado para posterior utilização (KALIL e COSTA, 1994) (elimina alguns esporos bacterianos, bactérias vegetativas, fungos e vírus) (RAMOS et al, 2000; FULLER, 2000b), ou de nível intermediário (tem ação media sobre vírus não-lipídicos, bactérias vegetativas, a maioria dos fungos,

porém, não destrói esporos bacterianos), sendo desejável, porém não obrigatória, a sua esterilização, já que durante o procedimento cirúrgico eles podem se tornar críticos. Ex: equipamentos para terapia respiratória e de anestesia, endoscópios, espéculos vaginais (MARQUES, 2005d).

Artigos Não-Críticos: São artigos que entram em contato com pele íntegra (BRASIL, 1994; NOGUEIRA e MAKI, 2003), mas não com mucosas (FULLER, 2000b), devido a pele intacta ser uma barreira efetiva a ação de diversos microorganismos. Os artigos não críticos dependendo da sua particularidade ou grande contaminação poderão ser lavados com água e sabão e receber desinfecção de nível baixo, com álcool etílico ou isopropílico, hipoclorito de sódio, solução detergente germicida fenólica ou iodofólica ou solução detergente germicida amônica quaternária (KALIL e COSTA, 1994) ou intermediária (elimina a maior parte da população bacteriana na forma vegetativa). Ex: Esfignomanômetro, móveis do centro cirúrgico (RAMOS et al, 2000), estetoscópio (MARQUES, 2005d).

A separação dos materiais médico-hospitalares, por tipo, é feita para que sejam limpos adequadamente sem sofrer danos. Segue-se então para a limpeza que é o processo de remoção de sujidades realizado pela aplicação de energia mecânica (fricção), química (soluções detergentes, desincrostantes ou enzimática) ou térmica. A utilização associada de todas estas formas de energia aumentam a eficiência da limpeza (RAMOS et al, 2000).

O procedimento de limpeza dos instrumentais cirúrgicos pode ser mecânico manual e/ou por máquina de lavar ou por limpador ultra-sônico de instrumentos. Este procedimento tem como finalidade remover qualquer substância que possa interferir na eficácia da degerminação, especialmente quando existe mancha de sangue, gorduras, pus e outras secreções (KALIL e COSTA, 1994; MARGARIDO, 1999).

Deve-se padronizar os procedimentos de limpeza, a fim de evitar a disseminação de contaminação no centro cirúrgico. O funcionário após estar devidamente paramentado (EPI -Equipamento de Proteção individual - óculos, máscara, gorro, bota, avental impermeável de manga longa e luva), colocará o instrumental impregnado com matéria orgânica em cestos furados para serem

imersos em água na temperatura de 40° a 45°C e solução de fenol sintético ou solução enzimática em concentração e tempo determinados pelo fabricante. Os instrumentos após serem retirados da solução enzimática deverão ser passados por um enxágüe direto em jato de água desmineralizada ou destilada, para remoção de resíduos. Nunca ultrapassar 45°C, pois temperaturas mais elevadas causam a coagulação de proteínas contida no sangue e de outras secreções, dificultando o processo de remoção de sujidades presentes no instrumental. Após esta prévia lavagem, será realizada a secagem e efetuado o processo de desinfecção, para a eliminação parcial de microorganismos. Os instrumentais deverão estar abertos ou desmontados para serem imersos em solução desinfetante à temperatura ambiente (desinfecção química) ou em banho aquecido (desinfecção termoquímica). O tempo de imersão e temperatura da água durante a operação e a diluição do desinfetante empregado deve ser seguido conforme determinação do fabricante. Deve-se então retirar o instrumental desta solução e passar por outro enxágüe direto em jato de água desmineralizada ou destilada (GUTH, 2008).

A Lavadora Ultra-sônica é um equipamento micro processado desenvolvido para proceder à limpeza de artigos odonto-médico-hospitalares, automatizando o processo de limpeza, garantindo a etapa de limpeza interna e externa, viabilizando assim o sucesso dos processos subseqüentes (desinfecção e/ou esterilização). O processo de limpeza por ultra-som é superior ao processo manual, pois por ação mecânica ocorre a formação de bolhas geradas por oscilação de natureza acústica (som). As implosões dessas bolhas geram minúsculas áreas de vácuo que provocam o deslocamento da sujidade das superfícies internas e externas dos artigos. Esse fenômeno é conhecido como cavitação, que associada à ação do calor e do detergente enzimático, facilitam a remoção da sujidade, inclusive em locais de difícil acesso (LDM Equipamentos).

Para lavagem em limpadores ultra-sônicos ou cubas de ultra-som, os instrumentos devem ser colocados na posição aberta. A temperatura mínima da solução para lavagem deve ser de 40°C. Temperaturas a 45°C. facilitarão à volatilização dos agentes de limpeza, favorecendo, assim, a ação limpadora do ultra-som. O detergente a ser usado deverá ser enzimático, de pH neutro e que

espume o menos possível. Normalmente 3 a 5 minutos de imersão em uma frequência de 25 a 40 kHz é o suficiente para limpeza dos instrumentos (GUTH, 2008).

Segundo Ramos et al. (2000) nas canetas de bisturis deve-se desconectar o eletrodo da caneta e lavar separadamente com água e sabão neutro líquido, limpar o fio, em toda sua extensão, com auxílio de compressas umedecidas em sabão neutro líquido, enxaguar a compressa e repassar até a remoção do sabão, secar com compressa limpa, readaptar o eletrodo na caneta, encaminhar para esterilização em autoclave enrolado em forma circular de maneira folgada (sem amarrar), envolvendo a caneta de bisturi e acondicionado em papel grau cirúrgico ou campo de algodão, selado ou fixado, identificado, datado e assinado. No preparo de compressas cirúrgica para campo operatório, deve-se observar cuidadosamente os dois lados, verificando a integridade, limpeza, presença de corpo estranho e integridade da alça, retirar cabelos, bolinhas soltas, pêlos, fiapos e qualquer outro objeto estranho. As compressas cirúrgicas que apresentem sujidades devem ser encaminhadas para a lavanderia, as rasgadas ou não íntegras podem ser aproveitadas para secagem de material e outros procedimentos de clínica, já as limpas, com alças, sem manchas, íntegras, livres de quaisquer objetos estranhos devem ser preparadas da seguinte forma para utilização em cirurgias: a compressa deve ser dobrada conforme a rotina, se necessário agrupadas, empacotadas, fixadas e identificadas, e assim seguir para esterilização em autoclave. Os roupões cirúrgicos devem ser separados por tamanho, - tendo antes observado cuidadosamente os dois lados para verificação da integridade, limpeza, ausência de materiais estranhos (cabelos, bolinhas soltas, pelos, fiapos) e manchas - dobrados conforme a rotina cirúrgica e encaminhados para esterilização em autoclave (RAMOS et al, 2000).

Para a realização da esterilização dos instrumentais cirúrgicos é indicado o empacotamento prévio, que visa à praticidade de manipulação e, principalmente a preservação da esterilidade do seu conteúdo. Segundo Marques (2005d), para a escolha da embalagem deve-se considerar que a mesma permita a penetração e correta atuação do agente esterilizante; seja de fácil manuseio; possua eficiente barreira microbiana; resista ao calor, traços e a

perfurações; não contenha substratos microbianos como o amido e nem possuam agentes tóxicos como corantes e alvejantes; garanta a esterilidade do material e sele adequadamente o pacote, não deixando espaços ou orifícios. Para Margarido (1999), deve-se acomodar o instrumental em caixas metálicas perfuradas na parte superior, sem o material cirúrgico de corte, e assim como Ramos et al (2000) sob a forma de pacotes confeccionados com envoltório apropriado como algodão cru, musselina, papel laminado, entre outros. Já Guth (1998) indica que a caixa metálica deve ser anteriormente forrada com papel alumínio, tendo a face mais brilhante do papel voltado para cima, e que os instrumental de corte e instrumentos mais delicados estejam com suas pontas protegidas com gazes.

Os instrumentais deverão também apresentar suas junções semi-abertas durante a esterilização. Como meio de controle da eficiência do processo esterilizante, coloca-se no interior e/ou exterior dos pacotes indicadores ou marcadores (químicos ou biológicos) sob a forma de fita adesiva ou tubos contendo líquido que alteram a coloração quando atinge as condições ideais. Para a esterilização propriamente dita do instrumental cirúrgico dá-se preferência à esterilização por agentes físicos como o calor seco (em 6 horas a 121°C, ou em 1 hora a 170°C ou em 30 minutos a 180°C) ou o calor úmido (em 15 minutos a 121°C ou em 3 minutos a 132°C), por serem mais confiáveis, à utilização de esterilização química com o formaldeído, a betapropiolactona o óxido de etileno (SEVERO e TUDURY 2009). Nos casos em que os instrumentais se encontram empacotados é necessário um período de tempo maior de exposição ao calor para que a temperatura no interior do envoltório atinja o grau desejado (MARGARIDO, 1999).

A esterilização a gás pode ser realizada com a utilização do oxido de etileno que destrói bactérias, vírus, fungos patogênicos e esporos (FULLER, 2000c), devendo se precaver de contato com pele, por causar queimaduras intensas, com intoxicação e risco de implosão, por ser inflamável. Este método é extremamente indicado para esterilização de materiais sensíveis ao calor seco e úmido como telescópios, bens de plástico e borracha, instrumentos afiados e ou delicados, fios elétricos e ampolas vedadas. É realizada em recipientes de pressão (autoclave a gás) utilizando uma mistura de óxido de

etileno a 12% e diclorodifluorometano a 88% (Freon 12) a uma temperatura de 55° C e a pressão de 410 mm Hg. Geralmente itens porosos, emborrachados, materiais embrulhados em papel ou tecido devem ser expostos ao ar durante 24-48 horas antes de sua utilização (DEMLING, 1993).

Tipo de embalagem	Materia-prima	Característica	Indicação de uso	Apresentação
Tecido de algodão	Algodão cru 100% Algodão 33% + poliéster 67% Algodão 50% + poliéster 50%	Isento de furos, rasgos ou orifícios; ausência de manchas Gramatura; 200g/m ² ; 56 fios/cm ²	Calor úmido ou Oxido de etileno	Campo de algodão duplo em varias medidas
Papel grau cirúrgico e filme plástico	Papel de celulose alvejado, filme transparente de polipropileno e polietileno	Isento de furos, rasgos ou orifícios; ausência de manchas e cor branca	Calor úmido, oxido de etileno, plasma de peróxido de hidrogênio	Folha ou envelope de papel em diversas medidas; envelope de palpel e filme de polipropileno
Papel crepado	Celulose quimicamente tratada	Isento de furos, rasgos ou orifícios; ausência de manchas	Calor úmido	Folha em diversos tamanhos
Não-tecido	Fibra de celulose; tripla camada de fibras de polipropileno ou na combinação das duas	Isento de furos, rasgos ou orifícios; Maciez; maleabilidade; repelência a fluidos	Calor úmido, oxido de etileno, plasma de peróxido de hidrogênio	Folhas em diversas medidas; cores azul e verde
Container rigido	Caixa de metal termo resistente, ou de liga de alumínio anonizado e ou aço inoxidável	Tampa com filtro microbiano	Vapor, calor seco, oxido de etileno, peróxido de hidrogênio	Caixas de tamanhos diversos, perfuradas na parte superior (tampa) ou inferior.
Papel kraft		Em desuso Isento de furos, rasgos ou orifícios; ausência de manchas	Calor úmido e Oxido de etileno	

Quadro 2 - Adaptado de BRASIL, 1994; KALIL e COSTA, 1994, NOGUEIRA e MAKI, 2003; MARQUES, 2005d.

Os materiais após esterilização deveram ser acomodados em salas próprias, preferencialmente em armários fechados até o momento de utilização (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Em relação ao ambiente, este deve possuir acesso restrito (os profissionais utilizando roupa privativa para o setor, além de gorro e máscara) permanecer fechado, limpo e seco e a temperatura entre 18 - 22° C. Para estocagem prepondera-se a utilização de prateleiras móveis, preferencialmente em aço inoxidável o que favorece a limpeza, sendo que a distância entre o material e o piso deve ser de no mínimo 30 cm e em relação ao teto 50 cm e sempre separadamente de materiais não estéreis. Em condições adequadas, de estocagem, manuseio e integridade da embalagem, o prazo de garantia de esterilidade é de sete dias para materiais envoltos em campos de algodão e indeterminado em papel grau cirúrgico selado quando esterilizados em autoclave e sete dias para caixas esterilizadas na estufa (RAMOS et al, 2000).

Preparação do paciente cirúrgico

Para alcançar os melhores resultados possíveis da cirurgia, além das considerações inerentes ao quadro clínico do paciente, tais como: exame clínico; exames laboratoriais, terapêutica pré-operatória e restrição dietética, faz-se necessário a tomada de algumas medidas realizadas no centro cirúrgico para assegurar a eficácia ou segurança da anestesia e todas as manipulações cirúrgicas (CRANE, 1988).

O preparo de rotina envolve os cuidados prestados nas 24 horas que antecedem a cirurgia, visando uma correta preparação do paciente para que se reduza substancialmente a ocorrência de infecções devido ao ato cirúrgico (PITREZ, PIONER, 2003 a). Cirurgias específicas podem necessitar de abordagem diferenciada, o que pode implicar em aumento do tempo de restrição alimentar, reposição hidro-eletrolítica até a aplicação de antibióticos antes da cirurgia e utilização de enemas (FOSSUM, 2002a).

Em procedimentos colorretais, devido a elevada concentração de microorganismos, deve-se valer de medidas para reduzir a quantidade da microbiota intestinal através da lavagem mecânica associada a utilização de grande volume de purgativos administrados por via oral, antibióticos orais de má absorção intestinal e antibióticos profiláticos sistêmicos (SHIRMER, 1996).

Antes de adentrar no centro cirúrgico deve-se caminhar com o animal para permitir que ele defequ e urine antes da anestesia e, se necessário, utilizar um cateter uretral (KNECHT et al., 1985; BETTS, 1988; FOSSUM, 2002a; SHMON, 2007).

É recomendável que se banhe o animal no dia anterior à cirurgia para remover pêlos soltos, resíduos e parasitas externos (KNECHT et al., 1985; BETTS, 1988; FOSSUM, 2002a; SHMON, 2007). Vários estudos indicam que o banho pré-operatório com sabão anti-séptico diminui a ocorrência de infecções (WENDELBURG, 1996).

A retirada dos pêlos é necessária para auxiliar na remoção de patógenos, aumentar a visibilidade durante o ato cirúrgico, auxiliar na aposição da pele durante a síntese e diminuir a deposição de corpos estranhos no ferimento cirúrgico (ROUSH, 1999).

Deve-se remover os pêlos da área ao redor do local de incisão, para caso seja necessário, ampliar a incisão durante o procedimento (FOSSUM, 2002a). Três métodos diferentes são empregados para a remoção dos pêlos, porém todos causam pequenos traumatismos à pele. A tosquia é o método que causa menores traumas cutâneos e é a técnica mais recomendada atualmente. A remoção com lâminas de barbear resulta em pequenas e múltiplas lacerações (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009), não sendo recomendada, principalmente em casos de falhas de manipulações. Os depiladores não são empregados devido ao custo e à escassa eficácia na densa cobertura pilosa do animal (ROUSH, 1999; COSTA NETO, 2002). A área a ser preparada varia de acordo com o local da cirurgia.

Não se deve realizar a tricotomia mais de duas horas antes da cirurgia, diminuindo o crescimento bacteriano, o qual é favorecido pela perda da integridade da pele (FULLER, 2000f; PITREZ, PIONER, 2003a). A incidência de infecção pós-cirúrgica aumenta à medida que aumenta o intervalo de tempo entre a tricotomia e a cirurgia (ROUSH, 1999; WENDELBURG, 1996; SHMON, 2007). Após a tricotomia, deve-se remover manualmente a maior parte dos pêlos depilados e usar um aspirador para remover as partes menores do corpo do animal (BETTS, 1988; SHMON, 2007). Deve-se aplicar um cateter intravenoso na veia cefálica ou jugular antes da indução anestésica. Este procedimento visa o estabelecimento de via para administração de fluidos de manutenção e medicamentos (CRANE, 1988).

Para realização do ato operatório, o animal deve ser posicionado na mesa cirúrgica de maneira que o local da incisão fique acessível ao cirurgião. Deve ser amarrado com cordas e, se necessário, utilizar sacos de areia e calhas para posicionar corretamente o animal. Deve-se atentar para que a posição não prejudique a respiração nem a circulação periférica e não comprima músculos nem nervos (FOSSUM, 2002a). As posições adequadas

são as que não angulam, não distendem, não torcem, não impedem a boa circulação e respiração, não comprimem órgãos delicados e não dificultam o trabalho do cirurgião (ALVES, 1974).

O paciente deve ser posicionado, sempre confortavelmente, de acordo com o procedimento cirúrgico (FULLER, 2000e), de maneira a permitir fácil exposição e acesso ao campo operatório, sem interferir com a dinâmica respiratória, comprimir ou estender exageradamente locais de terminações neurais ou vasos sanguíneos, e ainda não deixar os membros torácicos e pélvicos pendentes na mesa cirúrgica. A escolha da posição que o paciente permanecerá durante a cirurgia cabe ao cirurgião, porém deve ser discutida com o anestesista para não dificultar ou mesmo impossibilitar o exercício de sua função (MARQUES, 2005f).

No geral as mesas cirúrgicas são compostas por quatro partes: cabeceira, dorso, assento e perneira. Estes itens são manipulados objetivando alcançar o posicionamento adequado, seja por ajuste eletrônico ou manual. Travesseiros e coxins também são utilizados para auxiliar no posicionamento do indivíduo (MARQUES, 2005f).

O decúbito dorsal (posição de supina) é utilizado em acessos cirúrgicos aos órgãos abdominais (MARQUES, 2005f) e torácicos, além procedimentos que envolvam rosto, pescoço. Ombro e determinados procedimentos ortopédicos. O corpo deve estar sobre a mesa e a cabeça deve ser alinhada ao corpo (FULLER, 2000e).

A posição de Trendelenburg é semelhante ao decúbito dorsal, difere apenas devido a angulação da mesa que mantém a cabeça do paciente mais baixa em relação ao tronco, a mesa é quebrada no segmento inferior, ao nível dos joelhos. Esta posição é utilizada quando se quer acessar órgãos pélvicos pois favorece a visualização destas vísceras, devido as estruturas abdominais serem deslocadas cranialmente (MARQUES, 2005f) . Cuidados devem ser tomados em relação aos parâmetros respiratórios do paciente, este não deve permanecer muito tempo nesta posição pois o deslocamento cranial do conteúdo abdominal ocasionam uma relativa compressão diafragmática o que pode ocasionar dificuldade respiratória (FULLER, 2000e).

Já a posição de Trendelenburg invertida, reversa ou proclive é utilizada em procedimentos cirúrgicos que envolvam o rosto e pescoço, podendo auxiliar também em acessos ao diafragma e parte superior da cavidade abdominal (MARQUES, 2005f), por permitir deslizamento caudal das vísceras abdominais (FULLER, 2000e).

O decúbito lateral (posição de Sims) é usado na cirurgia de rins, ureteres e do pulmão. O paciente deve repousar-se sobre um dos lados do membro anterior estendido e o membro posterior em contato com a mesa é fletido. A quebra da mesa é realizada ao nível do flanco, elevando-o (FULLER, 2000e).

No decúbito lateral deve-se manter o alinhamento da coluna cervical e torácica e acolchoamento entres os membros pélvicos para evitar pressão nos pontos ósseos, mantendo ainda o paciente fixado a mesa por algum mecanismo. Esta posição facilita acessos ao quadril e supra-renais (MARQUES, 2005f).

O decubito ventral é a posição que mais interfere na condição respiratória do paciente, devendo-se colocar coxins cilíndricos abaixo das axilas e nas faces laterais do tórax para facilitar a expansão pulmonar. Esta posição é indicada em procedimentos cirúrgicos que envolvam a coluna vertebral, sacro e cóccix, acesso posterior as glândulas supr-renais e algumas operações proctológicas (MARQUES, 2005f).

O posicionamento inadequado pode causar durante a cirurgia: distensões musculares e nervosas, distúrbios respiratórios, hipoxemia, hipóxia e distúrbios cardiovasculares. Após a cirurgia, podem ocasionar dores musculares, paralisias, tromboflebites, cegueira, choque e morte (ALVES, 1974).

Após o posicionamento do animal, o cirurgião deve proceder manobras antisépticas com objetivo de reduzir e impedir a proliferação de microorganismos patogênicos na ferida cirúrgica. Para tal, são necessárias substâncias que destroem ou inibem o crescimento desses microorganismos (MORAES NETO, 1990).

A realização cuidadosa da anti-sepsia é importante, pois os organismos que freqüentemente estão presentes em infecções do tecido subcutâneo ou ósseo são oriundos da pele e superfície mucosa do paciente. É importante ressaltar que aproximadamente 20% da população bacteriana da pele é inacessível a qualquer tipo de anti-sepsia por localizarem-se no interior das estruturas cutâneas mais profundas (BERNIS FILHO et al., 1998; SHMON, 2007).

Inicialmente a área tricotomizada deve ser lavada com sabão anti-séptico (FULLER, 2000f). Moraes Neto (1990) recomenda a aplicação de éter para desengordurar a pele, antes da aplicação do anti-séptico. Após limpeza, segue-se a aplicação do anti-séptico com auxílio de gazes estéreis presas a uma pinça hemostática, respeitando o sentido centro-periferia, nunca retornando para o centro após passar na periferia. Os métodos empregados são: o método circular, o paralelo ou o em forma de escama de peixe (FOSSUM, 2002a).

Depois de efetuada a anti-sepsia, a pinça de campo utilizada jamais deve ser recolocada na mesa de instrumental, pois passa a estar contaminada, devendo então ser pendurada no tecido que recobre a mesa, e não mais manipulada (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

Preparação da equipe cirúrgica

A equipe cirúrgica é considerada como importante veículo para contaminação, incluindo o pessoal paramentado e o pessoal não paramentado. Por isso a importância da preparação criteriosa da equipe cirúrgica (FOSSUM, SEIM III, 2002).

A preparação da equipe cirúrgica envolve lavagem das mãos, a escovação (degermação) e o vestuário cirúrgico (FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002). A lavagem das mãos é importante na redução da transmissão de doenças no ambiente hospitalar. Deve-se lavar as mãos antes e depois do contato com o paciente, mesmo se forem usadas luvas nesse contato (FULLER, 2000d; OPPERMANN, PIRIS, 2003). O objetivo dessa lavagem é a remoção mecânica das sujidades mais visíveis e da oleosidade das mãos (WAGNER, 1998).

Na área limpa do centro cirúrgico todos devem usar pijamas cirúrgicos, gorro, máscara (HICKMAN, WALKER, 1983; BELLEN, MAGALHÃES, 1993a; SILVA, 2000) e propé (HICKMAN, WALKER, 1983; WAGNER, 1998) ou pantufa (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

O gorro deve cobrir toda a cabeça. Sua função é cobrir os cabelos, evitando seu contato com a ferida cirúrgica, pois estes são significativos portadores de bactérias (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Em caso de cabelos longos e volumosos, dá-se preferência ao uso de toucas. Além dos cabelos, devem também cobrir os pêlos da face, neste caso pode-se empregar capuzes para cobertura completa de costeletas e/ou barba (FOSSUM, SEIM III, 2002). O ideal é que sejam de tecido não-tecido, resistentes e descartáveis ou tenham um reprocessamento adequado (MONTEIRO, 2000).

De acordo com GOMES et al (2005) a utilização da máscara visa proteger a equipe cirúrgica de respingos de sangue e outros fluidos corporais. Esta deve ser ajustada sobre a boca e o nariz. A face dorsal da máscara deve ser presa por ajuste da borda superior de reforço ao redor do nariz. Sua função principal é filtrar e conter gotículas de microorganismos expelidas pela boca e

nasofaringe durante conversações, espirros e tosses (FOSSUM, SEIM III, 2002; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Atualmente, tem-se como ideal máscaras cirúrgicas de tecido não-tecido, camada no mínimo dupla, sanfonada, com adaptador maleável de nariz e sobretudo descartáveis (MONTEIRO, 2000).

Os pijamas cirúrgicos são compostos por duas partes, a camisa e a calça. A camisa deve ter manga curta, para que a degerminação dos braços possa ser efetuada facilmente, devendo ser colocada por dentro da calça. As calças do pijama cirúrgico devem ter elástico em torno das bocas de suas pernas, o que reduz substancialmente a descamação de bactérias das pernas e períneo e auxilia na fixação da camisa. Se as pernas das calças forem ocluídas por propé ou pantufas, o número de bactérias eliminado para o ambiente é bastante reduzido (FREITAS NETO, 2001). Os pijamas cirúrgicos não devem ser usados em tarefas como troca de curativos, aplicação de aparelhos de gesso ou exame dos pacientes (WAGNER, 1998; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

A escovação deve ser realizada por todos os integrantes da equipe cirúrgica que iram manipular artigos estéreis e ou manipular ferida cirúrgica. O objetivo é a limpeza da pele para remoção da flora transitória ou temporária que existe na superfície da pele (BELLEN, MAGALHÃES, 1993c, OPPERMANN, PIRIS, 2003; MARQUES, 2005e), obter efeito depressor prolongado com relação à microflora residente das mãos e antebraços (WAGNER, 1998) reduzindo assim a quantidade de bactérias que possam entrar em contato com a ferida cirúrgica através do pessoal paramentado (FOSSUM, SEIM III, 2002; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

Antes da execução da degerminação todos os acessórios deveram ser removidos (anéis, pulseiras, relógios), já que são reservatórios de microorganismos (OPPERMANN, PIRIS, 2003; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

Antes de iniciar a degermação das mãos, deve-se limpas as unhas e espaços subungueais com uma espátula, que comumente se encontra juntamente a escova embebida em solução anti-séptica (MARQUES, 2005e).

O princípio básico da escovação é lavar bem as mãos e depois lavar de uma área limpa (a mão) para uma área menos limpa (o braço). A abordagem sistemática à escovação é uma maneira eficiente de assegurar a técnica correta (BETTS, 1988; FULLER, 2000d). Existem dois métodos de escovação: um consiste na escovação por tempo, onde se cronometra o tempo de escovação de determinada área; outro é por contagem dos movimentos de escovação por área. Em ambos a escovação se inicia pelas extremidades dos dedos e segue pela mão escovando-se os espaços interdigitais (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Depois se escova a palma e o dorso da mão, passando em seguida para o antebraço e prossegue no sentido do cotovelo até cerca de sete centímetros acima do cotovelo (KNECHT et al., 1985; FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002).

Segundo SILVA, ALEIXO e POTIER (2009) o tempo de escovação adequado varia de cinco a dez minutos, já para BELLEN e MAGALHÃES (1993 c) este tempo se amplia, de sete a dez minutos e para FULLER (2000d) e FOSSUM; SEIM III (2002) este tempo se reduz, sendo de cinco a sete minutos. Segundo Wagner (1998), diversos estudos não detectaram diferença significativa nas populações bacterianas após escovações de cinco ou dez minutos.

Segundo Knecht et al. (1985), o número de movimentos de escovação por área é de 10 escovadas por superfície. Por outro lado, Fossum, Seim III (2002) preconizam 20 a 30 escovadas por superfície. MARQUES, 2005e sugere não se adotar o tempo de escovação como limitante para a sua realização e sim seja seguida atenciosamente cada uma das etapas da degermação, o que geralmente totaliza cinco minutos.

MARQUES, (2005e), deixa claro que quando utilizadas escovas de cerdas relativamente duras, deve-se ter o cuidado de não esfregar com muita força para que não ocorra escoriações na pele e conseqüentemente facilite o assentamento bacteriano.

Os sabões ou detergentes antimicrobianos devem ser de ação rápida, largo espectro e não irritantes e possuírem efeito residual -ação bacteriostática eficiente -. Eles não devem depender de acúmulo para sua atividade. Dentre os

agentes empregados com tal finalidade pode-se relacionar gluconato de clorexidina, iodo-povidona, hexaclorofeno (FOSSUM, SEIM III, 2002; BUCALEM, WEI, 2009), paraclorometaxilenol e triclosana (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

Antisséptico	Mecanismo de ação	Espectro	Ação	Toxicidade
Iodopovidona	Inibem a síntese protéica bacteriana através da ruptura de membrana celular, oxidação e substituição de conteúdos microbianos pelo iodo livre.	Ampla espectro, atuando sobre microorganismos gram positivos e gram negativos, fungos, micobacterias, protozoários, leveduras e vírus.	Atuação bactericida rápida (99% em 30 segundos). possuem efeito residual.	Efeitos alérgicos e tóxicos em pacientes sensíveis como disfunção da tireóide e dermatite de contato aguda.
Clorexidina	Ruptura de membrana celular microbiana devido ao aumento de permeabilidade e precipitação de seu conteúdo.	Ampla espectro, atuando sobre microorganismos gram positivos e gram negativos e vírus, tendo leve atuação sobre fungos e leveduras.	Atuação bactericida rápida (99% em 30 segundos)	Leve irritação cutânea em pacientes sensíveis. Ototoxicidade, neurotóxica ao contato com ouvido médio, meninges e cérebro, não devendo ser utilizadas para estes fins.
Hexaclorofeno	Ruptura de membrana celular, inibição de enzimas de membrana e precipitação das proteínas celulares.	Eficaz contra gram positivos.	Atuação bacteriostática lenta	Fotossensibilidade e dermatite em indivíduos sensíveis aos fenóis halogenados.
Triclosana	Inibem a síntese de ácidos graxos e causam ruptura de membrana celular microbiana	Atua sobre microorganismos gram positivos (especialmente contra <i>S. aureus</i> metilina-resistente), gram negativos especialmente e micobacterias	Atuação bactericida rápida	Não indicado uso em felinos por ser irritante e corrosivo para pele e mucosas podendo ainda ocasionar alterações neurológicas.

Quadro 2 – Adaptado de ROUSH 1999; LARSSON, et. al., 2002; NOGUEIRA, I. A.; MAKI, 2003; MARQUES, 2005c; SHMON, 2007; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009. Principais antissépticos utilizados na cirurgia e suas características mais significativas.

Após a escovação das mãos e antebraços, os mesmos devem ser lavados com água corrente em abundância, iniciando-se pelas pontas dos dedos e seguindo em direção ao cotovelo sem voltar para as mãos. As mãos e os antebraços devem sempre ficar elevados, em posição mais alta que os cotovelos para que a água não escorra da região mais contaminada para a menos contaminada (KNECHT et al., 1985; BETTS, 1988; BELLEN,

MAGALHÃES, 1993a; FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002; BUCALEM, WEI, 2009).

Depois de enxaguar, deve-se secar as mãos e os braços com uma toalha esterilizada, iniciando-se pela secagem da mão e passando para o antebraço e o cotovelo do mesmo braço, sem retornar à mão. Para secar o outro braço, deve-se dobrar a toalha deixando a face usada para dentro e seguindo a mesma seqüência do braço anterior, tendo o cuidado de não tocar com as mãos a área da toalha utilizada para secar os antebraços (BELLEN, MAGALHÃES, 1993 a; FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002).

O avental cirúrgico deve ser longo, possuir mangas compridas com punhos elásticos, com alça, cinto e cordões para amarração (BELLEN, MAGALHÃES, 1993b).

A equipe cirúrgica, após ter passado pelo processo de escovação, deve vestir o avental cirúrgico, tocando somente a face interna do mesmo. Primeiro deve-se segurar o avental pelos ombros e deixar que ele se desdobre suavemente, sem agitá-lo. Com ele aberto deve-se introduzir cada um dos braços através das mangas. Após ter colocado o avental, deve-se solicitar a ajuda de um integrante não estéril da equipe, que irá somente amarrar a parte posterior do avental no pescoço e na cintura. Deve-se ter cuidado para que o avental não encoste em superfícies contaminadas (HICKMAN, WALKER, 1983; BELLEN, MAGALHÃES, 1993b; FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002; MARQUES, 2005e).

Após vestir o avental cirúrgico, deve-se calçar as luvas cirúrgicas (FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002). As luvas têm diferentes tamanhos, que vão de 6,5 a 8,5. Deve-se escolher o tamanho adequado, pois luvas apertadas ou folgadas dificultam os movimentos durante a cirurgia (BELLEN, MAGALHÃES, 1993b). O calçamento das luvas pode ser realizado de três formas: através da técnica fechada; da técnica aberta ou da técnica assistida (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

A técnica fechada assegura que a mão nunca entre em contato com a parte externa do avental cirúrgico ou da luva cirúrgica. Nesta técnica trabalha-se com as mãos dentro da manga do avental (FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002). Deve-se dar preferência a esta técnica, pois é a que oferece

menor possibilidade de contaminação (BETTS, 1988; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009)

A técnica aberta nunca deve ser usada rotineiramente ao se vestir o avental e calçar luvas. Só deve ser utilizada quando se necessita calçar luvas estéreis sem o avental cirúrgico (cateterização urinária, biópsia de medula óssea, preparação estéril do paciente) ou durante a cirurgia, quando é necessário trocar as luvas contaminadas (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Nesta técnica se pega a primeira luva segurando pela parte de dentro do punho e introduz a luva na mão oposta, deixando o punho dobrado. Então se desliza os dedos da mão enluvada pelo lado externo do punho da outra luva, introduzindo-a na outra mão e desenrolando o punho, tendo o cuidado de não tocar o braço desnudo com a luva. Finalmente desenrola-se o punho da primeira luva introduzindo-se a mão enluvada por baixo da margem externa do punho (FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002; MARQUES, 2005e).

Na técnica assistida, o auxiliar já paramentado auxilia na colocação das luvas (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Este auxiliar deve segurar a parte externa do punho da luva e esticá-la, criando uma abertura ampla enquanto a pessoa desliza sua mão para dentro da luva. Deve-se ter cuidado para que as mãos enluvadas do auxiliar não encostem na superfície não estéril das mãos da pessoa que está sendo enluvada (FULLER, 2000d; FOSSUM, SEIM III, 2002).

As luvas cirúrgicas geralmente vêm preparadas com talco no seu interior. Após a colocação das luvas, o talco da face externa deve ser removido lavando-se as mãos em bacia com solução estéril ou usando uma compressa umedecida com solução estéril (BELLEN, MAGALHÃES, 1993b; FULLER, 2000d).

Quando disponível a capa envolvente, esta deve ser colocada apenas após o emprego das luvas, se não disponível pode-se utilizar uma capa dorsal protetora individualizada, o opa -avental sem mangas, com aberturas para a passagem dos braços-, que deve ser amarrada na parte frontal do avental cirúrgico, protegendo o dorso do cirurgia (MARQUES, 2005e).

Conduta no centro cirúrgico

Durante qualquer procedimento cirúrgico, o paciente está exposto à contaminação por bactérias devido ao rompimento da barreira natural contra infecções: a superfície da pele. Bactérias contaminantes estão presentes no próprio paciente, no pessoal presente na sala de cirurgia e no ambiente. Algumas regras rigorosas, chamadas de técnica asséptica, são necessárias com o objetivo de minimizar o risco de contaminação cruzada. Estas regras orientam que os membros da equipe cirúrgica que estão vestindo trajes estéreis devem ficar dentro da área estéril, ou seja, onde estão o paciente, os componentes da equipe cirúrgica, as mesas com equipamentos estéreis e qualquer outro equipamento estéril, pois a movimentação para fora da área estéril pode estimular contaminação cruzada (FULLER, 2000d; SEIM III, FOSSUM, 2002).

A conversação deve ser mínima durante a cirurgia, pois a conversa libera gotículas de umidade carregadas de bactérias e reduz a eficiência da máscara, aumentando a possibilidade de contaminação da ferida operatória (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). A movimentação na sala cirúrgica devem ser a mínima necessária, pois movimentos excessivos causam disseminação bacteriana nas correntes de ar formadas. (BETTS, 1988; TRACY, 1994a; FULLER, 2000d; SEIM III, FOSSUM, 2002).

Os membros da equipe que estão paramentados devem permanecer sempre de frente para o campo estéril e de frente entre si. Quando se cruzarem devem virar de costas um para o outro, pois as costas dos membros paramentados não são consideradas estéreis (BETTS, 1988; TRACY, 1994a; FULLER, 2000d; SEIM III, FOSSUM, 2002; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

Os membros da equipe que não estão paramentados não devem encostar em superfícies estéreis. O circulante jamais deve tocar a mesa reserva ou mesa de instrumental para distribuir o material no campo cirúrgico, pois a poeira, fibras de algodão e outros veículos de contaminação bacteriana podem cair no campo estéril. Quando material estéril é aberto em superfície estéril, a mão e o braço da pessoa não paramentada devem ficar protegidos

pela superfície interna do envoltório estéril (FULLER, 2000d; SEIM III, FOSSUM, 2002).

Todo equipamento usado na cirurgia deve ser esterilizado previamente e nunca se deve ter qualquer dúvida quanto à esterilidade do item colocado ou usado dentro da área estéril, pois instrumentos não esterilizados podem ser origem de contaminação (FULLER, 2000d; SEIM III, FOSSUM, 2002; SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

Os membros da equipe paramentados só devem manipular materiais esterilizados, enquanto que os membros não paramentados só devem manipular materiais não esterilizados, pois os membros da equipe não paramentados e os itens não esterilizados podem ser origem de contaminação (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Se houver dúvidas se algum item está ou não esterilizado, este deve ser considerado não estéril (BETTS, 1988; TRACY, 1994a; FULLER, 2000d; SEIM III, FOSSUM, 2002).

As mesas só são estéreis no nível de sua altura. Dessa forma, os itens que ficarem pendurados sobre a borda da mesa devem ser considerados não esterilizados. A borda dos recipientes que contém objetos estéreis não é estéril, pois quando são abertas, as bordas seladas dos recipientes não ficam esterilizadas (BETTS, 1988; FULLER, 2000d; SEIM III, FOSSUM, 2002).

Os aventais só são estéreis na parte frontal, desde a linha das axilas até a cintura e nas mangas até cinco centímetros acima do cotovelo. As mangas são estéreis até oito centímetros acima do cotovelo. A parte de trás do avental cirúrgico deve ser considerada não estéril e as mãos devem sempre ficar dentro dos limites estéreis do avental, nunca devendo se cruzar as mãos na região axilar, pois as axilas não são consideradas esterilizadas (SEIM III, FOSSUM, 2002). Deve-se manter o mínimo contato com equipamentos esterilizados, pois a manipulação excessiva dos instrumentos, coberturas, panos e outros suprimentos favorece a contaminação. O equipamento só deve ser manuseado durante o seu preparo ou uso (BETTS, 1988; FULLER, 2000d).

Algumas áreas operatórias como a boca, o nariz, as patas e a região perineal não podem tornar-se campos estéreis. Deve-se tomar providências para manter o mínimo de contaminação nesses locais. É necessário seguir a técnica asséptica para evitar contaminação do campo operatório por bactérias patogênicas oriundas de outros focos (BETTS, 1988; FULLER, 2000d).

A umidade transporta bactérias da superfície não estéril para outra estéril. A água que entra em contato com a superfície estéril, como cobertura de mesa, leva bactérias consigo causando a contaminação da superfície estéril (BETTS, 1988; TRACY, 1994a; FULLER, 2000d).

A equipe cirúrgica deve estar isenta de feridas nas mãos e nos braços ou infecções respiratórias (BETTS, 1988), além de manter as unhas cortadas curtas, ter boa higiene pessoal e remover todos os acessórios como brincos, pulseiras e anéis antes da cirurgia, pois estes aspectos favorecem a ocorrência de contaminação (TRACY, 1994a). Se durante o procedimento cirúrgico a luva vier a furar esta deve ser trocada imediatamente (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009).

A retirada das luvas deve ser cuidadosa, a parte externa não deve ter qualquer contato com a parte desnuda do nosso corpo, pois a risco de contaminação por patógenos. Ao serem desprezadas as suas partes externas devem estar voltadas para dentro. Deve -se colocar os dedos enluvados de uma das mãos sobre o punho evertido da outra luva e, com o cuidado, não tocar a pele; a luva é evertida sendo delicadamente puxada para fora da mão, sendo que, antes de completa retirada desta luva, é segurado o punho evertido da outra luva, e repetido o movimento de remoção da luva anterior; completa-se a remoção da luva com a retirada simultânea das mesmas, de modo que o punho de uma delas fique dentro da outra, ambas evertidas com a face externa voltada para dentro, sendo descartadas em recipiente apropriado (MARQUES, 2005e).

Panos de campo:

Após a anti-sepsia são colocados panos de campo estéreis com finalidade de criar e manter uma área estéril segura em torno da ferida cirúrgica (TRACY, 1994a; FOSSUM, 2002a). Eles são de fundamental importância na prevenção de infecções endógenas (MORAES NETO, 1990).

São conhecidos diferentes tipos de panos de campo, os primários, os secundários e os fenestrados. Os panos primários são aplicados sobre o paciente, delimitando a área previamente determinada para a incisão cirúrgica, formando uma janela no centro, cobrindo todo o paciente e as faces superior e laterais da mesa cirúrgica. Em seguida são usados os panos secundários para isolamento temporário da ferida operatória em relação à pele. O pano de campo fenestrado possui uma janela de tamanho determinado no seu centro, sendo utilizado quando o campo operatório é pequeno (MAGALHÃES, CONFORTI, 1993b).

De acordo com Wendelburg (1996), existem controvérsias relativamente ao material do qual devem ser feitos os panos de campo. Alguns estudos relatam não haver diferenças na ocorrência de infecções com panos de algodão reutilizáveis e com materiais descartáveis impermeáveis, enquanto outros estudos indicam níveis significativos na ocorrência de infecções quando usados os panos de algodão.

Outro tipo de cobertura cirúrgica é a de plástico (adesiva). Esta cobertura é um item comercialmente preparado. Ela é feita de plástico fino com uma face aderente, que deve ser aplicada diretamente sobre a pele do paciente logo após a anti-sepsia (FULLER, 2000f).

Os campos devem ser colocados por um membro da equipe cirúrgica que esteja paramentado (SILVA, ALEIXO e POTIER, 2009). Não se deve realizar movimentos excessivos com os panos de campo, pois são criadas correntes de ar que podem causar contaminação. Os panos de campo devem ser colocados isolando as partes não preparadas do animal. Após terem sido colocados não se deve ajustar os panos de campo na direção do local da

incisão, pois isso pode arrastar bactérias para a porção de pele preparada (FOSSUM, 2002a).

Os primeiros panos de campo primários a serem colocados devem ser o caudal e o cranial, porque têm mais estabilidade. Devem ser colocados preferencialmente por duas pessoas, para diminuir a possibilidade de contaminação das vestes. Depois se colocam os panos laterais, que delimitam os lados das regiões operatórias, fixando-os nos anteriores por meio de pinças de campo, para que não se desloquem ou caiam. Se for necessário pode-se colocar outros campos sobre os anteriores. Em caso de procedimentos cirúrgicos considerados contaminados ou naqueles em que se faça necessário uma melhor proteção da ferida operatória, podem ser aplicados os panos secundários, fixados às bordas da incisão. Deve-se dobrar um dos lados do pano e colocá-lo junto à borda da ferida operatória com a dobra menor para cima. Então se fixa esta dobra ao tecido subcutâneo através de pinças de campo ou de sutura. O campo é então passado para o outro lado, ficando a dobra menor para baixo. Faz-se o mesmo procedimento na outra borda da ferida cirúrgica e por fim fixam-se os dois campos secundários nos ângulos da ferida através de sutura ou pinças de campo (MAGALHÃES, CONFORTI, 1993b).

Bibliografia

ALVES, J. B. R. Instalações operatórias. In: _____. **Cirurgia Geral e Especializada**. 1.ed. Belo Horizonte: Vega, 1974. p.23-55.

ALEIXO, G. A. S.; TUDURY, A. T.; POTIER, G. M. A. In: _____. Introdução ao estudo da cirurgia. In: TUDURY, A. T.; POTIER, G. M. A. **Tratado de Técnica Cirúrgica Veterinária**. São Paulo: MedVet, 2009. p.1-7.

BELLEN, B. V.; MAGALHÃES, H. P. Técnica asséptica. In: MAGALHÃES, H. P. **Técnica Cirúrgica e Cirurgia Experimental**. São Paulo: Sarvier, 1993a. p.13-25.

BELLEN, B. V.; MAGALHÃES, H. P. Vestuário e roupas cirúrgicas. In: MAGALHÃES, H. P. **Técnica Cirúrgica e Cirurgia Experimental**. São Paulo: Sarvier, 1993b. p.26-29.

BELLEN, B. V.; MAGALHÃES, H. P. Equipe cirúrgica. In: MAGALHÃES, H. P. **Técnica Cirúrgica e Cirurgia Experimental**. São Paulo: Sarvier, 1993c. p.37-41.

BERNIS FILHO, W. O.; REZENDE, C. M. F.; ABREU, V. L. V.; BERNIS, V. M. O. Infecções hospitalares em feridas cirúrgicas de pequenos animais. **Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia**, v.50, n.2, p.127-132, 1998.

BETTS, C. W. Protocolo da sala de cirurgia. In: BETTS, C. W.; CRANE, S. W. **Manual de Terapêutica Cirúrgica dos Pequenos Animais**. São Paulo: Manole, 1988. p.259-279.

BRASIL. Ministério da Saúde. Coordenação de Controle de Infecção Hospitalar. Processamento de Artigos e Superfícies em Estabelecimentos de Saúde. 2. ed. Brasília, 1994.

BUCALEM, G.; WEI, T. H... **Anti-sépticos na lavagem das mãos do cirurgião** disponível em;

<http://www.inscricaoonline.com.br/docs/sbcj/img/V2A0aa0015.pdf> acesso em 1

de abril de 2009

CANABRAVA, H. A. N.; REZENDE, C. M. F. Profilaxia antimicrobiana em cirurgia. **Veterinária Notícias**, v.6, n.2, p.109-118, 2000.

COELHO, J. C. U; BARETTA, G. A. P.; OKAWA, L. Seleção e uso de antibióticos em Infecções intra-abdominais. **Arquivos de Gastroenterologia**, v. 44, n.1, 85-91, 2007.

CONFORTI, V. L. P.; MAGALHÃES, H. P. Centro cirúrgico. In: MAGALHÃES, H. P. **Técnica Cirúrgica e Cirurgia Experimental**. São Paulo: Sarvier, 1993. p.30-36.

COSTA NETO, J. M. **Princípios da assepsia cirúrgica**. Patos, 2002. (Apostila).

COCKSHUTT, J. Princípios de assepsia cirúrgica. In: SLATTER, D. **Manual de Cirurgia de Pequenos Animais**. 3.ed. São Paulo: Manole, 2007. p.149- 155.

CRANE, S. W. Considerações gerais sobre tratamento pré-operatório e intraoperatório. In: BETTS, C.W.; CRANE, S. W. **Manual de Terapêutica Cirúrgica dos Pequenos Animais**. São Paulo: Manole, 1988. p.3-15.

DUNN, D. L. Princípios Infecções cirúrgicas e antibióticos. In: SABISTON Jr., D. C.; LYERLY, H. K.. **Sabiston Fundamentos de Cirurgia**. 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. p. 91-104.

DEMLING, R. H.. Assistência pré-operatória. In. **Cirurgia Diagnóstico e Tratamento**. 9. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1993. p. 09.

DUNNING, D. Infecção da ferida cirúrgica e uso de antimicrobianos. In: SLATTER, D. **Manual de Cirurgia de Pequenos Animais**. 3.ed. São Paulo: Manole, 2007. p.113-122.

FOSSUM, T. W. Preparação do paciente para a cirurgia. In: _____. **Cirurgia de Pequenos Animais**. 1.ed. São Paulo: Roca, 2002a. p.26-30.

FOSSUM, T. W. Instrumentação cirúrgica. In: _____. **Cirurgia de Pequenos Animais**. 1.ed. São Paulo: Roca, 2002b. p.38-47.

FOSSUM, T. W.; SEIM III, H. B. Preparação da equipe cirúrgica. In: FOSSUM, T. W. **Cirurgia de Pequenos Animais**. 1.ed. São Paulo: Roca, 2002. p.31-37.

FREITAS NETO, A. G. Técnica asséptica – anti-sepsia e esterilização. In: GOFFI, F. S. **Técnica Cirúrgica: Bases Anatômicas, Fisiopatológicas e Técnicas da Cirurgia**. 4.ed. São Paulo: Atheneu, 2001. p.42-51.

FULLER, J. R. Organização do centro cirúrgico: pessoal e ambiente. In: _____. **Tecnologia Cirúrgica: Princípios e Prática**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2000a. p.18-26.

FULLER, J. R. Desinfecção e descontaminação. In: _____. **Tecnologia Cirúrgica: Princípios e Prática**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2000b. p.38-45.

FULLER, J. R..Esterilização: Padrões e Prática.In: _____. **Tecnologia Cirúrgica: Princípios e Prática**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2000c. p. 46-57

FULLER, J. R. Técnicas assépticas e precauções universais no centro cirúrgico. In: _____. **Tecnologia Cirúrgica: Princípios e Prática**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2000d. p.58-72.

FULLER, J. R. Transporte e Posicionamento do Paciente Cirúrgico. In: _____. **Tecnologia Cirúrgica: Princípios e Prática**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2000e. p.81-89.

FULLER, J. R. Preparo do local da cirurgia. In: _____. **Tecnologia Cirúrgica: Princípios e Prática**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2000f. p.90-100.

GOMES, F. V. L.; COSTA, M. R.; MARIANO, L. A. A.; CARVALHO, F. G. **Rotina para o controle de infecção de sítio cirúrgico**. Goiás: SSV/SCMG/UCG, 2005.

GUANDALINI, S. L.; SANTOS, E. C. P. **Biossegurança na Odontologia - Controle da Infecção**. Disponível em:

<http://qnatus.com.br/2005/mars/download.php?id=206>, acesso em 29 de outubro de 2009.

GUIMARÃES, J. S.; GOFFI, F. S. Equipe cirúrgica. In: GOFFI, F. S. **Técnica Cirúrgica: Bases Anatômicas, Fisiopatológicas e Técnicas da Cirurgia**. 4.ed. São Paulo: Atheneu, 2001. p.75-80.

GUTH, E.. **Instrumentos Cirúrgicos**. Disponível em: <http://www2.erwinguth.com.br/html/faq.php=cig3> acesso em 26 de agosto de 2008

GUTH, E.. **Instrumentos Cirúrgicos**. 2. ed.. São Paulo: Je Propaganda e Marketing, 1998.

HICKMAN, J.; WALKER, R. G. Princípios cirúrgicos gerais. In: _____. **Atlas de Cirurgia Veterinária**. 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1983. p.1-25.

JONES, R. L. Controle de infecções nosocomiais. In: KIRK, R. W. **Atualização Terapêutica Veterinária**. São Paulo: Manole, 1988. p.25-31.

KALIL, E. M.; COSTA, A. J. F. Desinfecção e esterilização. **Acta Ortopédica Brasileira**. n. 2, v.4, pág 1-4, 1994.

KNECHT, C. D.; ALLEN, A. R.; WILLIAMS, D. J.; JOHNSON, J. H. Conduas na salade operação. In: _____. **Técnicas Fundamentais em Cirurgia Veterinária**. 2.ed. São Paulo: Roca, 1985. p.74-106.

LARSSON, C. E.; FARIAS, M. R.; ANDRADE, S. F.; BRITO, A. F. In: _____. **Manual de Terapeútica Veterinária**. 2.ed. São Paulo: Rocca, 2002 p.165-170.

LEVIN, A. S. S. Quais os princípios gerais da profilaxia antibiótica antes de intervenção cirúrgica?. **Revista da Associação Medica Brasileira**. v. 48, n.4, p. 275-96, 2002.

LDM. Lavadora Ultrassonica. Disponível em <http://www.grupoldm.com.br/divisaohospitalar.htm>. acesso em: 15/04/2009

MARGARIDO, N. F., MAYA, A. M., ACCETTA, I..**Esterilização, Assepsia e Antissepsia**. In: Aspectos Técnicos em Cirurgia. 1. ed. ano V, volume II , São Paulo:Atheneu, 1999

MARQUES, R. G.. **Cirurgia – Arte e Ciência**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005a. p. 3-17.

MARQUES, R. G.. **Infecção em cirurgia**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005b. pag 41-53.

MARQUES, R. G.. **Preparação para o Ato Operatório I – Assepsia e Antissepsia: Conceituação**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005c. p. 255-258.

MARQUES, R. G.. **Preparação para o Ato Operatório II – Material Cirurgico**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005d. p. 259-268.

MARQUES, R. G.. **Preparação para o Ato Operatório III – Equipe Cirurgica**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005e. p. 269-283.

MARQUES, R. G.. **Preparação para o Ato Operatório III – Preparação para o Ato Operatório IV – Posicionamento do Paciente e da Equipe**. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2005f. p. 284-290.

MAGALHÃES, H. P.; CONFORTI, V. L. P. Historia da cirurgia. In: MAGALHÃES, H.P. **Técnica Cirúrgica e Cirurgia Experimental**. São Paulo: Sarvier, 1993a. p.1-4.

MAGALHÃES, H. P.; CONFORTI, V. L. P. Técnicas cirúrgicas. In: MAGALHÃES, H.P. **Técnica Cirúrgica e Cirurgia Experimental**. São Paulo: Sarvier, 1993b. p.134- 163.

MARGARIDO, N. F. Ambiente cirúrgico – sala cirúrgica. In: GOFFI, F. S. **Técnica Cirúrgica: Bases Anatômicas, Fisiopatológicas e Técnicas da Cirurgia**. 4.ed. São Paulo: Atheneu, 2001. p.12-27.

MASSONE, F. Aparelhos e circuitos anestésicos. In: _____. **Anestesiologia Veterinária – Farmacologia e Técnicas**. 3.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1999. p.63-72.

MORAES NETO, M. A. **Profilaxia da infecção em cirurgia veterinária.** 1990. 42f. Monografia (Graduação) – Universidade Federal da Bahia, Salvador.

MONTEIRO, C. E.da C. et al. **Paramentação Cirúrgica: avaliação de sua adequação para a prevenção de riscos biológicos em cirurgias. Parte II: os componentes da paramentação.** Rev.Esc.Enf.USP, v. 34, n. 2, p. 185-95, jun. 2000.

NOGUEIRA, I. A.; MAKI, R. **Manual de Biossegurança em Acupuntura.** Rio de Janeiro, 2003. Acesso em 03 de Agosto de 2009.disponível em: <http://www.saude.rj.gov.br/Docs/cecih/MANUAL%20DE%20BIOSSEGURAN%C7A%20EM%20ACUPUNTURA.doc>.

OPPERMANN, C. M.; PIRES, L. C.. **Manual de biossegurança para serviços de saúde.** Porto Alegre : PMPA/SMS/CGVS, 2003. 80p. : il. PAG 21

PELCZAR Jr., M. J.; CHAN, E. C. S.; KRIEG, N. R. Descobrimo o mundo microbiano. In: _____. **Microbiologia: Conceitos e Aplicações.** 2.ed. São Paulo: Makron Books, 1997a. p.1-20

PELCZAR Jr., M. J.; CHAN, E. C. S.; KRIEG, N. R. Antibioticos e Outros Agentes Quimioterapicos. In: _____. **Microbiologia: Conceitos e Aplicações.** 2.ed. São Paulo: Makron Books, 1997b. p.132

PITREZ, F. A. B.; PIONER, S. R. Avaliação e preparo pré-operatórios. In: _____. **Pré e Pós-operatório em Cirurgia Geral e Especializada.** 2.ed. Porto Alegre: Artmed, 2003a. p.31-41.

PITREZ, F. A. B.; PIONER, S. R.; KISS, G. Princípios de antibioticoterapia em cirurgia abdominal. In: PITREZ, F. A. B.; PIONER, S. R. **Pré e Pós-operatório em Cirurgia Geral e Especializada.** 2.ed. Porto Alegre: Artmed, 2003b. p. 117-129.

ROSENDO, C. A. **Hospital Veterinário: Arquitetura Hospitalar voltada para uma edificação de assistência veterinária.** 2001. 106f. Monografia (Graduação) – Universidade Potiguar, Natal.

ROUSH, J. K. Controle de Infecção. In: HARARI, J. **Cirurgia de pequenos animais.**: Williams & Wilkins, 1999. p.43-53.

RAMOS E. M. N. M.; COSTA, M. F. R; OLIVEIRA O. C.; IKEDA, T.; GUIMARÃES, Z. S.; LUZ, F. V. P.; VIEIRA, H. S.; NASCIMENTO, M.; OLIVEIRA, M. S. N.; SPHAIR, M. K.; ANDRINO, C. D. **Central de material e esterilização – manual técnico.** Brasília: GDF/SES/NNE /DRMA, 2000.

SCHIRMER, B. D.. Princípios do preparo pré-operatório do paciente cirúrgico. In: SABISTON Jr., D. C.; LYERLY, H. K.. **Sabiston Fundamentos de Cirurgia.** 2.ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 1996. p. 43.

SHMON, C.. Avaliação e preparação do paciente e da equipe cirúrgica. In: SLATTER, D. **Manual de Cirurgia de Pequenos Animais.** 3.ed. São Paulo: Manole, 2007. p.162-179.

SEIM III, H. B. Instalações, equipamentos e equipe cirúrgicos. In: FOSSUM, T. W. **Cirurgia de Pequenos Animais.** 1.ed. São Paulo: Roca, 2002a. p.13-17.

SEIM III, H. B. Cuidados e manutenção do ambiente cirúrgico. In: FOSSUM, T. W. **Cirurgia de Pequenos Animais.** 1.ed. São Paulo: Roca, 2002b. p.18-20.

SEIM III, H. B.; FOSSUM, T. W. Princípios de assepsia cirúrgica. In: FOSSUM, T. W. **Cirurgia de Pequenos Animais.** 1.ed. São Paulo: Roca, 2002. p.1-7.

SILVA, A. R. C. Pontos (e cuidados) a ponderar. **Cães & Gatos**, v.14, n.88, p.31-34, 2000.

SILVA, A. C.; ALEIXO, G. A. S; POTIER, G. M. A.. Profilaxia das infecções. In: TUDURY, A. T.; POTIER, G. M. A. **Tratado de Técnica Cirúrgica Veterinária.** 1.ed. São Paulo: MedVet, 2009. p.49-65.

SEVERO, M. S.; TUDURY, A. T.. Instrumental Cirúrgico. In: TUDURY, A. T.; POTIER, G. M. A. **Tratado de Técnica Cirúrgica Veterinária.** 1.ed. São Paulo: MedVet, 2009. p. 91.

TOLOSA, E. M. C.; PEREIRA, P. R. B.; MARGARIDO, N. F..Historia da cirurgia. In: _____. **Metodização cirúrgica – conhecimento e arte.** São Paulo: Atheneu, 2005. p. 1-14.

TRACY, D. L. Practical applications of aseptic technique. In: _____. **Small Animal Surgical Nursing**. 2.ed. St. Louis: Mosby, 1994a. p.77-181.

TRACY, D. L. The surgical area: design, equipment, and instrumentation. In: _____. **Small Animal Surgical Nursing**. 2.ed. St. Louis: Mosby, 1994b. p.182-272.

WAGNER, S. D. Preparação da equipe cirúrgica. In: SLATTER, D. **Manual de Cirurgia de Pequenos Animais**. 2.ed. São Paulo: Manole, 1998. p.164-173.

WENDELBURG, K. Infecção da ferida cirúrgica. In: BOJRAB, M. J. **Mecanismos da Moléstia na Cirurgia dos Pequenos Animais**. 2.ed. São Paulo: Manole, 1996. p.65-78.