

Ana Tada F. B. Antiorio e Ana Paula Pauloni de Freitas

2020

Revisado em 2021

Introdução à cirurgia em pequenos roedores e lagomorfos

Os procedimentos cirúrgicos utilizados em pequenos roedores e lagomorfos devem ser realizados de maneira similar às técnicas utilizadas em espécies animais de médio e grande porte nos preceitos assepsia, anestesia, técnica cirúrgica, analgesia e cuidados pós-operatórios. Os procedimentos devem ser realizados por pessoas treinadas e capacitadas de forma a garantir o bem-estar dos animais. Lembrando que todos os procedimentos devem ser previamente aprovados pela CEUA/UNICAMP.

Legislação

A **Resolução Normativa Nº 25, de 29/09/2015** do CONCEA delibera que os graus de invasividade (GI) têm a finalidade de orientar os pesquisadores, médicos-veterinários, técnicos e membros das CEUAs a darem atenção especial aos protocolos que poderão causar dor ou distresse aos animais. A classificação se baseia em uma aproximação preventiva segundo o nível potencial de dor e distresse que os animais possam sentir.

Classificação dos graus de invasividade:

- GI1: experimentos que causam pouco ou nenhum desconforto ou estresse (ex.: observação e exame físico; administração oral, intravenosa, intraperitoneal, subcutânea, ou intramuscular de substâncias que não causem reações adversas perceptíveis; coleta de sangue; eutanásia por métodos aprovados após anestesia ou sedação; privação alimentar ou hídrica por períodos equivalentes à privação na natureza).
- GI2: experimentos que causam estresse, desconforto ou dor, de leve intensidade (ex.: procedimentos cirúrgicos menores, como biópsias, sob anestesia; períodos breves de contenção e imobilidade em animais conscientes; privação alimentar ou hídrica breve, em períodos maiores do que a abstinência na natureza; exposição a níveis não letais de compostos químicos que não causem reações adversas graves).
- **GI3: experimentos que causam estresse, desconforto ou dor, de intensidade intermediária** (ex.: procedimentos cirúrgicos invasivos conduzidos em animais anestesiados; imobilidade física por várias horas; indução de estresse por separação materna ou exposição a agressor; exposição a estímulos aversivos inescapáveis; exposição a choques localizados de intensidade leve; exposição a níveis de radiação e compostos químicos que provoquem prejuízo duradouro da função sensorial e

motora; administração de agentes químicos por vias como a intracardíaca e intracerebral).

- **GI4:** experimentos que causam **dor de alta intensidade** (ex.: métodos não aprovados de eutanásia que provoquem dor; indução de trauma ou queimaduras a animais não sedados; administração de agentes químicos paralisantes em animais não sedados, protocolos onde a morte é o ponto-final, quando os animais sofrerem dor ou distresse que não podem ser aliviados).

O CONCEA em sua **Resolução Normativa Nº 49, de 07/05/2021**, estabelece que:

“Art. 1º Todos os pesquisadores, responsáveis e demais usuários de animais de experimentação devem possuir capacitação, conforme suas atribuições nas atividades de ensino ou pesquisa científica, **independentemente do grau de invasividade** do protocolo empregado, a fim de se garantir o bem-estar dos animais sob sua responsabilidade.

Art. 2º A capacitação de que trata essa Resolução consiste em:

I - capacitação em ética: conhecimentos da ética aplicáveis à experimentação animal, incluindo manejo, alojamento e procedimentos na espécie a ser utilizada nas atividades de ensino ou pesquisa científica;

II - capacitação prática: conhecimentos práticos de bem-estar animal, incluindo manejo, alojamento e procedimentos na espécie a ser utilizada nas atividades de ensino ou pesquisa científica; e

III - treinamento específico nas técnicas e procedimentos experimentais que pretende realizar na espécie a ser utilizada.”

Manejo dos animais e cuidados

Os animais devem ter acesso livre à água e ração até o momento em que são retirados do biotério e encaminhados ao laboratório. Também deve ser respeitado o período de aclimação dos animais, não sendo indicada a realização de cirurgia no mesmo dia do recebimento deles. Estes devem ser transportados em gaiola de transporte adequada para a espécie e caso estejam alojados em grupo devem ser mantidos no grupo para evitar brigas.

Os procedimentos pré-operatórios que incluem contenção, anestesia, tricotomia e preparo da pele devem ser realizados de preferência em ambiente separado da sala de operação ou em bancada separada daquela destinada ao procedimento cirúrgico para evitar contaminações. A bancada deve ser limpa com água e sabão e desinfetada com solução de hipoclorito de sódio 1%, quaternário de amônia 0,5% ou álcool 70% antes e após cada uso. O ambiente deve ser tranquilo e deve-se evitar conversas. As pessoas devem estar devidamente paramentadas de acordo com o nível de biossegurança do laboratório. Os EPIs fundamentais são avental, touca, propés, máscara, óculos e luvas. Utilizar calçados fechados e calças em qualquer ambiente de laboratório ou biotério.

A pessoa que irá executar o procedimento cirúrgico deve higienizar as mãos e braços com sabão antisséptico e escova. A técnica para higienizar as mãos deve ser cuidadosa e seguir um padrão. Retirar anéis, pulseiras e relógios. Colocar sabão na palma das mãos e friccionar todas as partes do dorso e palma das mãos, dedos, unhas e braços até a altura do cotovelo. Enxaguar completamente em água corrente e secar com toalha de papel. O uso de luvas não substitui a higienização das mãos.

O preparo da pele é feito após a indução da anestesia. Deve ser feita a tricotomia ampla da região com lâmina ou creme depilatório. Quando usar cremes não deixar resíduos para evitar irritações na pele. A antisepsia pode ser realizada com solução de povidine e álcool 70%. Utilizar gaze ou cotonete para áreas menores e aplicar o antisséptico 3 vezes intercalando o princípio ativo. Iniciar a partir do centro em movimentos circulares em direção às margens. Finalizar com a pintura (iodo). Colocar campo cirúrgico de tecido de algodão para delimitar a região.



Fonte: <http://www.procedureswithcare.org.uk/aseptic-technique-in-rodent-surgery/>

Recomenda-se utilizar fluxo laminar ou cabine de segurança biológica para realizar procedimentos em animais SPF a fim de manter o padrão sanitário. O uso do fluxo laminar também é recomendável para procedimentos em animais geneticamente modificados.

Os equipamentos de anestesia inalatória devem ser calibrados e validados periodicamente. Deve-se sempre checar o nível do cilindro de oxigênio para garantir o fornecimento de gás durante o procedimento. Os fármacos anestésicos devem ser checados quanto à validade e devem ser armazenados em armário com chave. Seu uso deve ser controlado por meio de planilhas pelo pesquisador/docente responsável. Informação sobre os principais fármacos anestésicos e doses utilizados em roedores pode ser encontrado na página do SAVE. Disponível no seguinte endereço: <https://www.ib.unicamp.br/comissoes/node/38>.

Sempre que possível monitorar o animal durante a cirurgia por meio de frequência cardíaca, pulso, oximetria e movimentos respiratórios utilizando equipamentos adequados para a espécie. Importante manter a hidratação do animal em todos os momentos. Aplicar soro fisiológico SC ou IP e utilizar colírio lubrificante. O animal deve ser mantido aquecido durante todo o procedimento e durante a recuperação. Pode-se utilizar colchões térmicos ou bolsas de água quente. Sempre monitorar o animal para evitar queimaduras e acidentes.

A temperatura ambiente da sala de recuperação pós-cirúrgica deve ser de **30 a 35 graus** para pequenos roedores (RN nº 33 CONCEA, 2016).

Materiais cirúrgicos

Todos os materiais cirúrgicos devem ser higienizados, embalados e esterilizados antes de cada uso. A esterilização deve ser feita em autoclave, estufa de esterilização ou em equipamento de óxido de etileno. Há uma grande quantidade de instrumentos e são agrupados conforme sua função.

Material Cirúrgico

Tipo	Função	Instrumento cirúrgico - exemplos
Diérese	Corte, divulsão	Bisturi, tesouras
Preensão	Apanhar estruturas	Pinças anatômica e dente-de-rato
Hemostasia	Pinçamento de vasos	Pinças hemostáticas
Especial	Pinça de campo	Pinça Backhaus
Exposição	Afastamento de tecidos	Afastadores
Síntese	União de tecidos	Porta-agulha, agulhas

Adaptado de: GALERA, 2005.

Abaixo estão listados os principais tipos de instrumentos cirúrgicos:

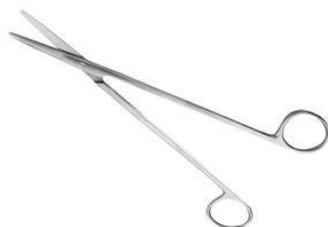
- 1) Bisturi: instrumento utilizado para incisão de tecidos (pele). Os cabos de bisturi mais utilizados são os números 3 e 4; podem ser de material reutilizável ou descartável. As lâminas são descartáveis e os números 10, 11, 15 ou 20 podem ser utilizados para procedimentos em geral. As lâminas não devem ser manuseadas com as mãos. Devem ser colocadas e retiradas cuidadosamente com auxílio de um porta-agulha. O bisturi deve ser empunhado como se segura um lápis. A lâmina deve ser descartada em caixa para perfurocortantes.



- 2) Tesoura: instrumento para cortar tecidos na superfície ou dentro da cavidade corporal. Apresentam diferentes tamanhos e formatos. Podem ser: romba/romba, fina/romba e fina/fina; reta ou curva; lâmina simples ou serrilhada. As tesouras devem ser empunhadas utilizando-se o polegar e o dedo anelar.



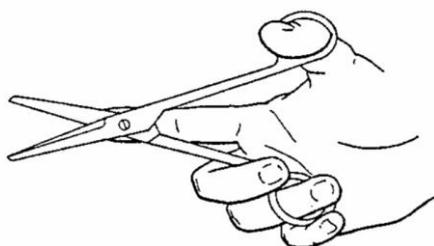
Tesoura reta fina/romba



Metzenbaum



Mayo Stille



Empunhadura correta para corte com a tesoura

Fonte: GALERA, 2005

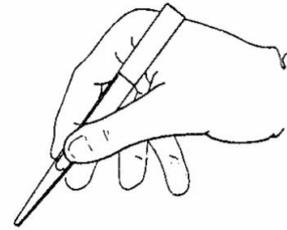
- 3) Pinça anatômica: material destinado a apreender tecidos (segurar). As pinças de dissecação apresentam comprimentos variados, pontas com espessuras diferentes, retas ou curvas. As pinças dente-de-rato devem ser utilizadas apenas para auxiliar suturas de pele ou segurar outros materiais como campo, borrachas etc. As pinças devem ser empunhadas como se segura um lápis.



Dente-de-rato



Pinça de dissecação



Fonte: GALERA, 2005

- 4) Pinça hemostática: instrumento destinado ao pinçamento de vasos sangrantes, fios de sutura e tecidos orgânicos como pedículos e órgãos circundados com vasos. Apresentam tamanhos e formatos variados. Os principais modelos são Halsted (mosquito), Kelly, Rochester e Kocher.



Mosquito



Kelly

- 5) Material para exposição: afastadores. São utilizados para afastar os tecidos abertos ou expor órgãos. Podem ser auto-estáticos ou dinâmicos.



Afastador de Farabeuf



Afastador de Gosset

- 6) Material especial: pinça de prensão atraumática (Babcock), pinça de prensão traumática (Allis), clamps intestinais, pinça vascular (Bulldog), pinça de campo (Backhaus).



Allis



Backhaus

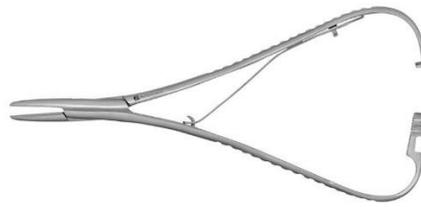


Clamp intestinal

- 7) Material de síntese (sutura): instrumento destinado para síntese dos tecidos.
Porta-agulhas: existem dois modelos básicos de porta-agulhas, Mayo-Hegar e Mathieu.



Mayo-Hegar



Mathieu

Agulhas: podem apresentar o fio de sutura pré-acoplado (atraumática) ou podem apresentar um orifício para inserção manual do fio (traumática). Quanto ao formato do corpo podem ser retas (para suturas manuais), semi-retas ou curvas. Quanto ao formato da ponta pode ser cilíndrica para sutura de subcutâneo, gordura, vísceras e músculos ou triangular para sutura da pele.



TIPO DE AGULHA

▼ TRIANGULAR CORTANTE



● CILÍNDRICA



Fonte: <http://www.technofio.com.br/>

Fios de sutura: apresentam diferentes materiais e tamanhos. O fio pode ser monofilamentado (menor reação tecidual e menor risco de infecções) ou multifilamentado (maior risco de reações teciduais e infecções, boa segurança para o nó).

Fios não-absorvíveis: podem ser de materiais naturais como algodão ou seda; ou de materiais sintéticos como nylon, polyester, polipropileno, polietileno ou aço inoxidável. São utilizados principalmente para sutura de pele. Mantém a resistência tênsil por mais de 60 dias.

Fios absorvíveis: podem ser de material de origem animal como o categute ou de materiais sintéticos como o ácido poliglicólico, poliglactina, polidioxanona ou poligliconato. São utilizados para sutura de subcutâneo, fâscias, músculos e vísceras. Mantém a resistência tênsil até 60 dias.

Quanto ao tamanho podem variar no seu diâmetro, sendo o menor 11-0 e o maior 7.



Tipos de sutura

A sequência de pontos pode ser realizada com pontos separados ou contínuos. Os pontos separados são de lenta elaboração porém são mais seguros, caso haja soltura de um ponto, os demais são preservados. As bordas das feridas devem ser manuseadas delicadamente com auxílio de pinça anatômicas para tecidos delicados e pinça dente-de-rato para pele. De preferência padronizar a distância entre o local de entrada e saída do fio e o espaço entre um ponto e outro. Há uma grande variedade de pontos conforme a finalidade, estrutura, órgão e tecido. O ponto simples separado é o mais utilizado e pode ser realizado em qualquer tecido, como por exemplo pele, subcutâneo, fâscia, vasos sanguíneos, nervos, trato gastrointestinal etc. É um tipo de sutura aposicional ou de aproximação na qual as bordas da ferida não apresentam desnível entre si. A sutura simples contínua é de fácil e rápida execução e pode ser realizada em subcutâneo e pele. Como alternativa pode-se utilizar cola cirúrgica (Vetbond®) para suturar a pele em pequenas feridas cirúrgicas.

Cuidados pós-operatórios

Os animais devem ser mantidos isolados até a recuperação completa da anestesia. Após esse período podem retornar ao grupo inicial. Não misturar animais de grupos diferentes, principalmente no caso de machos adultos para evitar brigas e estresse desnecessário. A observação dos animais deve ser realizada diariamente para verificar possíveis sinais de infecção e outras complicações como a deiscência da sutura. Os sinais de infecção podem ser vermelhidão, dor, calor, edema e presença de pus no local. Quando os animais estão com dor apresentam comportamento alterado como inquietude ou apatia, agressividade, inapetência, expressões faciais de dor etc. Podem apresentar postura encurvada e pêlos eriçados com aparência de sujo. Em ratos pode ser observado secreção porfirínica ao redor dos olhos. Os animais devem ser mantidos em camas macias e absorventes. Sempre que possível fornecer uma fonte de calor adequada. Os animais devem receber alimento e água *ad libitum*. Caso não estejam ingerindo líquidos deve-se fornecer gel hidratante, aplicar soro fisiológico ou Ringer lactato por via SC ou IP, e colocar alguns peletes de ração dentro da caixa. Fornecer outros materiais como papel toalha e rolos de papelão autoclavados para auxiliar na manutenção do bem-estar dos animais. Importante garantir o manejo da dor com analgésicos previamente aprovados em protocolo experimental. E caso necessário, o uso de antibióticos.

Lembrando que quaisquer alterações de saúde ou problemas decorrentes do procedimento experimental devem ser imediatamente notificados ao médico-veterinário responsável técnico pela Unidade que poderá indicar a forma mais adequada de se proceder.

Bibliografia consultada

- BRASIL. Resolução Normativa CONCEA Nº 25, de 29 de setembro de 2015.
- BRASIL. Resolução Normativa CONCEA Nº 33, de 18 de novembro de 2016.
- BRASIL. Resolução Normativa CONCEA Nº 39, de 20 de junho de 2018.
- BRASIL. Resolução Normativa CONCEA Nº 49, de 07 de maio de 2021.
- GALERA, P.D. Apostila de Técnica Cirúrgica, Universidade de Brasília, Faculdade de Agronomia e Medicina Veterinária. Agosto, 2005.
- Guide for the Care and Use of Laboratory Animals. National Research Council. Eighth Edition. Washington, D.C., 2011.