	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Acesso ao Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia - LPfisfar		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 1

Acesso ao Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

1. **OBJETIVO(S):** Normatizar o acesso de servidores, alunos, professores e visitantes ao Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia (LPfisfar).

2. **CAMPO DE APLICAÇÃO:** Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. **RESPONSABILIDADE:**

3.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

3.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

3.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

4. **PROCEDIMENTO:**

4.1. Chegue ao setor devidamente limpo e vestido de acordo com as normas (calça comprida, calçado fechado, cabelos presos).

4.2. Paramente-se com Equipamentos de Proteção Individual de uso obrigatório nesta área (jaleco, luvas, máscara e óculos de proteção).

4.3. É proibida a entrada de pessoas de setores externos ao laboratório sem a devida paramentação.

4.4. É proibida a entrada no laboratório portando brincos longos, colares, pulseiras, relógios, anéis e outros adornos.

4.5. É proibido alimentar-se ou levar qualquer tipo de alimento para dentro do laboratório.

4.6. Somente entre na área técnica após estar paramentado e com crachá de identificação.

4.7. Ao sair do laboratório, retire os paramentos complementares obrigatórios e EPI's.

4.8. Ao voltar para o laboratório repita novamente todo o procedimento descrito anteriormente.

4.9. Todos os servidores do laboratório devem estar com o cartão de vacinas completo (especialmente contra as seguintes doenças: Hepatite B, Tuberculose, vírus Influenza A).

5. REFERÊNCIAS:

ANDRIS, Deborah A. Semiologia: bases para a prática assistencial. Tradução de Carlos Henrique COSENDEY; Revisão de Isabel Cristina Fonseca da CRUZ. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. 424 p.

AVELLO, Isabel M. Sancho. Enfermagem: fundamentos do processo de cuidar. São Paulo: Difusão Cultural do Livro, 2005. 551 p.


BARROS, Alba Lúcia Bottura Leite de. Anamnese e exame físico: avaliação diagnóstica de enfermagem no adulto. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 440 p.

DU GAS, Beverly Witter. Enfermagem prática. Tradução de Paulo Celso Uchôa...[et al] CAVALCANTI. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 580 p.

GIORDANI, Annecy Tojeiro. Humanização da saúde e do cuidado. Caetano do Sul: Difusão Editora, 2008. 191 p.

NETTINA, Sandra M. Prática de enfermagem. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 1854 p.

POSSO, Maria Salazar. Semiologia e semiotécnica de enfermagem. São Paulo: Atheneu, 2010. 181 p.

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Acesso ao Biotério do Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia - LPfisfar		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 3

Acesso ao Biotério do LPfisfar

1. **OBJETIVO(S):** Normatizar o acesso de servidores, alunos, professores e visitantes ao Biotério do Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia (LPfisfar).

2. **CAMPO DE APLICAÇÃO:** Biotério do Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3. **RESPONSABILIDADE:**

3.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

3.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

3.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

4. **PROCEDIMENTO:**

4.1. Chegue ao setor devidamente limpo e vestido de acordo com as normas (calça comprida, calçado fechado, cabelos presos).

4.2. Paramente-se com Equipamentos de Proteção Individual de uso obrigatório nesta área (jaleco, luvas, máscara, touca, óculos de proteção e pró-pé).

4.3. É proibida a entrada de pessoas de setores externos ao laboratório/biotério sem a devida paramentação.

- 4.4. É proibida a entrada no laboratório/biotério portando brincos longos, colares, pulseiras, relógios, anéis e outros adornos.
- 4.5. É proibido alimentar-se ou levar qualquer tipo de alimento para dentro do laboratório.
- 4.6. Somente entre na área técnica após estar paramentado e com crachá de identificação.
- 4.7. Ao sair do laboratório, retire os paramentos complementares obrigatórios e EPI's.
- 4.8. Ao voltar para o laboratório repita novamente todo o procedimento descrito anteriormente.
- 4.9. Todos os servidores do laboratório devem estar com o cartão de vacinas completo (especialmente contra as seguintes doenças: Hepatite B, Tuberculose, vírus Influenza A).

5. REFERÊNCIAS:

- ANDRIS, Deborah A. Semiologia: bases para a prática assistencial. Tradução de Carlos Henrique COSENDEY; Revisão de Isabel Cristina Fonseca da CRUZ. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. 424 p.
- AVELLO, Isabel M. Sancho. Enfermagem: fundamentos do processo de cuidar. São Paulo: Difusão Cultural do Livro, 2005. 551 p.
- BARROS, Alba Lúcia Bottura Leite de. Anamnese e exame físico: avaliação diagnóstica de enfermagem no adulto. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 440 p.
- DU GAS, Beverly Witter. Enfermagem prática. Tradução de Paulo Celso Uchôa...[et al] CAVALCANTI. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 580 p.
- GIORDANI, Annecy Tojeiro. Humanização da saúde e do cuidado. Caetano do Sul: Difusão Editora, 2008. 191 p.
- NETTINA, Sandra M. Prática de enfermagem. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 1854 p.
- POSSO, Maria Salazar. Semiologia e semiotécnica de enfermagem. São Paulo: Atheneu, 2010. 181 p.
- SALES, André Nunes de. Padronização dos procedimentos operacionais para a gestão da qualidade no Biotério de experimentação de Farmanguinhos - Fiocruz. 2013. 83 f. Dissertação (Mestrado em Gestão, Pesquisa e Desenvolvimento na Indústria Farmacêutica) - Instituto de Tecnologia em Fármacos/Farmanguinhos, Rio de Janeiro, 2013.



Faculdade de
Medicina
UFVJM

Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri
Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

POP – Protocolo Operacional Padrão

	Assunto: Instruções de Segurança no Laboratório		
	Data de Emissão Out/2023 Próxima Revisão Out/2024	Revisão Nº 01	Página 6

Instruções de Segurança no Laboratório

1. OBJETIVO (S): Estabelecer os procedimentos e instruções de segurança no laboratório.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3. RESPONSABILIDADE:

3.1 Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

3.2 Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

3.3 Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

4. PROCEDIMENTO:

4.1 SEGURANÇA PESSOAL

4.1.1 Use jaleco de manga comprida, máscara, luvas, óculos, touca e calçados.

4.1.2 Seja cauteloso e organizado.

4.1.3 Planeje o trabalho a ser realizado.

4.1.4 Trabalhe com atenção.

4.1.5 Use Equipamentos de Proteção Individual (EPI's) apropriados nas operações que apresentarem riscos potenciais.

4.1.6 Não use roupas de tecido sintético, facilmente inflamáveis.

4.1.7 Não coloque materiais de laboratório no seu armário ou gavetas pessoais.

4.1.8 Não leve as mãos à boca ou aos olhos quando estiver trabalhando com produtos químicos ou biológicos.

4.1.9 Feche todas as gavetas ou portas que abrir.

- 4.1.10 Verifique, sempre, a condição dos equipamentos, antes de usá-los.
- 4.1.11 Conheça a periculosidade dos produtos químicos e biológicos manipulados.
- 4.1.12 Sempre use luvas adequadas aos procedimentos efetuados.
- 4.1.13 Esteja sempre consciente do que estiver fazendo, em qualquer momento.
- 4.1.14 É proibido comer, fumar e beber no ambiente de trabalho.

4.2 REFERENTES AO LABORATÓRIO:

- 4.2.1 Mantenha as bancadas sempre limpas e livres de materiais estranhos ao trabalho, assim como equipamentos.
- 4.2.2 Rotule os materiais e recipientes que serão utilizados.
- 4.2.3 Descarte papéis e materiais no lixo, de acordo com a classificação dos mesmos.
- 4.2.4 Use materiais de tamanho adequado e em perfeito estado de conservação.
- 4.2.5 Mantenha sempre o piso limpo e seco.
- 4.2.6 Verifique a localização das chaves gerais de eletricidade, existentes no ambiente de trabalho.
- 4.2.7 Mantenha-se informado, sempre, dos telefones dos bombeiros.
- 4.2.8 Tenha muita cautela, não coloque produtos ou frascos diretamente sobre o nariz.
- 4.2.9 Nunca deixe sem avisos de atenção qualquer operação onde haja aquecimento.
- 4.2.10 Não faça improvisações, utilize sempre materiais adequados.
- 4.2.11 Em caso de derramamento de produtos tóxicos, inflamáveis ou corrosivos, tome as seguintes precauções:
 - 4.2.11.1 Pare o trabalho e isole a área.
 - 4.2.11.2 Advirta as pessoas próximas sobre o ocorrido.
 - 4.2.11.3 Só efetue limpeza após consultar a ficha de emergência do produto.
 - 4.2.11.4 Alerta o professor ou os técnicos sobre a ocorrência.
 - 4.2.11.5 Verifique e corrija a causa do problema.
 - 4.2.11.6 No caso de envolvimento de pessoas, lave o local atingido em água corrente e procure ajuda médica (Divisão de Saúde- UFVJM).

4.3 USO DE MATERIAIS DE VIDRO:

- 4.3.1 Não utilize materiais de vidro trincados ou com a borda quebrada.
- 4.3.2 Identifique o lixo que contenha os materiais trincados e cacos de vidro.

4.3.3 Lubrifique os tubos de vidro, termômetros, antes de inseri-los em pêra. Nesta operação, proteger as mãos com luvas apropriadas ou enrolar as peças de vidro em toalha.

4.3.4 Para se evitar quebras durante a fixação de material de vidro a suportes, não permita contato direto metal/vidro, e não utilize força excessiva para ajustá-los.

4.3.5 Utilize recipientes de vidro com resistência comprovada em trabalhos especiais.

4.3.6 Os frascos deverão ser limpos e adequados.

4.4 USO DE EQUIPAMENTOS ELÉTRICOS:

4.4.1 Somente opere equipamentos elétricos quando:

4.4.1.1 Fios, tomadas e plugs estiverem em perfeitas condições.

4.4.1.2 O fio terra estiver ligado.

4.4.1.3 Tiver certeza da voltagem compatível entre equipamentos e circuitos.

4.4.2 Não instale nem opere equipamentos elétricos sobre superfícies úmidas.

4.4.3 Verifique periodicamente a temperatura do conjunto plug-tomada. Caso esteja anormal, desligue e comunique para realização de manutenção.

4.4.4 Não use equipamentos elétricos sem identificação de voltagem.

4.4.5 Não confie completamente no controle automático de equipamentos elétricos. Inspeccione quando em operação.

4.4.6 Antes de realizar limpeza no equipamento, verifique se o mesmo está desligado da tomada.

4.4.7 Não deixe equipamentos elétricos ligados no laboratório fora do expediente, exceto o Gabinete Ventilado e o ar condicionado quando haverem animais no biotério e os demais equipamentos que ficam no “Standby”.

4.4.8 Remova frascos de substâncias inflamáveis do local onde irá usar equipamentos elétricos ou fonte de calor.

4.4.9 Enxugue qualquer líquido derramado no chão antes de operar equipamentos elétricos.

4.4.10 Não tente consertar equipamentos elétricos.

4.5 CUIDADOS COM RESÍDUOS:

4.5.1 Não descarte nenhum tipo de resíduo sem antes verificar o local adequado para fazê-lo.

4.5.2 Para cada tipo de resíduo, existe uma precaução quanto a sua eliminação, em função da sua composição química. Fique atento!

4.5.3 Descarte os resíduos de acordo com sua composição e contaminação.

5. REFERÊNCIAS:

ANDRIS, Deborah A. Semiologia: bases para a prática assistencial. Tradução de Carlos Henrique COSENDEY; Revisão de Isabel Cristina Fonseca da CRUZ. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. 424 p.

AVELLO, Isabel M. Sancho. Enfermagem: fundamentos do processo de cuidar. São Paulo: Difusão Cultural do Livro, 2005. 551 p.


BARROS, Alba Lúcia Bottura Leite de. Anamnese e exame físico: avaliação diagnóstica de enfermagem no adulto. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 440 p.

DU GAS, Beverly Witter. Enfermagem prática. Tradução de Paulo Celso Uchôa...[et al] CAVALCANTI. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 580 p.

GIORDANI, Annecy Tojeiro. Humanização da saúde e do cuidado. Caetano do Sul: Difusão Editora, 2008. 191 p.

NETTINA, Sandra M. Prática de enfermagem. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 1854 p.

POSSO, Maria Salazar. Semiologia e semiotécnica de enfermagem. São Paulo: Atheneu, 2010. 181 p.

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Biossegurança em Laboratório		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 10

Biossegurança em Laboratório

1. OBJETIVO(S): As exposições laboratoriais podem causar acidentes, mas a existência de medidas eficazes de tratamento e prevenção limita os riscos. Estabelecer os procedimentos e instruções de biossegurança no laboratório.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. RESPONSABILIDADE:

3.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

3.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

3.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

4. PROCEDIMENTO:

CLASSIFICAÇÃO:

*Classe de risco 2: Risco individual moderado e risco limitado para a comunidade.

4.1 Primeiramente, somente pessoas TREINADAS E AUTORIZADAS poderão manipular amostras neste laboratório.

4.2 Utilize Equipamentos de Proteção Individual (EPI's). Este uso é obrigatório.

- 4.2.1 Utilize máscara e óculos de proteção na realização de procedimentos em que haja possibilidade de respingos de sangue ou outros fluidos corpóreos, nas mucosas da boca, nariz e olhos.
- 4.2.2 O uso de luvas deve ser constante e os jalecos utilizados devem ser de manga longa.
- 4.2.3 Os calçados devem ser fechados e de boa aderência ao solo.
- 4.2.4 Os cabelos e bigode devem estar sempre bem aparados.
- 4.2.5 As unhas devem estar sempre limpas e em tamanho adequado.
- 4.3 Realize os procedimentos com atenção máxima.
- 4.4 Nunca pipete com a boca.
- 4.5 No laboratório é proibido comer, beber, fumar, guardar alimentos ou aplicar produtos cosméticos.
- 4.6 É proibido levar quaisquer materiais à boca e língua.
- 4.7 Mantenha as áreas de trabalho limpas, organizadas e livre de materiais que não são usados durante a atividade em execução.
- 4.8 É obrigatório lavar as mãos antes e após cada manuseio de material químico e biológico, bem como antes de saírem do laboratório.
- 4.9 Durante o trabalho no laboratório, a equipe usará jalecos próprios, de uso restrito nestas áreas.
- 4.10 A indumentária para proteção dentro do laboratório não pode ser guardada no mesmo armário com objetos e vestuário pessoais.
- 4.11 Os óculos de segurança e os protetores de face (visores), assim como outros dispositivos de proteção, devem ser usados sempre que forem indicados para a proteção de olhos e face contra os salpicos ou contra o impacto de objetos.
- 4.12 Durante o trabalho, as portas destas áreas permanecerão fechadas. O acesso de crianças e animais é proibido.
- 4.13 Luvas adequadas ao trabalho serão usadas em todas as atividades que possam resultar em contato direto com material biológico e químico. Depois de usadas, as luvas serão removidas em condições assépticas e descartadas em lixo especial (biológico). Em seguida, lavar as mãos e realizar desinfecção das mesmas com álcool 70%.
- 4.14 Todo e qualquer derramamento de material, acidente, exposição efetiva ou possível a materiais infecciosos precisam ser levados imediatamente ao conhecimento do responsável pelo laboratório.

4.15 As áreas de trabalho e armazenamento precisam ser adequadas para acesso a materiais de modo a evitar o congestionamento de mobiliário, equipamentos e objetos.

4.16 É proibida a colocação de vasos de plantas ornamentais nestes ambientes.

4.17 Todo e qualquer agente desinfetante e antisséptico utilizado precisa ser registrado na ANVISA e conferido quanto à data de validade.

4.18 As superfícies de trabalho devem passar por desinfecção, ao menos uma vez ao dia ou sempre que ocorrer derramamento de material potencialmente infectante.

4.19 Alunos de graduação que utilizem o laboratório precisam ter treinamento técnico específico no manejo de agentes patogênicos e ser supervisionados por profissionais de competência técnica.

4.20 Procedimentos nos quais exista possibilidade de formação de aerossóis infecciosos devem ser conduzidos em cabines de segurança biológica ou outro equipamento de contenção física.

4.21 O responsável tem o dever de limitar o acesso ao laboratório. Cabe a ele a responsabilidade de avaliar cada situação de risco e autorizar quem poderá ter acesso às áreas de acesso restrito.

4.22 O acesso ao laboratório é limitado e restrito, de acordo com a definição do responsável. Para utilização, é necessário que seja pedida autorização ao responsável, explicitando o motivo, como será a utilização, para qual tipo de pesquisa/ aula será utilizado.

4.23 Todo o resíduo do laboratório deve ser adequadamente destinado.

4.24 Todo resíduo biológico segue para descarte específico (Vide POP relacionado).

4.25 Materiais perfurocortantes: Todo material perfurocortante, mesmo que estéril, deve ser desprezado em recipientes resistentes à perfuração com tampa (Exemplo: Descartex®).

5. REFERÊNCIAS:

ANDRIS, Deborah A. Semiologia: bases para a prática assistencial. Tradução de Carlos Henrique COSENDEY; Revisão de Isabel Cristina Fonseca da CRUZ. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. 424 p.

AVELLO, Isabel M. Sancho. Enfermagem: fundamentos do processo de cuidar. São Paulo: Difusão Cultural do Livro, 2005. 551 p.


BARROS, Alba Lúcia Bottura Leite de. Anamnese e exame físico: avaliação diagnóstica de enfermagem no adulto. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 440 p.

DU GAS, Beverly Witter. Enfermagem prática. Tradução de Paulo Celso Uchôa...[et al] CAVALCANTI. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 580 p.

GIORDANI, Anncy Tojeiro. Humanização da saúde e do cuidado. Caetano do Sul: Difusão Editora, 2008. 191 p.

NETTINA, Sandra M. Prática de enfermagem. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 1854 p.

POSSO, Maria Salazar. Semiologia e semiotécnica de enfermagem. São Paulo: Atheneu, 2010. 181 p.

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Limpeza e Organização do Laboratório		
	Data de Emissão <i>Out/2023</i> Próxima Revisão <i>Out/2024</i>	Revisão <i>Nº 01</i>	Página <i>14</i>

Limpeza e Organização do Laboratório

1. OBJETIVO (S): Manter o ambiente de trabalho limpo e em condições apropriadas de trabalho.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. RESPONSABILIDADE:

3.1 Assistentes e técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

3.2 Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

3.3 Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

4. PROCEDIMENTO:

4.1 LIMPEZA

4.1.1 A limpeza deve ser realizada diariamente pelas funcionárias da limpeza.

4.1.2 O recolhimento do lixo deve ser realizado uma vez ao dia.

4.1.3 A limpeza deve ser sempre realizada com um pano úmido e depois com um semi-seco.

4.1.4 A limpeza deve ser finalizada com pano embebido em álcool 70°GL. Este deve entrar em contato com todas as cadeiras, mesas e bancadas do laboratório.

4.2 ORGANIZAÇÃO

4.2.1 As mesas devem estar sempre limpas e organizadas. Só devem ser mantidos os materiais que forem estritamente necessários em sua superfície.

4.2.2 Todos os materiais utilizados devem ser guardados nos devidos armários, os quais se encontram identificados.

5. REFERÊNCIAS:

ANDRIS, Deborah A. Semiologia: bases para a prática assistencial. Tradução de Carlos Henrique COSENDEY; Revisão de Isabel Cristina Fonseca da CRUZ. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. 424 p.

AVELLO, Isabel M. Sancho. Enfermagem: fundamentos do processo de cuidar. São Paulo: Difusão Cultural do Livro, 2005. 551 p.


BARROS, Alba Lúcia Bottura Leite de. Anamnese e exame físico: avaliação diagnóstica de enfermagem no adulto. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 440 p.

DU GAS, Beverly Witter. Enfermagem prática. Tradução de Paulo Celso Uchôa...[et al] CAVALCANTI. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 580 p.

GIORDANI, Anecy Tojeiro. Humanização da saúde e do cuidado. Caetano do Sul: Difusão Editora, 2008. 191 p.

NETTINA, Sandra M. Prática de enfermagem. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 1854 p.

POSSO, Maria Salazar. Semiologia e semiotécnica de enfermagem. São Paulo: Atheneu, 2010. 181 p.

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Higienização Das Mãos		
	Data de Emissão <i>Out/2023</i> Próxima Revisão <i>Out/2024</i>	Revisão <i>Nº 01</i>	Página <i>16</i>

Higienização Das Mãos:

1. **OBJETIVO:** Garantir a higienização das mãos, evitando a transmissão de infecções.

2. **CAMPO DE APLICAÇÃO:** Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3. **RESPONSABILIDADE:**

3.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

3.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

3.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

Todos os usuários do laboratório.

3. **MATERIAL NECESSÁRIO:**

- a) Água;
- b) Sabão Líquido;
- c) Papel toalha.


4. **PROCEDIMENTOS:**

1- Retirar relógios, joias e anéis das mãos e braços (sob tais objetos acumulam-se bactérias que não são removidas mesmo com a lavagem das mãos).

- 2- Abrir a torneira com a mão dominante sem encostar-se a pia para não contaminar a roupa, quando na ausência de dispensador de pedal.
- 3- Molhar as mãos.
- 4- Colocar em torno de 3 a 5 ml de sabão líquido nas mãos.
- 5- Ensaboar as mãos (proporcionar espuma), através de fricção por aproximadamente 30 segundos em todas as faces (palma e dorso das mãos), espaços interdigitais, articulações, unhas e extremidades dos dedos.
- 6- Com as mãos em nível baixo, enxagua-las em água corrente, sem encostá-las na pia, retirando totalmente a espuma e os resíduos de sabão.
- 7- Enxugar as mãos com papel toalha descartável.
- 8- Em caso de torneira sem dispensador de pedal, fechar a torneira com o mesmo papel toalha.
- 9- Desprezar o papel toalha na lixeira.

5. Referências:

- ANDRIS, Deborah A. Semiologia: bases para a prática assistencial. Tradução de Carlos Henrique COSENDEY; Revisão de Isabel Cristina Fonseca da CRUZ. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. 424 p.
- AVELLO, Isabel M. Sancho. Enfermagem: fundamentos do processo de cuidar. São Paulo: Difusão Cultural do Livro, 2005. 551 p.
- BARROS, Alba Lúcia Bottura Leite de. Anamnese e exame físico: avaliação diagnóstica de enfermagem no adulto. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 440 p.
- DU GAS, Beverly Witter. Enfermagem prática. Tradução de Paulo Celso Uchôa...[et al] CAVALCANTI. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 580 p.
- GIORDANI, Anecy Tojeiro. Humanização da saúde e do cuidado. Caetano do Sul: Difusão Editora, 2008. 191 p.
- NETTINA, Sandra M. Prática de enfermagem. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 1854 p.
- POSSO, Maria Salazar. Semiologia e semiotécnica de enfermagem. São Paulo: Atheneu, 2010. 181 p.
- PIANUCCI, Ana. Saber cuidar: procedimentos básicos em enfermagem. 12. ed. São Paulo: Editora Senac, 2008. 262 p.

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Técnica de Limpeza Manual de Instrumental		
	Data de Emissão <i>Out/2023</i> Próxima Revisão <i>Out/20224</i>	Revisão <i>Nº 01</i>	Página <i>18</i>

Técnica de Limpeza Manual de Instrumental

1. **OBJETIVO:** Proceder à realização da limpeza do instrumental após a sua utilização.

2. **CAMPO DE APLICAÇÃO:** Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3. **RESPONSABILIDADE:**
 - 3.1 Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.
 - 3.2 Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.
 - 3.3 Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

4. **CAMPO DE APLICAÇÃO:** Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

5. **PROCEDIMENTOS:**

Material Necessário:

 - a) EPI (avental impermeável, máscara, touca, óculos, luvas de autoproteção).
 - b) Bacia, balde ou cuba de plástico de tamanho compatível com a quantidade de material.
 - c) Escova de cerdas duras e finas.

- d) Compressas ou panos limpos e macios.
- e) Solução de água e detergente neutro ou detergente enzimático.


- 1- Separar o material;
- 2- Usar EPI para iniciar a limpeza do instrumental;
- 3- Manipular o material cuidadosamente evitando batidas ou quedas;
- 4- Separar as pinças de pontas traumáticas (Pozzi, Backhaus) e lavar separadamente, evitando acidentes;
- 5- Imergir o instrumental aberto na solução de água e detergente (conforme orientação do fabricante), para remoção dos resíduos de matéria orgânica;
- 6- Observar para que o instrumental mais pesado e maior fique sob os pequenos e leves;
- 7- Lavar o instrumental peça por peça, cuidadosamente com escova, realizando movimentos no sentido das serrilhas. Dar atenção especial para as articulações, serrilhas e cremalheiras;
- 8- Enxaguar rigorosamente o instrumental em água corrente, abrindo e fechando as articulações;
- 9- Enxugar as peças com compressa ou pano macio e limpo, em toda a sua extensão, dando especial atenção para as articulações, serrilhas e cremalheiras.

6. REFERÊNCIAS:

- ANDRIS, Deborah A. Semiologia: bases para a prática assistencial. Tradução de Carlos Henrique COSENDEY; Revisão de Isabel Cristina Fonseca da CRUZ. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006. 424 p.
- AVELLO, Isabel M. Sancho. Enfermagem: fundamentos do processo de cuidar. São Paulo: Difusão Cultural do Livro, 2005. 551 p.
- BARROS, Alba Lúcia Bottura Leite de. Anamnese e exame físico: avaliação diagnóstica de enfermagem no adulto. 2. ed. Porto Alegre: Artmed, 2010. 440 p.
- DU GAS, Beverly Witter. Enfermagem prática. Tradução de Paulo Celso Uchôa...[et al] CAVALCANTI. 4. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2008. 580 p.
- GIORDANI, Anncy Tojeiro. Humanização da saúde e do cuidado. Caetano do Sul: Difusão Editora, 2008. 191 p.
- NETTINA, Sandra M. Prática de enfermagem. 8. ed. Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2007. 1854 p.

POSSO, Maria Salazar. Semiologia e semiotécnica de enfermagem. São Paulo: Atheneu, 2010. 181 p.

PIANUCCI, Ana. Saber cuidar: procedimentos básicos em enfermagem. 12. ed. São Paulo: Editora Senac, 2008. 262 p.

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Descarte de Perfurocortantes		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 21

Procedimento para Descarte de Perfurocortantes :

1. OBJETIVOS:

Fixar norma para realização dos procedimentos de coleta interna de resíduos perfurocortantes, observando-se as devidas condições de higiene e segurança.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Pelas atividades desenvolvidas no Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia que produzem resíduos de diversas naturezas, dentre eles os resíduos perfuro cortantes, no intuito de zelar pela segurança de sua força de trabalho e buscando atender as exigências da NR 32 e seguir a classificação da NBR 12808/1993, elaborou-se este Procedimento Operacional Padrão.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

As responsabilidades sobre os resíduos perfurocortantes decaem sobre todos os envolvidos no processo, a começar pelo responsável do laboratório gerador e pelo diretor da instituição, passando pelas responsáveis da empresa encarregada do transporte e finalizando, a depender do processo, na empresa que dará destinação final aos resíduos.

4.4 – É de responsabilidade do responsável pelo laboratório gerador: a) fiscalizar as ações das pessoas envolvidas no trabalho com materiais perfurocortantes, orientando-as quanto às formas de utilização e descarte do resíduo gerado; b) coordenar os processos de segregação, acondicionamento e identificação dos resíduos a serem descartados; c) atender as chamadas para descarte dos resíduos perfurocortantes.

4.5 – É de responsabilidade da PRPPG e do professor responsável pelo laboratório a) fornecer condições para implementação do programa de coleta de resíduos perfurocortantes e instalações adequadas para o recebimento desses resíduos; b) providenciar treinamento geral para as pessoas envolvidas no processo de manuseio e descarte de resíduos perfurocortantes, no âmbito de onde estão instalados os laboratórios de pesquisa; b) designar responsáveis técnicos para acompanhar etapas do processo de recolhimento dos resíduos perfurocortantes, bem como dar suporte aos usuários do sistema. de referência

5. PROCEDIMENTOS:

Etapa 1: Lavagem das mãos e paramentação com os seguintes equipamentos de proteção individual: gorro, óculos, máscara, uniforme, luvas e botas.

Etapa 2: Todos os materiais perfurocortantes, limpos ou contaminados por resíduo infectante deverão ser acondicionados em recipientes com tampa, rígidos e resistentes à punctura, ruptura e vazamento. Esta etapa deverá ser realizada pelo pessoal gerador dos resíduos, no local de geração. É expressamente proibido o esvaziamento desses recipientes para o seu reaproveitamento.

Etapa 3: Ao atingir a marca tracejada no recipiente, o mesmo deverá ser fechado e acondicionado em sacos brancos, contendo o símbolo universal de risco biológico, de tamanho compatível com a caixa de perfuro-cortantes.

Etapa 4: Utilização de lacre próprio para o fechamento, sendo terminantemente proibido esvaziar ou reaproveitar os sacos.

Etapa 5: Identificação dos sacos com etiqueta que especifique o tipo de resíduo. Preenchimento das seguintes informações: nome do responsável pela unidade no campo

“Gerador”, número da unidade ou nome do Departamento (campo “Unidade”) e data do descarte do saco (campo “Data”).


Etapa 6: Descarte em recipiente rígido (lixeiras, containers) com o símbolo de material infectante.

Etapa 7: Transporte ao abrigo de resíduos pela empresa Limpadora.

Etapa 8: Coleta realiza pela empresa limpadora da Prefeitura

5. REFERÊNCIAS:

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Coleta e Descarte de Resíduos Químicos		
	Data de Emissão Out/2023 Próxima Revisão Out/2024	Revisão Nº 01	Página 24

Coleta e Descarte de Resíduos Químicos:

1. OBJETIVOS: Padronizar procedimentos relacionados à segregação, acondicionamento e descarte dos resíduos químicos.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

O gerenciamento dos resíduos químicos é uma exigência legal e se justifica por atender as boas práticas de laboratório e visar à segurança dos manipuladores. Exigências: RESOLUÇÃO ANVISA RDC Nº 306, DE 7 DE DEZEMBRO DE 2004 - Dispõe sobre o Regulamento Técnico para o gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. RESOLUÇÃO CONAMA nº358 de 29 DE ABRIL de 2005 – “Disposição final dos resíduos dos serviços de saúde” RESOLUÇÃO CONAMA Nº 275 DE 25 DE ABRIL 2001 – Estabelece código de cores para os diferentes tipos de resíduos – Laranja resíduos perigosos (químicos) NR 32 – Segurança e Saúde no Trabalho em Serviços de Saúde item 32.5 – resíduos. Portaria GM n.º 485, de 11 de novembro de 2005 16/11/05 Portaria GM n.º 939, de 18 de novembro de 2008 19/11/08 Portaria GM n.º 1.748, de 30 de agosto de 2011 31/08/11 NBR 12808/1993 – “Resíduos de serviços de saúde” NBR 12809/1993 – “Manuseio de resíduos de serviços de saúde” NBR 12810/1993 – “Coleta de resíduos de serviços de saúde”.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

As responsabilidades sobre os resíduos químicos decaem sobre todos os envolvidos no processo, a começar pelo responsável pelo laboratório gerador e pelo diretor, passando pelos responsáveis da empresa encarregada do transporte terrestre finalizando, a depender do processo, na empresa que dará destinação final aos resíduos). De forma geral, mas não exclusiva aos itens abaixo especificados, é de responsabilidade de cada parte envolvida no processo as condições e ações abaixo descritas: É de responsabilidade do responsável pelo laboratório gerador: a) fiscalizar as ações das pessoas envolvidas no trabalho com substâncias químicas perigosas, orientando-as quanto às formas de descarte do resíduo gerado; b) coordenar os processos de segregação, acondicionamento e identificação dos resíduos a serem descartados. É de responsabilidade do diretor da unidade de pesquisa e ensino: a) providenciar treinamento geral e global para as pessoas envolvidas no processo de manuseio e descarte de resíduos químicos perigosos, no âmbito de onde estão instalados os laboratórios de pesquisa; b) designar responsáveis técnicos para acompanhar etapas do processo de recolhimento dos resíduos químicos; c) fornecer equipamentos para transporte seguro e instalações adequadas para o recebimento dos resíduos; d) definir e contratar as empresas que deverão executar os serviços de transporte e destinação final. É de responsabilidade da empresa de transporte: a) fornecer veículos em condições adequadas às necessidades de transporte; com as placas de identificação corretas e pessoal treinado, tanto para o recebimento quanto para a condução do veículo; b) enviar a quantidade de veículos suficiente para o transporte seguro de substâncias incompatíveis; c) se adequar a cada momento que for necessário para atender as novas especificações da legislação pertinente ao assunto. É de responsabilidade da empresa encarregada pela destinação final dos resíduos: a) fornecer instalações e equipamentos adequados às especificações dos processos de destinação final; b) fornecer documentos de licenciamento e autorização de funcionamento; c) Fornecer certificado de destruição de resíduos químicos perigosos; d) se adequar a cada momento que for necessário para atender as novas especificações da legislação pertinente ao assunto.

5. DEFINIÇÕES:

A) Resíduo químico perigoso - Resíduos contendo substâncias químicas que podem apresentar risco à saúde pública ou ao meio ambiente, dependendo de suas características de inflamabilidade, corrosividade, reatividade e toxicidade.

B) Resíduo químico não perigoso – Resíduos que não apresentam características de toxicidade, reatividade, inflamabilidade e/ou corrosividade.

6. PROCEDIMENTOS:

Etapa 1 – Caracterização e segregação dos resíduos: - O processo de gerenciamento de resíduos químicos de laboratório deve ser iniciado com a segregação dos materiais, considerando as características físicas, químicas e de reatividade,. - Resíduo sólido perigoso (restos ou borras de reações químicas e bioquímicas, papéis de filtro impregnados com substâncias perigosas; outros materiais impregnados com substâncias perigosas, inclusive suas embalagens vazias). - Resíduo sólido perigoso contendo metais pesados (vidros, borras de reação, papéis de filtro com resíduos de chumbo, mercúrio, cromo, ósmio, etc.). - Resíduo líquido perigoso contendo metais pesados (prata, chumbo, mercúrio, cromo, ósmio etc. podem ser misturados em recipientes identificados, respeitando-se as possíveis incompatibilidades. Os laboratórios capacitados podem precipitar e filtrar o material. A fase líquida deverá ter destinação adequada, conforme sua composição, e os precipitados deverão ser descartados como resíduo químico sólido). - Resíduo líquido perigoso de substâncias orgânicas (alcoóis, fenóis, acetona, hidrocarbonetos, como hexano, ciclo-hexano, pentano, éteres benzeno(benzol), tolueno(tolulol), xileno(xilol) e derivados, desde que não contenham material radioativo, podem ser misturados em recipiente identificado. Para outras substâncias verificar as possíveis incompatibilidades - Produtos e/ou resíduos químicos sólidos não perigosos: Sais de cloreto de sódio (NaCl), cloreto de potássio (KCl), fosfatos de sódio (Na₃PO₄, Na₂HPO₄ e NaH₂PO₄) ou fosfatos de potássio (K₃PO₄, K₂HPO₄ e KH₂PO₄) e açúcares (glicose, sacarose, maltose, frutose, galactose) deverão ser removidos de suas embalagens originais e descartados em sacos de resíduo comum; as embalagens plásticas ou de vidro deverão ter o rótulo removido, lavadas e encaminhadas para reciclagem. - Produtos e/ou resíduos químicos líquidos não perigosos: Soluções aquosas dos sais listados anteriormente poderão ser descartados diretamente na rede de esgoto.

Etapa 2 - Acondicionamento de Resíduos químicos sólidos perigosos perfurocortantes: - Materiais como ponteiros, vidros, metais pontiagudos e plásticos rígidos que podem dar origem a partes pontiagudas, contaminados com resíduos químicos perigosos deverão ser descartados, imediatamente após o uso, caixa para resíduos químicos perfurocortantes de cor laranja. - Após o preenchimento, até o nível estabelecido no lado externo da caixa, ela deve ser fechada e lacrada com fita adesiva; - Alternativamente, poderão ser utilizados baldes, tambores ou bombonas plásticas, rígidas e com tampa vedante, nas quais deverá ser adicionado o símbolo de risco tóxico.


6.1. - Na lateral da caixa, dos baldes, tambores ou bombonas, deverão ser fixadas etiquetas para identificação do material contido no recipiente. Resíduos químicos sólidos perigosos não perfurocortantes: - Materiais como luvas, papel de filtro, contaminados com resíduos químicos perigosos deverão ser descartados, imediatamente após o uso, em saco de cor laranja com símbolo de tóxico. (OBS: Não deverão ser utilizados sacos com símbolo de infectante). - Após o preenchimento, o saco deverá ser fechado com lacre plástico. - No saco deverão ser fixadas etiquetas para identificação do material contido no recipiente. Resíduos químicos sólidos perigosos perfurocortantes contendo metais pesados: - Seguir o mesmo procedimento descrito para Resíduos químicos sólidos perigosos perfurocortantes, mas acondicioná-los separadamente. Resíduos químicos sólidos perigosos não manipulados: - Materiais ou reagentes vencidos ou lacrados deverão ser acondicionados em caixas de papelão resistentes como descrito nas Fichas de Informações de Segurança para Produtos Químicos - FISPQ. - resíduo líquido perigoso de substâncias orgânicas halogenadas (tetracloroeto de carbono, clorofórmio, diclorometano, dicloroetano, iodeto de bromo e iodeto de iodo derivados ou soluções orgânicas que os contenham podem ser misturados em recipiente identificado. Para outras substâncias verificar as possíveis incompatibilidades descritas nas Fichas de Informações de Segurança para Produtos Químicos - FISPQ. - Resíduo líquido perigoso de misturas contendo acetonitrila ou derivados orgânicos de cianeto (como soluções utilizadas em cromatografia líquida de alto desempenho (HPLC), ou de algum outro processo, deverão ser armazenados em recipiente exclusivo e identificados. Em todos os casos deverão ser verificadas as incompatibilidades entre os produtos, conforme descrito nas Fichas de Informações de Segurança para Produtos Químicos - FISPQ. Diferentes recipientes deverão ser preparados para depósito das substâncias incompatíveis. - A caixa deverá ser lacrada com fita adesiva. - Na caixa deverá ser fixada etiqueta para identificação do material (anexo B); Resíduos químicos líquidos

perigosos manipulados: - Solicitar e retirar no almoxarifado dos LIMs bombonas plásticas de polietileno rígido(*) com tampa rosqueada e vedante , em volume de 20 litros (*A relação de substâncias que reagem com embalagens de polietileno de alta densidade estão descritas na RDC 306/2004). - De posse da bombona, adicionar cerca de um litro de água, tampar e virar a bombona para verificação da estanqueidade da tampa. Caso vaze, solicite substituição. - Identifique a bombona como recipiente para descarte e os possíveis materiais que serão adicionados nela, utilizando etiqueta disponibilizada no anexo B, utilizando as subcategorias indicadas no item IX. - Soluções e misturas de resíduos químicos líquidos deverão ser acondicionadas nestas bombonas, respeitando-se as possíveis incompatibilidades descritas nas Fichas de Informações de Segurança para Produtos Químicos – FISPQ. - As bombonas deverão ser preenchidas no máximo até 3/4 do volume. Resíduos químicos líquidos perigosos não manipulados: - Reagentes ou solventes líquidos que ainda estão em suas embalagens originais, sem terem sido misturados com outras substâncias, devem ser acondicionados em caixas, com tamanho proporcional, de modo a não ultrapassar 6 frascos de 1 litro por caixa. - Separar os produtos por classe química (álcool, ácido, base, hidrocarboneto, etc) de modo a minimizar os riscos de incompatibilidade, as quais estão descritas nas Fichas de Informações de Segurança para Produtos Químicos – FISPQ, e armazená-los em uma mesma caixa. - As caixas deverão ter sistema interno de colmeia para evitar o choque entre os frascos (poderão ser utilizados papelão ou folhas de jornal para separação dos frascos). - Na lateral da caixa, deverá ser fixada etiqueta para identificação (anexo B) do material contido no recipiente. Frascos vazios de vidro ou de plástico contaminados com substâncias perigosas ou frascos de vidro quebrados: - Os frascos de vidro deverão ser acondicionados em caixas de papelão rígido e apresentando bom estado de conservação. - Os frascos de plástico deverão ser acondicionados em saco laranja. - As caixas deverão ter sistema interno de colmeia para evitar o choque entre os frascos (poderão ser utilizados papelão ou folhas de jornal para separação dos frascos). - Na lateral da caixa ou no saco laranja, deverá ser fixada etiqueta para identificação (anexo B) do material contido no recipiente. - Nos casos do descarte de vidro quebrado aumentar a espessura da caixa com folhas de papelão extra ou colocar uma caixa dentro da outra. - A caixa deverá ser lacrada com fita adesiva.

Etapa 3 – Armazenamento local - Após os recipientes terem sido preenchidos, os mesmos deverão ser inventariados. - No laboratório, o material deverá ser armazenado em local apropriado, longe do trânsito de pessoas, de chamas ou outras fontes de calor.

7. REFERÊNCIAS:

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Coleta e Descarte de Resíduos Infectantes		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 30

Coleta e Descarte de Resíduos Infectantes:

1. OBJETIVOS:

Fixar norma para realização dos procedimentos de coleta interna e descarte de resíduos infectantes, à exceção de carcaças de animais de experimentação, observando-se as devidas condições de higiene e segurança.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Como forma de unificar os conceitos e a manipulação dos resíduos infectantes, a elaboração deste procedimento tem o intuito de esclarecer, orientar e padronizar o gerenciamento dos resíduos infectantes pelos profissionais expostos, buscando desta maneira, a qualidade dos serviços e a proteção da força de trabalho. Vem suprir também a Legislação da NR-32, RDC nº 306 da ANVISA e RESOLUÇÃO nº 358 do CONAMA.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

As responsabilidades em relação aos resíduos infectantes são atribuídas a todos os envolvidos no processo, a começar pelo operador, pelo responsável do laboratório gerador e pelo diretor da instituição, passando pelas responsáveis da empresa encarregada do transporte e finalizando, a depender do processo, na empresa que dará destinação final aos resíduos.

4.4 - É de responsabilidade do responsável pelo laboratório gerador: a) fiscalizar as ações das pessoas envolvidas na manipulação de resíduos infectantes, orientando-as quanto às formas de utilização e descarte do resíduo gerado; b) coordenar os processos de segregação, acondicionamento e identificação dos resíduos a serem descartados; c) atender às chamadas para descarte dos resíduos infectantes.

4.5 – É de responsabilidade do diretor da unidade de pesquisa e ensino: a) fornecer condições para implementação do programa de coleta de resíduos infectantes e instalações adequadas para o recebimento desses resíduos; b) providenciar treinamento geral para as pessoas envolvidas no processo de manuseio e descarte de resíduos infectantes, no âmbito de onde estão instalados os laboratórios de pesquisa; b) designar responsáveis técnicos para acompanhar etapas do processo de recolhimento dos resíduos infectantes, bem como dar suporte aos usuários do sistema de referência.

5. DEFINIÇÕES:

Nível III de inativação microbiana: inativação de bactérias vegetativas, fungos, vírus lipofílicos e hidrofílicos, parasitas e micobactérias com redução igual ou maior que 6Log_{10} , e inativação de esporos do bacilo *stearothermophilus* ou de esporos do bacilo *subtilis* com redução igual ou maior que 4Log_{10} . A *Desativação eletrotérmica:* processo de desinfecção em que o material é duplamente triturado e submetido a um campo elétrico de alta potência gerado por ondas eletromagnéticas de baixa frequência. Neste momento, todo o conteúdo é aquecido a uma temperatura de 95°C e, conseqüentemente, desinfetado.

Manejo: O manejo dos RSS é entendido como a ação de gerenciar os resíduos em seus aspectos intra e extra estabelecimento, desde a geração até a disposição final, incluindo as seguintes etapas:

Segregação: Consiste na separação dos resíduos no momento e local de sua geração, de acordo com as características físicas, químicas, biológicas, o seu estado físico e os riscos envolvidos.

O *Acondicionamento*: Consiste no ato de embalar os resíduos segregados, em sacos ou recipientes que evitem vazamentos e resistam às ações de punctura e ruptura. A capacidade dos recipientes de acondicionamento deve ser compatível com a geração diária de cada tipo de resíduo.

6. PROCEDIMENTOS:

A coleta de resíduos infectantes deve ser exclusiva e a intervalos regulares e não superiores a 24 horas. Ela pode ser realizada em dias alternados, desde que os resíduos do tipo A (RDC nº 306 da ANVISA) e restos de preparo de alimentos sejam armazenados à temperatura máxima de 4°C. O descarte de resíduos infectantes líquidos deve ser realizado apenas após eles serem submetidos a tratamento de inativação microbiana.

Etapa 1: Lavagem das mãos e paramentação com os seguintes equipamentos de proteção individual: gorro, óculos, máscara, uniforme, luvas e botas.

Etapa 2: Segregação do material de acordo com a classificação do CONAMA, pela resolução nº 358 de 29 de Abril de 2005, no local de geração dos resíduos. Esta etapa deverá ser realizada pelo pessoal gerador dos resíduos, devendo ser descartados em recipientes adequados.

Etapa 3: Acondicionamento em recipientes próprios para autoclavagem. Os resíduos sólidos devem ser acondicionados em sacos próprios para autoclavagem, que necessitam ficar semiabertos quando colocados na autoclave; os resíduos líquidos devem ser armazenados em frascos resistentes à autoclavagem, com preenchimento não superior a 2/3 (dois terços) de sua capacidade e com a tampa colocada sobre o frasco, mas de modo a permitir a saída de ar.

Etapa 4: Tratamento para redução ou eliminação da carga microbiana compatível com Nível III de inativação microbiana

Etapa 5: Acondicionamento dos resíduos sólidos em sacos brancos, contendo o símbolo universal de risco biológico, de tamanho compatível com a quantidade de resíduos. Considerar o peso dos resíduos e o líquido livre que pode se formar e, se necessário, utilizar dois sacos para embalagem. Os resíduos líquidos devem ser descartados no sistema de coleta de esgoto, após resfriamento da autoclavagem.

Etapa 6: Utilização de lacre próprio para o fechamento, sendo terminantemente proibido esvaziar ou reaproveitar os sacos. A substituição ocorrerá quando forem atingidos 2/3 (dois terços) de sua capacidade; senão, pelo menos uma vez a cada 24 horas.


Etapa 7: Identificação dos sacos com etiqueta que especifique o tipo de resíduo. Preenchimento das seguintes informações: nome do responsável pela unidade no campo “Gerador”, número da unidade ou nome do Departamento (campo “Unidade”) e data do descarte do saco (campo “Data”).

Etapa 8: Descarte em recipiente rígido (lixeiros, containers) com o símbolo de material infectante. Os resíduos do Grupo A não podem ser reciclados, reutilizados ou reaproveitados, inclusive para alimentação animal.

Etapa 9: O transporte do resíduo ao abrigo é feito pela empresa limpadora. Etapa 10: Coleta realizada pela empresa limpadora. Os resíduos infectantes, após desativação eletrotérmica, devem ser encaminhados para aterro sanitário licenciado ou local devidamente licenciado para disposição final de resíduos dos serviços de saúde.

7. REFERÊNCIAS:

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Coleta e Descarte de Resíduos Comuns		
	Data de Emissão <i>Out/2023</i> Próxima Revisão <i>Out/2024</i>	Revisão <i>Nº 01</i>	Página <i>34</i>

Coleta e Descarte de Resíduos Comuns:

1. OBJETIVOS:

Fixar norma para realização dos procedimentos de coleta interna de resíduos comuns do grupo D (segundo classificação da NBR 12808/1993), observando-se as devidas condições de higiene e segurança.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Este POP refere-se à coleta e descarte daqueles resíduos que não apresentam risco biológico, químico ou radiológico à saúde ou ao meio ambiente, podendo ser equiparados aos resíduos domiciliares. São eles: a) Papel de uso sanitário e fralda, absorventes higiênicos, peças descartáveis de vestuário, resto alimentar de paciente, material utilizado em antissepsia e hemostasia de venóclises, equipo de soro e outros similares não classificados como A1 (segundo a NBR 12808/1993);

4. RESPONSABILIDADE:

4.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

As responsabilidades sobre os resíduos comuns decaem sobre todos os envolvidos no processo, a começar pelo responsável da área geradora e pelo diretor da instituição, passando pelos responsáveis da empresa encarregada do transporte e a empresa que dará destinação final aos resíduos. No âmbito deste documento:

4.4 – É de responsabilidade do responsável pela área geradora: a) coordenar os processos de segregação, acondicionamento e identificação dos resíduos a serem descartados;

4.5 – É de responsabilidade do diretor da unidade: a) providenciar treinamento geral para as pessoas envolvidas no processo de manuseio e descarte de resíduos b) designar responsáveis para acompanhar etapas do processo de recolhimento dos resíduos.


5. PROCEDIMENTOS:

Etapa 1: O lixo comum, de ambientes como o de copas, escritórios e dos laboratórios, desde que não estejam contaminados com produtos químicos, radioativos ou materiais infectantes, devem ser acondicionados em sacos pretos, identificados com etiqueta para resíduo comum.

Etapa 2: Deverão ser depositados em recipientes rígidos e protegidos na unidade até o recolhimento. Papel, papelão e latas de alumínio deverão ser colocados na área de reciclagem.

6. REFERÊNCIAS:

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Coleta e Descarte de Resíduos Biológicos		
	Data de Emissão Out/2023 Próxima Revisão Out/2024	Revisão Nº 01	Página 36

Coleta e Descarte de Resíduos Biológicos:

1- **OBJETIVOS:** Padronizar procedimentos relacionados à segregação, acondicionamento e descarte dos resíduos Biológicos.

2- **CAMPO DE APLICAÇÃO:** Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia

3- **EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):**

O gerenciamento dos resíduos biológicos é uma exigência legal e se justifica por atender as boas práticas de laboratório e visar à segurança dos manipuladores. Exigências: RESOLUÇÃO ANVISA RDC Nº 306, DE 7 DE DEZEMBRO DE 2004 - Dispõe sobre o Regulamento Técnico para o gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. RESOLUÇÃO CONAMA nº358 de 29 DE ABRIL de 2005 – “Disposição final dos resíduos dos serviços de saúde” RESOLUÇÃO CONAMA Nº 275 DE 25 DE ABRIL 2001 – Estabelece código de cores para os diferentes tipos de resíduos –) NR 32 – Segurança e Saúde no Trabalho em Serviços de Saúde item 32.5 – resíduos. Portaria GM n.º 485, de 11 de novembro de 2005 16/11/05 Portaria GM n.º 939, de 18 de novembro de 2008 19/11/08 Portaria GM n.º 1.748, de 30 de agosto de 2011 31/08/11 NBR 12808/1993 – “Resíduos de serviços de saúde” NBR 12809/1993 – “Manuseio de resíduos de serviços de saúde” NBR 12810/1993 – “Coleta de resíduos de serviços de saúde”.

4- **RESPONSABILIDADE:**

4.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

As responsabilidades sobre os resíduos biológicos decaem sobre todos os envolvidos no processo, a começar pelo responsável pelo laboratório gerador e pelo diretor, passando pelos responsáveis da empresa encarregada do transporte terrestre finalizando, a depender do processo, na empresa que dará destinação final aos resíduos). De forma geral, mas não exclusiva aos itens abaixo especificados, é de responsabilidade de cada parte envolvida no processo as condições e ações abaixo descritas: É de responsabilidade do responsável pelo laboratório gerador: a) fiscalizar as ações das pessoas envolvidas no trabalho com substâncias perigosas, orientando-as quanto às formas de descarte do resíduo gerado; b) coordenar os processos de segregação, acondicionamento e identificação dos resíduos a serem descartados. É de responsabilidade do diretor da unidade de pesquisa e ensino: a) providenciar treinamento geral e global para as pessoas envolvidas no processo de manuseio e descarte de resíduos químicos perigosos, no âmbito de onde estão instalados os laboratórios de pesquisa; b) designar responsáveis técnicos para acompanhar etapas do processo de recolhimento dos resíduos biológicos; c) fornecer equipamentos para transporte seguro e instalações adequadas para o recebimento dos resíduos; d) definir e contratar as empresas que deverão executar os serviços de transporte e destinação final. É de responsabilidade da empresa de transporte: a) fornecer veículos em condições adequadas às necessidades de transporte; com as placas de identificação corretas e pessoal treinado, tanto para o recebimento quanto para a condução do veículo; b) enviar a quantidade de veículos suficiente para o transporte seguro de substâncias incompatíveis; c) se adequar a cada momento que for necessário para atender as novas especificações da legislação pertinente ao assunto. É de responsabilidade da empresa encarregada pela destinação final dos resíduos: a) fornecer instalações e equipamentos adequados às especificações dos processos de destinação final; b) fornecer documentos de licenciamento e autorização de funcionamento; c) Fornecer certificado de destruição de resíduos químicos perigosos; d) se adequar a cada momento que for necessário para atender as novas especificações da legislação pertinente ao assunto.

5- **PROCEDIMENTOS:**

5.1. RESÍDUOS BIOLÓGICOS (CLASSE A e E, de acordo com RDC nº304/ANVISA) 4.1.1. Resíduos biológicos devem ser acondicionados em lixeiras brancas, em sacos brancos leitosos, com símbolo “infectante” (abaixo).

5.1.2. Resíduos biológicos que sejam perfuro-cortantes (CLASSE E) devem ser acondicionados em recipientes específicos, resistentes, também com símbolo “infectante”.


5.1.3. Tente minimizar e segregar corretamente estes resíduos para que a saúde dos profissionais de saúde e o meio ambiente sejam preservados. 4.1.4. Somente $\frac{3}{4}$ do recipiente de acondicionamento deve estar ocupado.

5.2. COLETA DOS RESÍDUOS

5.2.1. A coleta dos resíduos comuns e biológicos são de responsabilidade dos assistentes do laboratório. Para a coleta e encaminhamento ao abrigo externo de resíduos, utilizar sempre luvas, máscaras e jaleco.

6. **REFERÊNCIAS:**

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Emergências em caso de derramamento de resíduos químicos		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 39

Emergências em Caso de Derramamento de Resíduos Químico:

1. OBJETIVO: Estabelecer as regras em caso de acidente com derramamento de Material Químico no Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Como forma de unificar os conceitos e a manipulação em caso de acidentes com derramamento de resíduos químicos, a elaboração deste procedimento tem o intuito de esclarecer, orientar e padronizar o gerenciamento pelos profissionais expostos, buscando desta maneira, a qualidade dos serviços e a proteção da força de trabalho. Vem suprir também a Legislação da NR-32, RDC nº 306 da ANVISA e RESOLUÇÃO nº 358 do CONAMA.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

5. PROCEDIMENTO:

- 1- Isolar a área e comunicar a todos que estão no laboratório.
- 2- Desligar aparelhos elétricos.
- 3- Conter o derramamento com papel toalha.
- 4- Colocar os EPIs adequados (máscara de respiração, luvas, óculos, etc.)
- 5- Com instrumentários específicos recolher os resíduos.
- 6- Acondicionar o material em recipientes plásticos ou metálicos.
- 7- Limpar e ventilar o local.
- 8- Verificar na FISPQs se as medidas tomadas estão adequadas e se o produto requer algum cuidado especial.
- 9- Comunicar o responsável.

6. OBSERVAÇÃO:


Em alguns casos extremos:

* pode ser necessário isolar o laboratório até a chegada do corpo de bombeiros.

* volume derramado e/ou toxicidade do produto químico derramado.

7. REFERÊNCIAS:

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Emergências em caso de derramamento de resíduos Biológicos		
	Data de Emissão <i>Out/2023</i> Próxima Revisão <i>Out/2024</i>	Revisão <i>Nº 01</i>	Página <i>41</i>

Emergências em Caso de Derramamento de Resíduos Biológicos:

1. OBJETIVO:

Estabelecer as regras em caso de acidente com derramamento de Material Biológico no Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Como forma de unificar os conceitos e a manipulação em caso de acidentes com derramamento de resíduos biológicos, a elaboração deste procedimento tem o intuito de esclarecer, orientar e padronizar o gerenciamento pelos profissionais expostos, buscando desta maneira, a qualidade dos serviços e a proteção da força de trabalho. Vem suprir também a Legislação da NR-32, RDC nº 306 da ANVISA e RESOLUÇÃO nº 358 do CONAMA.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1. Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2. Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3. Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.


5. PROCEDIMENTO:

1. Isolar área atingida.
2. Impedir a manipulação ou circulação no local por pelo menos 30 minutos.
3. Usar EPIs
4. Colocar papel toalha sobre o material derramado
5. Derramar uma solução de hipoclorito de sódio a 3% sobre o papel toalha e aguardar 15 minutos.
6. Recolher tudo em um saco para resíduo infectante apropriado. (papel toalha, luvas e todo material usado na descontaminação).
7. Refazer a descontaminação da área com solução de hipoclorito de sódio 3%.
8. Descartar todo o material no lixo infectante.
9. COMUNICAR o responsável do laboratório sobre o acidente.

IMPORTANTE: Se houver vidros ou plásticos quebrados colocar o material em um recipiente próprio para perfurocortantes.

6. REFERÊNCIAS:

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimentos em caso de acidentes com Perfuro Cortantes		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 43

Procedimento em Caso de Acidentes com Perfuro Cortantes:

1. OBJETIVOS:

Fornecer orientações gerais e evidenciar as primeiras ações diante de um acidente com materiais perfurocortantes dentro do Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Como forma de unificar os conceitos e a manipulação em caso de acidentes com perfuro cortantes, a elaboração deste procedimento tem o intuito de esclarecer, orientar e padronizar o gerenciamento pelos profissionais expostos, buscando desta maneira, a qualidade dos serviços e a proteção da força de trabalho. Vem suprir também a Legislação da NR-32, RDC nº 306 da ANVISA e RESOLUÇÃO nº 358 do CONAMA.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1 Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2 Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3 Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

5. PROCEDIMENTOS:


5.1 A Manter a calma.

5.2 Falar com um dos responsáveis pelo laboratório.

5.3 Não provocar sangramento espremendo a lesão, pois pode haver aumento da exposição de sangue com o material contaminado. Lesões decorrentes de acidentes com materiais perfuro cortantes, como agulhas, bisturis e tesouras potencialmente contaminados, devem ser imediatamente, lavados com água e sabão ou solução antisséptica detergente (PVPI, Clorexidina). As membranas mucosas e a pele devem ser lavadas com água corrente em abundância, soro fisiológico 0,9% ou água boricada, repetindo a operação várias vezes. Deve-se evitar o uso de substâncias cáusticas (como hipoclorito de sódio), pois estas aumentam a área lesada e, conseqüentemente, a exposição ao material infectante.

5. REFERÊNCIAS:

Desenvolvimento interno. RESOLUÇÃO DE DIRETORIA COLEGIADA, nº 306. 07 de dezembro de 2004. Regulamento técnico para gerenciamento de resíduos de serviços de saúde. ANVISA

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento em caso de acidentes com Materiais Biológicos		
	Data de Emissão <i>Out/2023</i> Próxima Revisão <i>Out/2024</i>	Revisão <i>Nº 01</i>	Página <i>45</i>

Procedimento em Caso de Acidentes com Materiais Biológicos:

1. OBJETIVOS:

Fornecer orientações gerais e evidenciar as primeiras ações diante de um acidente com materiais biológicos dentro do Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Como forma de unificar os conceitos e a manipulação em caso de acidentes com materiais biológicos, a elaboração deste procedimento tem o intuito de esclarecer, orientar e padronizar o gerenciamento pelos profissionais expostos, buscando desta maneira, a qualidade dos serviços e a proteção da força de trabalho. Vem suprir também a Legislação da NR-32, RDC nº 306 da ANVISA e RESOLUÇÃO nº 358 do CONAMA.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1 Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2 Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3 Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

5. **PROCEDIMENTOS:**

Vias de Infecções: Via aérea: Inalação de aerossóis com soluções ou partículas infectantes que podem se formar durante a remoção de tampas de tubos de ensaio ou frascos, em pipetagem rápida, por centrifugação de tubos destampados e/ou por aquecimento rápido.

Oral: Geralmente ocorre por pipetagem com a boca ou o ato de levar a mão ou objetos contaminados à boca.

Inoculação direta: Picadas acidentais de agulhas, lancetas, cacos de vidro, arranhões ou cortes podem ser facilmente contaminados por contato com amostras biológicas infectantes.

Mucosas: Contato direto ou indireto de agente infectante com as mucosas da boca e olhos.

Procedimento pós-exposição a materiais biológicos:

- Comunicar imediatamente um representante responsável pelo laboratório.
- Aplicar solução antisséptica sobre a região exposta ao agente potencialmente infectante percutânea ou cutânea (PVPI, álcool iodado ou álcool 70%) e na mucosa oral (clorexidina a 4%), deixando em contato por um tempo mínimo de 15 minutos;
- Nas exposições de mucosas e olhos, deve-se lavar exaustivamente com água ou solução fisiológica;
- Atenção: a utilização de soluções irritantes como éter, hipoclorito de sódio ou glutaraldeído é contraindicada.

Avaliação do Risco de Exposição em caso de acidentes: Cabe ao responsável avaliar e classificar a cada caso de acidente ocorrido em particular o grau de risco e medidas a serem tomadas, com base em informações técnicas científicas e relato dos envolvidos. Para a tomada de decisões, é preciso reunir a maior quantidade de informações possíveis, como:

- Definição do tipo de material biológico envolvido;
- Gravidade e tipo da exposição;
- Identificação ou não do paciente-fonte e de sua condição sorológica anti-HIV, hepatites, dentre outros;

Os acidentes mais graves, geralmente são os que envolvem: a) Maior volume de sangue: Lesões profundas provocadas por material perfurocortante, com presença de sangue visível no instrumento, acidentes com agulhas.

Procedimento Operacional Padrão – Biossegurança previamente utilizadas na veia ou artéria do paciente e acidentes com agulhas de grosso calibre; b) Maior inoculo viral: representado por pacientes-fonte com infecção pelo HIV/aids em estágios avançados da doença ou com infecção aguda pelo HIV.

São situações que apresentam viremias elevadas. Esquemáticamente, os aspectos iniciais da exposição e riscos são avaliados a partir das informações levantadas:

- Tipo de exposição Percutânea Mucosa Pele não íntegra Mordedura humana.
- Tipo e quantidade do material biológico (líquido, tecidos) Sangue Material biológico contendo sangue, líquidos e tecidos potencialmente infectantes (sêmen, secreção vaginal, líquido sinovial, líquido pleural, líquido peritoneal, líquido pericárdico, líquido amniótico) Contato direto com material contendo vírus em grande quantidade.
- Situação infeccioso da fonte Presença de HBsAg, Presença de anti-VHC Presença de anti-HIV.
- Susceptibilidade do profissional exposto Situação quanto à vacina contra hepatite B e resposta vacinal Situação infecção HIV / HBV / HCV.

6. REFERÊNCIAS:

Biossegurança em laboratório biomédicos e de microbiologia / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – 2 ed. – Brasília: Ministério da Saúde, 2004.

MACHADO, C.M. Rotinas de limpeza, Laboratório de Virologia do IMISP – FMUSP, SP, 2001.

Manual de Biossegurança dos Ambulatórios da Faculdade de Odontologia da PUCRS. Comissão de biossegurança, Porto Alegre, 2006.

Ministério da Saúde. Coordenação de controle de infecção • Processamento de Artigos e Superfícies em Estabelecimento de Saúde – 2 ed. – Brasília, 1994

SOUZA, M.M. Biossegurança no laboratório clínico. Ed. Eventos, RJ, 1998

	POP – Protocolo Operacional Padrão		
	Assunto: Procedimento em Caso de Acidentes com produtos químicos		
	Data de Emissão Out/2023 Próxima Revisão Out/2024	Revisão Nº 01	Página 48

Procedimento em Caso de Acidentes com Produtos Químicos:

1. OBJETIVOS:

Fornecer orientações gerais e evidenciar as primeiras ações diante de um acidente com materiais químicos dentro do Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Como forma de unificar os conceitos e a manipulação em caso de acidentes com materiais químicos, a elaboração deste procedimento tem o intuito de esclarecer, orientar e padronizar o gerenciamento pelos profissionais expostos, buscando desta maneira, a qualidade dos serviços e a proteção da força de trabalho. Vem suprir também a Legislação da NR-32, RDC nº 306 da ANVISA e RESOLUÇÃO nº 358 do CONAMA.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1 Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2 Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3 Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

5. PROCEDIMENTOS:

Vias de Infecções: Via aérea: Inalação de aerossóis com soluções ou partículas infectantes.

Oral: Geralmente ocorre por pipetagem com a boca ou o ato de levar a mão ou objetos contaminados à boca.

Inoculação direta: Picadas acidentais de agulhas, lancetas, cacos de vidro, arranhões ou cortes podem ser facilmente contaminados por contato com amostras biológicas infectantes.

Mucosas: Contato direto ou indireto de agente infectante com as mucosas da boca e olhos.

Procedimento pós exposição a materiais químicos:

- Comunicar imediatamente um representante responsável pelo laboratório.
- Acidentes que envolvam: contato com líquidos químicos, o acidentado deve utilizar o chuveiro ou lava-olhos de emergência mais próximo do seu local de trabalho. Em caso de ingestão ou intoxicação, deve-se consultar a Ficha de Informação de Segurança do Produto Químico - FISPQ, para as recomendações de segurança adequadas ao produto. Caso não seja acessível, o acidentado deve levar consigo, ao pronto socorro, a embalagem do produto químico.
- Nas exposições de mucosas e olhos, deve-se lavar exaustivamente com água ou solução fisiológica;
- Atenção: a utilização de soluções irritantes como éter, hipoclorito de sódio ou glutaraldeído são contraindicados.

Avaliação do Risco de Exposição em caso de acidentes: Cabe ao responsável avaliar e classificar a cada caso de acidente ocorrido em particular o grau de risco e medidas a serem tomadas, com base em informações técnicas científicas e relato dos envolvidos. Para a tomada de decisões, é preciso reunir a maior quantidade de informações possíveis, como:

- Definição do tipo de material químico envolvido;
- Gravidade e tipo da exposição;

6. REFERÊNCIAS:

Biossegurança em laboratório biomédicos e de microbiologia / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – 2 ed. – Brasília: Ministério da Saúde, 2004.

MACHADO, C.M. Rotinas de limpeza, Laboratório de Virologia do IMISP – FMUSP, SP, 2001.

Manual de Biossegurança dos Ambulatórios da Faculdade de Odontologia da PUCRS. Comissão de biossegurança, Porto Alegre, 2006.

Ministério da Saúde. Coordenação de controle de infecção • Processamento de Artigos e Superfícies em Estabelecimento de Saúde – 2 ed. – Brasília, 1994

SOUZA, M.M. Biossegurança no laboratório clínico. Ed. Eventos, RJ, 1998

	POP – Protocolo Operacional Padrão		
	Assunto: Procedimentos para diluição do hipoclorito de sódio		
	Data de Emissão Out/2023 Próxima Revisão Out/2024	Revisão Nº 01	Página 51

Procedimentos para diluição do hipoclorito de sódio:

1. OBJETIVOS:

Fornecer orientações gerais para os procedimentos de diluição do hipoclorito de sódio.

2. CAMPO DE APLICAÇÃO: Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia.

3. EXIGÊNCIA(s) e JUSTIFICATIVA(s):

Como forma de unificar os conceitos e a manipulação nos procedimentos para diluição do formol, a elaboração deste procedimento tem o intuito de esclarecer, orientar e padronizar o gerenciamento pelos profissionais expostos, buscando desta maneira, a qualidade dos serviços e a proteção da força de trabalho. Vem suprir também a Legislação da NR-32, RDC nº 306 da ANVISA e RESOLUÇÃO nº 358 do CONAMA.

4. RESPONSABILIDADE:

4.1 Técnicos do laboratório: Execução das atividades conforme estabelecido neste procedimento.

4.2 Técnicos revisores deste procedimento: Elaboração e revisão deste procedimento.

4.3 Responsáveis pelo laboratório: Supervisão, orientação e treinamento dos envolvidos quanto à rotina estabelecida neste procedimento. Revisão final, aprovação, emissão e controle deste procedimento.

5. PROCEDIMENTOS:

Vias de Infecções: Via aérea: Inalação de aerossóis com soluções ou partículas infectantes.

Oral: o ato de levar a mão ou objetos contaminados à boca.

Inoculação direta: Picadas acidentais de agulhas, lancetas, cacos de vidro, arranhões ou cortes podem ser facilmente contaminados por contato com amostras.

Potenciais Efeitos a Saúde:

Olhos: Queimaduras, os vapores podem causar irritação.

Peles: irritação.

Inalação: irritação nas mucosas, dificuldades para respirar.

Ingestão: Prejudicial.

Solução de Hipoclorito de Sódio 0,02%:

Para 5 Litros de solução:

50 mL de Hipoclorito de Sódio (2 - 2,5%)

5000 mL de Água q.s.p

6. REFERÊNCIAS:


Biossegurança em laboratório biomédicos e de microbiologia / Ministério da Saúde, Secretaria de Vigilância em Saúde, Departamento de Vigilância Epidemiológica. – 2 ed. – Brasília: Ministério da Saúde, 2004.

MACHADO, C.M. Rotinas de limpeza, Laboratório de Virologia do IMISP – FMUSP, SP, 2001.

Manual de Biossegurança dos Ambulatórios da Faculdade de Odontologia da PUCRS. Comissão de biossegurança, Porto Alegre, 2006.

Ministério da Saúde. Coordenação de controle de infecção • Processamento de Artigos e Superfícies em Estabelecimento de Saúde – 2 ed. – Brasília, 1994

SOUZA, M.M. Biossegurança no laboratório clínico. Ed. Eventos, RJ, 1998

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão Aquisição e Transporte dos Animais		
	<i>Data de Emissão</i> <i>Out/2023</i> <i>Próxima Revisão</i> <i>Out/2024</i>	<i>Revisão</i> <i>Nº 01</i>	<i>Página</i> <i>53</i>

1. OBJETIVO

Adquirir animais provenientes de biotérios que sigam padrões éticos e sanitários e transportá-los para o biotério do LPfisar observando o bem-estar animal.

2. RESPONSABILIDADES

2.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

2.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

2.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

3. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS

- Gaiolas;
- Grades;
- Substrato para cama de gaiolas;
- Automóvel com temperatura controlada.

4. PROCEDIMENTOS

1. Origem das instalações de aquisição dos animais

a) Os animais devem ser adquiridos em instalações de criação e distribuição que mantenham condições condizentes com a Diretriz Brasileira para o Cuidado e a Utilização de Animais para Fins Científicos e Didáticos - DBCA e com a legislação vigente (lei 11.794/2008).

b) Para cada aquisição de novos animais, deve-se apresentar um laudo com a procedência e o status sanitário deles.

2. Transporte dos animais

a) As condições e duração do transporte devem garantir que o impacto na saúde e bem-estar do animal seja mínimo, contemplando as necessidades de cada espécie;

b) A privação de água **não deve ultrapassar 6 horas** e o jejum alimentar deve ser de **no máximo 6 - 8 horas**;

c) Os animais devem ser transportados em veículos com temperatura controlada (condicionamento de ar, manter entre temperatura de $20 \pm 20^{\circ}\text{C}$), em gaiolas com grade fechada, próprias para cada espécie, sendo respeitada a quantidade máxima de animais por caixa (POP Número Máximo de Animais por Caixa);

d) O animal deve ficar protegido de condições ambientais extremas e traumas físicos;


e) Evitar transportar muitos animais simultaneamente;

f) Segurar a gaiola firmemente entre os braços e carregar uma por vez, para evitar quedas;

g) Devem ser retirados os bebedouros, a fim de não vazar água nas gaiolas, evitar trepidações e assegurar que estas estejam bem fechadas, para que não ocorram fugas; h)

Os animais transferidos para o novo ambiente devem ser acomodados em gaiola adequada, com maravalha, água e ração, observando a densidade adequada de animais na gaiola;

i) Aguardar o período de adaptação e aclimatação ao novo ambiente antes de iniciar qualquer procedimento com os animais.

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão troca, limpeza e higienização de caixas, bebedouros e grades usados em experimentação animal		
	<i>Data de Emissão</i> <i>Out/2023</i> <i>Próxima Revisão</i> <i>Out/2024</i>	<i>Revisão</i> <i>Nº 01</i>	<i>Página</i> <i>55</i>

1. OBJETIVO

Realizar a troca, limpeza e higienização de caixas, bebedouros e grades usados em experimentação animal.

2. RESPONSABILIDADES

2.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

2.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

2.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

3. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS:

- Luvas de látex;
- Óculos de proteção;
- Jaleco de manga longa;
- Sapato fechado;
- Calça comprida;
- Caixas reserva;
- Maravalha;
- Papel toalha;
- Solução de lavagem diluída de Hipoclorito a 0,5%;

- Detergente Neutro;
- Esponja;
- Escova para vidros;

1. PROCEDIMENTOS

Troca das caixas:

1º- Pegar uma caixa reserva para cada caixa em utilização, limpas e secas, preencher com maravalha, o suficiente para cobrir o fundo.

2º- Após preencher as caixas com maravalha, trocar os animais seguindo o procedimento a seguir:

- 1 – Remover a grade até a metade
- 2 – Retirar o animal (punhado pelo rabo)
- 3 – Colocá-lo na caixa limpa
- 4 – Tampar a caixa com a grade

Obs.: Manusear os animais com muita calma e cuidado, utilizar sempre luvas e pegá-los pela base da cauda, nunca pelo abdômen ou pela cabeça.

3º- Certificar da troca exata dos grupos identificados de acordo com a legenda do crachá, sem de forma alguma trocar os animais de grupo por caixa. Para evitar erros, manipular uma caixa por vez.

Higienização dos bebedouros:

1º- Retirar todos os bebedouros das caixas e esvaziá-los.

2º- Emergir os bicos em solução diluída de Hipoclorito 0,5% por no mínimo 20 minutos, esfregar com o auxílio de uma esponja ou escova (e detergente se preciso) e em seguida enxaguar todos em água corrente.

3º- Lavar todos os bebedouros com auxílio de uma escova para vidros em água corrente e detergente neutro.

4º- Após a lavagem, encher os bebedouros, tendo cautela ao completar totalmente o bebedouro, é preciso deixar um espaço para encaixe do bico e para diminuir a pressão da água quando colocada nas caixas. Verificar se estão bem tampados e se não há vazamento.

5º- Depois de cheios, todos os bebedouros devem retornar às caixas após a troca das mesmas.

Obs: A higienização dos bebedouros deve ser realizada uma vez por semana.

Higienização dos bicos dos frascos:

1º- Os bicos de cada frasco devem ser retirados e lavados um de cada vez, em água corrente com o auxílio de uma escova e detergente neutro;

2º- Após, a rolha deve ser colocada de molho em solução de hipoclorito a 0,5%, durante no mínimo 20’;

3º- Enxaguar as rolhas, deixar secar e guardar;

Obs: A higienização dos bicos deve ser realizada uma vez por semana.

Higienização das Grades (Comedouros):

1º- São retirados os resíduos das grades através da fricção mecânica com detergente e escova;

2º- As grades devem ser imersas em solução de hipoclorito de sódio 0,5% durante, no mínimo, 20’;

3º- Após o enxague com água corrente as grades devem ser colocadas na estante da sala de higiene para secar;

Obs: A higienização das grades deve ser realizada uma vez por semana.

2. Higienização das caixas:

1º- Ao retirar as caixas usadas, a maravalha deverá ser imediatamente descartada em local apropriado (balde com saco de lixo de risco biológico).

2º- Adicionar solução diluída de Hipoclorito 0,5% no fundo das caixas e deixar agir por 20’;

3º- Lavar as caixas com auxílio de uma esponja e detergente neutro, uma por vez e ir deixando escorrendo e deposite-as na prateleira de boca para baixo.

Obs.: Este procedimento poderá ser realizado em outro horário, mas de preferência no mesmo dia para evitar acúmulos de caixas sujas e respeitar o espaço de uso comum a outras pessoas.

	Assunto: Procedimento Operacional Padrão Número Máximo de Animais por Caixa		
	Data de Emissão <i>Out/2023</i> Próxima Revisão <i>Out/2024</i>	Revisão <i>Nº 01</i>	Página <i>58</i>

1. OBJETIVO

Acomodar os animais em gaiolas respeitando o bem-estar animal.

2. RESPONSABILIDADES

2.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

2.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

2.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.


3. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS

Gaiolas de policarbonato ou polipropileno

4. PROCEDIMENTOS

Tipo de Caixa	Dimensões	Rato (até 300 g)	Camundongo
Pequena	30 x 20 x 13		5
Média	40 x 34 x 16	05	15
Grande	49 x 34 x 16	05	15

Tabela 1: Número máximo de animais por caixa.

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão Descarte de materiais

	biológicos		
	<i>Data de Emissão</i> <i>Out/2023</i> <i>Próxima Revisão</i> <i>Out/2024</i>	<i>Revisão</i> <i>Nº 01</i>	<i>Página</i> <i>59</i>

1. OBJETIVO

Descartar corretamente materiais biológicos gerados pelo LPfisfar.

2. RESPONSABILIDADES

2.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

2.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

2.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

3. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS:

- Óculos de proteção;
- Luva de látex;
- Jaleco de manga longa;
- Sapato fechado;
- Calça comprida;
- Jaleco;
- Sacos brancos com símbolo de risco biológico.

4. PROCEDIMENTOS


4.1. Descarte de materiais biológicos não contaminados:

- a) Recolher os materiais sujos gerados nas salas de manutenção e experimentação animal;
- b) Depositar os resíduos em sacos brancos identificados com o símbolo de risco biológico;
- c) Lacrar ou amarrar os sacos;
- d) Identificar os sacos com as informações pertinentes;

e) Entrar em contato com os colaboradores terceirizados para que façam a coleta e deem o devido encaminhamento aos sacos com os resíduos biológicos.

4.2. Descarte de carcaças de animais:

- a) Depositar as carcaças de animais em sacos brancos identificados com o símbolo de risco biológico;
- b) Lacrar os sacos;
- c) Identificar os sacos com as seguintes informações: gerador, data, quantidade de animais e número de protocolo de aprovação da CEUA e observações pertinentes;
- d) Acondicionar os sacos no *freezer* disponível dentro do Biotério;
- e) O técnico do laboratório entrará em contato com a empresa responsável pela coleta.

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão preparo de cânulas para

	canulação de artérias e veias em ratos		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 61

1. OBJETIVO

Preparo de cânula para canulação de artéria e veia em ratos.

2. RESPONSABILIDADES

2.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

2.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

2.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

3. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS:


- Tubo PE nº 10 (BTPE-10, Polyethylene tubing, .011x.024in (.28x60mm) Non-sterile, 30m (98ft) spool, Instech Laboratories, Inc. Plymouth Meeting PA USA)
- Tubo PE nº 50 (CPL Medical's Prod. Méd. Ltda., c/50 metros, n/estéril, CNPJ: 43.512.870/0001-52);
- Bisturi NR24;
- Ferro de soldar;
- Fio metálico galvanizado com ponta afilada;
- Seringas com agulha sem ponta/sem bisel;
- Água;

4. PROCEDIMENTOS

- 1- Inicialmente coloque o ferro de soldar para esquentar;
- 2- Corte o tubo PE nº 50 em pedaços de:
 - 15 cm = preparo de cânula artéria e veia femoral.
 - 6 cm = preparo de cânula artéria carótida.
- 3- Corte o tubo PE nº 10 em pedaços de:

- 4 cm = cânula artéria femoral;
- 1,5 cm = cânula artéria carótida;
- 2 cm = cânula veia femoral;

- 3- Insira o pedaço do tubo PE nº 50 no fio metálico com ponta afilada;
- 3- Insira na ponta afilada do fio metálico galvanizado cerca de 5 mm do tubo PE nº 10;
- 4- Deslize o tubo PE nº 50 cerca de 3 mm sobre o tubo PE nº 10;
- 5- Aproxime a região que o tubo PE nº 50 sobrepõe o tubo PE nº 10 da ponta quente do ferro de soldar;
- 6- Gire o fio vagorosamente até observar que ambos os fios se fundiram e estão levemente derretidos;
- 6- Utilizando-se da ponta do dedo polegar e indicador da mão esquerda deve-se empurrar e apertar levemente a região derretida da junção entre os tubos com o propósito de formar uma região protuberante (borboleta) que servirá de apoio para amarração dos fios de sutura no processo de canulação do animal;
- 7- Fazendo-se uso de uma seringa sem ponta com água, deve-se injetar água no interior da cânula a fim de verificar se a mesma não foi perfurada durante o processo de preparo;
- 8- Utilizando-se de uma seringa sem ponta vazia, deve-se injetar ar no interior da cânula a fim de retirar a água remanescente no seu interior.

	<p>Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri</p> <p>Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia</p>
	<p>POP – Protocolo Operacional Padrão</p> <p>Assunto: Procedimento Operacional Padrão de anestésico de cetamina e</p>

	<i>xilazina em ratos e camundongos</i>		
	<i>Data de Emissão</i> <i>Out/2023</i> <i>Próxima Revisão</i> <i>Out/2024</i>	<i>Revisão</i> <i>Nº 01</i>	<i>Página</i> <i>63</i>

1. OBJETIVO

Realizar de forma adequada a administração de anestésico de cetamina e xilazina em ratos e camundongos.

2. APLICAÇÕES

A anestesia deverá ser realizada sempre que houver procedimentos invasivos ou que implique em dor. O tipo de anestesia a ser adotado dependerá do grau de invasividade do procedimento a ser realizado. A dor resulta em alterações fisiológicas, bioquímicas e comportamentais significativas e indesejáveis ao animal e aos estudos científicos, interferindo nos resultados. (RN33, CONCEA, 2016). A anestesia geral produz perda da consciência, mas o animal continua recebendo e processando os estímulos dolorosos. Assim, se o procedimento causar dor, deve-se associar analgésicos (opióide ou anti-inflamatório).

3. RESPONSABILIDADES

3.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

3.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

3.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

4 MATERIAIS E EQUIPAMENTOS

- Óculos de proteção;
- Máscara cirúrgica;
- Luvas de látex;
- Jaleco de manga longa;
- Touca;

- Máscara;
- Balança;
- Luva de couro ou pano;
- Cetamina 10% “Dopalem”;
- Xilazina 2% “Anasedan”;
- Água para aplicação de injetáveis;
- Seringa de 1 mL;
- Agulha 25x5 ou 25x7;
- Pinça.

5. PROTOCOLO ANESTÉSICO DE CETAMINA E XILAZINA EM RATOS E CAMUNDONGOS POR VIA INTRAPERITONEAL

Espécie	Cetamina	Xilazina	Duração da anestesia
Rato	75-100 mg/kg IP	10 mg/kg IP	20-30 min
Camundongo	80-100 mg/kg IP	10 mg/kg IP	20-30 min

Adaptada de Flecknell (2009) apud NEVES et al. (2013).

5.1. Protocolo de Diluição para o preparo de anestesia a ser administrada em um número maior de animais.

Rato: A quantidade calculada abaixo é suficiente para um peso corporal de 1.000 g, ou seja, aproximadamente 4 a 5 ratos adultos.
<ul style="list-style-type: none"> - 75 mg/kg cetamina + 10 mg/kg xilazina IP - 0,75 ml (75 mg) cetamina + 0,5 mL (10 mg) xilazina + 0,75 mL água para injeção - Obtêm-se 4-5 doses de 0,2 mL/100 g
Camundongos: A quantidade calculada abaixo é suficiente para um peso corporal de 500 g, ou seja, aproximadamente 15 a 20 camundongos adultos
<ul style="list-style-type: none"> - 100 mg/kg cetamina + 10 mg/kg xilazina IP - 0,5 ml (75 mg) cetamina + 0.25 mL (5 mg) xilazina + 4,25 mL água para injeção - Obtêm-se aproximadamente 17 doses de 0,1 mL/10 g

Adaptado de Flecknell (2009) apud NEVES et al. (2013).

5.2. Protocolo de Diluição para o preparo de anestesia a ser administrada em um número maior de animais.

- Cetamina a 10%; (100mg/mL);

- Xilazina a 2% (20mg/mL)

a) Associar: 1,0mL de cetamina + 0,5mL de xilazina + 8,5mL de água para injeção:

Volume total: 10mL

Cetamina: ~10mg/mL ou ~1,0mg/0,1mL

Xilazina: ~2mg/mL ou ~0,2mg/mL

Administrar 0,1 mL para 100 g em ratos. Administrar 0,1 mL para 10 g em camundongos.

Adaptado de CETEA – UFMG. Disponível em: <
https://www.ufmg.br/bioetica/cetea/index2.php?option=com_content&do_pdf=1&id=22>. Acesso em: 20/05/2020.

5.3 Protocolo de Diluição para o preparo de anestesia a ser administrada em dose individual.

Ex: Rato de 270 g

a) medicamento a ser administrado Cetamina 10% (Dopalen)

$$\frac{0,270 \text{ kg} \times 75 \text{ mg/kg}}{100 \text{ mg/mL}} = 0,20 \text{ mL}$$

b) medicamento a ser administrado Xilazina 2% (Anasedan)

$$\frac{0,270 \text{ kg} \times 10 \text{ mg/kg}}{20 \text{ mg/mL}} = 0,13 \text{ mL}$$

Observação:

- A anestesia com o uso destes medicamentos deve ser feita em associação. Para isso realiza-se a mistura desses fármacos em um recipiente estéril ou na própria seringa, na quantidade de cada medicamento, obtida após a realização da conta acima. A mistura deve ser pré-preparada apenas para um animal, e a seguir realiza-se a aplicação.

- Pode-se adicionar 1/3 da dose calculada de solução fisiológica para acelerar a ação anestésica.

6. PROCEDIMENTOS

6.1. Operações

6.1.1. Verifique a data de validade dos anestésicos;

6.1.2. Realizar a pesagem dos animais;

6.1.3. Realizar o preparo da diluição dos anestésicos de acordo com o item 5.1, 5.2 ou 5.3;

6.1.4. Fazendo-se o uso do peso de cada animal, realizar o cálculo da dose de anestésico a ser administrada.

6.1.5. Realizar a administração da solução anestésica por via intraperitoneal;

6.1.6. Contenha o animal com o ventre voltado para cima e com a cabeça ligeiramente inclinada para baixo, para permitir que as vísceras se desloquem em direção ao diafragma, e reduzindo-se o risco de perfuração dos intestinos e ceco;

6.1.7. Fazendo-se uso de uma seringa de 1 mL administre a injeção no quadrante inferior direito do abdômen do animal (Figura 1); Introduza a agulha fazendo um ângulo de 20-45° com a parede abdominal; caso a agulha seja muito comprida introduza-a apenas parcialmente; Antes de injetar o medicamento, aspire o conteúdo para verificar se você não atingiu a bexiga, intestinos, ou algum vaso, em seguida execute a injeção do medicamento. Após isso a medicação será injetada lenta e suavemente.

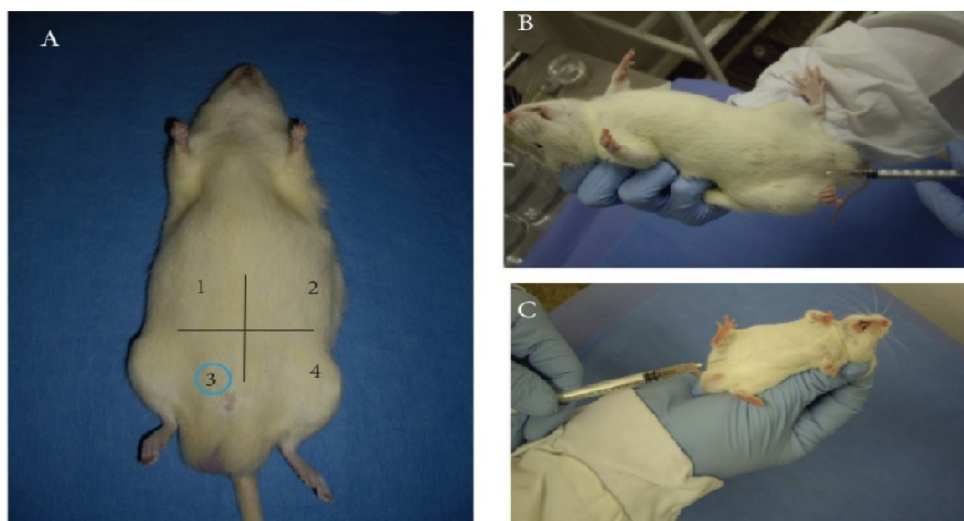


FIGURA 1: A) O quadrante inferior direito (4) é a melhor área para aplicar a injeção intraperitoneal; B) Injeção intraperitoneal em rato; C) Injeção intraperitoneal em camundongo.

Obs:

- A anestesia deve ser administrada com equipamento apropriado, em uma sala específica, sem a presença de outros animais (RN 33, CONCEA, 2016).

- Os volumes a serem administrados em ratos e camundongos por via intraperitoneal estão demonstrados no quadro 1:

<u>Ratos</u>	
Volume (mL)	5-10
Agulha (mm)	25x5 ou 25x7
<u>Camundongos</u>	
Volume	2-3
Agulha	13x4,5 ou 25x5

QUADRO 1: Volumes administrados por via intraperitoneal em ratos e camundongos.

- Após indução anestésica, posicionar o animal com sua cabeça e região cervical em extensão para minimizar obstrução das vias aéreas (RN 33, CONCEA, 2016).
- Monitorar a posição do animal para evitar pressão exacerbada de partes ou todo o corpo (RN 33, CONCEA, 2016).
- É importante evitar o alongamento ou imobilização dos membros pelo risco de danos nervosos e sanguíneos.
- Quando possível, permitir que os membros fiquem em uma posição anatômica natural (RN 33, CONCEA, 2016).
- Quando os animais estão anestesiados ou imóveis por longos períodos, é recomendado que o animal seja movido ou virado a cada 20 minutos para promover fluxo normal de sangue nos tecidos (RN 33, CONCEA, 2016).
- Durante todo o procedimento cirúrgico devem ser monitorados os sinais vitais do animal.

6.1.8 Antes de iniciar o procedimento cirúrgico deve-se verificar a ausência do animal a estímulos, para tal deve-se com o uso de uma pinça comprimir levemente a cauda do animal, pegar o animal com a região dorsal para a palma da mão e avaliar a ausência de rigidez muscular ou realizar uma pressão nos dígitos do animal com uma pinça ou com os próprios dedos (Figura 2), caso não responda aos estímulos pode-se dar início ao procedimento cirúrgico. Caso o animal responda a estímulos, a anestesia não está no plano anestésico adequado para intervenção cirúrgica.

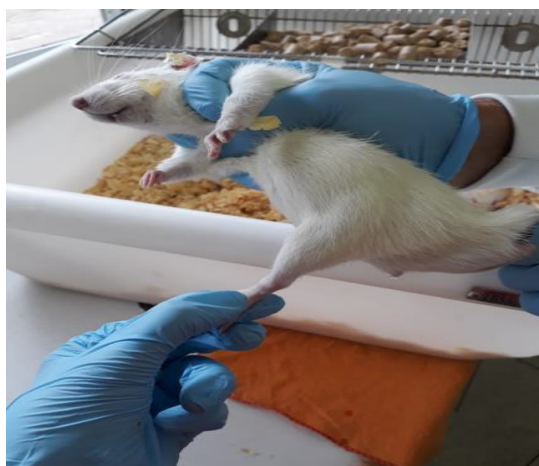


Figura 2: Teste de sensibilidade a dor

Obs:

- Após administração da anestesia é esperado que o animal “caia” em cerca de 10 a 15 minutos. Caso após o decorrer desse tempo, o animal permanecer com reflexos, pode ser administrado mais 1/3 do volume total. É necessário aguardar cerca de 10 min novamente. Se o animal ainda mantiver os reflexos pode-se repetir o procedimento mais uma vez. Caso o animal ainda assim não “caia” não é indicado repetir o procedimento novamente devido ao risco de morte por overdose anestésica. O operador deve devolver o animal à gaiola e tentar novo procedimento após no mínimo 24 horas.
- Caso o animal demonstre início de estímulos durante o procedimento, deve-se administrar 1/3 da dose inicialmente administrada (“repique”) e esperar cerca de 5 minutos. Após verificar ausência de resposta o teste de sensibilidade pode-se dar continuidade a cirurgia.

6.1.9 Deve-se manter a temperatura corporal pela provisão de calor suplementar (exemplo: bolsas térmicas, colchão térmico), por todo o momento que o animal estiver sob anestesia (RN 33, CONCEA, 2016).

Obs: A redução da temperatura corporal pode se desenvolver rapidamente durante a anestesia e é uma das causas mais comuns de óbito, especialmente em animais menores como roedores que perdem calor rapidamente (RN 33, CONCEA, 2016).

6.1.10 Deve-se aplicar pomadas oftálmicas (lubrificantes) nos olhos do animal, a fim de garantir que a córnea esteja protegida do ressecamento e trauma, visto que sob anestesia os olhos do animal ficam frequentemente abertos (RN 33, CONCEA, 2016).


Obs: A intensidade da anestesia, os potenciais efeitos adversos (por exemplo: hipotermia, depressão cardiovascular ou respiratória, perfusão tecidual inadequada) e

controle da dor inadequado no pós-operatório devem ser monitorados, pois podem produzir efeitos indesejados e afetar dados da pesquisa (DBCA, item 6.3.10.3; RN33, CONCEA, 2016).

3. DOCUMENTOS DE REFERÊNCIA

RN33, CONCEA, 2016.

NEVES, S. M. P. Manual de Cuidados e Procedimentos com Animais de Laboratório do Biotério de Produção e Experimentação da FCF-IQ/USP. São Paulo; FCP-IQ/USP, 2013. 216 p. Il.

 <p>Faculdade de Medicina UFVJM</p>	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão para canulação da artéria femoral em ratos		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 70

1. OBJETIVO

Realizar a leitura direta da pressão arterial por meio da canulação da artéria femoral em ratos.

2. APLICAÇÕES

A Pressão Arterial é uma das medidas fisiológicas utilizadas para verificação do estado de saúde de animais e seres humanos. Assim, entender seus mecanismos de regulação e suas alterações é de extrema importância nas pesquisas da saúde.

As alterações na pressão arterial podem ser indicativas de impacto de fármacos, dieta, intensidade de esforço físico, entre outras intervenções das quais indivíduos podem ser objeto.

Dentre as doenças relacionadas a desequilíbrios na pressão arterial, a Hipertensão Arterial Sistêmica (HAS) ganha destaque, pois é relacionada a 7,1 milhão de mortes por ano no mundo e, em 2007, afetava 24% da população brasileira, chegando a 70% da população acima de 70 anos de idade (ZATTAR, L.C. et al, 2013).

Na pesquisa com animais, há diversos modelos experimentais que tratam da hipertensão, como os ratos com hipertensão espontânea (SRH), desenvolvidos por Okamoto e Aoki em 1963, e ratos sensíveis à ingestão de sódio (Dahl-rapp), desenvolvidos por Dahl em 1962. Esses dois exemplos se referem a cepas de ratos, mas há também modelos de hipertensão neutrogênica, induzidos a partir de procedimentos cirúrgicos ou farmacológicos (FAZAN Jr. R. et al, 2001).

Em todos os casos, a análise das variações de pressão arterial em ratos podem ser medidas de duas formas:

- Invasiva – Medida direto na artéria demanda eutanásia ou uso de cânula que requer manutenção com heparina para inibir seu entupimento. Permite medir a pressão por no máximo 3 dias. É a forma mais precisa para medir a pressão arterial.
- Não invasiva – Pressão de Cauda: utiliza-se um pletismógrafo de cauda e não requer manutenção. É menos precisa.

A pressão de cauda normal para ratos Winstar é entre 90-120mmHg e podem ser considerados hipertensos os indivíduos com PA acima de 150mmHg.

A medida da pressão arterial pode ser realizada pelo método direto, por meio da cateterização de uma artéria acoplada a um transdutor que registra a pressão continuamente (PIERIN et al. 2000). A canulação arterial permite a medida da pressão sanguínea com alto nível de precisão, mas a natureza invasiva do procedimento e a perda da permeabilidade com o tempo limitam o seu sucesso no monitoramento crônico da pressão sanguínea (DE MOURA JUNIOR M.R.M. 2009).

3. RESPONSABILIDADES

3.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

3.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

3.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

4. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS:

- Jaleco de manga comprida;
- Touca;
- Luvas;
- Seringa de 1 mL;
- Seringa de 5 mL;
- Solução fisiológica;
- Cânula de artéria femoral pré-preparada;
- Ponta metálica de alfinete nº28 sem a cabeça;
- Agulha 25x5 ou 25x7;

- Material cirúrgico (tesoura westcott reta, pinça de relojoeiro ponta reta, tesoura cirúrgica romba/romba curva, tesoura metzembaum reta, pinça Adson Brown, pinça Adson serrilhada curva, pinça invertida, trocater, tesoura de sutura);
- Linha de costura;
- Béquer de 500 mL;
- Agulha e linha para sutura;
- Tubo de ensaio,
- Suporte para tubos de ensaio;
- Fita crepe;
- Algodão;
- Suporte imobilizador para ratos;

5. PROCEDIMENTOS

Inicialmente deve-se preparar a mesa cirúrgica, dispor as pinças e tesouras a serem utilizadas na cirurgia, cortar dois pedaços de aproximadamente 20 cm de linha para costura, deixar ao alcance a linha e agulha para sutura, cortar 4 pedaços de aproximadamente 5 cm de fita crepe, dispor ao alcance o algodão e o béquer de 500 mL que servirá como descarte. Deve-se adicionar solução fisiológica no interior da cânula e em seguida ocluir a extremidade da cânula P50 com uma haste de metal (ponta de um alfinete sem a cabeça), não podem existir bolhas de ar no interior da cânula e a extremidade P10 deve ficar imersa em solução fisiológica para evitar a formação de bolhas. Após realizar a anestesia intraperitoneal no animal de acordo com o POP 14 (Protocolo Anestésico). Após acondicionar o animal sobre o suporte imobilizador, deve-se depilar a região dorsal na interseção escapular, realizar um pequeno corte (por onde o cateter será exteriorizado) e deixar passado o fio que será utilizado para suturar e amarrar a extremidade exteriorizada da cânula P50, deve-se depilar também a região ventral inferior esquerda. Posteriormente, imobiliza-se o animal sobre o suporte imobilizador, sendo as patas levemente afixadas com uso da fita crepe, não se deve esticar muito os membros do animal. Os sinais vitais do animal devem ser constantemente monitorados. O aumento na frequência cardíaca e movimentos respiratórios podem sinalizar redução da ação anestésica e demonstrar que o animal está sentindo dor, podendo ser necessária à aplicação de uma nova dose (1/3 da dose inicial). Antes de iniciar o procedimento cirúrgico, deve-se buscar a visualização da artéria femoral, observar também a pulsação, o que irá predizer qual o melhor local para

realizar o corte para início do procedimento cirúrgico. Após visualizar a artéria femoral, segurando a pele do animal com o uso de uma pinça Anatômica Dissecção e com a tesoura cirúrgica deve-se realizar um pequeno corte na pele aonde foi visualizada a artéria femoral, em seguida utilizando-se da pinça invertida e Adson serrilhada curva afasta-se o tecido epitelial e posteriormente o tecido subcutâneo até visualizar o conjunto NAV (nervo, artéria e veia) que se encontra junto, com muito cuidado separa-se a veia da artéria sem lesionar o nervo. Caso o nervo seja lesionado o fluxo venoso pode ser comprometido na perna esquerda do animal, visto que a mobilidade nervosa está diretamente ligada ao retorno sanguíneo dos membros inferiores. Após separar a veia da artéria, deve-se inserir as duas linhas em volta da artéria, dar um nó do lado direito e deixar um nó iniciado do lado esquerdo, em seguida as extremidades dessas linhas devem ser fixadas com dois pedaços de fita crepe na superfície do suporte imobilizador, esta fixação busca realizar uma melhor visualização da artéria bem como a hemostase da região que será canulada. Posteriormente fazendo-se uso da tesoura westcott reta ou pinça de relojoeiro realiza-se uma microincisão na superfície da artéria por onde será inserida a cânula, segurando a pinça de relojoeiro ponta reta na mão esquerda e a cânula na mão direita, insere-se a pinça reta na microincisão e a extremidade do tubo PE nº10 da cânula deve ser inserida inferior a pinça, a inserção da pinça no interior da artéria tem como finalidade funcionar como suporte e aumentar momentaneamente o calibre da artéria facilitando a inserção da cânula. Após inserção da cânula, deve-se segurar a artéria sobre a cânula com a ajuda da pinça Adson serrilhada curva na mão esquerda, em seguida se solta a linha que estava presa com a fita crepe do lado esquerdo do suporte imobilizador e com ajuda de outra pinça Adson serrilhada curva na mão direita vagarosamente se insere o restante da extremidade do tubo PE nº10 da cânula no interior da artéria até encostar na borboleta da cânula, posteriormente fecha-se o nó do lado esquerdo prendendo a cânula no interior da artéria e o nó direito posterior a borboleta prendendo a porção do tubo PE nº50 da cânula onde se encontra a borboleta. Para finalizar a imobilização da cânula amarram-se as linhas esquerda e direita inferior assim como as linhas esquerda e direita superior reforçando ainda mais a fixação da cânula. Em seguida, deve-se passar o trocater de forma subcutânea da incisão cirúrgica pélvica até a incisão cirúrgica dorsal, será por onde a cânula será passada. Após passar a cânula, proceder à sutura tanto da incisão cirúrgica pélvica quanto da incisão cirúrgica dorsal. Ao realizar a sutura da incisão dorsal, deve-se dar 3 voltas com o fio de sutura em torno da porção externalizada do tubo PE nº50 da

cânula e amará-la, as pontas do fio de sutura devem ser envoltas e presas na cânula com o uso de um pedaço de fita crepe. Após o procedimento cirúrgico os animais devem ser mantidos em caixas individuais em sala com temperatura de $22 \pm 2^\circ \text{C}$ sendo disponibilizado livremente ração e água filtrada durante o período pós-operatório. Recomenda-se a realização da leitura direta da pressão arterial 24 horas após o procedimento cirúrgico, tendo em vista o quão invasivo é este procedimento.

Observações:

- Caso note-se algum estímulo do animal durante a cirurgia, demonstrando que a anestesia está sendo ineficaz, deve-se administrar nova anestesia com 1/3 da dose inicial.
- A cânula femoral deve ser conectada ao transdutor de sinal para leitura direta da pressão arterial;

6. DOCUMENTOS DE REFERÊNCIA


DE MOURA JUNIOR M.R.M. Avaliação Temporal da Pressão Arterial Sistólica por Pletismografia de Cauda em Ratos Submetidos à Desnutrição Protéica e a Hipertensão de Goldblatt (2R-1C). Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação do Núcleo de Pesquisas em Ciências Biológicas da Universidade Federal de Ouro Preto. Disponível em: <http://livros01.livrosgratis.com.br/cp120798.pdf>.

FAZAN JR., Rubens et al. Modelos de Hipertensão Arterial. Revista Brasileira de Hipertensão, v. 8, n. 1, p. 19-29, 2001. Disponível em <http://departamentos.cardiol.br/dha/revista/8-1/004.pdf>.

PIERIN, A.M.G.; ALAVARCE, D.C. LIMA, J.C. et al. A medida indireta da pressão arterial: como evitar erros. Revista Brasileira de Hipertensão, v. 1, p. 31-38, 2000.

ZATTAR, L. C., BOING, A. F., GIEHL, M. W. M. et al. Prevalência e fatores associados à pressão arterial elevada, seu conhecimento e tratamento em idosos no sul do Brasil. Caderno de Saúde Pública. v. 29, n. 3, p. 507-521, 2013.

Disponível em: <http://www.scielo.br/pdf/csp/v29n3/a09v29n3>.

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão para canulação da veia femoral em ratos		
	<i>Data de Emissão</i> <i>Out/2023</i> <i>Próxima Revisão</i> <i>Out/2024</i>	<i>Revisão</i> <i>Nº 01</i>	<i>Página</i> <i>75</i>

1. OBJETIVO

Realizar a canulação da veia femoral em ratos para administração endovenosa de fármacos.

2. APLICAÇÕES

A administração de fármacos por via endovenosa é feita diretamente na corrente sanguínea, por meio de vasos superficiais. Serão administradas substâncias aquosas, não irritantes, lembrando que nunca deverá ser aplicado medicamentos diluídos em veículo oleoso, pois pode gerar êmbolos no animal e conseqüentemente a morte do mesmo (PAIVA, 2005).

Em ratos as injeções endovenosas podem ser ministradas nas veias safena, jugular, femoral ou lateral da cauda, esta última é utilizada para injeções de pequenos volumes e as três primeiras necessitam que o animal esteja anestesiado. O rato pode ser contido em um aparato plástico de contenção ou cone ou o cuidador pode segurar o animal enquanto um assistente administra a medicação. Quando forem necessárias repetidas administrações por essa via, pode-se colocar cirurgicamente um cateter jugular ou femoral (LAPCHIK et al., 2010; PAIVA, 2005).

Em camundongos a administração endovenosa não é comum, pois o animal precisa estar anestesiado, além de a contenção mantida ser difícil, mesmo com aparatos. Quando necessária à administração também é feita por veias da cauda, contendo o animal e aplicando pressão em sua base. Puxando-se o êmbolo para verificar a correta colocação, a medicação poderá ser injetada lentamente.

3. RESPONSABILIDADES

3.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

3.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

3.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

4. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS:

- Jaleco de manga comprida;
- Touca;
- Luvas;
- Seringa de 1 mL;
- Seringa de 5 mL;
- Solução fisiológica;
- Cânula de veia femoral pré-preparada;
- Ponta metálica de alfinete nº28 com a cabeça;
- Agulha 25x5 ou 25x7;
- Material cirúrgico (tesoura westcott reta, pinça de relojoeiro ponta reta, tesoura cirúrgica romba/romba curva, tesoura metzembaum reta, pinça Adson Brown, pinça Adson serrilhada curva, pinça invertida, trocater, tesoura de sutura);
- Linha de costura;
- Béquer de 500 mL;
- Agulha e linha para sutura;
- Tubo de ensaio,
- Suporte para tubos de ensaio;
- Fita crepe;
- Algodão;
- Suporte imobilizador para ratos.

5. PROCEDIMENTOS

Inicialmente deve-se preparar a mesa cirúrgica, dispor as pinças e tesouras a serem utilizadas na cirurgia, cortar dois pedaços de aproximadamente 20 cm de linha para costura, deixar ao alcance a linha e agulha para sutura, cortar 4 pedaços de aproximadamente 5 cm de fita crepe, dispor ao alcance o algodão e o béquer de 500 mL

que servirá como descarte. Deve-se adicionar solução fisiológica no interior da cânula e em seguida ocluir a extremidade da cânula P50 com uma haste de metal (ponta de um alfinete sem a cabeça), não podem existir bolhas de ar no interior da cânula e a extremidade P10 deve ficar imersa em solução fisiológica para evitar a formação de bolhas. Após realizar a anestesia intraperitoneal no animal de acordo com o POP 14 (Protocolo Anestésico). Após acondicionar o animal sobre o suporte imobilizador, depila-se a região dorsal na interseção escapular, realiza-se um pequeno corte (por onde o cateter será exteriorizado) e deixa passado o fio que será utilizado para suturar e amarrar a extremidade exteriorizada da cânula P50, depila-se também a região ventral inferior esquerda. Posteriormente, imobiliza-se o animal sobre o suporte imobilizador, afixando-se levemente as patas com uso da fita crepe, não se devem esticar muito os membros do animal. Os sinais vitais do animal devem ser constantemente monitorados. O aumento na frequência cardíaca e movimentos respiratórios podem sinalizar redução da ação anestésica e demonstrar que o animal está sentindo dor, podendo ser necessária à aplicação de uma nova dose (1/3 da dose inicial). Antes de iniciar o procedimento cirúrgico, deve-se buscar a visualização da artéria femoral, visto que a veia se encontra unida lateralmente a artéria, observar também a pulsação, o que irá predizer qual o melhor local para realizar o corte de início do procedimento cirúrgico. Após visualizar a artéria femoral, segura-se a pele do animal com o uso de uma pinça anatômica de dissecação e com a tesoura cirúrgica realiza-se um pequeno corte na pele do animal aonde foi visualizada a artéria femoral. Em seguida, fazendo-se uso das pinças invertida e Adson serrilhada curva afasta-se o tecido epitelial e posteriormente o tecido subcutâneo até visualizar o conjunto NAV (nervo, artéria e veia) que se encontra junto, com muito cuidado separa-se a veia da artéria sem lesionar o nervo. Caso o nervo seja lesionado pode-se comprometer o fluxo venoso na perna esquerda do animal, visto que a mobilidade nervosa está diretamente ligada ao retorno sanguíneo dos membros inferiores. Após separar a veia da artéria, inserem-se as duas linhas em volta da veia, realiza um nó do lado direito e deixa um nó iniciado do lado esquerdo, em seguida as extremidades dessas linhas devem ser fixadas com dois pedaços de fita crepe na superfície do suporte imobilizador, esta fixação busca realizar uma melhor visualização da veia bem como a hemostase da região que será canulada. Posteriormente, fazendo-se uso da tesoura westcott reta ou pinça de relojoeiro, realiza-se uma microincisão na superfície da veia por onde será inserida a cânula, segurando a pinça de relojoeiro ponta reta na mão esquerda e a cânula na mão direita, insere-se a pinça reta na microincisão e

a extremidade do tubo PE nº10 da cânula deve ser inserida inferior a pinça, a inserção da pinça no interior da veia tem como finalidade funcionar como suporte e aumentar momentaneamente o calibre da veia facilitando a inserção da cânula. Após inserção da cânula, se segura a veia sobre a cânula com a ajuda da pinça Adson serrilhada curva na mão esquerda, se solta a linha que estava presa com a fita crepe do lado esquerdo do suporte imobilizador e com ajuda de outra pinça Adson serrilhada curva na mão direita insere-se vagorosamente o restante da extremidade do tubo PE nº10 da cânula no interior da veia até encostar na borboleta da cânula. Posteriormente, fecham-se o nó do lado esquerdo prendendo a cânula no interior da veia e o nó direito posterior a borboleta prendendo a porção do tubo PE nº50 da cânula onde se encontra a borboleta. Para finalizar a imobilização da cânula amarram-se as linhas esquerda e direita inferior assim como as linhas esquerda e direita superior reforçando ainda mais a fixação da cânula. Em seguida, passa-se o trocater de forma subcutânea da incisão cirúrgica pélvica até a incisão cirúrgica dorsal, será por onde a cânula será passada. Após passar a cânula, procede-se a sutura tanto da incisão cirúrgica pélvica quanto da incisão cirúrgica dorsal. Ao realizar a sutura da incisão dorsal, deve-se dar 3 voltas com o fio de sutura em torno da porção externalizada do tubo PE nº50 da cânula e amarará-la, as pontas do fio de sutura devem ser envoltas e presas na cânula com o uso de um pedaço de fita crepe. Após o procedimento cirúrgico os animais devem ser mantidos em caixas individuais em sala com temperatura de $22 \pm 2^\circ \text{C}$ sendo disponibilizado livremente ração e água filtrada durante o período pós-operatório.


Observações:

- Caso note-se algum estímulo do animal durante a cirurgia, demonstrando que a anestesia está sendo ineficaz, deve-se administrar nova anestesia com $1/3$ da dose inicial;
- Caso o animal sofra parada cardiorrespiratória deve-se tentar reanimá-lo utilizando-se da ventilação artificial fornecida por meio do ambu.

4. DOCUMENTOS DE REFERÊNCIA

LAPCHIK, V. B. V.; MATTARAIA, V. G. M.; KO, G. M. Cuidados e Manejo de Animais de Laboratório. São Paulo: Editora Atheneu, 2010.

PAIVA, F. P.; MAFFILI, V. V.; SANTOS, A. C. S. Curso de Manipulação de Animais de Laboratório. Fundação Oswaldo Cruz, Centro de Pesquisa Gonçalo Moniz, Salvador. 2005.

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão para canulação da artéria carótida em ratos		
	<i>Data de Emissão</i> Out/2023 <i>Próxima Revisão</i> Out/2024	<i>Revisão</i> Nº 01	<i>Página</i> 80

1. OBJETIVO

Realizar a canulação da artéria carótida em ratos.

2. APLICAÇÕES

A Pressão Arterial é uma das medidas fisiológicas utilizadas para verificação do estado de saúde de animais e seres humanos. Assim, entender seus mecanismos de regulação e suas alterações é de extrema importância nas pesquisas da saúde.

As alterações na pressão arterial podem ser indicativas de impacto de fármacos, dieta, intensidade de esforço físico, entre outras intervenções das quais indivíduos podem ser objeto.

Dentre as doenças relacionadas a desequilíbrios na pressão arterial, a Hipertensão Arterial Sistêmica (HAS) ganha destaque, pois é relacionada a 7,1 milhão de mortes por ano no mundo e, em 2007, afetava 24% da população brasileira, chegando a 70% da população acima de 70 anos de idade (ZATTAR, L.C. et al, 2013).

Na pesquisa com animais, há diversos modelos experimentais que tratam da hipertensão, como os ratos com hipertensão espontânea (SRH), desenvolvidos por Okamoto e Aoki em 1963, e ratos sensíveis à ingestão de sódio (Dahl-rapp), desenvolvidos por Dahl em 1962. Esses dois exemplos se referem a cepas de ratos, mas há também modelos de hipertensão neutrogênica, induzidos a partir de procedimentos cirúrgicos ou farmacológicos (FAZAN Jr. R. et al, 2001).

Em todos os casos, a análise das variações de pressão arterial em ratos podem ser medidas de duas formas:

- Invasiva – Medida direto na artéria demanda eutanásia ou uso de cânula que requer manutenção com heparina para inibir seu entupimento. Permite medir a

pressão por no máximo 3 dias. É a forma mais precisa para medir a pressão arterial.

- Não invasiva – Pressão de Cauda: utiliza-se um pletismógrafo de cauda e não requer manutenção. É menos precisa.

A pressão de cauda normal para ratos Wistar é entre 90-120mmHg e podem ser considerados hipertensos os indivíduos com PA acima de 150mmHg.

A medida da pressão arterial pode ser realizada pelo método direto, por meio da cateterização de uma artéria acoplada a um transdutor que registra a pressão continuamente (PIERIN et al. 2000). A canulação arterial permite a medida da pressão sanguínea com alto nível de precisão, mas a natureza invasiva do procedimento e a perda da permeabilidade com o tempo limitam o seu sucesso no monitoramento crônico da pressão sanguínea (DE MOURA JUNIOR M.R.M. 2009).

Cabe ressaltar que a canulação de vasos sanguíneos em animais permite obter importantes informações tanto fisiológicas quanto comportamentais após a administração de drogas ou medicamentos ou a retirada de sangue sobre os parâmetros hemodinâmicos.

3. RESPONSABILIDADES

3.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

3.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

3.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

4. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS:

- Jaleco de manga comprida;
- Touca;
- Luvas;
- Seringa de 1 mL;
- Seringa de 5 mL;
- Solução fisiológica;
- Cânula de artéria carótida pré-prepara (ver POP);

- Ponta metálica de alfinete nº28 sem a cabeça;
- Agulha 25x5 ou 25x7;
- Material cirúrgico (tesoura westcott reta, pinça de relojoeiro ponta reta, tesoura cirúrgica romba/romba curva, tesoura metzembaum reta, pinça Adson Brown, pinça Adson serrilhada curva, pinça invertida, trocater, tesoura de sutura);
- Linha de costura;
- Fio para sutura;
- Béqueres de 20 e 500 mL;
- Agulha e linha para sutura;
- Fita crepe;
- Algodão;
- Suporte imobilizador para ratos.

5. PROCEDIMENTOS

Inicialmente deve-se preparar a mesa cirúrgica, dispor as pinças e tesouras a serem utilizadas na cirurgia, cortar 2 pedaços de aproximadamente 20 cm de linha para costura, deixar ao alcance o fio para sutura, cortar 6 pedaços de aproximadamente 5 cm de fita crepe, dispor ao alcance o algodão e o béquer de 500 mL que servirá como descarte. Deve-se adicionar solução fisiológica no interior do béquer de 20 mL e da cânula, sendo a extremidade P50 da cânula ocluída com uma haste de metal (ponta de um alfinete Nº:28 sem a cabeça), não podem existir bolhas de ar no interior da cânula e a extremidade P10 deve ficar imersa na solução fisiológica contida no béquer para evitar a formação de bolhas. Após realizar a anestesia intraperitoneal no animal de acordo com o POP 14 (Protocolo Anestésico), acondiciona-se o animal sobre o suporte imobilizador, depila-se a região cervical na interseção escapular, realiza-se um pequeno corte (por onde o cateter será exteriorizado) e deixa passado o fio de sutura que será utilizado para suturar e amarrar a extremidade exteriorizada da cânula P50. Deve-se depilar também a região anterior do pescoço onde se localiza a glândula salivar. Posteriormente, imobiliza-se o animal sobre o suporte imobilizador com o dorso voltado para baixo e as patas devem ser levemente afixadas com uso da fita crepe, não se deve esticar muito os membros do animal. Os sinais vitais do animal devem ser constantemente monitorados. O aumento na frequência cardíaca e movimentos respiratórios podem sinalizar redução da ação anestésica e que o animal está sentindo dor, sendo necessária à aplicação de uma nova dose (1/3 da dose inicial). Antes de

iniciar o procedimento cirúrgico, deve-se apalpar a região anterior do pescoço e buscar a visualização da glândula salivar, a artéria carótida se localiza profundamente entre o músculo esternocleidomastoideo e traqueia. Para canular a artéria carótida direita, faz-se uma incisão em cima da glândula salivar, segurasse a pele do animal com o uso de uma pinça anatômica de dissecação e com a tesoura cirúrgica realiza-se um pequeno corte na pele do animal, utilizando-se da pinça invertida separasse o tecido epitelial do tecido subcutâneo, com auxílio de duas pinças de ponta curva afasta-se para a esquerda a glândula salivar e para a direita o tecido subcutâneo buscando-se visualizar o musculo esternocleidomastoideo, visto que a carótida estará localizada a esquerda inferior a junção muscular, em seguida fazendo-se o uso das pinças invertida e Adson serrilhada curva deve-se separar a junção muscular visualizando-se o nervo vago que estará disposto a esquerda da artéria carótida direita, com muito cuidado deve-se separar a artéria do nervo vago sem lesioná-lo. Após separar a artéria do nervo, posicionam-se as linhas de tração, inserindo-se duas linhas em volta da artéria, um nó deve ser dado na linha superior (linha cranial) e um nó iniciado na linha inferior (linha caudal), as extremidades dessas linhas devem ser fixadas com dois pedaços de fita crepe na superfície do suporte imobilizador possibilitando uma melhor visualização da artéria bem como a hemostase da região que será canulada. Posteriormente fazendo-se uso da tesoura westcott reta ou pinça de relojoeiro realiza-se uma microincisão na superfície da artéria por onde será inserida a cânula, segurando a pinça de relojoeiro ponta reta na mão esquerda e a pinça Adson serrilhada curva com a cânula na mão direita, insere-se a pinça reta na microincisão e a extremidade do tubo PE nº10 da cânula deve ser inserida inferior a pinça de relojoeiro. Após inserção da cânula até a linha de tração, se solta a linha caudal presa com a fita crepe no suporte imobilizador, fecha-se o nó esquerdo prendendo a cânula no interior da artéria, com a ajuda da pinça Adson serrilhada curva na mão esquerda e outra pinça na mão direita se segura a artéria sobre a cânula e insere-se o restante da extremidade do tubo PE nº10 da cânula no interior da artéria até encostar na borboleta da cânula. Posteriormente, fecha-se o nó direito posterior a borboleta prendendo a porção do tubo PE nº50 da cânula onde se encontra a borboleta. Para finalizar a imobilização da cânula amarram-se as linhas esquerda e direita inferior assim como as linhas esquerda e direita superior reforçando ainda mais a fixação da cânula. Em seguida, passa-se o trocater de forma subcutânea da incisão cirúrgica anterior do pescoço até a incisão cirúrgica cervical, será por onde a cânula será passada. Após passar a cânula, procede-se a sutura tanto da incisão cirúrgica traqueal quanto da

incisão cirúrgica dorsal. Ao realizar a sutura da incisão dorsal, deve-se dar 3 voltas com o fio de sutura em torno da porção externalizada do tubo PE nº50 da cânula e amarrá-la, as pontas do fio de sutura devem ser envoltas e presas na cânula com o uso de um pedaço de fita crepe. Após o procedimento cirúrgico os animais devem ser mantidos em caixas individuais em sala com temperatura de $22 \pm 2^{\circ}\text{C}$, sendo disponibilizado livremente ração e água filtrada durante o período pós-operatório. Recomenda-se a realização da leitura direta da pressão arterial 24 horas após o procedimento cirúrgico, tendo em vista o quão invasivo é este procedimento.

Observações:

- A canulação da artéria carótida é utilizada para administração de drogas.
- Caso note-se algum estímulo do animal durante a cirurgia, demonstrando que a anestesia está sendo ineficaz, deve-se administrar nova anestesia com 1/3 da dose inicial;
- Caso o animal sofra parada cardiorrespiratória deve-se tentar reanimá-lo utilizando-se da ventilação artificial fornecida pelo do ambu.

6. DOCUMENTOS DE REFERÊNCIA


DE MOURA JUNIOR M.R.M. Avaliação Temporal da Pressão Arterial Sistólica por Pletismografia de Cauda em Ratos Submetidos à Desnutrição Protéica e a Hipertensão de Goldblatt (2R-1C). Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação do Núcleo de Pesquisas em Ciências Biológicas da Universidade Federal de Ouro Preto. Acessado em: <http://livros01.livrosgratis.com.br/cp120798.pdf>

FAZAN JR., Rubens et al. Modelos de Hipertensão Arterial. Revista Brasileira de Hipertensão, v. 8, n. 1, p. 19-29, 2001. Disponível em <http://departamentos.cardiol.br/dha/revista/8-1/004.pdf>

PIERIN, A.M.G.; ALAVARCE, D.C. LIMA, J.C. et al. A medida indireta da pressão arterial: como evitar erros. Revista Brasileira de Hipertensão, vol. 1, p. 31-38, 2000.

ZATTAR, L. C., BOING, A. F., GIEHL, M. W. M. et al. Prevalência e fatores associados à pressão arterial elevada, seu conhecimento e tratamento em idosos no sul do Brasil. Cad. Saúde Pública. v. 29, n. 3, p. 507-521, 2013.

Disponível em: <http://www.scielo.br/pdf/csp/v29n3/a09v29n3>

	Universidade Federal dos Vales do Jequitinhonha e Mucuri Laboratório de Pesquisa em Fisiologia e Farmacologia		
	POP – Protocolo Operacional Padrão Assunto: Procedimento Operacional Padrão para leitura direta da Pressão Arterial em ratos utilizando o programa Labchart 8”		
	<i>Data de Emissão</i> <i>Out/2023</i> <i>Próxima Revisão</i> <i>Out/2024</i>	<i>Revisão</i> <i>Nº 01</i>	<i>Página</i> <i>85</i>

1. OBJETIVO

Realizar a leitura direta da pressão arterial em ratos utilizando o programa Labchart 8.

2. APLICAÇÕES

A Pressão Arterial é uma das medidas fisiológicas utilizadas para verificação do estado de saúde de animais e seres humanos. Assim, entender seus mecanismos de regulação e suas alterações é de extrema importância nas pesquisas da saúde.

As alterações na pressão arterial podem ser indicativas de impacto de fármacos, dieta, intensidade de esforço físico, entre outras intervenções das quais indivíduos podem ser objeto.

Dentre as doenças relacionadas a desequilíbrios na pressão arterial, a Hipertensão Arterial Sistêmica (HAS) ganha destaque, pois é relacionada a 7,1 milhão de mortes por ano no mundo e, em 2007, afetava 24% da população brasileira, chegando a 70% da população acima de 70 anos de idade (ZATTAR, L.C. et al, 2013).

Na pesquisa com animais, há diversos modelos experimentais que tratam da hipertensão, como os ratos com hipertensão espontânea (SRH), desenvolvidos por Okamoto e Aoki em 1963, e ratos sensíveis à ingestão de sódio (Dahl-rapp), desenvolvidos por Dahl em 1962. Esses dois exemplos se referem a cepas de ratos, mas há também modelos de hipertensão neutrogênica, induzidos a partir de procedimentos cirúrgicos ou farmacológicos (FAZAN Jr. R. et al, 2001).

Em todos os casos, a análise das variações de pressão arterial em ratos podem ser medidas de duas formas:

- Invasiva – Medida direto na artéria demanda eutanásia ou uso de cânula que requer manutenção com heparina para inibir seu entupimento. Permite medir a

pressão por no máximo 3 dias. É a forma mais precisa para medir a pressão arterial.

- Não invasiva – Pressão de Cauda: utiliza-se um pletismógrafo de cauda e não requer manutenção. É menos precisa.

A pressão de cauda normal para ratos Wistar é entre 90-120mmHg e podem ser considerados hipertensos os indivíduos com PA acima de 150mmHg.

A medida da pressão arterial pode ser realizada pelo método direto, por meio da cateterização de uma artéria acoplada a um transdutor que registra a pressão continuamente (PIERIN et al. 2000). A canulação arterial permite a medida da pressão sanguínea com alto nível de precisão, mas a natureza invasiva do procedimento e a perda da permeabilidade com o tempo limitam o seu sucesso no monitoramento crônico da pressão sanguínea (DE MOURA JUNIOR M.R.M. 2009).

3. RESPONSABILIDADES

3.1 Professor Responsável

Aprovar o procedimento e assegurar sua efetiva implementação.

3.2 Técnico Responsável

Supervisionar e orientar a execução dos procedimentos.

3.3 Técnico e Alunos

Execução do procedimento.

4. MATERIAIS E EQUIPAMENTOS:

- Jaleco de manga comprida;
- Luvas;
- Solução fisiológica;
- Seringa 5 mL;
- Seringa de 20 mL;
- Manômetro para esfigmomanômetro;
- Tubos de silicone;
- 2 Three way;
- Béquer 50 mL;
- Tesoura de sutura com esparadrapo na ponta;

5. PROCEDIMENTOS

5.1 CALIBRAÇÃO

- 1- Inicialmente deve-se ligar o computador, o leitor PowerLab e abrir o programa Labchart 8 30' antes de iniciar a calibração;
 - 2- Clicar em New para gerar um novo arquivo;
 - 3- A porção livre do Three way do kit de calibração (FIGURA 1), deve ser conectada a um tubo de silicone que será conectado na entrada livre do Three way do sensor, o Three way do sensor deve estar aberto apenas para a entrada do Kit de calibração e entrada do sensor. O Three way do kit de calibração deve estar aberto para ambas às saídas.
- Obs: Deve-se sempre verificar se não há bolhas no sistema, visto que as bolhas interferirão na leitura.



FIGURA 1: Kit de calibração (manômetro para esfigmomanômetro, seringa de 20 mL e Three way conectados por tubos de silicone).

- 3- Para calibrar deve-se entrar em “Setup” em seguida “Channels settings”, como a leitura da pressão arterial será realizada com o conector do aplicador (Bridge amp) conectado no canal 1 do leitor (PowerLab 4/35), deve-se selecionar “Channel Title 1/Input 1 (PowerLab 4/35-0317)”, deve-se mudar também o número de canais para 3 em “Number of channels”, “Range” deve estar em 500 mV, sample rate em 1k/s, clicar em OK e apertar “Start”, FIGURA 2.

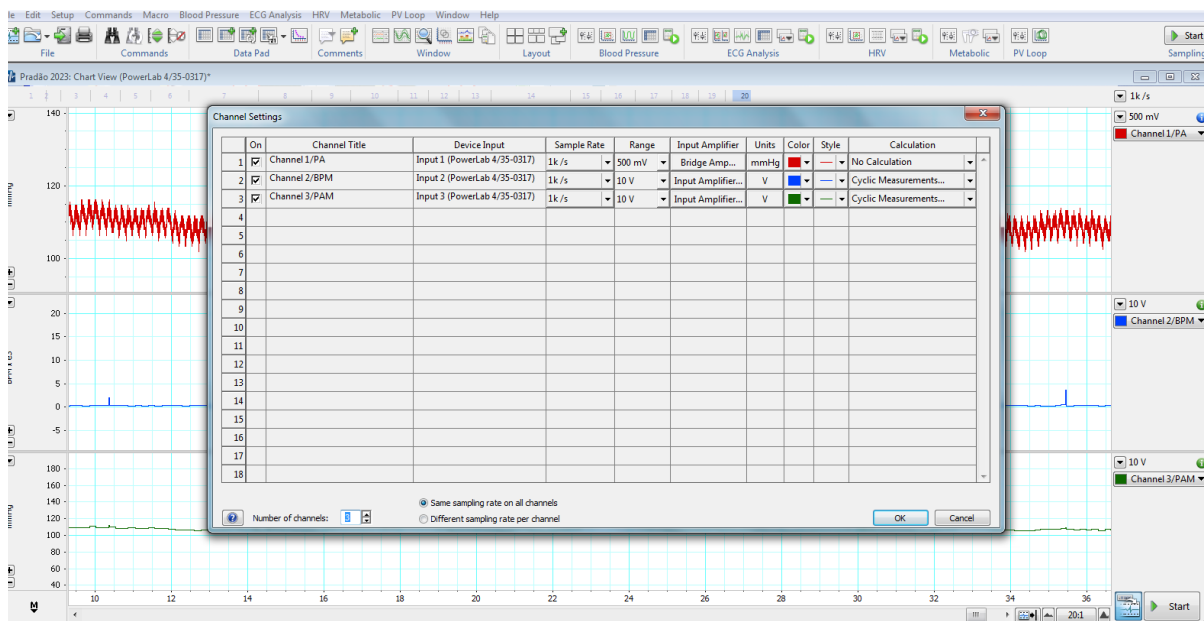


FIGURA 2: Configuração “Channels settings”.

4- Para calibração deve-se injetar ar com a seringa do Kit de calibração até obter uma pressão de 100 mmHG no manômetro por aproximadamente 5 segundos, vai ser verificado um pico no gráfico.

Obs: Deve-se tomar o cuidado em todo o processo para não danificar a membrana.

4- Deve-se selecionar todo o gráfico contendo o pico e a leitura basal, clica-se em “Channel 1” em seguida em “Units conversion”, “Point 1” – será o ponto 0, deve-se selecionar a região do gráfico que era 0 para o sistema antes de ser iniciada a calibração que corresponderá a 0 mmHg, em units marcar mmHg, “Point 2” – será o ponto de calibração, deve-se selecionar o pico formado após se injetar ar até visualizar 100 mmHg no esfignomanômetro, a leitura em milivolts feita pelo sensor e amplificada pelo amplificador corresponderá a 100 mmHg. Para salvar a calibração deve-se clicar em “OK”, FIGURA 3. Em seguida deve-se conectar a cânula que será conectada ao animal para iniciar o experimento.

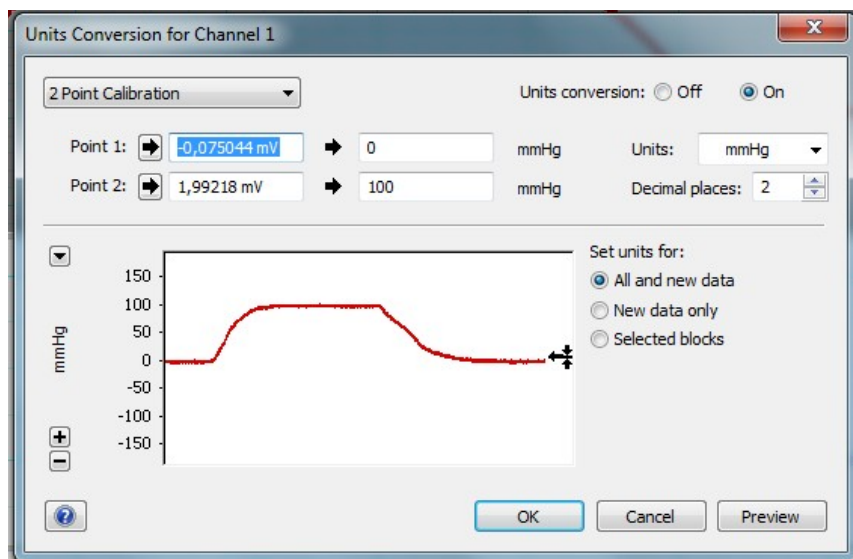


FIGURA 3: Exemplo de calibração para leitura direta da pressão arterial.

5.2 LEITURA DIRETA DA PRESSÃO ARTERIAL

- 1- Inicialmente deve-se confirmar a ausência de bolhas no sistema.
- 2- Deve-se conectar a cânula do sistema do sensor na cânula femoral do animal e em seguida apertar “Start” para iniciar a leitura.

Obs:

- A partir da leitura da “Pressão Arterial” (Channel 1) o equipamento poderá fazer duas leituras derivadas, a “Frequência Cardíaca” (Channel 2) e Média da Pressão Arterial (Channel 3).

- Pode-se trocar o nome de Channel 1, 2 e 3 para Pressão arterial (PA), Frequência Cardíaca (HR) e Pressão Arterial Média (Mean). Sendo assim, deve-se entrar em “Setup” em seguida “Channels settings” e mudar o nome em “Channel Title”.

3- Para leitura da Pressão Arterial (PA) deve-se entrar em “Setup” em seguida “Channels settings”, como a leitura da pressão arterial será realizada com o conector do aplicador (Bridge amp) conectado no canal 1 do leitor (PowerLab 4/35), deve-se selecionar “Channel Title 1/Input 1 (PowerLab 4/35-0317)”, deve-se mudar também o número de canais para 3 em “Number of channels”, “Range” deve estar em 500Mv, sample rate em 1k/s, clicar em OK. Em seguida deve-se apertar “Start” dando início a leitura (FIGURA 4).

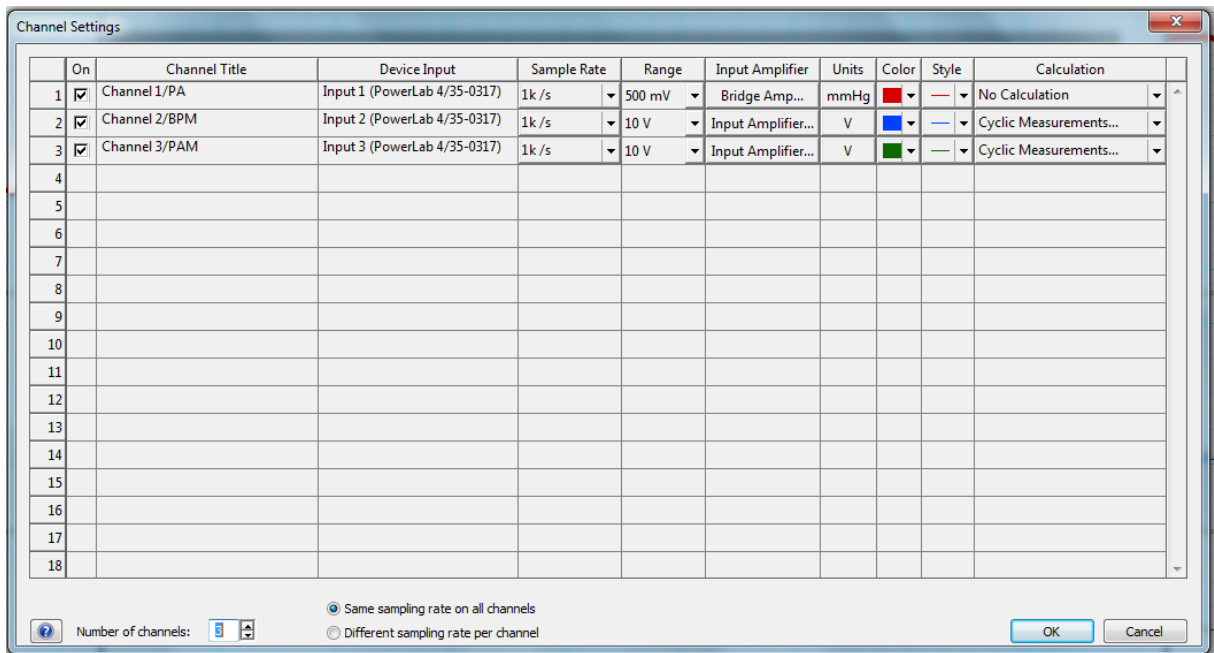


FIGURA 4: Padronização para leitura da Pressão Arterial (PA).

4- Para leitura da Pressão Arterial (PA), deve-se entrar em “Channel 1”, em seguida em “Cyclic measurements”, selecionar em “Source” – “Input 1”, em “Measurement” deve-se selecionar “Rate”, em “Preset” deve-se selecionar a opção “Cardiovascular – Arterial Pressure”. Em seguida deve-se clicar “OK” e em “START” dando início a leitura da Pressão Arterial em tempo real (FIGURA 5).

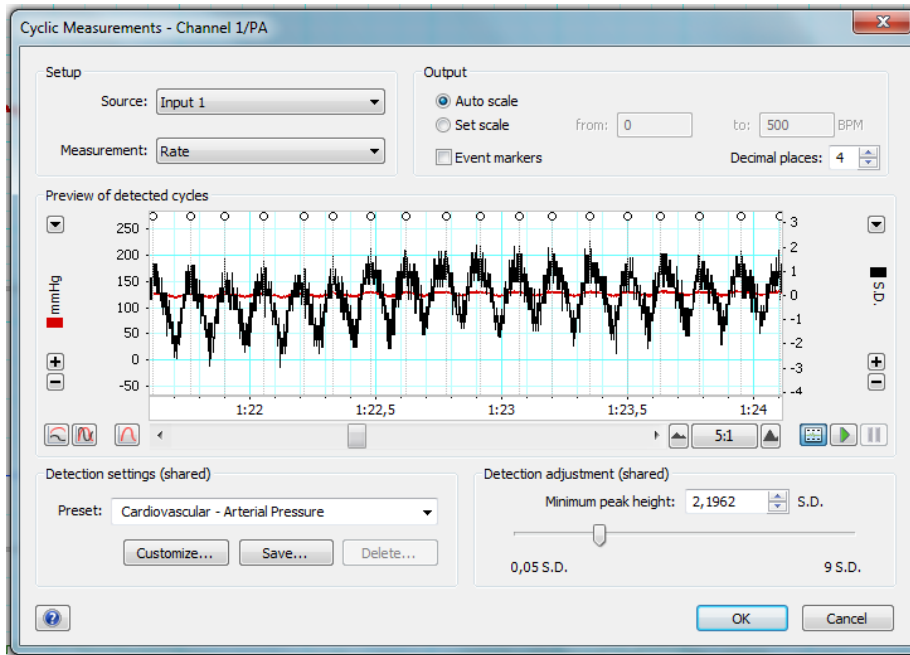


FIGURA 5: Padronização para leitura da Pressão Arterial (PA).

5- Para leitura da Frequência Cardíaca (HR) deve-se entrar em “Channel 2” em seguida em “Cyclic measurements”, selecionar em “Source” – “Channel 1”, em “Measurement” deve-se selecionar “Rate”, em “Preset” deve-se selecionar a opção “Cardiovascular – Arterial Pressure”. Em seguida deve-se clicar em “OK” e em “Play” iniciando a leitura da Frequência Cardíaca em tempo real (FIGURA 6).

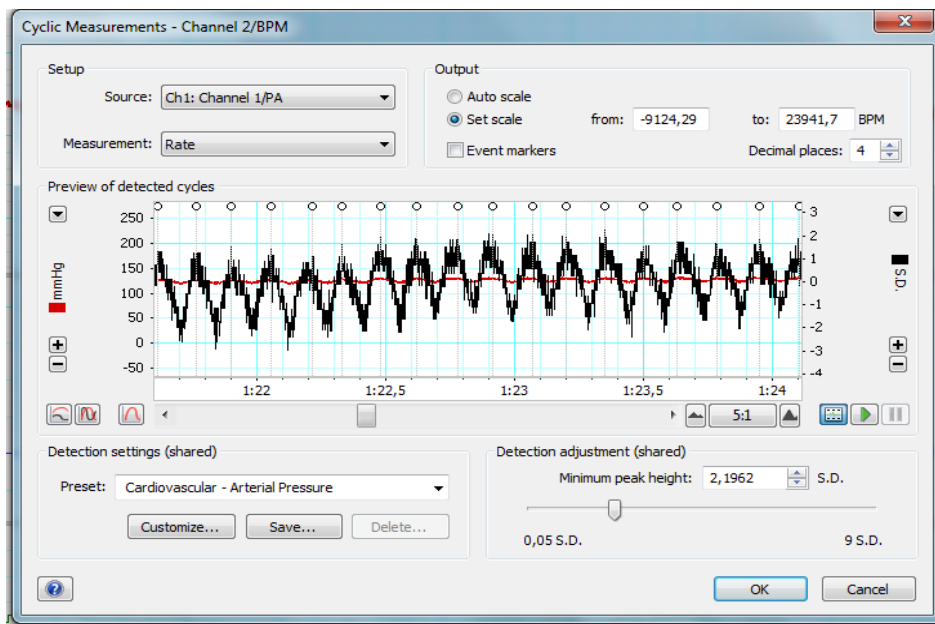


FIGURA 6: Padronização para leitura da Frequência Cardíaca (HR).

6- Para leitura da Média da Pressão Arterial (Mean), deve-se entrar em “Channel 3”, em seguida em “Cyclic measurements”, selecionar em “Source” – “Channel 1”, em “Measurement” deve-se selecionar “1/3 Max + 2/3 Min”, em “Preset” deve-se selecionar a opção “Cardiovascular – Arterial Pressure”. Em seguida deve-se clicar em “OK” e em “Play” dando início a leitura Média da Pressão Arterial em tempo real (FIGURA 7).

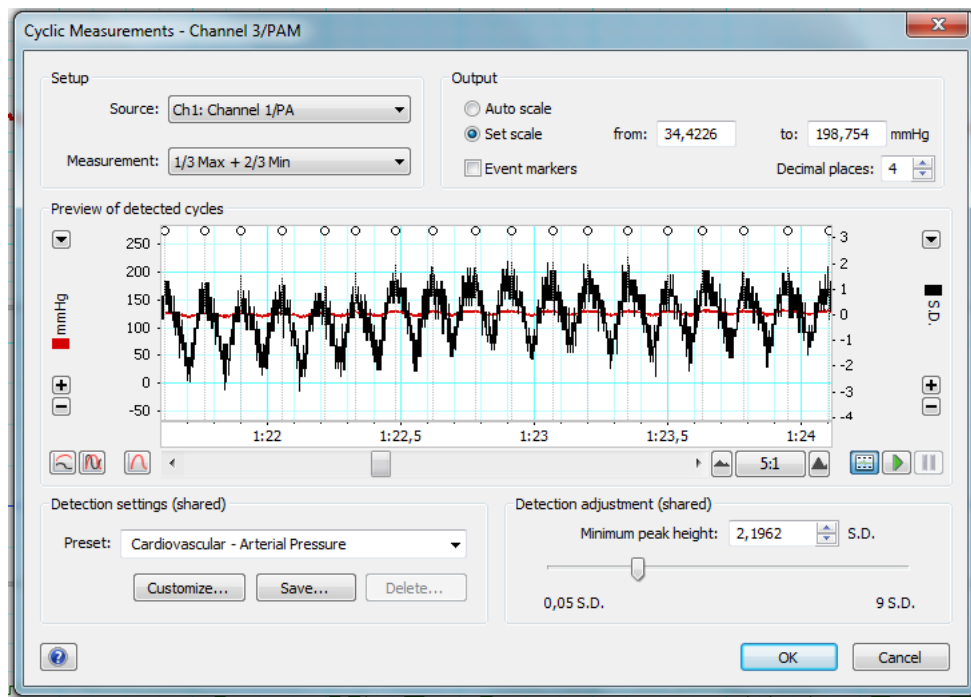


FIGURA 7: Padronização para leitura da Média da Pressão Arterial (HR).

7- Para salvar a leitura, clicar em “File” em seguida em “Save as”, criar uma pasta e salvar a sua leitura com as especificações do experimento e data.

Obs:

- A leitura deve de fato ser iniciada após 30 minutos que o animal estiver familiarizado e ligado ao equipamento.
- A leitura deve ser realizada sempre com o animal na própria caixa, mudança de ambiente pode estressar o animal e causar alterações nos resultados das análises.

Após a realização das leituras e a padronização do primeiro experimento, tal análise pode ser salva como padrão para a realização dos demais experimentos, não sendo necessária a realização de calibração e padronização na realização de cada leitura.

6. DOCUMENTOS DE REFERÊNCIA

DE MOURA JUNIOR M.R.M. Avaliação Temporal da Pressão Arterial Sistólica por Pletismografia de Cauda em Ratos Submetidos à Desnutrição Protéica e a Hipertensão de Goldblatt (2R-1C). Dissertação apresentada ao programa de Pós-Graduação do Núcleo de Pesquisas em Ciências Biológicas da Universidade Federal de Ouro Preto. Acessado em: <http://livros01.livrosgratis.com.br/cp120798.pdf>.

FAZAN JR., Rubens et al. Modelos de Hipertensão Arterial. Revista Brasileira Hipertensão, v. 8, n. 1, p. 19-29, 2001. Disponível em <http://departamentos.cardiol.br/dha/revista/8-1/004.pdf>

PIERIN, A.M.G.; ALAVARCE, D.C. LIMA, J.C. et al. A medida indireta da pressão arterial: como evitar erros. Revista Brasileira de Hipertensão, vol. 1, p. 31-38, 2000.

ZATTAR, L. C., BOING, A. F., GIEHL, M. W. M. et al. Prevalência e fatores associados à pressão arterial elevada, seu conhecimento e tratamento em idosos no sul do Brasil. Cad. Saúde Pública. v. 29, n. 3, p. 507-521, 2013.

Disponível em: <http://www.scielo.br/pdf/csp/v29n3/a09v29n3>