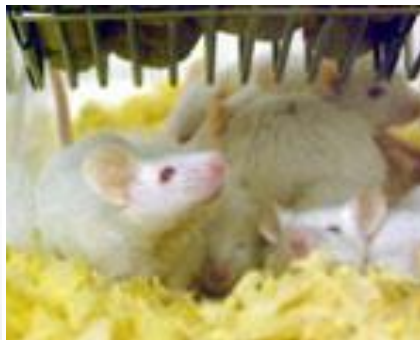




# Treinamento em Manipulação na Experimentação Animal

Profª Márcia Kiyoe Shimada  
Departamento de Patologia Básica  
Setor de Ciências Biológicas  
Universidade Federal do Paraná



# AVANÇOS E BENEFÍCIOS DESENVOLVIDOS PELA EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL NA MEDICINA HUMANA E ANIMAL

REALIZAR EXPERIMENTOS COM OS  
ANIMAIS SEM SOFRIMENTO, SEM  
DOR E ESTRESSE

PROMOVER O BEM-ESTAR ANIMAL

# EXPERIMENTAÇÃO COM ANIMAIS DE LABORATÓRIO

*Faça um bom planejamento →  
aplique o princípio dos 3 R's*

NC3Rs -

<http://www.nc3rs.org.uk/arrive-guidelines> sobre 3R's

*Conheça o animal com a qual  
trabalha!*

*Monitore bem os animais, não  
os abandone durante os  
experimentos!*

*Você é responsável!*

*Advertências! (art. 18, cap. V – Lei Arouca)*



# EXPERIMENTAÇÃO COM ANIMAIS DE LABORATÓRIO

*Analise junto ao orientador se existem formas alternativas para o experimento*



*Analise junto ao orientador se é possível reduzir o número de animais (estatística)*



*Analise se o modelo animal ou mesmo a linhagem animal com a qual irá trabalhar é adequado para responder a hipótese do trabalho*



## *Rattus norvegicus* - Ásia



SDCFMUSP

- Facilmente manipuláveis
- Fácil manutenção
- Manutenção não muito cara
- São sociáveis
- Período de gestação curto
- Tempo de vida curto
- Prolíferos
- Conhecimento sobre a biologia e genética (70 – 90%)
- **Convívio em grupo – hierarquia social**
- **Separação – reorganização social**
- Hábitos coprófagos
- Baixa tolerância ao calor
- **Outbred (heterogênicos) = usar em maior número em experimentos (Ex. Swiss)**



*Mus musculus* – Europa e Ásia

# *Oryctolagus cuniculus* – Península ibérica e norte da África

- Facilmente manipuláveis
- São sociáveis e dóceis (territorialistas/estresse sexual) - Brigas entre machos
- Experimentos de irritabilidade, provas de pirogênio – [métodos alternativos](#)
- Vias acessíveis de inoculação
- Altos títulos de anticorpos
- Grande volume de sangue
- Sensíveis a penicilina e ampicilina – tóxicos
- Baixa tolerância ao calor
- Hábitos coprófagos
- Morte súbita (catecolaminas)
- Medo = paralisia (ovinos e aves tb)



## *Cavia porcellus* – origem latina



Dunkin Hartley é uma cobaia outbred albina originada da variedade Inglesa

- Facilmente manipuláveis
- São sociáveis e dóceis
- Obter material para reações de sistema complemento
- Sistema reprodutivo e eletrocardiograma semelhante ao do humano
- Sensíveis a tetraciclina , cloranfenicol e penicilina (tóxicas)
- Vitamina C (Ácido ascórbico) – deficiência (anemia e hemorragia generalizada)

# *Mesocricetus auratus* (SYR=hamster dourado ou sírio) - Síria

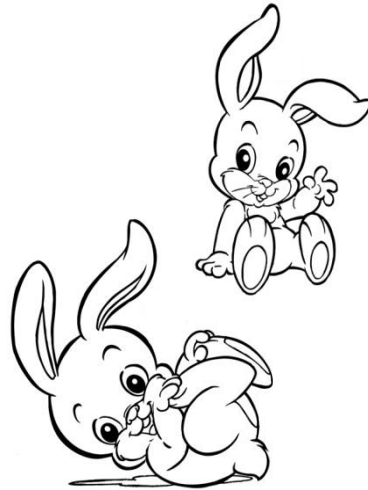


- Hamster = Alemão, “estocar comida”
- Animal recente na pesquisa biomédica – tolerância imunológica a transplantes homólogos e heterólogos de tecidos normais e cancerígenos, estudos de ritmos circadiano e comportamento animal
- Sensíveis ao estresse (assustam)
- Facilmente manipuláveis
- São sociáveis e dóceis
- Cuidado! Queda de temperatura = hibernam



# CONTENÇÃO DOS ANIMAIS

- Conheça bem os animais - medo, defesa e comportamento normal
- Má contenção = resultado/experimento comprometido



- Conheça os métodos de contenção. Importante tanto para a segurança do manipulador como do animal

**Físico (menos estressante )** ou químico

**A contenção está firme e segura?**

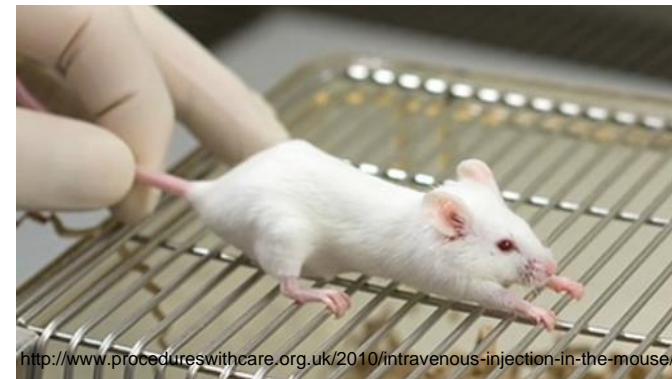
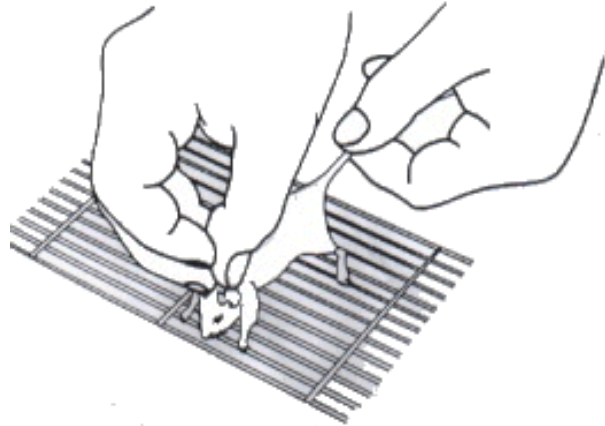
Imobilizar de forma indolor, confortável, sem estresse, calma

# Contenção Física

*Manobra rápida – minimiza o estresse*



*Longa distância*



<http://www.procedureswithcare.org.uk/2010/intravenous-injection-in-the-mouse/>

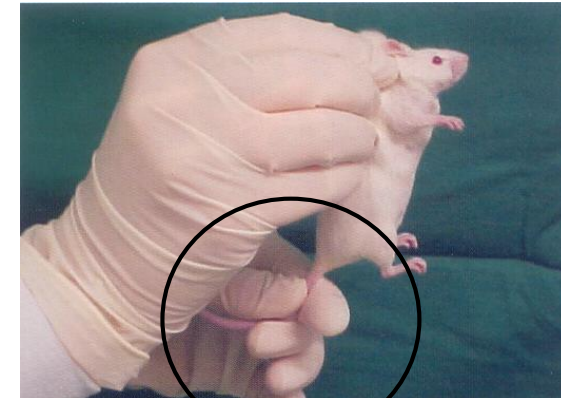
## Camundongos



*Confirmar o sexo*



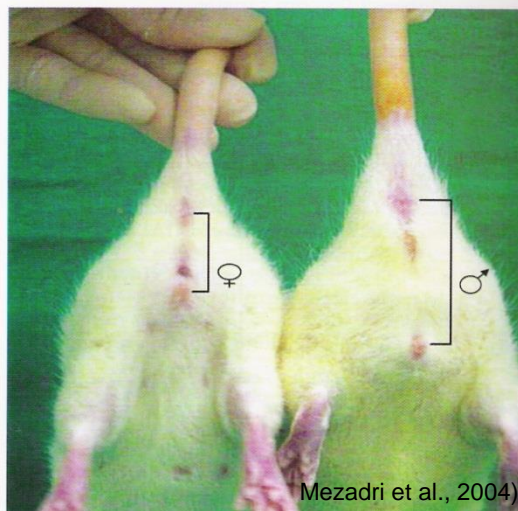
*Cuidado com asfixia*



# Contenção Física



*Manobra rápida – minimizar estresse*



*Confirmar o sexo*



*Método de Camila*

# Aparatos



Foto: Itamar Crispim



Foto: Itamar Crispim



Foto: Itamar Crispim

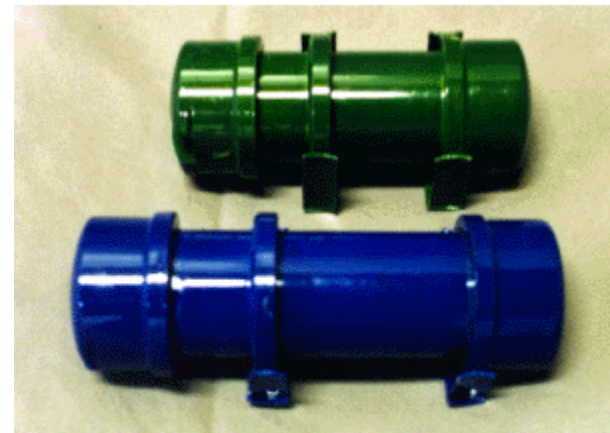
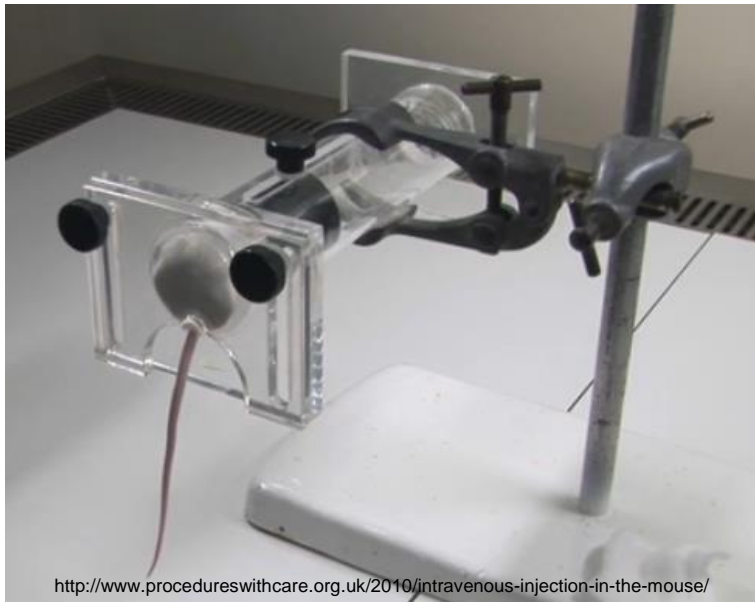
Cuidado com pontas  
ou superfícies que  
podem machucar o  
animal

# Aparatos

Sempre higienizá-los  
após o uso



# Aparatos



**Fig. 2 – Contensores: de cor verde para ratos pesando até 350g e de cor azul para ratos pesando acima de 350g.**

## 15 - INFORME TÉCNICO

### **CONTENSOR MECÂNICO PARA RATOS<sup>1</sup>**

**Carlos Eduardo Mayor Pereira<sup>2</sup>**

Pereira CEM. Contensor mecânico para ratos. Acta Cir Bras [serial online] 2001 Out-Dez;16(4). Disponível em: URL: <http://www.scielo.br/acb>.

**RESUMO:** Foram utilizados 20 ratos (*Rattus norvegicus albinus*), da linhagem Wistar, para o experimento. A contensão realizada com o dispositivo proporciona facilidade de administração de drogas sem riscos de causar ferimentos no animal, além de ser útil a pessoas não afeitas a manipulação de ratos.

**DESCRITORES:** Animais de laboratório. Imobilização. Ratos.

# Contensor mecânico para ratos

Foram utilizados 20 ratos (*Rattus norvegicus albinus*), da linhagem Wistar, para o experimento. A contensão realizada com o dispositivo proporciona facilidade de administração de drogas sem riscos de causar ferimentos no animal, além de ser útil a pessoas não afeitas a manipulação de ratos.

Pereira, C. E. M. (2001)

Acesso: <http://dx.doi.org/10.1590/S0102-86502001000400015>



Fig. 3 – Animal entrando no dispositivo, sem demonstrar medo.

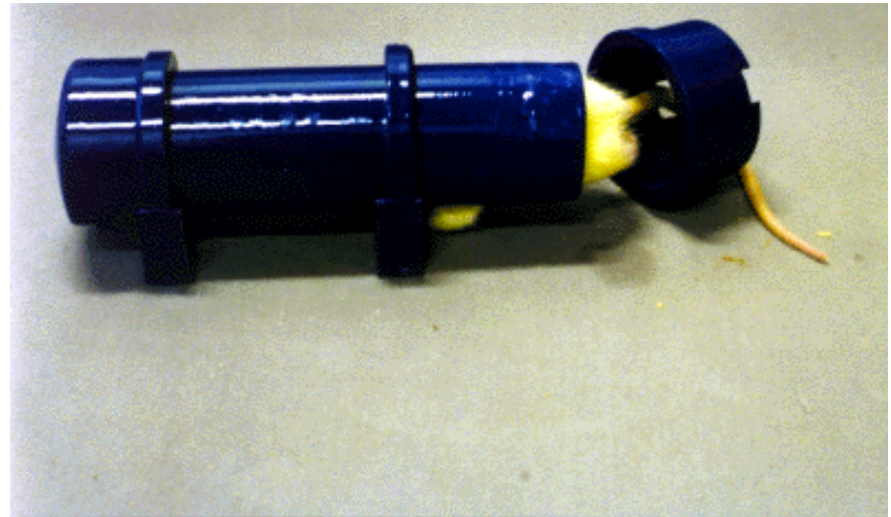
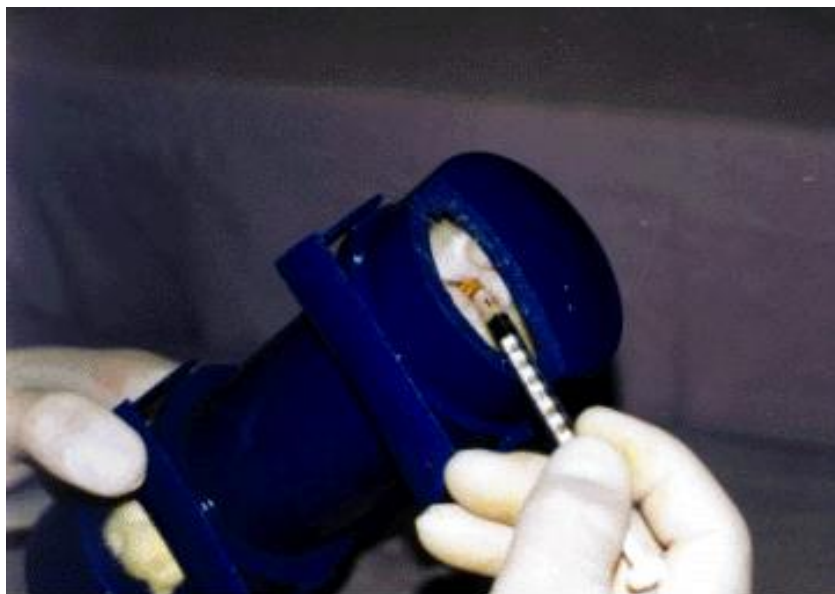


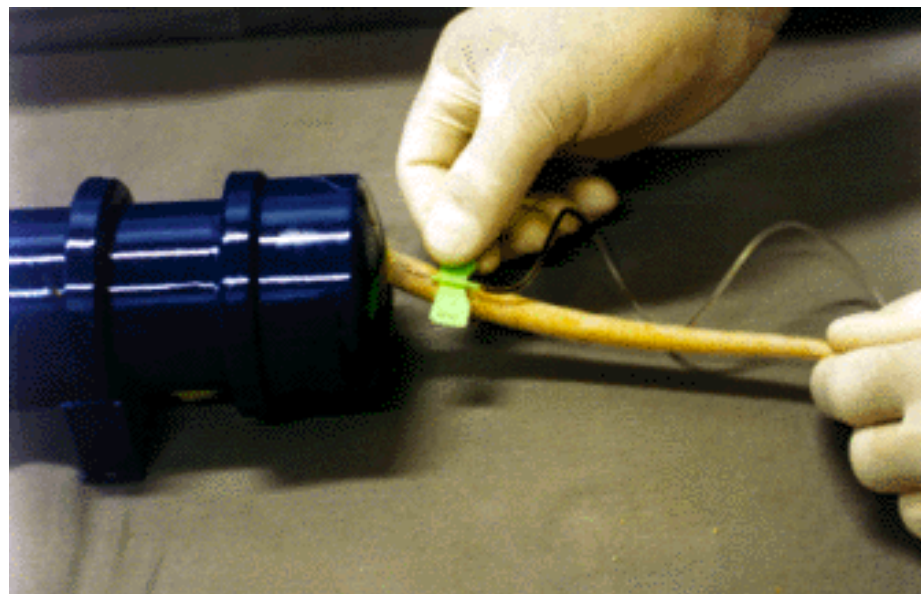
Fig. 4 – Detalhe do tampão de PVC que é utilizado para imobilizar o animal no contensor.

- Administração de drogas via oral, intraperitoneal e intravenosa
- Punção intravenosa



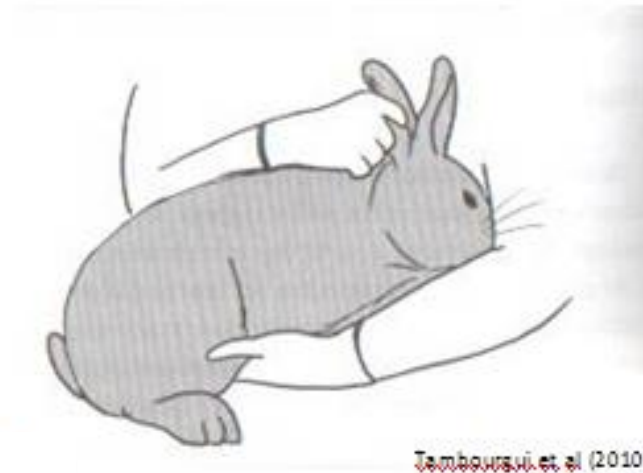


**Fig. 6 – Abertura no tampão para administração de drogas por via oral.**

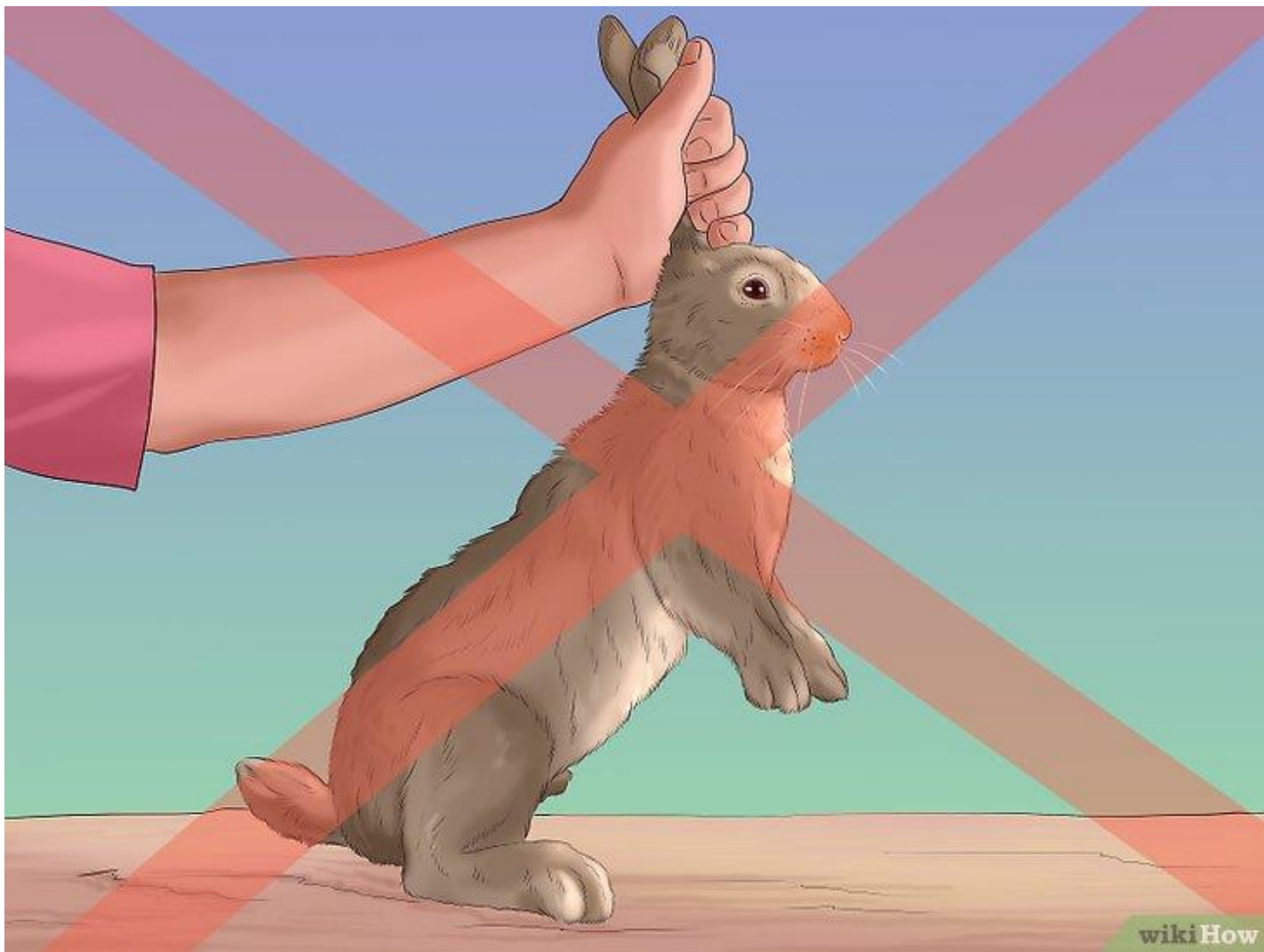


**Fig. 5 – Punção venosa para coleta de sangue ou administração de fármacos.**

# Contenção Física



Esqueleto corpóreo apenas 8% do seu peso corpóreo total sendo bastante frágil, semelhante ao de um pássaro.



# Aparatos



# Contenção Física



Método de Camila

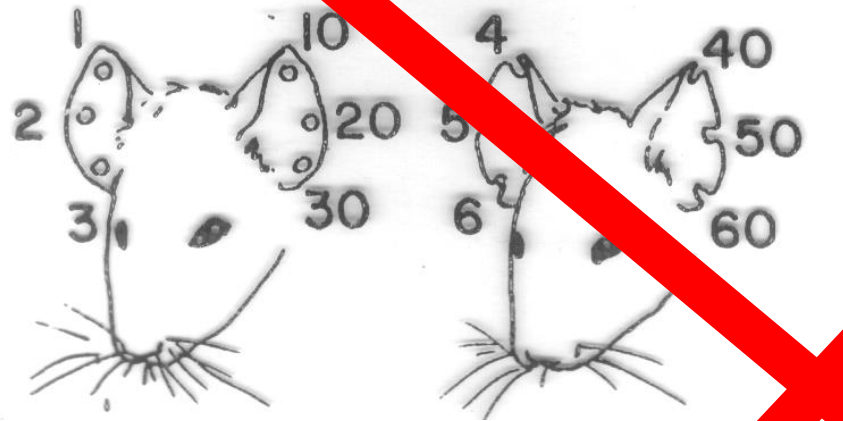
Cuidado com a paralisa por estresse

# Contenção Física



# IDENTIFICAÇÃO DOS ANIMAIS

Marcação dos animais – perfuração ou tatuagem na orelha



- Marcação dos animais – tricotomia (curtos períodos)
- Marcação dos animais – ácido pícrico





- Marcação dos animais – etiquetas de identificação



[http://www.zootechonline.com.br/produtos\\_detalhamento.php?produto\\_id=127](http://www.zootechonline.com.br/produtos_detalhamento.php?produto_id=127)

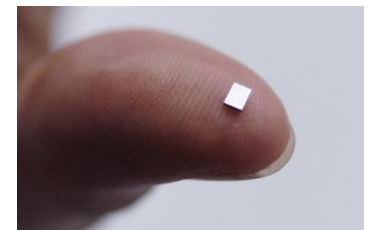
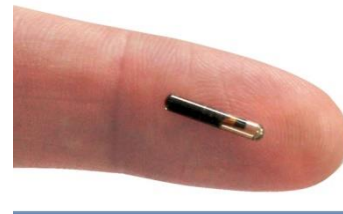


- Caneta retroprojektor



<http://www.procedureswithcare.org.uk/2010/intravenous-injection-in-the-mouse/>

- Microchips subcutâneo



# FICHAS DE IDENTIFICAÇÃO DO PROJETO E DOS PESQUISADORES

## BIOTÉRIO SCB

FICHA DE PESQUISA									
CEUA:						Início			
Orientador:						/	/		
Aluno:						Término			
Departamento:						/	/		
Fone/Celular:						Ramal:			
Obs:									
Se necessário, marque as alternativas.									
<input type="checkbox"/> Não fornecer água					<input type="checkbox"/> Não fornecer ração				

# É NECESSÁRIO UM PERÍODO DE ADAPTAÇÃO DOS ANIMAIS AO NOVO AMBIENTE E AOS MANIPULADORES ANTES DE INICIAR QUALQUER EXPERIMENTO

Adaptação ao ambiente



Animais de grupo – reorganização e readaptação social



Adaptação com os manipuladores



# CALIBRES DE AGULHA

*Espécie animal*  
*Via de administração*  
*Tipo de substância*  
*Local de coleta*

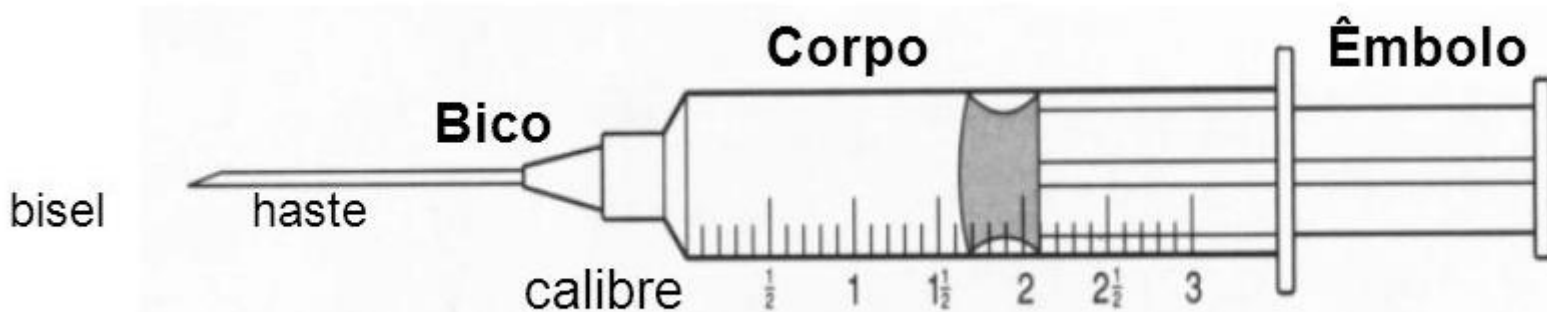
IDENTIFICAÇÃO DE AGULHAS		
TABELA DE EQUIVALÊNCIA SISTEMA INGLÊS E MÉTRICO		
INGLÊS (polegada)	MÉTRICO (milímetro)	
	DE	PARA
16 G 1/2	40x16	1,60x40
18 G 1/4	30x12	1,20x30
18 G 1/2	40x12	1,20x40
19 G 1	25x10	1,00x25
19 G 1/4	30x10	1,00x30
20 G 1	25x9	0,90x25
20 G 1/4	30x9	0,90x30
20 G 1/2	40x9	0,90x40
21 G 1	25x8	0,80x25
21 G 1/4	30x8	0,80x30
21 G 1/2	40x8	0,80x40
22 G 1	25x7	0,70x25
22 G 1/4	30x7	0,70x30
22 G 1/2	40x7	0,70x40
23 G 1	25x6	0,60x25
23 G 1/4	30x6	0,60x30
23 G 1/2	40x6	0,60x40
24 G 3/4	20x5,5	0,55x20
25 G 5/8	15x5	0,50x15
25 G 3/4	20x5	0,50x20
25 G 1	25x5	0,50x25
26 G 1/2	13x4,5	0,45x13
26 G 3/8	10x4,5	0,45x10
27 G 1/2	13x4	0,40x13
27,5 G 1/2	13x3,8	0,38x13
30 G 1/2	13x3	0,30x13

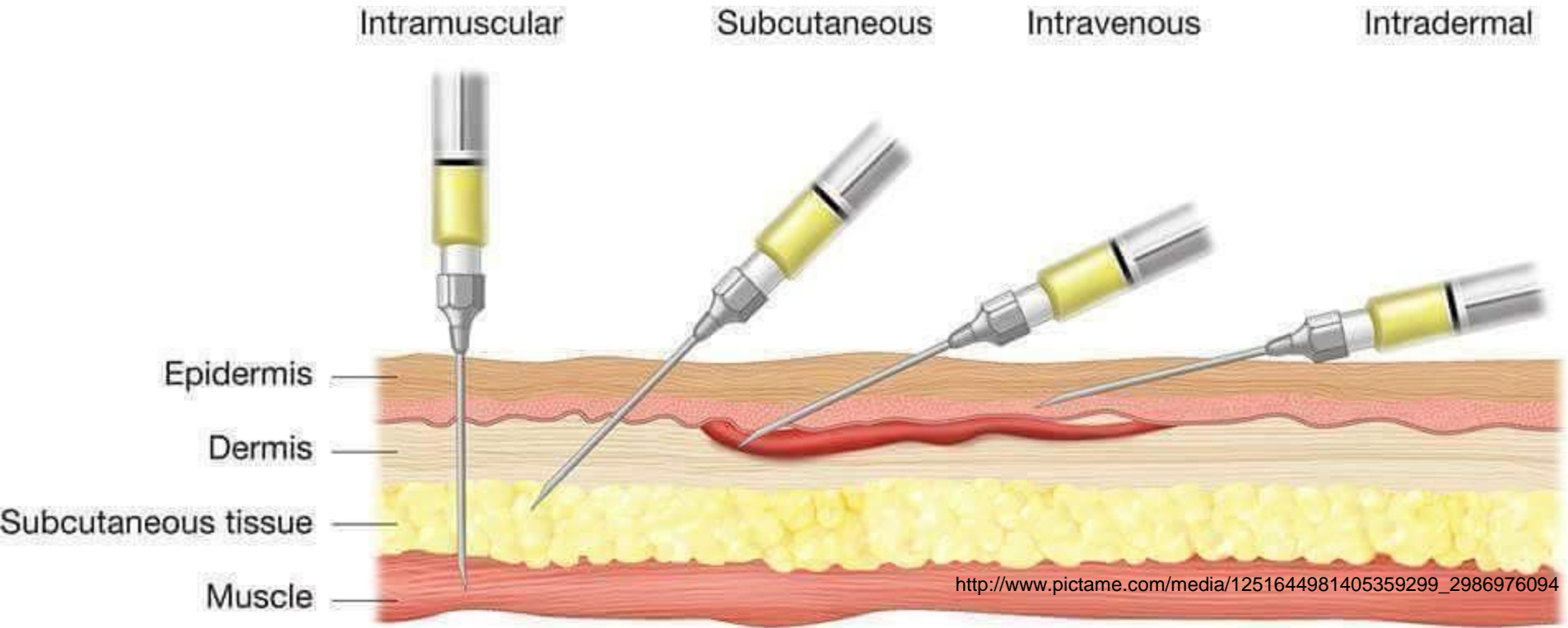


# UTILIZAÇÃO DA AGULHA

- Usar sempre agulha nova – bisel intacto (nunca reutilizar a agulha!)

Agulhas envoltas  
com silicone





Intramuscular  
90°



Subcutaneous  
45°



Intravenous  
25°

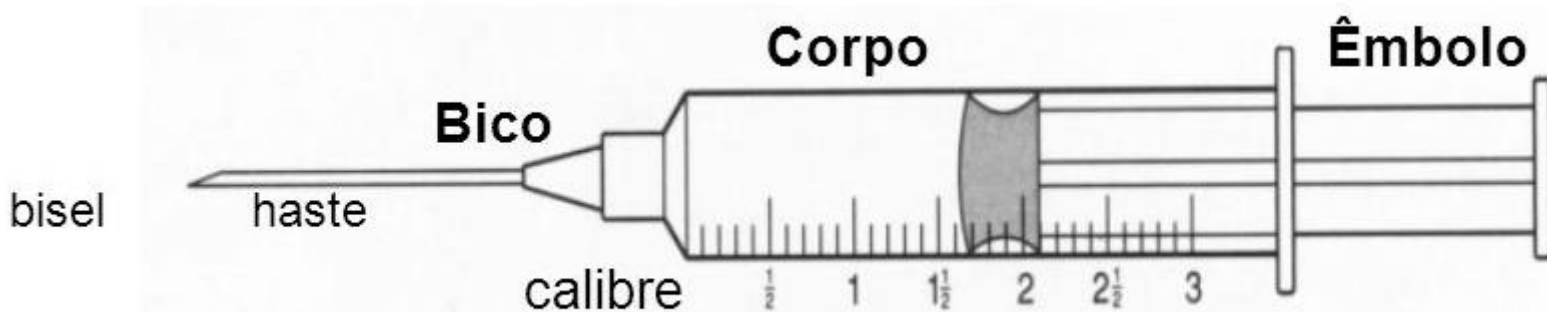


Intradermal  
10-15°

# UTILIZAÇÃO DA AGULHA

- Usar sempre agulha nova – bisel intacto (nunca reutilizar a agulha!)

Agulhas envoltas  
com silicone



# UTILIZAÇÃO DA AGULHA



Agulha usada ampliada 370 vezes

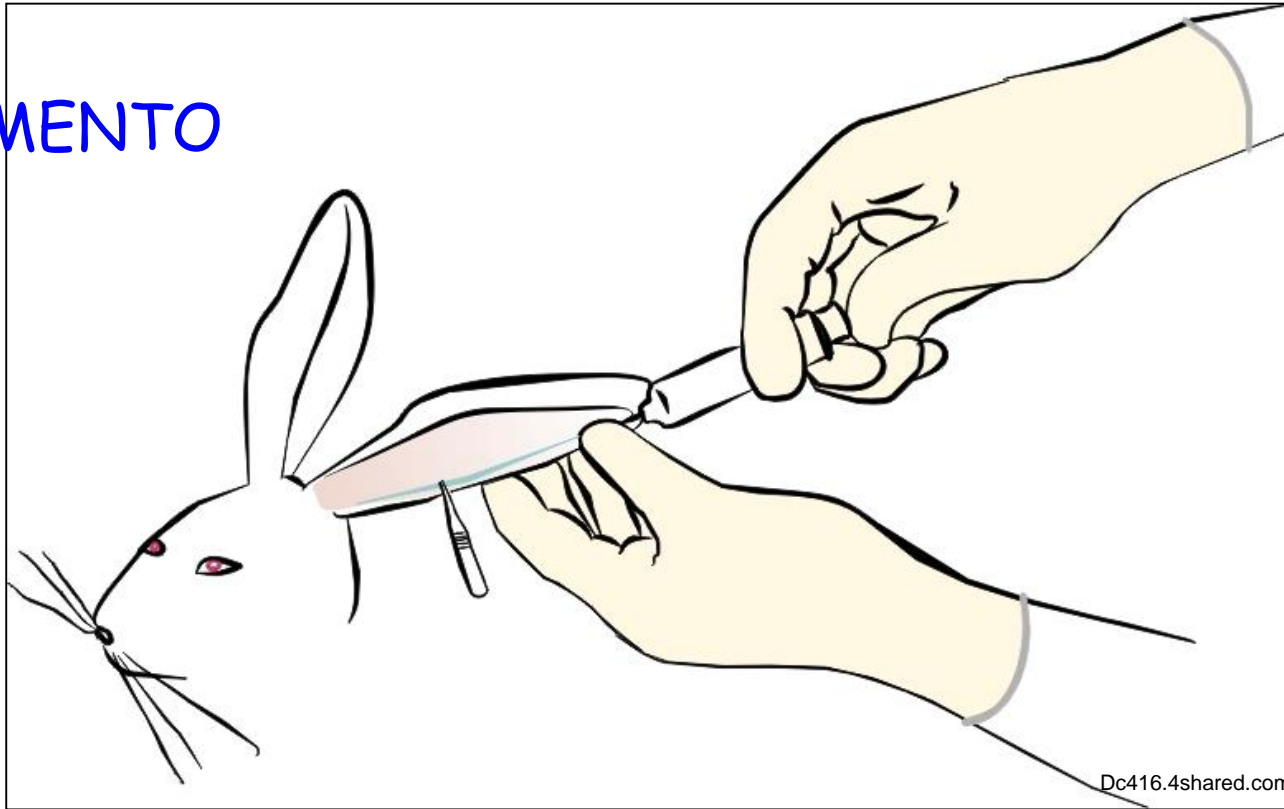


Agulha usada ampliada 2.000 vezes



# Vias de inoculação

TREINAMENTO



O conhecimento sobre a anatomia dos animais de laboratório é importante para o **procedimento correto, seguro, preciso e rápido de administração de substâncias por várias vias e na coleta de sangue e de órgãos** durante os experimentos evitando o estresse ao animal.

# Vias de inoculação - CAMUNDONGOS

	Subcutânea (SC)	Intramuscular (IM)	Intraperitoneal (IP)	Intravenosa (IV)
Local	Região nucal, Dorsal e base da calda	Quadríceps; face posterior da coxa	Quadrante lateral inferior direito	lateral da calda, femural e retrorbital*
Volume máximo	0.5mL/animal	0.2mL/animal	1mL/animal	0.2mL/animal
Agulha	13x4.5 ou 25x5	13x4.5 ou 25x5	13x4.5 ou 25x5	20x5,5 ou 13X4,5

Fonte: adaptado de Fantoni e Cortopassi, 1996; Waynforth e Flecknell, 1998; Harkness e Wagner 1993; Rasmussen e Ritskes-Hoitinga, 1999.

\* Em casos especiais utilizando drogas anestésicas

Retirado do manual CEUA-Fiocruz (2008)

A via depende do volume e tipo de substância (oleoso ou aquoso)

Usar soluções sempre a temperatura ambiente!

Volumes máximos são para animais adultos!

Observar os animais após qualquer procedimento!

# Vias de inoculação - CAMUNDONGOS



via subcutânea

# Vias de inoculação - CAMUNDONGOS



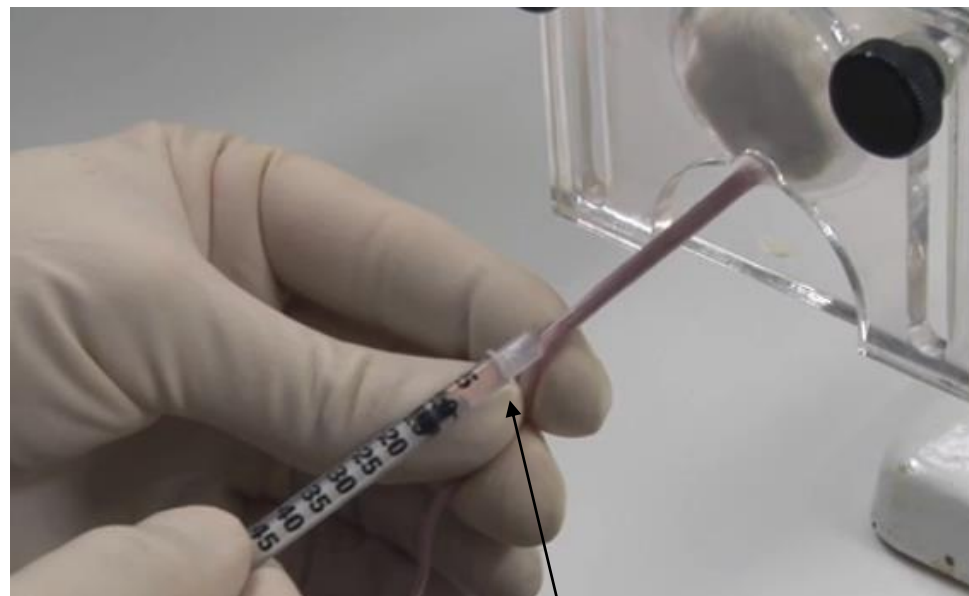
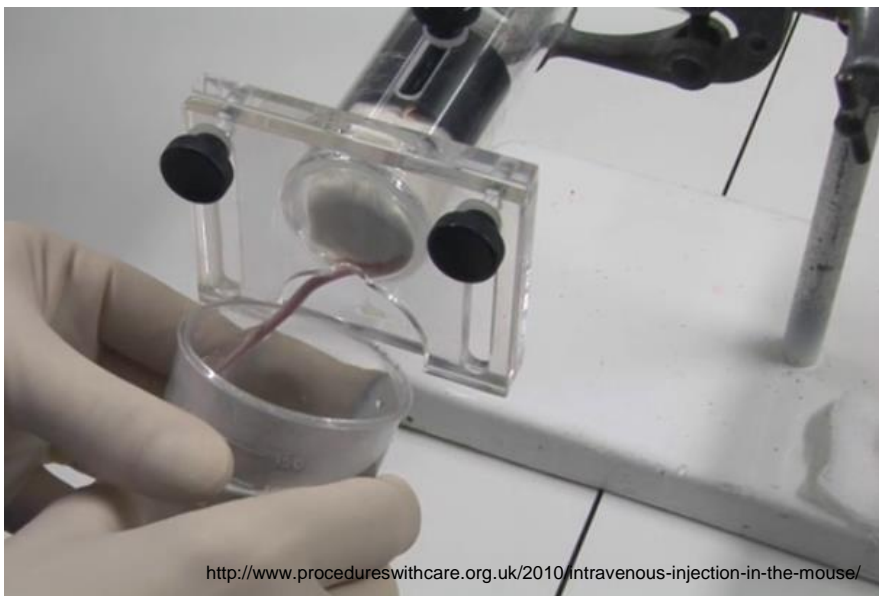
via intramuscular

# Vias de inoculação - CAMUNDONGOS



via intraperitoneal

# Vias de inoculação - CAMUNDONGOS



Anestésicos → ação mais rápida e eficaz

*Cuidado com bolhas de ar*

via intravenosa

# Vias de inoculação - CAMUNDONGOS

4 cm comprimento  
1 mL / 100 g P.V.



Mezadri et al. (2004)



Pereira et al. (2001)

via oral (seringa, ração ou água) ou gavagem (orogástrica)

# Vias de inoculação - RATOS

	Subcutânea (SC)	Intramuscular (IM)	Intraperitoneal (IP)	Intravenosa (IV)
Local	Região nocal e dorsal	Quadríceps face posterior da coxa	Quadrante lateral inferior direito	Dorsal do pênis, lateral da cauda e safena
Volume máximo	4mL/Kg	1.25mL/Kg	5-10mL/Kg	1 mL/Kg
Agulha	13x4.5 ou 25x5	20x5.5 ou 25x6	25x6 ou 20x5.5	25x5

Fonte: adaptado de Fantoni e Cortopassi, 1996; Waynforth e Flecknell, 1998; Harkness e Wagner 1993; Rasmussen e Ritskes-Hoitinga, 1999.

Retirado do manual CEUA-Fiocruz (2008)

A via depende do volume e tipo de substância (oleoso ou aquoso)

Usar soluções sempre a temperatura ambiente!

Volumes máximos para animais adultos!

Observar os animais após qualquer procedimento!



# Vias de inoculação - RATOS



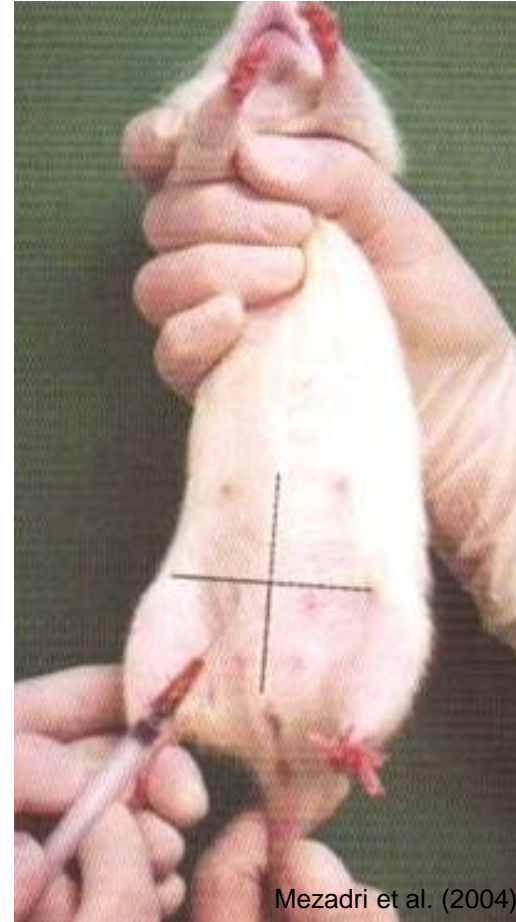
via subcutânea

# Vias de inoculação - RATOS



via intramuscular

# Vias de inoculação - RATOS

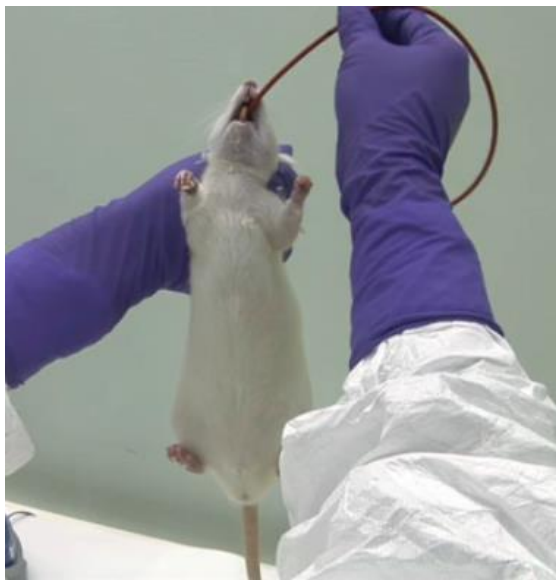
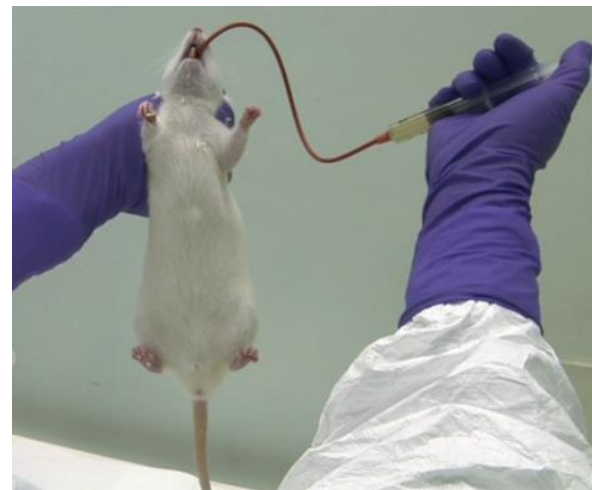


via intraperitoneal

# Vias de inoculação - RATOS



via intravenosa



8 cm comprimento  
1 mL/100 g P.V.

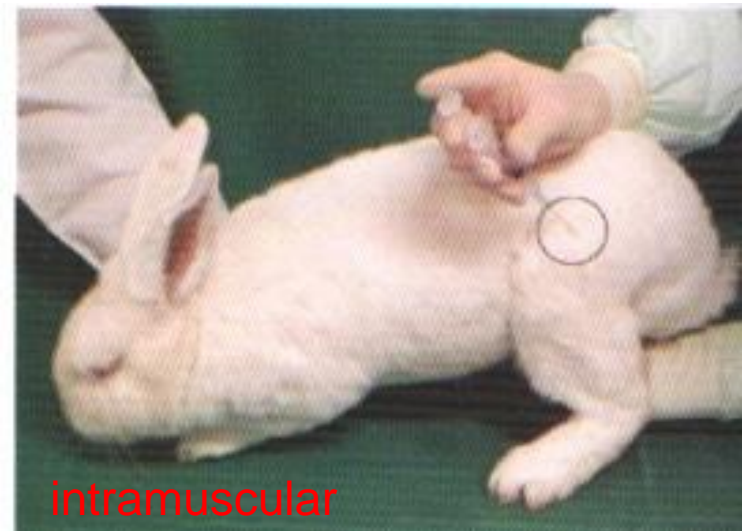
via oral (seringa, ração ou água) ou gavagem (intragástrica)

# Inoculação

## - Coelhos, cobaia e hamster -

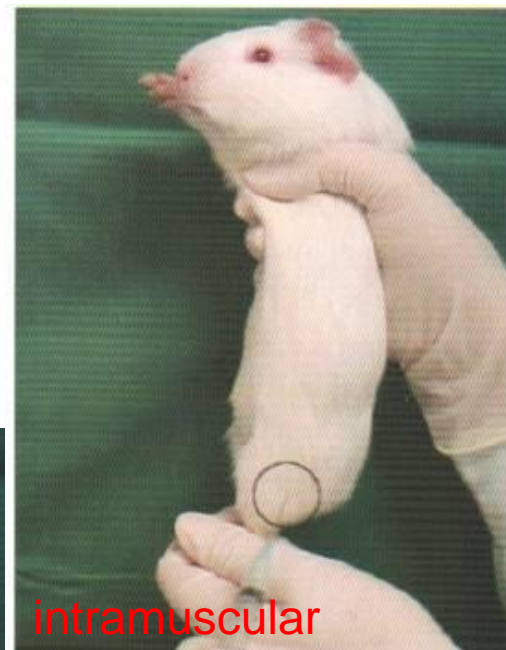


Coelhos não faz  
intraperitoneal – reação  
anafilática (alta sensibilidade)



# Inoculação

## - Coelhos, cobaia e hamster -



# Principais locais de coleta de sangue em animais convencionais e não convencionais

	Veia Cava	Veia Cefálica	Veia Marginal da Orelha	Veia Femoral	Punção Cardíaca	Veia Jugular	Seio Orbital	Veia / Artéria Caudal	Corte na Cauda	Veia da Asa
Rato					X	X	X	X	X	
Camundongos					X		X	X	X	
Cobaia	X		X		X		X			
Coelho			X		X					
Hamster	X		X		X		X			
PNH				X		X				
Cão		X		X		X				
Gato		X		X		X				
Aves					X	X				X
Gambá						X		X		
Bovinos						X		X		
Pq. Ruminantes		X				X				
Furão					X	X		X	X	
Gerbil					X		X	X		
Porco	X		X							
Peixes					X				X	
Rã					X					
Serpentes					X					
Tartaruga					X				X	

Adaptado de "Manual sobre al cuidado y uso de los animales de experimentación", do Conselho Canadense de Proteção aos Animais.



# Volume permitido para coleta de sangue

Quadro mostrando o volume total de sangue presente no organismo de cada espécie animal

	mL/kg
Gato	47-66
Gado	60
Frango	60
Cão	79-90
Furão	75
Gerbil	67
Cabra	70
Cobaia	67-92
Hamster	78
Cavalo	75
Camundongo	78-80
Porcos	65
PNH*	54
Coelho	44-70
Rato	50-70
Ovelha	60

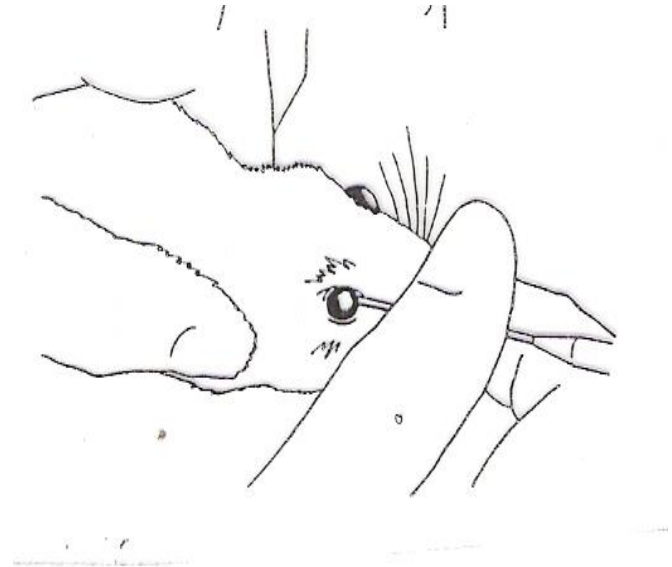
\*PNH - primatas não humanos

# Não mais que 10% do volume total de sangue deve ser coletado de uma vez e pode ser repetida somente após 3 a 4 semanas !!

# Se coletas repetidas forem necessários, máximo 1% do volume total a cada 24 horas !!

# Punção retro-orbital

- Realizada quando pequeno volume de sangue é requerido em roedores;
- Desvantagens: causa trauma ocular, lesão da glândula de Harderian e hemorragia nasal;
- Sempre usar pomadas anestésicas oftálmicas



Muito usado em hamster –  
restrição de vias de coleta

# Corte da ponta da cauda ou com agulha ou pique com agulha



# Aquecer a cauda com fonte de calor



# Coleta de sangue pela veia safena lateral

HEM, A.; SMITH, A.J.; SOLBERG, P. Saphenous vein puncture for blood sampling of the mouse, rat, hamster, gerbil, guineapig, ferret and mink. *Laboratory Animals*, 32: 364-8, 1998.

LUZZI, M; SKOUMBOURDIS, E.; BAUMANS, V.; CONTE, A.; SHERWIN, C.; LANG, T.; MORTON, D.; BARLEY, J.; MOREAU, E.; WEILENMANN, R.; REINHARDT, V. Collecting blood from rodents: a discussion by the laboratory animal refinement and enrichment forum. *Animal Technology and Welfare*, 4 (2): 99-102, 2005.

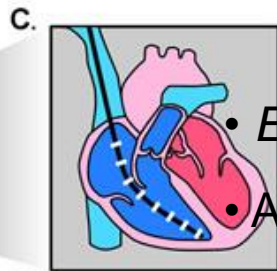
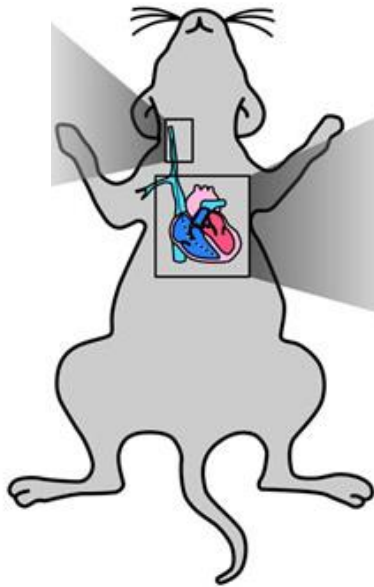
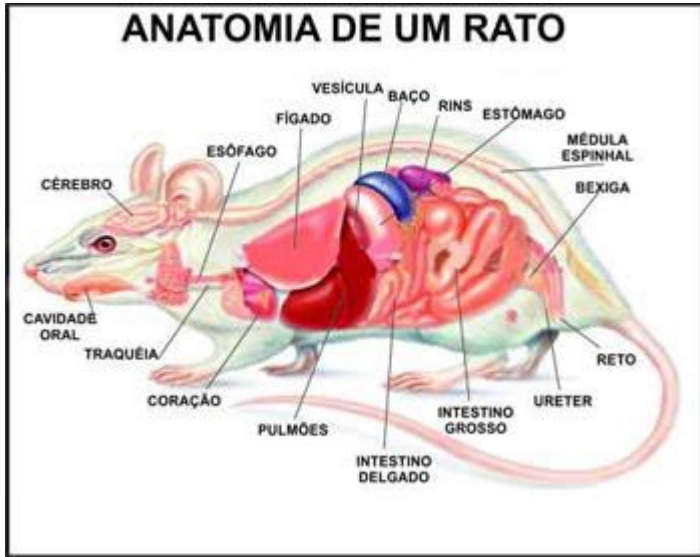


# Coleta de sangue pela veia safena lateral

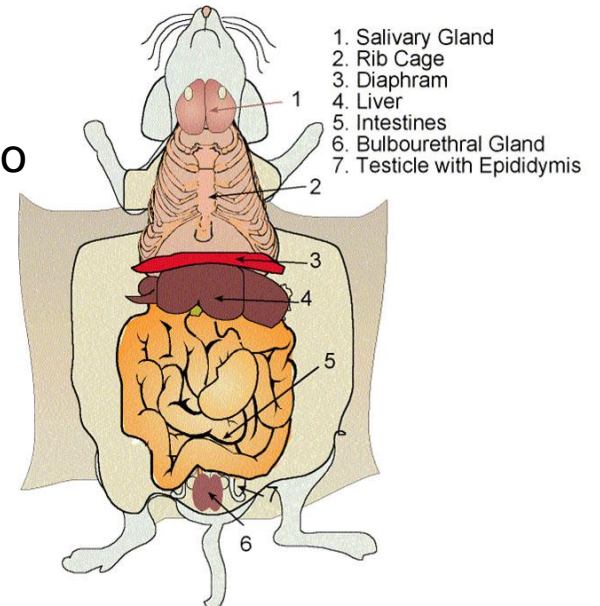
Tubo Falcon



# Punção cardíaca



- *Endpoint* do experimento
- Animais anestesiados



# Anatomia do camundongo



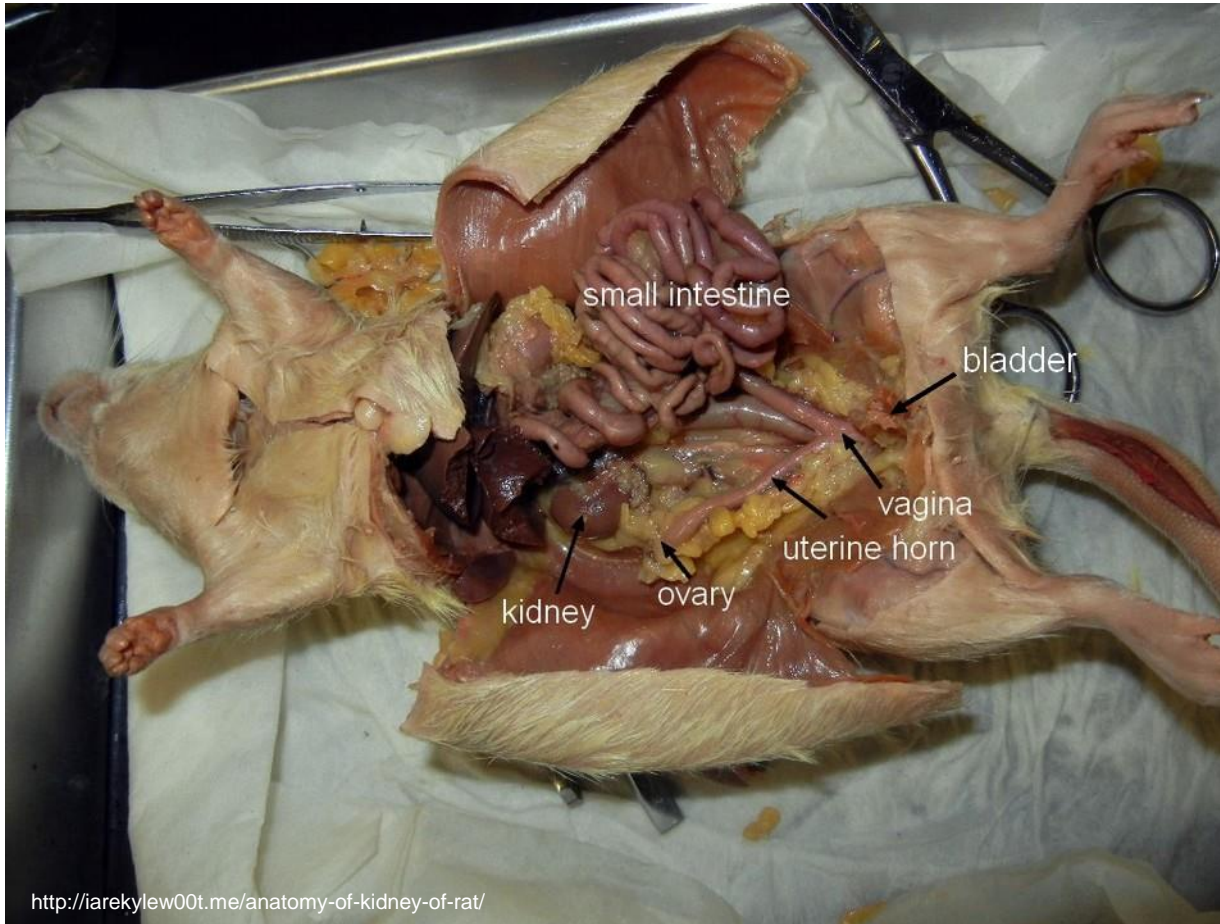
Fonte: [http://plato.wilmington.edu/faculty/dtroike/mouse\\_anatomy.htm](http://plato.wilmington.edu/faculty/dtroike/mouse_anatomy.htm)

## Cavidade peritoneal

\* Aproveite o animal descartado de experimentos e estude anatomia – princípio 3 R's



# Anatomia do rato

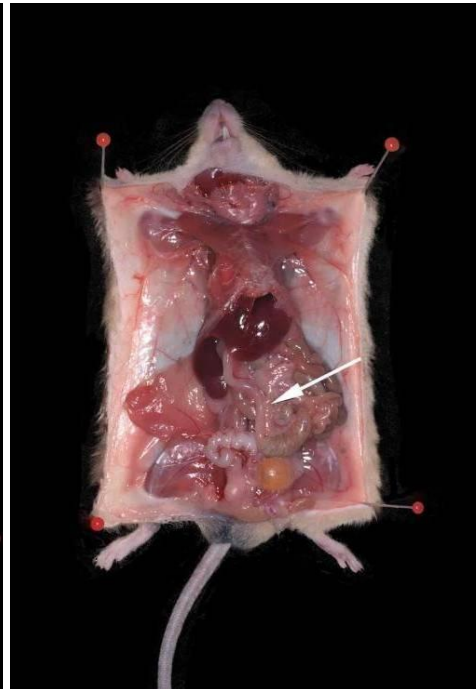
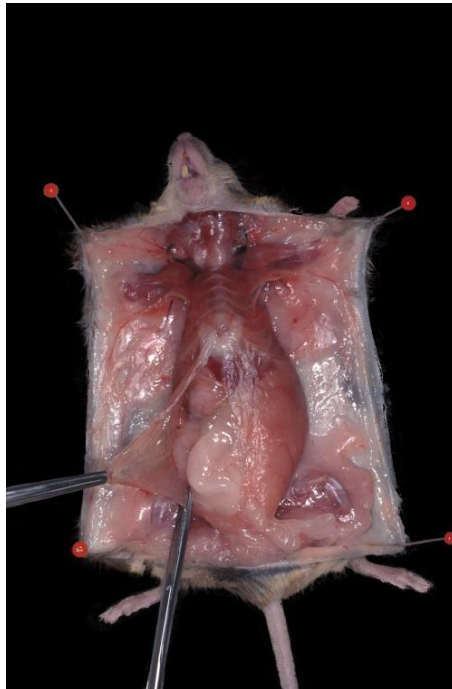
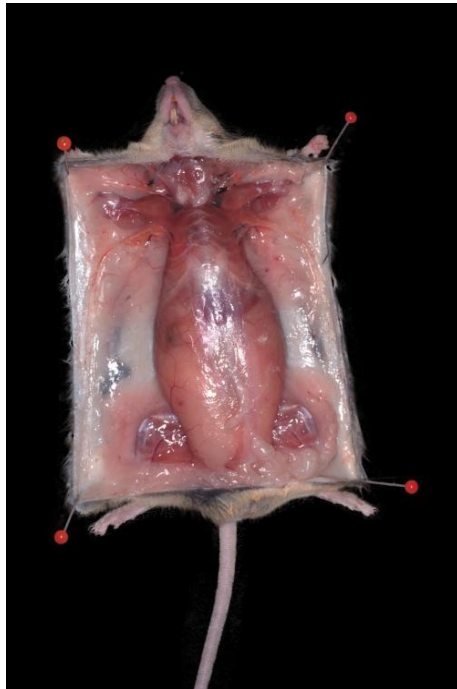


# Procedimentos de necropsia

## Vincenzo Covelli - Guide to the Necropsy of the Mouse

Division of Protection of Man and Ecosystems, ENEA, CR-Casaccia, via Anguillarese 301, 00060 Rome, Italy

Endereço eletrônico: [http://eulep.pdn.cam.ac.uk/Necropsy\\_of\\_the\\_Mouse/printable.php](http://eulep.pdn.cam.ac.uk/Necropsy_of_the_Mouse/printable.php)



# Coleta de sangue – endpoint

Punção cardíaca (ratos, camundongos, coelhos, cobaia)

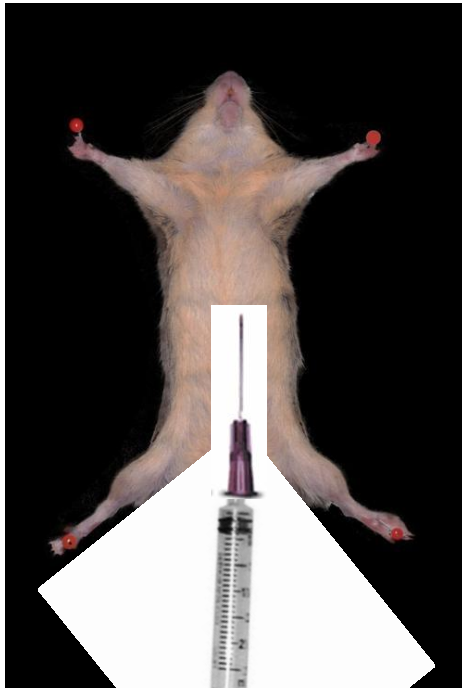


Fotos: Itamar Crispim

1. Paralelo ao comprimento do corpo do animal, na região da cartilagem xifóide (45°) e na direção ao coração
2. Lateral na altura do cotovelo

# Coleta de sangue - endpoint

Punção cardíaca (ratos, camundongos, coelhos, cobaia)



# EUTANÁSIA [“eu” (bom) e “thanatos” (morte)]

Considerar não apenas o método utilizado para a eutanásia, mas sim, todo o processo incluindo **ambiente (sem cheiro, limpar o local a cada eutanásia), número de animais presentes, tipo de contenção, familiaridade dos animais com os operadores (treinados), diminuir a sensação de medo nos animais** - manter o bem estar animal até o momento da eutanásia.

A morte deve ser confirmada antes que o cadáver seja descartado.

Resolução do CFMV nº 1000 de 11 de Maio de 2012 e **diretrizes do CONCEA sobre eutanásia**

STRESS ! STRESS  
STRESS  
STRESS  
STRESS  
STRESS  
STRESS  
STRESS  
STRESS



Estresse é o conjunto de reações do organismo a agressões de ordem física, psíquica, infecciosa e outras capazes de perturbar a homeostase

# FATORES QUE INFLUENCIAM NO RESULTADO DOS EXPERIMENTOS - ESTRESSE

**Fatores intrínsecos:** predisposição genética, racial, sexo, idade e sensibilidade individual, socialização

**Fatores extrínsecos:** novidade no ambiente, fatores sociais (superpopulação, machos, tratador), restrição física, modificações na luminosidade, acesso à comida e água, comida e manejo inadequado, barulho (ratos=convulsões audiogênicas), macroambiente [odor (amônia no ambiente), luminosidade], perfumes, microambiente (temperatura, odor), brigas

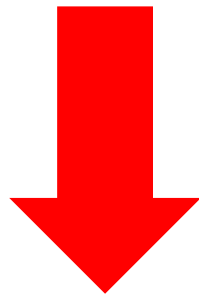
**Fatores experimentais:** dor, transporte, estímulos indutores do medo (ruídos, contenção física, técnicas experimentais, administração de drogas)

**Fatores dietéticos:** qualidade do alimento e da água, quantidade correta de água e alimento, limpeza dos recipientes de água e alimento

**Fator biológico:** vírus, bactérias, parasitos

# SINAIS VISUAIS DE PROCESSO DE ESTRESSE EM ANIMAIS DE EXPERIMENTAÇÃO

- A alteração na expressão facial, posturas corporais, comportamentos (mudanças na higiene, diminuição da atividade, agressividade, salivação, vocalização, postura arqueada, isolamento, brigas, movimentos estereotipados) e fisiológico (diminuição do consumo hídrico e alimentar, piloereção, dilatação da pupila, taquicardia, taquipneia, sudorese, tremores, espasmos, contrações musculares, paralisia em coelhos, ovinos e aves, emagrecimento, secreção de porfirinas) indicam estresse no animal.



Reflete nos resultados dos experimentos





~~REPRODUTIBILIDADE E REPETIBILIDADE~~

# COMO MINIMIZAR O ESTRESSE NOS ANIMAIS DE EXPERIMENTAÇÃO?

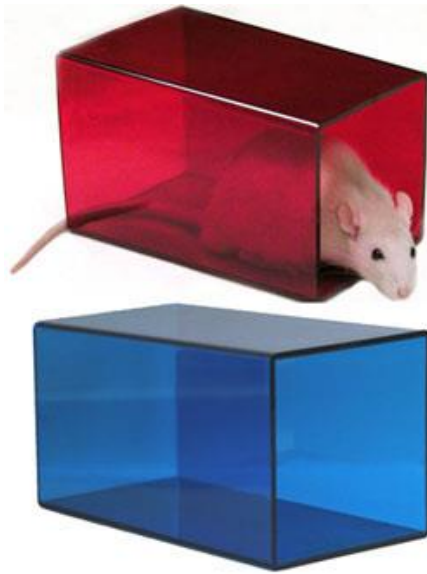
- Silêncio nas salas de experimentação ou durante a experimentação
- Ausência de outros animais no ambiente de experimentação (ala experimentação) → odores/ferormônios
- Adaptação ao tratador ou manipulador
- Limpez das câmaras para eutanásia (a cada eutanásia) → sinais olfatórios de alarme – estresse e medo
- Enriquecimento ambiental

# Enriquecimento ambiental

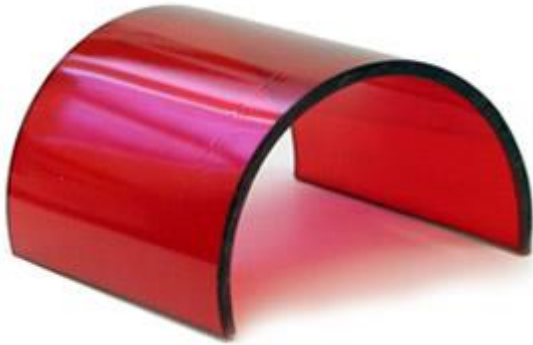
“Fornecer um mecanismo para o animal expressar um **comportamento inato** que resulta em efeito positivo na sua saúde e bem-estar”

- Tubos de PVC
- Pedacos de madeira
- Garrafas pet
- Sementes
- Rodas para correr
- Prateleiras suspensas
- Brinquedos





Each Piece Sold Separately

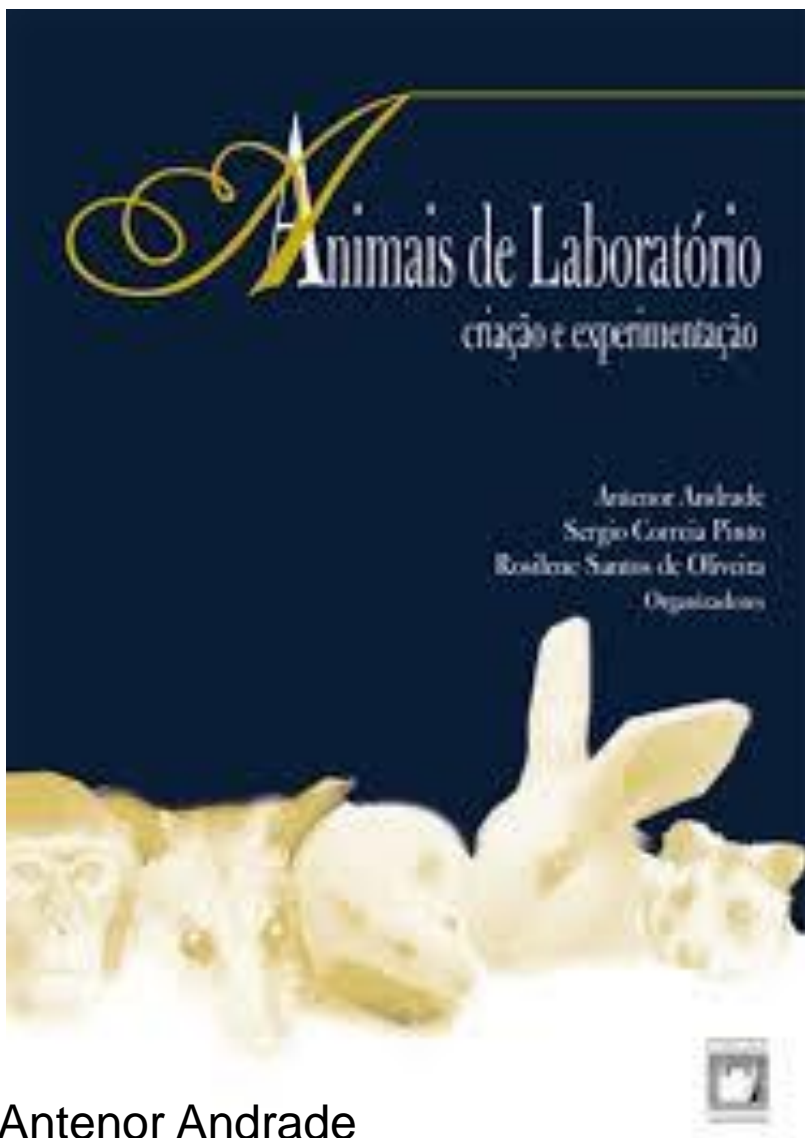




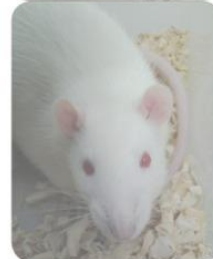
"Respeitar os animais e  
não desrespeitar as necessidades da  
ciência"



O uso ético dos animais depende muito da  
"integridade e consciência de cada  
cientista"



Antenor Andrade  
Sergio Correia Pinto  
Rosilene Santos de Oliveira  
- Editora Fiocruz -

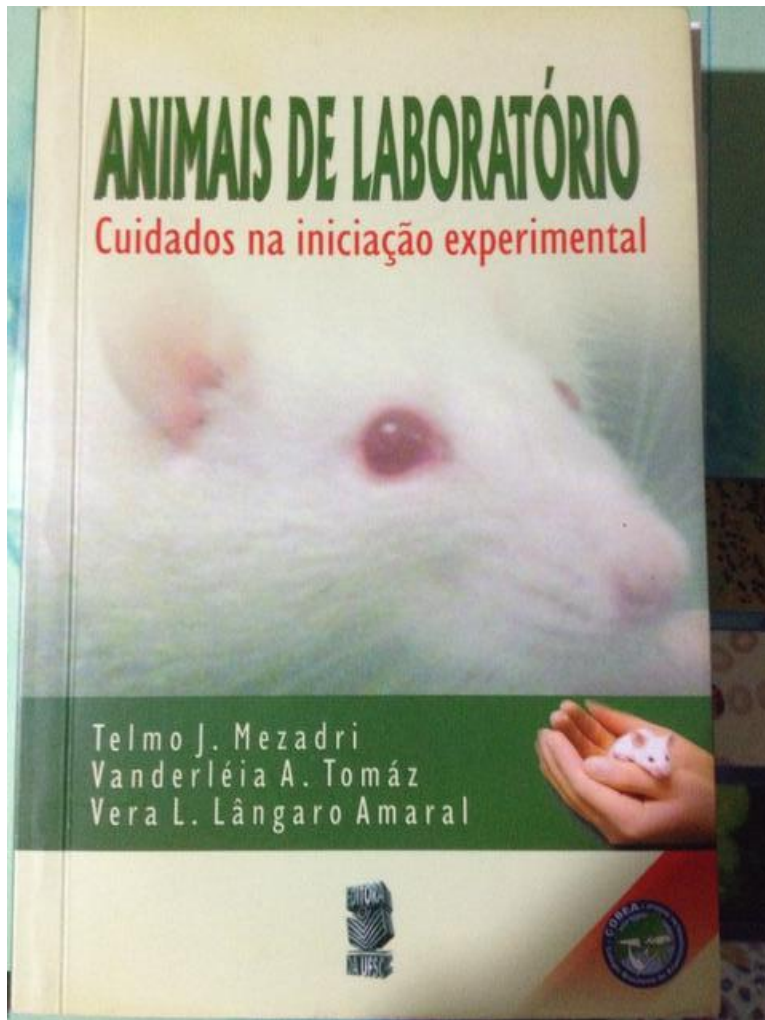


Universidade de São Paulo  
Faculdade de Ciências Farmacêuticas  
Instituto de Química (FCF-IQ/USP)

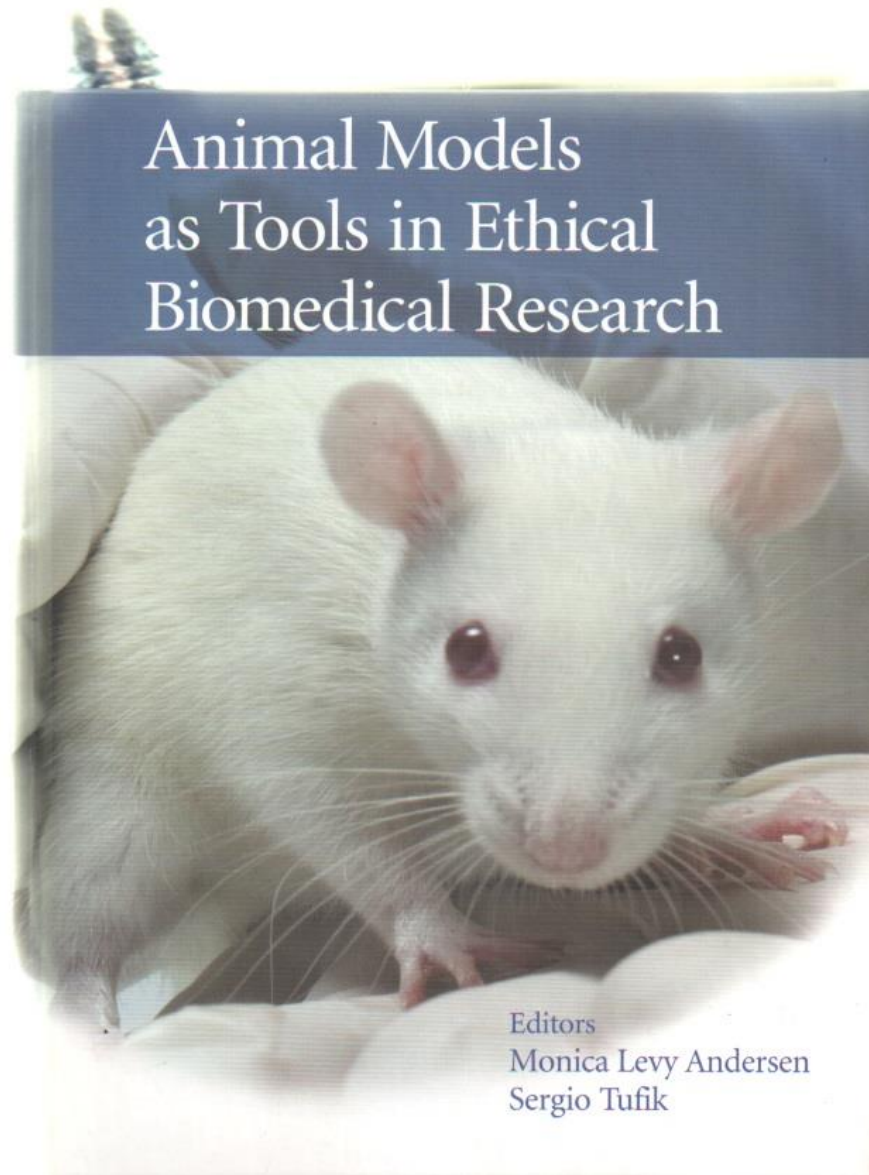
**Manual de Cuidados e  
Procedimentos com Animais  
de Laboratório do Biotério de  
Produção e Experimentação da  
FCF-IQ/USP**

Editores

Silvânia M. P. Neves  
Jorge Mancini Filho  
Elizabeth Wenzel de Menezes



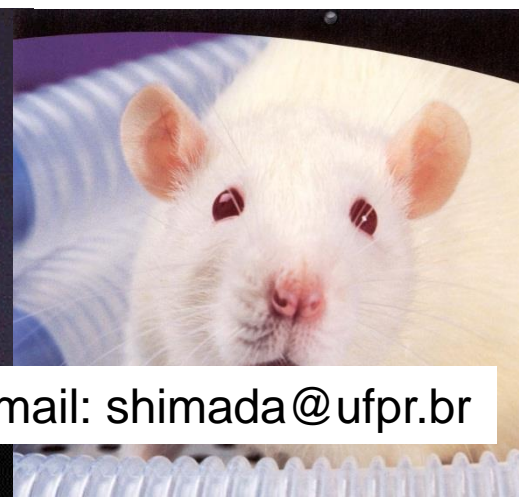
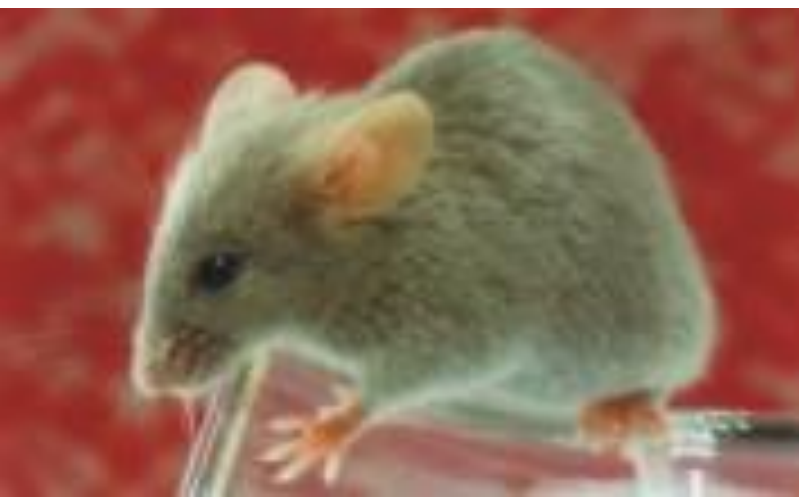




Universidade Federal de São Paulo



Obrigada pela atenção ...



Contato e-mail: [shimada@ufpr.br](mailto:shimada@ufpr.br)

# CÓDIGO DE ÉTICA ESTABELECIDO PELA SOCIEDADE BRASILEIRA DE CIÊNCIA DE ANIMAIS DE LABORATÓRIO (SBCAL) EM 1991

Art. 1º - Todas as pessoas que praticam a experimentação biológica devem tomar consciência de que o animal é dotado de sensibilidade, de memória e que sofre sem poder escapar a dor;

Art. 2º - O experimentador é moralmente responsável por suas escolhas e por seus atos na experimentação animal;

Art. 3º - Procedimentos que envolvam animais devem prever e se desenvolver considerando-se sua relevância para a saúde humana e animal, a aquisição de conhecimentos ou o bem da sociedade;

Art. 4º - Os animais selecionados para um experimento devem ser de espécie e qualidade apropriadas e apresentar boas condições de saúde, utilizando-se o número mínimo necessário para se obter resultados válidos. Ter em mente a utilização de métodos alternativos tais como modelos matemáticos, simulação por computador e sistemas biológicos *in vitro*;

Art. 5º - É imperativo que se utilizem os animais de maneira adequada, incluindo evitar o desconforto, angústia e dor. Os investigadores devem considerar que os processos determinantes de dor ou angústia em seres humanos causam o mesmo em outras espécies, a não ser que o contrário tenha se demonstrado;

# CÓDIGO DE ÉTICA ESTABELECIDO PELA SOCIEDADE PROTETORA DOS ANIMAIS DE LABORATÓRIO (SBCAL) EM 1991

Art. 6º - Todos os procedimentos com animais, que possam causar dor ou angústia, precisam se desenvolver com sedação, analgesia ou anestesia adequadas. Atos cirúrgicos ou outros atos dolorosos não podem ser realizados em animais não anestesiados e que sejam apenas paralisados por agentes químicos e/ou físicos;

Art. 7º - Os animais que sofram dor ou angústia intensa ou crônica, que não possam se aliviar e os que não serão utilizados devem ser sacrificados por método indolor e que não cause estresse;

Art. 8º - O uso de animais em procedimentos didáticos e experimentais pressupõe a disponibilidade de alojamento que proporcione condições de vida adequada às espécies, contribuindo para sua saúde e conforto. O transporte, a acomodação, a alimentação e os cuidados com os animais criados ou usados para fins biomédicos devem ser dispensados por técnicos qualificados;

Art. 9º - Os investigadores e funcionários devem ter qualificação e experiência adequadas para exercer procedimentos em animais vivos. Devem-se criar condições para seu treinamento no trabalho, incluindo aspectos de trato e uso humanitário dos animais de laboratório.

## RESOLUÇÃO Nº 877, DE 15 DE FEVEREIRO DE 2008

*Dispõe sobre os procedimentos cirúrgicos em animais de produção e em animais silvestres; e cirurgias mutilantes em pequenos animais e dá outras providências.*

O CONSELHO FEDERAL DE MEDICINA VETERINÁRIA – CFMV, no uso das atribuições que lhe são conferidas pela alínea “i” do Artigo 6º e alínea “f” do Artigo 16 da Lei nº 5.517, de 23 de outubro de 1968, combinado com os Artigos 2º, 4º e 6º inciso VIII, Artigo 13 inciso XXI e Artigo 25 incisos I, II e III da Resolução nº 722, de 16 de agosto de 2002,

considerando a necessidade de disciplinar, uniformizar e normatizar procedimentos cirúrgicos em animais de produção e em animais silvestres;

considerando que esses procedimentos cirúrgicos devem ser realizados em condições ambientais aceitáveis, com contenção física, anestesia e analgesia adequadas, e técnica operatória que respeite os princípios do pré, trans e pós-operatório;

considerando a necessidade de disciplinar, uniformizar e normatizar cirurgias mutilantes em pequenos animais;

considerando que as intervenções cirúrgicas ditas mutilantes, em pequenos animais, têm sido realizadas de forma indiscriminada em todo o País e que muitos procedimentos são danosos e desnecessários, o que fere o bem-estar dos animais;

considerando que é obrigação do médico-veterinário preservar e promover o bem-estar animal,

# Planejamento estatístico

- Estatística – G3 Power
- Baseado na experiência da equipe do laboratório
- Baseado em experimentos publicados em artigos



# RESOLUÇÃO NORMATIVA Nº 18 – 24 DE SETEMBRO DE 2014

Nº 185, quinta-feira, 25 de setembro de 2014

## Ministério da Ciência, Tecnologia e Inovação

### GABINETE DO MINISTRO

#### RESOLUÇÃO NORMATIVA Nº 18, DE 24 DE SETEMBRO DE 2014

Reconhece métodos alternativos ao uso de animais em atividades de pesquisa no Brasil, nos termos da Resolução Normativa nº 17, de 03 de julho de 2014, e dá outras providências.

O CONSELHO NACIONAL DE CONTROLE DE EXPERIMENTAÇÃO ANIMAL - CONCEA, no uso das atribuições que lhe confere o art. 5º, inciso III, da Lei nº 11.794, de 8 de outubro de 2008, resolve:

Art. 1º Esta Resolução Normativa reconhece o uso no país de métodos alternativos validados, que tenham por finalidade a redução, a substituição ou o refinamento do uso de animais em atividades de pesquisa, nos termos do inciso III do art. 5º da Lei nº 11.794, de 08 de outubro de 2008, e sua regulamentação.

Art. 2º Para os efeitos desta Resolução Normativa, o CONCEA reconhece os 17 (dezessete) métodos alternativos agrupados nos 07 (sete) desfechos a seguir:

I - Para avaliação do potencial de irritação e corrosão da pele:

a) Método OECD TG 430 - Corrosão dérmica in vitro: Teste de Resistência Elétrica Transcutânea;

Desde 2005 – métodos alternativos tem sido prioridade para um grupo de pesquisadores do INCQS/Fiocruz. A parceria com a Anvisa – originou o BraCVAM em 2012 (1º da América Latina)

Art. 3º As aplicações específicas de cada um dos métodos previstos no art. 2º desta Resolução Normativa, bem como a determinação de se destinarem à substituição total, à substituição parcial ou à redução, encontram-se descritas no próprio método e, como tal, devem ser respeitadas.

Art. 4º Os métodos alternativos descritos no art.º 2 desta Resolução Normativa encontram-se formalmente validados por centros internacionais de validação, seguindo o Guia 34 da OECD, e possuem aceitação regulatória internacional.

Parágrafo único. Com o reconhecimento dos métodos alternativos descritos no art.º 2 desta Resolução Normativa, fica estabelecido o prazo de até 05 (cinco) anos como limite para a substituição obrigatória do método original pelo método alternativo.

Art. 5º. Esta Resolução Normativa entra em vigor na data de sua publicação no Diário Oficial da União.

CLELIO CAMPOLINA DINIZ

