

Instalações e barreiras sanitárias

Sebastião Enes Reis Couto

SciELO Books / SciELO Livros / SciELO Libros

ANDRADE, A., PINTO, SC., and OLIVEIRA, RS., orgs. *Animais de Laboratório: criação e experimentação* [online]. Rio de Janeiro: Editora FIOCRUZ, 2002. 388 p. ISBN: 85-7541-015-6. Available from SciELO Books <<http://books.scielo.org>>.



All the contents of this work, except where otherwise noted, is licensed under a Creative Commons Attribution-Non Commercial-ShareAlike 3.0 Unported.

Todo o conteúdo deste trabalho, exceto quando houver ressalva, é publicado sob a licença Creative Commons Atribuição - Uso Não Comercial - Partilha nos Mesmos Termos 3.0 Não adaptada.

Todo el contenido de esta obra, excepto donde se indique lo contrario, está bajo licencia de la licencia Creative Commons Reconocimiento-NoComercial-CompartirIgual 3.0 Unported.

Instalações e Barreiras Sanitárias

Sebastião Enes Reis Couto

INTRODUÇÃO

Para criar ou manter animais de laboratório é necessário que tenhamos instalações adequadas, uma vez que suas necessidades básicas deverão ser atendidas, para que possam sobreviver e tenham assegurado seu desenvolvimento fisiológico.

Assim, tais instalações devem possuir temperatura, umidade, ventilação e pressão de acordo com as exigências de cada espécie a ser criada ou mantida, e de acordo com a finalidade do biotério.

INSTALAÇÕES

As instalações de um biotério devem ser projetadas de forma a atender às recomendações para a criação e/ou manutenção de animais, bem como às necessidades particulares de cada instituição.

Na escolha do local para a construção de um biotério, devemos levar em consideração os seguintes aspectos:

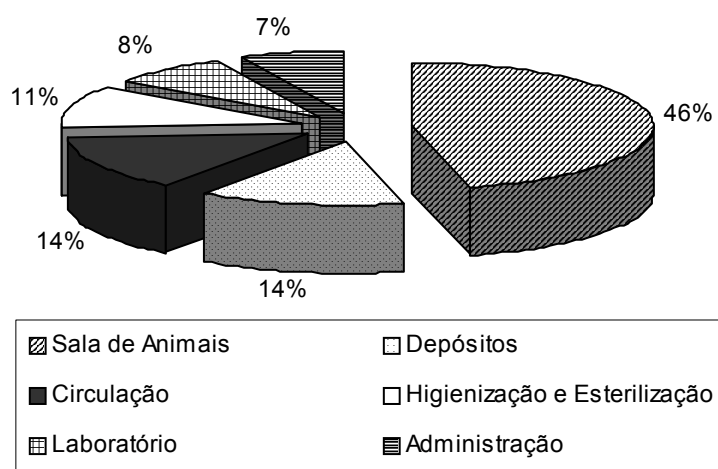
- não devem haver fontes poluidoras nas proximidades (aerossóis, ruídos etc.);
- a área deve permitir ampliação das instalações e modernização dos equipamentos.

Uma instalação moderna deve ser constituída por um edifício reservado para a criação animal e/ou experimentação, com total independência de suas áreas. Além disso, deve ter tamanho suficiente para assegurar que não haja criação/manutenção de espécies diferentes em um mesmo ambiente.

Como regra geral, recomendamos a seguinte distribuição de áreas:

- 46% para sala de animais e quarentena;
- 14% para circulação (corredores);
- 14% para depósitos (alimentos, materiais e insumos);
- 11% para higienização e esterilização;
- 8 % para laboratório;
- 7% para administração.

Figura 1 – Distribuição das áreas de um biotério



ESTRUTURA FÍSICA

A estrutura física deve possuir três elementos básicos: salas de animais, corredor de distribuição e corredor de recolhimento. As salas de animais devem estar compreendidas entre os dois corredores.

O fluxo de acesso e retorno das salas de animais, efetuado por corredores independentes, permite diferenciar duas áreas distintas:

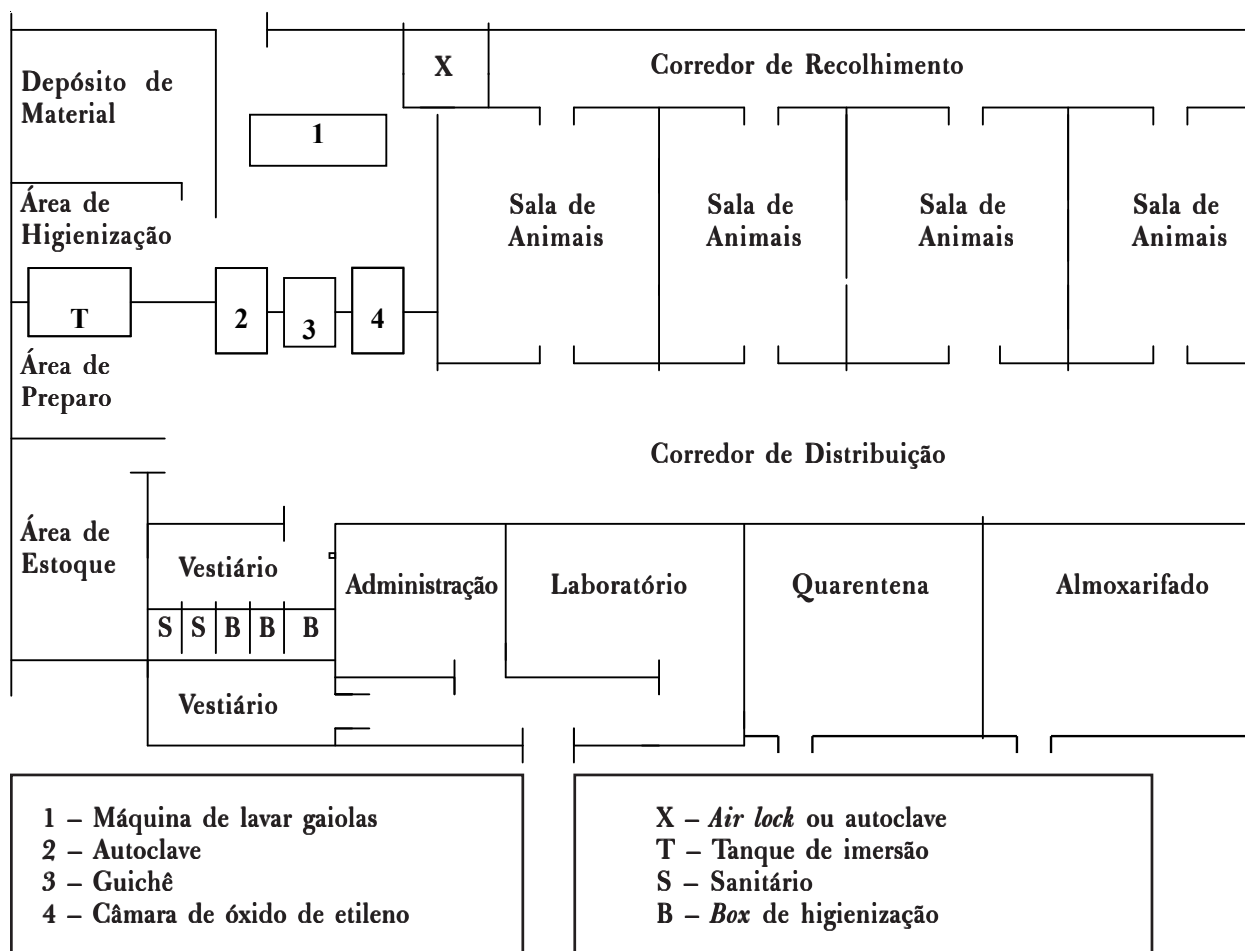
- aquela destinada ao preparo do material a ser enviado para as salas de animais, incluindo o corredor de distribuição, denominada área de preparo/corredor de acesso ou de distribuição de materiais, ou simplesmente 'área limpa';
- o corredor de retorno das salas e a área destinada à higienização e esterilização de materiais provenientes das salas, denominada área de limpeza/corredor de retorno e/ou de recolhimento, ou simplesmente 'área suja'.

O fluxo de pessoal e de materiais deve ser feito no sentido unidirecional ('área limpa' para 'área suja').

Numa tentativa de aumento da área destinada aos animais, preconiza-se que mesmo biotérios de alto padrão sanitário podem operar com um corredor tanto para acesso e/ou distribuição quanto para retorno e/ou recolhimento. Todo o material a ser enviado para as salas de animais passa por autoclave de dupla porta e o material de retorno das salas sairia, também, pela autoclave.

Associado a esses ambientes são de fundamental importância, para uma boa operacionalização, a existência de um acesso independente para os bioteristas que trabalham na área de criação, uma área para materiais e insumos processados e uma área de higienização e desinfecção/esterilização com acesso próprio, bem como um depósito de materiais e insumos não processados.

Figura 2 – Estrutura física e equipamentos



DETALHES DE CONSTRUÇÃO

OBS.: a seleção dos materiais a serem usados na construção do biotério é importante, à medida que podem propiciar condições adequadas e um funcionamento eficiente e higiênico, principalmente às áreas destinadas aos animais.

PISO – deve ser liso, altamente polido, porém não escorregadio, impermeável, não absorvente, resistente a agentes químicos (detergentes, desinfetantes, ácidos etc.). Exemplo: Korodu. Também deve suportar o peso dos equipamentos sem apresentar rachaduras ou deformações para que não permita o acúmulo de sujidade ou sirva de esconderijos para insetos.

PAREDES – devem ser impermeáveis, lisas e sem fendas. Deve-se evitar que as juntas com o piso e o teto formem ângulos agudos, pois dificultam a limpeza. O revestimento (pintura) deve ser resistente a agentes químicos, bem como a lavagem tem de ser, preferencialmente, com água sob pressão. A adoção de medidas de proteção contra possíveis danos provenientes de carrinhos e equipamentos sobre rodízios é aconselhável. Se possível, devem ser tratadas acusticamente para se evitar a propagação de ruídos. Não é aconselhável o revestimento cerâmico (azulejos) em virtude das juntas.

TETO – deve ser de concreto plano, sem fundo falso, desfavorecendo a permanência de formas de vidas indesejáveis. O revestimento deve ser idêntico ao das paredes.

JANELAS – nas salas de animais não deve haver janelas. Recomendamos visores equipados com dupla armação de vidro 4 mm, isolando o ambiente.

PORTAS – as portas e os marcos devem ser, de preferência, metálicos, ou de madeira revestidas de material lavável e resistente a agentes químicos. Devem se ajustar perfeitamente aos marcos, de forma a impedir a passagem de insetos e animais indesejáveis. É aconselhável que possuam visores para facilitar a visualização do ambiente, bem como dos corredores, sem que haja a necessidade de abri-las. Devem ter, no mínimo, 1 m de largura por 2 m de altura, a fim de facilitar a passagem de equipamentos e materiais.

CORREDORES – devem ser amplos, com no mínimo 1,5 m de largura, para favorecer o trânsito de materiais e equipamentos. As juntas piso/parede/teto devem ser arredondadas, a fim de facilitar a limpeza e desinfecção.

SALA DE ANIMAIS – devem ser em número suficiente para abrigar somente uma espécie por sala, isto é, numa sala deve ser criada ou mantida uma única espécie animal. A área recomendada é de 3 m de largura por 6 a 10 m de comprimento, considerando a espécie e o número de animais, bem como os materiais a serem utilizados.

ÁREA DE RECEPÇÃO – deve estar situada de forma que somente os animais que cheguem ao biotério tenham acesso, e que estes não necessitem passar por outras áreas.

DEPÓSITOS – as áreas de estocagem de rações peletizadas e de materiais utilizados como ‘cama’ (maravilha) devem ser ventiladas e secas, a fim de minimizar a proliferação de fungos e outras contaminações. Em se tratando de alimentos perecíveis (hortifrutigranjeiros), devem ser estocados separadamente das rações peletizadas e da maravilha, em ambiente adequado, em virtude da facilidade de deterioração, decomposição e conseqüente contaminação.

ÁREA DE HIGIENIZAÇÃO – esta área deve estar localizada de forma a não causar estresse aos animais e técnicos. A ventilação deve ser suficiente para evitar odores, excesso de calor e vapor, que podem afetar outras áreas. Autoclaves e outros equipamentos, como máquinas de lavar gaiolas, devem ser instalados nessa área. Deve haver separação entre ambientes ‘limpo’ e ‘sujo’.

LABORATÓRIO DE CONTROLE DA QUALIDADE – as atividades exercidas nesta área subdividem-se entre os laboratórios de parasitologia, microbiologia, micologia, virologia, patologia e genética, que podem estar localizados no próprio biotério ou pertencerem a laboratórios de apoio dentro ou fora dos institutos de pesquisa.

INSTALAÇÕES PREDIAIS – o acesso às instalações (hidráulica, elétrica etc.), que necessitam de manutenção ou conserto, deve estar localizado na ‘área suja’, de forma que os técnicos de manutenção não necessitem entrar na ‘área limpa’. A drenagem (esgoto) deve ser provida de sistema que impeça o refluxo de água, gases e a penetração de insetos ou outros animais.

CONDIÇÕES AMBIENTAIS

As condições ambientais de um biotério devem ser adequadas a cada espécie e mantidas em níveis sem variações. A manutenção de condições ambientais estáveis assegura o padrão sanitário dos animais.

O relacionamento dos vários fatores que compõem a atmosfera do biotério, tais como temperatura, umidade relativa, ventilação, luminosidade e ruído, é tão interdependente que se torna praticamente impossível estudá-los separadamente, além do fato de que são os principais fatores limitantes para criação e manutenção de animais de laboratório.

Para roedores e lagomorfos, os seguintes padrões são recomendados:

- temperatura – de 18 °C a 22 °C (20 +/- 2);
- umidade relativa – de 45% a 55% (50 +/- 5);
- ventilação – de 10 a 15 trocas de ar por hora (volume do ambiente).

Para manter tais fatores nos padrões recomendados, é imprescindível a utilização de vários aparelhos, formando um sistema de condicionamento do ar.

LUMINOSIDADE – de 500 luxes no teto da sala de animais e cerca de 150 luxes a um metro do piso, fornecida por lâmpadas fluorescentes com o fotoperíodo de 12 horas ‘claro’ x 12 horas ‘escuro’, utilizando um *timer*.

RUÍDO – acima de 85 decibéis (d) é prejudicial aos animais de laboratório. Ruídos irregulares e inesperados produzem estresse, ao passo que os animais podem se adaptar a alguns ruídos contínuos. Em salas de animais, é recomendado de 50 d a 60 d.

BARREIRAS SANITÁRIAS

Visam a impedir que agentes indesejáveis, presentes no meio ambiente, tenham acesso às áreas de criação ou experimentação animal, bem como agentes patógenos em teste venham a se dispersar para o exterior do prédio.

As barreiras de proteção de um biotério compreendem vários elementos, desde os materiais usados na construção até os equipamentos mais sofisticados para filtração de ar ou esterilização de materiais.

Essas barreiras devem ser determinadas pela quantidade de animais, tipos de materiais, fluxos (de pessoal e de material), e serão mais sofisticadas quanto maior for a exigência microbiológica.

O conceito de barreira inclui as barreiras externas, chamadas periféricas (paredes externas, portas com exterior, telhado, tratamento de água etc.) e as internas (higienização corporal, pressão diferencial entre ambientes etc.). Assim sendo, barreira sanitária compreende todo um conjunto de elementos físicos, químicos, de instalações, de procedimentos de pessoal e uso de equipamentos, que tende a impedir a entrada de enfermidades que possam afetar os animais.

FÍSICAS

AUTOCLAVE – é o principal equipamento utilizado na esterilização de materiais e insumos. Essa deve possuir dupla porta, com intertravamento das mesmas, de forma a impedir que haja comunicação entre as áreas ‘limpa’ e ‘suja’. Esse equipamento utiliza o processo de calor úmido para esterilização em consequência da pressão e do isolamento térmico, obtém-se temperaturas elevadas, podendo atingir até 135 °C.

De modo geral, recomendamos o ciclo de esterilização de 121 °C durante 20 minutos.

Os materiais normalmente autoclaváveis são: gaiolas plásticas, tampas de gaiolas, bicos, ‘cama’, uniformes, rações etc.

ESTUFA DE ESTERILIZAÇÃO – o processo de esterilização é por calor seco, que oxida as proteínas. É menos eficiente que a autoclave, pois o calor sem pressão tem menos poder de penetração. O tempo mínimo necessário para a esterilização é de 60 minutos à temperatura de 180 °C.

RADIAÇÃO – a radiação ionizante, como a luz ultravioleta ou os raios gama, também destrói o metabolismo dos microorganismos.

A luz ultravioleta controla infecções transmitidas pelo ar e é útil para desinfecção de superfícies, porém possui baixa penetração (não atravessa vidro transparente e objetos opacos). É utilizada em guichês e/ou em *air locks*.

Os raios gama são utilizados para alimentos e equipamentos cirúrgicos e somente podem ser utilizados em estabelecimentos especializados. As fontes mais comuns são o cobalto 60 e o Césio 137.

FILTROS PARA AR – têm por finalidade reter materiais ou substâncias indesejáveis. Retiram impurezas do ar ambiente e, dependendo de sua porosidade, podem reter microorganismos em suspensão.

No sistema de ventilação, é recomendado o uso de pré-filtro com a função de preservar o filtro terminal, retendo partículas maiores de 10 micras, bem como a de melhorar a eficiência do sistema.

Para segurança máxima, o suprimento de ar deve ser feito por meio de filtros absolutos de alta atividade, onde a eficiência é 99,997% na retenção de partículas maiores que 0,3 micra.

QUÍMICAS

Um agente, para ser satisfatório, deve ter capacidade de destruir todos os microorganismos na concentração aplicada, deve permanecer em contato com o agente infeccioso o tempo suficiente para destruição e não deve deixar resíduo.

ESTUFA DE ÓXIDO DE ETILENO – semelhante a uma autoclave, porém com a câmara hermética, por ser um elemento altamente explosivo quando em contato com o oxigênio.

O gás de Óxido de Etileno atua oxidando as proteínas dos seres vivos presentes nos materiais, matando-os. Necessita de um ciclo longo para esterilização e o material deve ser colocado em embalagem porosa para haver penetração. Os materiais normalmente esterilizados nesse equipamento são os mesmos citados para a autoclave, com exceção de rações e ‘cama’, pois concentram esse gás que pode intoxicar os animais. Esse equipamento é utilizado para esterilização de materiais que não possam ser esterilizados pelo calor.

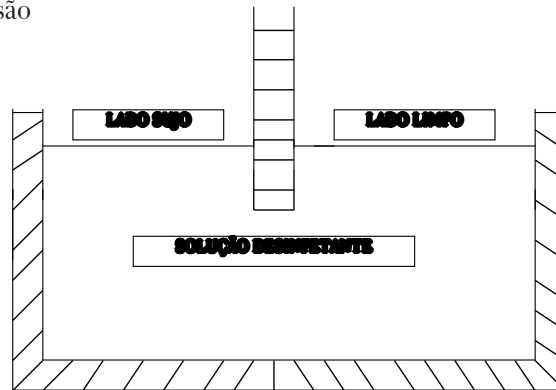
GUICHÊ E/OU PORTO DE PASSAGEM – (entrada e saída de materiais) recomendamos que seja confeccionado na forma de um cilindro em PVC ou em aço inox, com no mínimo 45 cm de diâmetro por 70 cm de comprimento. Tanto na extremidade externa (‘área suja’) como na interna (‘área limpa’) é utilizada uma ‘capa’ que funciona como ‘porta’ e podem ser removidas, porém nunca ao mesmo tempo.

TANQUE DE IMERSÃO – possui comunicação entre a área ‘limpa’ e ‘suja’, porém deve ser construído de forma que o nível de solução desinfetante impeça a comunicação direta entre os dois ambientes.

O período de desinfecção varia com o agente desinfetante utilizado e sua concentração. Na desinfecção, o contato do microorganismo com o agente desinfetante é muito importante, portanto devemos providenciar, para que isso ocorra com maior facilidade, a limpeza do material e a remoção de gorduras e matéria orgânica.

Os agentes desinfetantes não agem instantaneamente, é necessário um tempo mínimo de ação, e seu efeito tem duração limitada. O acúmulo de matéria orgânica e microorganismos mortos diminui a concentração do desinfetante, reduzindo seu poder de ação. Por esse motivo, devemos substituir a solução regularmente. Para evitar a resistência de alguns microorganismos, recomendamos a troca periódica de desinfetante.

Figura 3 – Tanque de imersão



PRINCIPAIS COMPOSTOS QUÍMICOS UTILIZADOS EM DESINFECÇÃO E ESTERILIZAÇÃO

ÁCIDO PERACÉTICO – atua rapidamente, porém uma película de gordura é suficiente para impedir sua ação, devendo-se então fazer uma limpeza prévia do local a ser aplicado com detergente a 0,3% para dispersar as partículas de gordura. Uma solução aquosa 0,1 destrói esporos em 20 minutos, mas não atua sobre ovos de parasita. O ácido peracético é usado na esterilização de isoladores e/ou em guichês e em materiais que não podem ser esterilizados por processo físico.

Na composição de ácido peracético, cada 100 ml de solução contém ácido acético glacial, 88,22 ml, peróxido de hidrogênio a 30 volumes, 8,82 ml, e ácido sulfúrico, 2,96 ml, deixando em descanso 12 horas em geladeira antes do seu uso.

Quando em estado líquido, é corrosivo e inflamável. Em dias especialmente quentes e no caso de forte aquecimento do líquido, formam-se misturas explosivas mais pesadas que o ar.

O ácido peracético mistura-se completamente com a água e mesmo em grande diluição ainda é corrosivo. Quando do manuseio do ácido peracético, é importante que o técnico esteja protegido com avental, luvas de borracha e máscara respiratória contra vapores, evitando o contato direto com a substância que pode causar irritações nos olhos, nas vias respiratórias e sérias lesões de pele.

FORMALDEÍDO – é utilizado tanto em desinfecção como em esterilização, principalmente de ambiente. Apresenta, porém, a desvantagem de ter baixo poder de penetração. É altamente desidratante.

FENOL E COMPOSTOS FENÓLICOS – (fenol, cresol, tímol) são utilizados como desinfetante geral, porém são altamente perigosos por serem irritantes e corrosivos.

ÁLCOOIS ETÍLICO E PROPÍLICO – desinfetantes básicos para pele, termômetros e materiais como pinças ou superfície de mesas e estantes. Agem desnaturando proteínas e na dissolução da membrana lipídica.

CLORO – é utilizado na desinfecção de águas. Tem a limitação de apresentar odor e sabor indesejáveis quando utilizado em grandes concentrações.

QUATERNÁRIO DE AMÔNIO – desinfecção ambiental com baixo poder irritativo quando inalado. Atua como agente bactericida, viricida e fungicida. Não é, porém, esporocida. Recomendamos para uso em tanque de imersão numa diluição de 1%.

HIPOCLORITO DE SÓDIO – na diluição de 1%-2%, por 10 minutos, atua na desinfecção de superfícies em todos os ambientes. Não deve ser usado em metal por ser corrosivo. A 5%, por 24 horas, atua na descontaminação de materiais com vantagem bactericida, porém é corrosivo e instável em água. Deve ser usado imediatamente após o preparo; é inativado por matéria orgânica.

IODOS – entre os halogêneos, o iodo sob a forma de tintura (2% a 5%) é um dos anti-sépticos mais utilizados na prática cirúrgica.

Os iodóforos consistem de iodo combinado com agentes de superfície, (detergente e geralmente ácido fosfórico). Eles atuam rapidamente e têm baixa toxicidade para os tecidos; são desinfetantes e deixam resíduos com efeitos antibacterianos. São utilizados em tanque de imersão.

Quadro 1 – Métodos de esterilização

MÉTODO	TRATAMENTO	APLICAÇÃO
Calor Úmido	121 °C x 15 minutos 126 °C x 10 minutos 134 °C x 3 minutos	Ração, cama, gaiola de metal e de plástico, tampas de gaiolas, prateleiras, bebedouros, instrumentos cirúrgicos.
Calor Seco	160 °C x 45 minutos 170 °C x 18 minutos 180 °C x 7,5 minutos 190 °C x 1,5 minutos	Instrumentos cirúrgicos, tampas de gaiolas, gaiolas de metal, cama.
Óxido de Etileno com Vapor	1.200 mg / litro a 80 °C x 1-2 h	Ração, cama, todo tipo de caixa, bebedouros, tampas de gaiolas, papel e livros, microscópios e outros equipamentos delicados.
Formaldeído com Vapor	5 ml de formalina/ 0,03 m ³ a 80 °C x 1-2 h	Salas, utensílios de limpeza.
Paraformaldeído em Tabletes	Despolimerização de 5 g/m ³ a 20 °C x 24h	Câmaras para formol, salas, utensílios de limpeza.
Ácido Peracético	2% x 20 minutos	Isoladores e <i>air lock</i> .
Radiação Gama	1-5 Mrads	Ração, seringas embaladas, material cirúrgico.
Radiação Ultravioleta	1.000-150.000 μ W/cm ²	Sistemas simples de passagem de material.
Filtração	Filtro Hepa (99,997% de eficiência para retenção de partículas < 0,5 μ)	Sistemas de ventilação.

Fonte: *The Ufaw Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals* (1986).

VALIDAÇÃO DE PROCESSOS DE ESTERILIZAÇÃO

A eficiência de qualquer método de esterilização deve ser comprovada periodicamente por meio de indicadores. Para tanto, cada ciclo de esterilização deve ser registrado em um protocolo e em frequência a ser determinada por cada biotério. Para isso existem métodos químicos, biológicos e físicos.

INDICADOR QUÍMICO – baseia-se na temperatura de fusão de um elemento químico quando atinge a temperatura. Indica somente que foi atingida a temperatura, não apontando o tempo em que o material esteve em contato com essa temperatura. Exemplos:

- Enxofre: funde-se a 119 °C – 120 °C, usado como indicador em esterilização por autoclave;
- Ácido Tartárico: funde-se a 170 °C – 180 °C, usado como indicador de esterilização por estufas.

INDICADOR BIOLÓGICO – são os mais aconselháveis, por se basear na resistência de esporos de microorganismos resistentes a altas temperaturas. São colocados estrategicamente junto com o material a ser esterilizado; após o processo, devem ser incubados em temperatura adequada para revelação se houve ou não inativação dos esporos.

São indicados *Bacillus stearothermophilus* para esterilização por vapor úmido sob pressão, e *Bacillus subtilis* para esterilização por óxido de etileno.

INDICADORES FÍSICOS – são aparelhos sensíveis, colocados no interior da câmara interna das autoclaves para indicar as temperaturas atingidas. Por exemplo: termopares, registradores de temperatura, termômetro, microprocessadores etc.

Os indicadores devem ser colocados no centro e nos quatro cantos (superiores e inferiores) da câmara interna do aparelho utilizado para esterilização, seja por calor úmido, seco, radiação gama ou óxido de etileno. Os indicadores biológicos apresentam como desvantagem o tempo necessário para se obter o resultado do processo, tendo em vista que a leitura não é imediata. O método mais seguro de validação é por microprocessador, uma vez que terminado o processo se obtém o registro de todas as temperaturas alcançadas, assim como o tempo.

OUTRAS BARREIRAS

- *Air Lock* – são pequenos ambientes, com pressão positiva ou negativa, que têm por finalidade impedir a penetração ou a saída de ar de um ambiente contíguo, além de dar maior segurança quando colocados entre sala de animais e corredor de recolhimento ('sujo') no fluxo unidirecional.
- Quarentena – as dependências destinadas à quarentena não requerem instalações especiais, porém devem garantir o perfeito isolamento dos animais, uma rápida e eficiente higienização e desinfecção, bem como facilidade para recolhimento e destruição de cadáveres e dejetos. A quarentena deve ser localizada próxima à área de recepção e, além disso, dispor de espaço suficiente para abrigar somente uma espécie por ambiente.
- Gradiente de Pressão – as diferentes áreas de um biotério (corredor de distribuição, salas de animais, corredor de recolhimento) deverão ser dotadas de um gradiente de pressão, a fim de impedir contaminações. O fluxo do corredor de recolhimento para o corredor de distribuição deverá ser completamente banido e as pressões de ar deverão ser sempre maiores nas áreas limpas ou estéreis em que se requer maior assepsia.

Exemplo:

Biotério de Criação:

- ✓ Corredor de distribuição – P1
- ✓ Sala de animais – P2 (P1 > P2 > P3)
- ✓ Corredor de recolhimento – P3

Biotério de experimentação:

- ✓ Corredor de distribuição – P1
- ✓ Sala de animais – P2 (P1 > P2)
- ✓ Corredor de recolhimento – P1

- Pinças – a utilização de pinças para o manuseio de pequenos roedores tem por finalidade diminuir o contato do operador com o animal e permite uma desinfecção deste instrumento entre manuseio de animais de gaiolas diferentes.
- Filtro para líquidos – a filtração pode ser feita por vários processos. O mais utilizado é por filtros porosos e sua eficiência depende das dimensões dos poros e do comprimento do canal filtrante, além das propriedades eletrostáticas.
- Cortina de ar – equipamento que tem por finalidade impedir a penetração do ar de um ambiente não controlado para um ambiente controlado.
- Higiene pessoal – normalmente encontramos microorganismos associados ao nosso corpo que fazem parte de nossa flora microbiológica normal. Os animais também possuem sua flora, que pode ser diferente da nossa. Dessa forma, quanto manuseamos o animal sem os cuidados necessários, podemos transmitir uma série de microorganismos patogênicos a

ele. Para evitarmos a contaminação dos animais por essa via, devemos tomar banho e vestir uma roupa estéril (paramentação) antes de ingressarmos na área de animais.

- Procedimentos – visam a normatizar e uniformizar as atividades, técnicas e fluxos de todos os elementos em um biotério.

No aspecto sanitário, os seguintes procedimentos são recomendados:

- ✓ retirada dos calçados e colocação de outros, usados somente no biotério, antes das áreas de animais;
- ✓ retirada de toda a roupa de rua, dos acessórios de uso pessoal e higienização corporal (banho);
- ✓ paramentação apropriada (calçados, meias, macacão, luvas, gorro e máscara);
- ✓ as vestimentas e calçados devem ser depositados em recipiente apropriado, antes de sair das áreas de criação;
- ✓ não se deve comer, beber ou fumar nas áreas de animais, área de higienização e depósitos;
- ✓ desinfecção de ambientes – todas as áreas envolvidas direta ou indiretamente com a criação devem ser rotineiramente limpas e desinfetadas. Essa desinfecção tem por finalidade evitar que agentes indesejáveis, que tenham conseguido ultrapassar as barreiras, cheguem aos animais.

Em uma área que não tenha animais e permita uma boa vedação, é de grande eficiência a utilização de formaldeído (35 ml de uma solução de formalina a 10% para cada m³). Este deve agir por 24/48 horas com circulação de ar após esse período.

Na desinfecção de ambientes com animais, deve-se utilizar substâncias inofensivas a estes. As mais recomendadas são álcool e a amônia quaternária.

As mesas de trabalho e pias (se houver) devem ser desinfetadas imediatamente após o uso.

O piso deve ser higienizado e desinfetado diariamente.

As paredes, tetos, visores, portas, luminárias etc., devem ser higienizadas e desinfetadas semanalmente.

A acidificação da água de bebida dos animais, através da adição de uma parte de HCl (36,5% a 38%) para três partes de água, resultando em pH 2,5 a 3,2, evita o crescimento de pseudomonas spp. Os bebedouros das gaiolas dos animais devem ser trocados a cada 48 horas. Estudos demonstraram que a contagem de coliformes em água esterilizada nesses bebedouros excede o padrão para água potável após 24-48 horas de uso.

BIBLIOGRAFIA

CANADIAN COUNCIL ON ANIMAL CARE (CCAC). *Guide to the Care and Use of Experimental Animals*. Ottawa: Canadian Council on Animal Care, 1984.

CENTRO DE DESENVOLVIMENTO E APOIO TÉCNICO À EDUCAÇÃO (CEDATE). *Programação Arquitetônica de Biotérios*. Brasília: MEC, SG. Cedate, 1986.

DE LUCA, R. R. et al. (Orgs.). *Manual para Técnicos em Bioterismo*. 2.ed. São Paulo: Winner Graph, 1996.

LANE-PETTER, W. & PERASON, A. E. G. *The Laboratory Animal: principles and practice*. London/New York: Academic Press, 1971.

MCSHEEHY, T. *Laboratory Animal Handbooks nº 7: control of the animal house environment*. London: Laboratory Animals Ltd., 1976.

MENÉNDEZ, R. C. *Animales de Laboratorio en las Investigaciones Biomedicas*. Habana: Editorial Ciencias Médicas, 1985.

NATIONAL INSTITUTES OF HEALTH (NIH). *Guide for the Care and Use of Laboratory Animals*. Maryland: National Research Council/Public Health Service, 1985.

ORGANIZACIÓN PANAMERICANA DE LA SALUD (OPS). *Animales de Laboratorio: guía para instalaciones y cuidado de animales de laboratorio*. Publicación Científica n.158. Organización Panamericana de la Salud. Washington, D.C., 1968.

SAIZ MORENO, L.; GARCIA DE OSMA, J. L. & COMPAIRE FERNANDEZ, C. *Animales de Laboratorio: producción, manejo y control sanitario*. Madrid: Instituto Nacional de Investigaciones Agrarias/Ministerio da Agricultura, Pesca y Alimentación, 1983.

UNIVERSITIES FEDERATION FOR ANIMAL WELFARE (UFAW). *The Ufaw Handbook on the Care and Management of Laboratory Animals*. 6th ed. London/New York: Churchill Livingstone, 1986.