

ANEXO I

Guia Brasileiro de Produção, Manutenção ou Utilização de Animais em Atividades de Ensino ou Pesquisa Científica

Cães e gatos domésticos mantidos em instalações de instituições de ensino ou pesquisa científica

1. INTRODUÇÃO

O presente capítulo trata da produção, manutenção ou utilização de cães e gatos domésticos em instalações de instituições de ensino ou de pesquisa. A similaridade anatômica e fisiológica entre humanos e alguns vertebrados tem justificado a utilização desses animais em estudos voltados à pesquisa biomédica. Apesar disso, os animais devem ser substituídos por métodos alternativos, quando existentes.

As naturezas biológica e comportamental e as características associadas à sociabilidade fazem dos cães uma espécie que pode ser utilizada para uma variedade de aspectos da pesquisa ou do ensino. Pesquisas com cães ou gatos permitiram a compreensão da função das células nervosas e do sistema cardiovascular, e o desenvolvimento da anestesia, da insulina e de técnicas cirúrgicas importantes (e.g. cirurgias cardiovasculares e transplantes). Muitos conhecimentos oriundos de estudos nesses animais contribuíram para o avanço do conhecimento sobre a infecção e sobre os mecanismos de doenças. A pesquisa com cães ou gatos também beneficiou a saúde e o bem-estar de animais quando estes foram usados para estudar novas possibilidades terapêuticas ou aprimorar conhecimentos na espécie alvo.

Os animais utilizados em instalações de ensino ou pesquisa devem ser tratados com respeito e cuidado. Neste sentido, a aplicação dos Princípios dos 3R's (em português: Substituição, Redução e Refinamento) é a forma mais sensata de utilização de animais. Em síntese, a Substituição significa a utilização de modelo alternativo em vez de animais vivos. A Redução diz respeito à diminuição do número de animais usados para se obter uma informação. Formas de Redução incluem a diminuição do número de amostras e a

utilização de técnicas estatísticas adequadas. O Refinamento remete a qualquer redução na frequência ou intensidade de procedimentos aplicados aos animais.

O uso de cães ou de gatos em atividades de ensino deve ser evitado. Sempre que existirem métodos substitutivos, estes devem ser aplicados. Existem recursos empregados por universidades de todo o mundo para sua completa substituição em muitas situações, sem prejuízo do aprendizado.

As orientações constantes neste capítulo visam assegurar que os animais alojados em instalações de pesquisa científica ou de ensino tenham boa qualidade de vida. A qualidade de vida inclui todos os aspectos de bem-estar animal, como os aspectos físicos, comportamentais e emocionais e, ainda, a prevenção de maus-tratos.

1.1. Responsabilidades dos Pesquisadores, dos Professores e das Instituições de Pesquisa ou de Ensino

Todas as pessoas envolvidas na execução de projetos de pesquisa ou de protocolos de ensino que incluam cães ou gatos devem ser conhecedoras do conteúdo deste capítulo e seguir o previsto neste Guia. Para isso, treinamentos devem ser realizados a essa equipe e seus registros comprovados. Há uma responsabilidade direta de toda a equipe que deve ser solidária e responsável com o bem-estar dos animais durante o desenvolvimento dos projetos ou protocolos propostos e, ainda, com a sua destinação ao final das atividades previstas e autorizadas pela Comissão de Ética no Uso de Animais – CEUA, pertinente.

Os coordenadores das instalações e os responsáveis técnicos devem se certificar das competências necessárias ao seu grupo de trabalho e garantir condições ideais de trabalho que permitam as boas práticas com os animais. Sempre que necessário, especialistas devem ser consultados sobre problemas complexos e sobre as soluções propostas. A responsabilidade técnica pela promoção do bem-estar está na competência do Médico-Veterinário, o qual é, em conjunto com a instituição, responsável cível e penalmente por falhas que possam existir.

A responsabilidade legal pelos animais é do pesquisador principal ou do professor responsável pelo projeto/protocolo e a responsabilidade pela saúde e bem-estar dos animais é do Responsável Técnico Médico Veterinário, com anotação de responsabilidade técnica homologada no respectivo Conselho (CRMV) de origem. A responsabilidade legal deve ser compartilhada entre o pesquisador principal e o responsável técnico.

Todos os demais pesquisadores ou professores têm a responsabilidade pessoal por todas as questões relacionadas com o bem-estar dos animais que utilizam e devem agir em conformidade com os requisitos legais. Esta responsabilidade começa quando um animal é incluído num projeto/protocolo e termina com seu destino após sua conclusão. A fim de assegurar a correta utilização dos animais incluídos nas atividades de seus projetos científicos ou protocolos didáticos, pesquisadores e professores devem garantir acompanhamento adequado de todo o pessoal envolvido no cuidado e manejo dos animais, além de supervisionar todas as atividades realizadas.

Cada membro da equipe deve estar preparado para assumir suas responsabilidades com os animais. Na indicação da espécie a ser utilizada, o pesquisador principal ou o professor responsável deve garantir que a espécie animal escolhida seja adequada para a finalidade e que não há alternativa disponível ao uso de animais. A inexistência de alternativa deve ser consubstanciada por pesquisa bibliográfica.

Cães e gatos, quando utilizados para fins didáticos ou científicos, devem, sempre que possível, ser provenientes de fornecedores credenciados no Conceca. Quando os animais forem provenientes de outros fornecedores, devem atender à legislação vigente. Todos os animais alojados nas instalações credenciadas pelo Conceca devem ter registro contendo a sua origem, bem como todo o histórico clínico e de utilização. Esses registros devem estar disponíveis para auditoria por parte da CEUA e entidades de fiscalização. Todos os projetos ou protocolos devem ser aprovados pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA) institucional.

Cães e gatos provenientes de órgãos de controle de zoonoses não podem ser utilizados quando não se enquadrarem nas exigências do parágrafo anterior, sobretudo com relação aos registros de vacinação antirrábica.

1.2. Manipulação, Contenção e Confinamento de Cães e Gatos

Os animais devem ser manipulados somente por pessoas capacitadas que utilizem métodos adequados para evitar dor ou sofrimento e promover estímulos positivos. A equipe de tratadores deve ser selecionada de forma a se buscar pessoas tranquilas e com grande entusiasmo por trabalhar diretamente com os animais. Todos deverão passar por treinamento específico envolvendo normas atualizadas, etologia básica, manejo etológico e bem-estar animal, higiene, cuidados básicos de saúde e prevenção de zoonoses, entre outros.

Antes do início das atividades os animais, devem ser condicionados à rotina que seguirão durante a sua utilização. Para isso, eles deverão ser conduzidos ao local onde os procedimentos serão realizados para simular as condições do projeto/protocolo a ser seguido.

Dessa forma, se habituarão à rotina de modo a minimizar o estresse oriundo destas atividades. O treinamento utilizando técnicas de condicionamento operante com reforço positivo facilita a cooperação voluntária dos animais e é mundialmente usado e recomendado para diferentes espécies mantidas em instalações de pesquisa ou ensino. Além de reduzir o estresse dos animais, tais técnicas proporcionam a obtenção de parâmetros fisiológicos mais acurados, como frequência cardíaca, frequência respiratória e pressão arterial, por exemplo.

Quando qualquer um desses agentes químicos for usado, o animal deverá ser acompanhado individualmente até a recuperação total de sua capacidade funcional. O período de contenção deve ser o mais curto possível. Os animais devem ser acompanhados pela equipe responsável por eles e, frente à detecção de qualquer impacto negativo independente do projeto/protocolo aprovado pela CEUA, o(s) animal(is) deve(m) ser liberado(s) da contenção e outras formas de manipulação devem ser consideradas.

1.3. Considerações sobre as Necessidades Comportamentais dos Animais

1.3.1. Cães

Os cães são animais sociáveis e necessitam estar em grupo. O isolamento causa estresse e distresse a esses animais. Para socialização adequada, mesmo quando os cães não estiverem sendo utilizados na pesquisa, eles precisam interagir com seu grupo por intermédio de brincadeiras e contato diário. Em todos os momentos, deve ser considerada a importância da vida social dos animais nos grupos, para evitar estressores adicionais. O contato frequente com os membros da equipe também é importante para a espécie. Cães estabelecem uma estrutura social quando em grupo, que precisa ser reconhecida pela equipe do projeto/protocolo. A equipe precisa identificar as relações e ajustar os grupos para manter o ambiente em harmonia. O número de animais por grupo depende da idade, do sexo, da raça, das condições reprodutivas, da socialização (fase de socialização ocorre entre 4 e 12 semanas de idade e o aprendizado social com a mãe e irmãos até a oitava

semana), do tamanho dos recintos onde são mantidos e, ainda, da capacidade da equipe em lidar com o grupo.

A socialização com pessoas é um fator importante para os cães. Eles precisam estar acostumados ao contato para aceitarem a manipulação que se fizer necessária.

A alimentação deve ser uma preocupação constante e individualizada, conforme a idade do animal e o estado corporal (e.g. crescimento, gestação, lactação, etc.).

1.3.2. Gatos:

O temperamento dos gatos deve ser respeitado. Considerar e conhecer o seu temperamento é de suma importância para evitar estresse e alterações comportamentais. O manuseio errado dos animais pode predispor a agressão entre eles e com os membros da equipe. O contato diário dos funcionários com os animais pode facilitar todo o processo com os felinos devido à relação de familiaridade. O estresse contínuo pode causar imunossupressão dos animais e predispor a doenças latentes (e.g. doenças virais do trato respiratório dos gatos). A esterilização sexual dos animais é importante por torná-los mais sociáveis e favorecer o convívio em grupos.

Diferentemente dos cães, alguns gatos jamais interagirão com outros, preferindo ficar isolados. É importante que se conheçam os indivíduos e seus comportamentos para que se possa manter o seu bem-estar. A causa primária de distúrbios comportamentais em gatos é a frustração. Além disso, o medo e a ansiedade têm impacto no bem-estar de indivíduos dessa espécie. Programas para controle da frustração, do estresse, do medo e da ansiedade devem ser sempre instituídos. A alimentação deve ser uma preocupação constante, podendo ser individualizada ou em grupo, desde que atenda à exigência nutricional dos animais, conforme sua idade e o estado corporal (e.g. crescimento, gestação, lactação, etc.).

É obrigatória a oferta de itens de enriquecimento ambiental em quantidade, frequência e variedades adequadas. Esse tema será discutido com mais detalhes no item 2.6 “*Estratégias de Enriquecimento Ambiental para Cães e Gatos*” desse Capítulo.

2. INSTALAÇÕES E PROCEDIMENTOS DE MANEJO

2.1. Aspectos Gerais das Instalações

As instalações requerem áreas separadas para funções específicas, salas e equipamentos especializados e, quando necessário, ambientes controlados. Variações nos requerimentos

básicos poderão existir, desde que autorizadas pelo Conceia, mediante consulta encaminhada pela CEUA institucional.

Apesar de diferentes necessidades e muitas soluções alternativas de concepção, há orientações específicas que devem ser consideradas no projeto. Um projeto de instalações funcional e eficiente deverá, no momento de sua concepção, considerar também a natureza dos procedimentos que serão realizados, bem como atender às exigências das instalações dos tratamentos clínicos cirúrgicos, conforme Resoluções vigentes do CFMV que tratem do tema.

Os requerimentos básicos das instalações compreendem:

- a - área administrativa (opcional);
- b – áreas de depósito para insumos, materiais limpos, equipamentos, rejeitos entre outros;
- c – vestiários (opcional);
- d – áreas de serviços (opcional);
- e – área de higienização;
- f – área de recepção de animais e avaliação (triagem);
- g – área de quarentena;
- h – alojamentos (canis e gatis);
- i – sala de procedimentos (quando for o caso).

Para instalações de utilização, em função da complexidade dos ensaios nelas realizados, áreas adicionais poderão ser necessárias, tais como:

- a – área de cirurgia e cuidado intensivo (UTI);
- b – área para preparação de dietas especiais;
- c – área para irradiação e coleta de imagens;
- d – área para tratamento clínico e laboratório de análises, entre outros;
- e – sala de isolamento, nos casos de utilização de material biológico, químico ou físico que apresentem riscos;
- f – sala de eutanásia;
- g – barreiras adicionais, nos casos de animais geneticamente modificados ou que necessitem de isolamento especial;
- h – área para estocagem de alimentos para os animais;
- i – área específica para suprimentos biológicos e farmacêuticos;

j – área para estocagem de produto biológico contaminado (quando for o caso);

k – área para necropsia e coleta de material (quando for o caso); e

l – área para banhos.

2.2. Localização

A área destinada à construção das instalações é extremamente importante. Em razão dos aspectos técnicos, as instalações devem estar localizadas em áreas com reduzido trânsito de veículos e pessoas.

A escolha do local deverá levar em consideração o fácil acesso, favorecendo a entrega de materiais, insumos e equipamentos, bem como a remoção dos resíduos gerados nas instalações. As instalações deverão, ainda, ser edificadas distante de fontes poluentes, de vibrações e de laboratórios que manipulem agentes patogênicos. As áreas de alojamento de gatos devem ser isoladas acusticamente e visualmente das áreas onde houver cães.

2.3. Ambientes Físicos

As instalações físicas deverão minimizar a ocorrência de infecções e garantir o bem-estar animal, além de favorecer a operacionalização da unidade. Diferentes espaços são necessários, conforme os subitens a seguir:

2.3.1. Área de apoio administrativo

Destina-se à gestão técnico-administrativa das instalações e compreende a sala de coordenação, a secretaria, a sala de convívio para os funcionários, os sanitários, os arquivos, o almoxarifado de material de expediente, a lavanderia e os vestiários, local para reuniões, aulas e treinamento das equipes.

É recomendável que todas as pessoas que acessem ou saiam das instalações o façam por uma área de recepção. O fluxo de pessoal deverá ser feito por local distinto daquele previsto para materiais, insumos, equipamentos e descartes. Na impossibilidade de um local de fluxo distinto, devem existir procedimentos que evidenciem segurança no transporte dos materiais, dos insumos e de descarte, sendo estes em horário diferenciado do fluxo de pessoas.

2.3.2. Sala de procedimentos clínicos

As instalações devem possuir ambientes específicos para atender a urgências clínico-cirúrgicas ou a atendimentos ambulatoriais, os quais devem atender ao previsto em legislação específica do Conselho Federal de Medicina Veterinária (CFMV). Nos casos em que os animais possam retornar ao ambiente de utilização, após saírem para atendimentos clínicos, sem prejuízo ao projeto ou riscos sanitários, a instituição poderá manter contrato com clínicas veterinárias externas.

Nos casos das instalações de utilização, os ambientes acima descritos devem ser localizados próximos das salas de alojamento dos animais para evitar longos deslocamentos.

2.3.3. Ambientes especiais

Em alguns casos, há necessidade de locais especializados, tais como: laboratórios de análises clínicas, sala de cuidados intensivos, de preparação de dietas especiais, de irradiação, de coleta de imagens, de tratamento clínico, sala de isolamento, entre outros. Sala para cirurgia é frequentemente necessária e, quando prevista, deverá ser incorporada no projeto construtivo, de forma a atender aos conceitos gerais de operacionalização das instalações e seguir as normas vigentes.

2.3.4. Salas de Descanso e Copa para a equipe técnica

Quando existentes, devem possuir mobiliário adequado e equipamentos necessários para armazenar e aquecer alimentos, evitando-se, todavia, a preparação dos alimentos nesta sala. Se possível, luz natural e visores para o exterior devem estar presentes. Pode ser usada como sala de convívio e entretenimento.

2.3.5. Áreas de serviço

2.3.5.1. Área de Higienização

Esta área é destinada à lavagem e desinfecção ou esterilização de materiais, insumos, equipamentos e suprimentos e, portanto, seu projeto deverá incorporar equipamentos compatíveis. Quando da utilização de equipamentos que produzam odor, calor e vapor excessivos, a ventilação desta área deverá ser exclusiva, suficiente para minimizar acúmulo de odores e excesso de calor e vapor. Neste caso, a exaustão deverá ser projetada de tal forma que o ar não seja reintroduzido em outras áreas das instalações.

A área deve ser projetada de modo a minimizar desconforto aos animais, ao pessoal e às áreas vizinhas, uma vez que os equipamentos e as rotinas podem causar ruídos, calor e umidade excessivos. Assim, é recomendável que o espaço seja separado, isolado e o mais distante possível dos alojamentos dos animais, quando os critérios de ruído, calor e umidade não forem atendidos. Em instalações de utilização com atividades que envolvam risco biológico ou animais geneticamente modificados, a descontaminação de materiais, resíduos e equipamentos, deverão atender à legislação nacional e as orientações da Comissão Técnica Nacional de Biossegurança (CTNBio).

2.3.5.2. Vestiários

Os vestiários e o seu mobiliário deverão facilitar as boas práticas de higienização. É importante considerar, de acordo com o tipo de vestiário, a disposição dos armários, o apoio para a troca de calçados, os chuveiros, as duchas de ar e o local para armazenamento de produtos de higiene pessoal. A privacidade para trocas de roupas deverá ser contemplada no projeto arquitetônico, bem como um local para o descarte das roupas e toalhas usadas.

2.3.5.3. Corredores

O planejamento e o dimensionamento dos corredores devem ser concebidos de forma a facilitar a movimentação de pessoal, materiais e equipamentos. Estes devem ser largos o suficiente, fáceis de limpar e desinfetar, pois necessitam deste manejo com frequência devido ao tráfego intenso que possuem. Dimensões entre 1,90m a 2,20m de largura geralmente atendem à maioria das situações. Paredes e quinas de paredes devem ser protegidas com dispositivo em material que apresente elevada durabilidade e resistência a impacto e aos processos de higienização.

2.3.5.4. Lavanderia

Não é recomendado que o vestuário utilizado nas rotinas seja retirado da instalação pelos funcionários. Neste sentido, uma lavanderia própria poderá ser usada para a higienização adequada, embora possa haver terceirização deste serviço.

2.3.5.5. Sanitários

As instalações sanitárias devem estar estrategicamente posicionadas fora das áreas

controladas ou de produção.

2.3.5.6. Alojamento dos Animais

É importante, no desenvolvimento do projeto construtivo, considerar não somente as necessidades momentâneas, mas também demandas futuras. Na grande maioria das instalações, o número de animais varia de acordo com os projetos em andamento. Salas de alojamento de animais devem ser projetadas de modo a facilitar a limpeza e a desinfecção e deve haver ralos sifonados e pias na entrada ou saída do prédio de alojamentos. Os canis e gatis devem ser planejados de forma a proporcionar o alojamento com conforto, inclusive térmico, e proteção das intempéries e possuir solário. A área coberta deve ter uma passagem para a de solário permitindo a circulação do funcionário e do animal quando quiser se abrigar das intempéries. A construção deve ser planejada de forma a evitar a entrada de sol, chuva e vento na área coberta.

O piso deve ser impermeável e resistente a desinfetantes. Deve ter inclinação adequada para escoamento da água servida, grelhas externas para retenção de resíduos grosseiros, tubulação de escoamento com calibre compatível com o volume de água escoada, caixas de filtração e sedimentação dimensionadas de acordo com normas técnicas e recomendações específicas, antes do lançamento na rede de esgoto. Caso não exista rede de esgoto, os alojamentos de animais devem dispor de fossa séptica.

As instalações devem garantir o bem-estar e segurança dos funcionários e dos animais, de acordo com as particularidades da espécie, e propiciar ao pessoal que nele trabalha condições adequadas de higiene e segurança ao desempenho de suas funções. Suas dimensões devem ser compatíveis com o tamanho dos animais a que se destina.

Devem, ainda, ser providas de dispositivos que evitem a propagação de ruídos e exalação de maus odores. As paredes devem ser impermeabilizadas com materiais de comprovada eficácia, até o teto. A estrutura deve possuir mecanismos para controle da passagem de animais da fauna sinantrópica, respeitando a determinação dos órgãos específicos.

2.3.5.7. Área para Eutanásia

Esse ambiente, quando aplicável, deverá estar separado e localizado em área que não cause distúrbio aos animais alojados nas instalações. O ambiente deverá possuir equipamentos e materiais necessários ao método de eutanásia definido pelo Concea e aprovado pela Comissão de Ética no Uso de Animais (CEUA). Os detalhes de construção

dessa área devem facilitar a limpeza e a desinfecção. O espaço destinado à realização do procedimento de eutanásia deve ser amplo o suficiente para a demanda, possuir equipamentos compatíveis (e.g. aparelho de anestesia) e ser reservado o suficiente para não permitir o contato visual, sonoro e olfativo dos animais mantidos nas instalações com aqueles a serem submetidos à eutanásia.

2.3.5.8. Depósitos

Espaços independentes e adequados devem ser reservados para o depósito de equipamentos, suprimentos e lixo, com atenção especial para o espaço de armazenamento de alimentos, que deve ser limpo, seco e com controle de insetos e de outras pragas.

O espaço destinado aos alimentos deverá ter um fácil acesso para carga e descarga, mas, ao mesmo tempo, deve evitar que pessoas não autorizadas circulem pela área que deve ser restrita. Os alimentos para os animais devem ser armazenados em ambientes fechados, ventilados, com uso de janelas teladas, com baixa umidade, de fácil higienização e desinfecção, para prevenir contaminações e preservar as propriedades nutricionais. Alimentos não devem ser armazenados diretamente no piso. O uso de estrados, estantes ou outros dispositivos para esse fim é recomendado e devem ser dispostos de modo a não terem contato com paredes.

2.3.5.9. Depósito de Resíduos

Deve estar isolado das demais áreas da instalação e conter local para:

A – alojar as embalagens de alimentos para os animais, restos destes e outros insumos acumulados entre os períodos de coleta; e

B – quando aplicável, câmara fria ou freezer para acondicionamento de carcaças de animais que deverão ser descartadas segundo o Plano de Gestão de Resíduos Sólidos de Saúde elaborado de acordo com a legislação vigente.

O acesso para o exterior deverá ser facilitado, no sentido de evitar o trânsito de pessoas estranhas ao quadro de funcionários da Unidade nas instalações. Um sistema de drenagem com ralo sifonado deve ser considerado neste ambiente, de forma a favorecer com eficiência a higienização e a desinfecção. O lixo orgânico ou reciclável, bem como, o material contaminado devem ser removidos de acordo com o Plano de Gestão de Resíduos Sólidos de Saúde elaborado conforme a legislação vigente.

2.3.5.10. Depósito para Materiais Limpos

Este ambiente deve armazenar insumos após higienização e desinfecção ou esterilização. O depósito deve ser em local controlado, dentro da área limpa das instalações e próximo às salas de alojamento dos animais.

2.3.5.11. Barreiras sanitárias e de contenção

Barreiras, no contexto das instalações, consistem na combinação de sistemas físicos e procedimentos operacionais que, juntos, minimizam a transmissão de agentes etiológicos. As barreiras podem ser divididas em duas categorias: bioexclusão e biocontenção. Bioexclusão é voltada na prevenção da entrada de agentes etiológicos e infestações, provenientes do exterior, para os animais alojados nas instalações. Essas barreiras são estabelecidas para proteger o padrão sanitário dos animais. Biocontenção é voltada para prevenir o escape de agentes etiológicos ou contaminantes para o exterior. As barreiras de biocontenção são utilizadas em área de quarentena ou isolamento de animais com padrão sanitário desconhecido e principalmente nas instalações de utilização que trabalhem com agentes patogênicos. De acordo com o grau de risco envolvido, as exigências e complexidades serão diferentes e deverão ser avaliadas em conformidade com a legislação vigente.

2.3.5.12. Especificações técnicas das edificações

A escolha correta dos materiais a serem usados na construção das instalações é de fundamental importância para propiciar as condições adequadas para um funcionamento eficiente e facilitar a higienização dos ambientes.

Paredes: As paredes devem ser lisas, não absorventes e resistentes à umidade e ao impacto. Não devem desenvolver rachaduras ou fissuras com facilidade. As junções entre as paredes, pisos e tetos devem ser arredondadas em instalações que envolvam risco biológico ou que exija lavagem do teto ao piso. O mesmo aspecto deve ser observado entre as junções com as portas e, quando apresentarem frestas, estas deverão ser vedadas para evitar a penetração e acúmulo de sujidades. Os materiais empregados nas superfícies e paredes devem ser impermeáveis e permitir a limpeza e desinfecção com detergentes e desinfetantes e, ainda, resistir à água sob pressão.

Recomenda-se que a instalação de dutos (de ar ou energia, entre outros) ou de quadros de distribuição elétrica não seja executada nas áreas controladas das instalações, para evitar o trânsito de pessoas externas ao serviço, durante manutenção. Quando isso não for possível, estes deverão ser selados, com junções vedadas e regulares para facilitar a limpeza. As paredes do corredor são particularmente propensas a danos e, portanto, deverão ter alguma proteção especial. Por esta razão, o uso de elementos de proteção, como grades ou guardas de canto, deverá ser considerado. Existem diferentes modelos de guardas de proteção que poderão ser empregados (e.g. plásticos, aço inox ou alumínio), desde que sejam sólidos ou selados de forma a favorecer a higienização.

Tetos: Quando aplicável, tal como acontece com os pisos e paredes, os tetos devem ser resistentes a frequentes lavagens e desinfecções, embora o teto esteja menos sujeito ao desgaste. Tetos de concreto resinado ou pintado são os mais indicados por serem lisos e de fácil manutenção. Para instalações onde existem riscos biológicos, os forros deverão ser fabricados em material impermeável, ter superfície lavável, ser lisos e livres de rachaduras, ser fixados e as suas juntas vedadas.

Em casos onde dutos e canos precisam ser instalados no espaço entre o forro e o teto, como em salas de procedimentos, o acesso no momento da manutenção e ou reparo deve ser realizado por espaço estrategicamente localizado.

Pisos: O contrapiso das instalações deve ser de concreto. O piso considerado ideal deve ser resistente aos produtos empregados nas rotinas de limpeza e desinfecção, bem como ao emprego de máquinas de lavar com jatos pressurizados. O piso deve possuir atrito suficiente para evitar que fique escorregadio quando molhado e a sua qualidade deve ser adequada a ambientes de alto tráfego. O material empregado deve oferecer facilidade de reparo, ao mesmo tempo em que deve suportar o peso e movimento dos equipamentos das instalações, de maneira que não abram fissuras, trincas ou rachaduras e também não fiquem corroídos. As juntas de dilatação devem, sempre que possível, estar localizadas na base das paredes. A qualidade do acabamento é importante para a higiene, a limpeza e a durabilidade.

Janelas: Sempre que possível, as janelas devem abrir, e ser instaladas de forma a permitir a penetração de luz natural no ambiente dos animais. Somente quando necessário, de acordo com a finalidade do biotério, as janelas deverão ser instaladas em corredores externos, que não sejam contíguos às salas de animais. Janelas internas entre salas ou entre salas e corredores, muitas vezes, oferecem maior conforto por favorecer uma melhor

visão e, conseqüentemente, por reduzir a sensação de claustrofobia. Também poderão ser instaladas nas salas cirúrgicas para maximizar a comunicação visual e deverão ser de material resistente, com uma armação metálica alinhada ou embutida nas paredes.

Portas: As portas das instalações para animais devem ser resistentes, impermeáveis e duráveis. As portas devem ser confeccionadas de modo a não terem frestas e, quando necessário, ser vedadas para evitar o acúmulo de sujidades e o abrigo de insetos. Sempre que possível, os batentes deverão ser da largura das paredes, embutidos nela e não sobrepostos. As portas devem ter dimensões que permitam a livre passagem de materiais equipamentos e pessoas.

Recomenda-se uma abertura nominal de 1 m, quando se tratar de portas simples e, no caso de portas duplas, estas deverão atender às necessidades das instalações. Como medida de proteção, a sua metade inferior poderá ser revestida com material resistente a impactos. Algumas portas podem necessitar de uma proteção adicional contra carrinhos de transporte. Nos casos em que a distância do chão for superior a 3,0 mm, recomenda-se a instalação de um dispositivo que vede o vão.

Por questões de segurança, é aconselhada a instalação de visores nas portas em áreas destinadas aos animais. Para as salas de alojamento de animais, sugerem-se visores com dimensões de 15X20 cm, sendo que estes deverão permitir um fechamento sempre que houver incidência de luz ou trânsito intenso de pessoal. Em certas situações, como em áreas especiais, poderão ser empregados visores maiores que ajudam a tornar o espaço menos claustrofóbico.

2.3.5.13. Fornecimento de energia elétrica e iluminação

A rede elétrica deverá ser dimensionada de modo a permitir um número apropriado de lâmpadas e tomadas, sendo estas adequadas aos diferentes tipos de equipamentos que serão instalados. O cálculo de dimensionamento de carga deverá contemplar uma margem de segurança e uma provável expansão das instalações e número de equipamentos. É recomendável a instalação de sistema paralelo de gerador de energia para a manutenção do funcionamento dos sistemas críticos das instalações, tais como luzes de emergência, freezers, equipamentos para conforto térmico e de umidade dos animais e, em situações especiais, outros equipamentos estratégicos para a unidade.

As luminárias, os interruptores, as tomadas e outros elementos integrantes das salas de alojamento dos animais deverão ser vedados para impedir o acúmulo de sujidades,

microrganismos e abrigo de insetos. As lâmpadas ou luminárias devem possuir proteção para as rotinas de limpeza e desinfecção. Os interruptores e tomadas deverão ser aterrados e vedados nas áreas com muita exposição à água, como nas salas de lavagem e outros ambientes com elevada umidade.

2.3.6. Controle do ambiente das instalações

O controle das variáveis ambientais dentro das instalações é fundamental tanto para os animais quanto para a equipe de técnicos que nela trabalha e para a validade das pesquisas. O ambiente deve assegurar um padrão sanitário ao mesmo tempo em que promova o bem-estar dos animais. Agentes físicos, químicos e biológicos podem influenciar no comportamento e fisiologia dos animais e modificar os resultados de uma pesquisa.

2.3.6.1. Ruídos

O ruído pode ser controlado nas instalações, a partir de um projeto arquitetônico bem elaborado, uma construção adequada, seleção criteriosa dos materiais construtivos e dos equipamentos, associada com boas práticas gerenciais. Os efeitos do ruído nos animais estão relacionados com a sua intensidade, frequência, intermitência e duração. Ruídos excessivos e inapropriados podem ser irritantes e, algumas vezes, danosos para a saúde animal e humana, portanto, devem ser controlados. Deve ser respeitado o limite máximo de decibéis (dB), conforme legislação vigente, o qual deve ser considerado a partir de um ponto próximo à fonte do ruído. Mesmo ruídos abaixo desse valor máximo, devem ter frequência e duração menores possíveis.

Fontes de ruídos provenientes das rotinas de apoio, como da área de higienização de materiais, devem estar o mais distantes possíveis das áreas de alojamento dos animais, bem como das salas de procedimentos.

De alta significância são os ruídos ultrassônicos, imperceptíveis aos humanos e audíveis para os animais. Muitas fontes de ruído nas instalações emitem ultrassom, portanto, deverão ser adotadas medidas para identificar e corrigir ou isolar essas fontes de forma a proteger os animais.

2.3.6.2. Vibrações

As fontes de vibração podem ser várias, dentro ou fora do ambiente dos animais e devem ser consideradas nos projetos de engenharia. A vibração externa pode surgir de um

equipamento mecânico e ser transmitida pelas paredes e pisos. Um exemplo é uma aproximação das instalações com trilhos de metrô ou trem, ou em vias de intenso tráfego de automóveis e caminhões. Nestes casos, deve ser dada uma atenção especial ao tipo de estrutura do edifício. As vibrações excessivas podem induzir alterações de comportamento, padrão imunológico, bioquímico e reprodutivo nos animais.

2.3.6.3. Temperatura e umidade

A temperatura dos ambientes destinados aos animais deverá ser monitorada continuamente, com o intuito de promover um ambiente adequado à espécie, raça e estágio de vida do animal, tomando medidas que visem seu conforto térmico.

A temperatura ideal para cães e gatos oscila entre 20 e 25 °C, sendo os gatos mais afeitos a ambientes mais aquecidos. Flutuações diárias devem ser evitadas a fim de que não haja interferência significativa nos processos metabólicos e comportamentais e para evitar alterações na resposta fisiológica com repercussões na saúde e bem-estar dos animais. Anotação diária da temperatura deve ficar à mostra para acompanhamento e eventuais fiscalizações.

No caso de ambientes fechados, recomenda-se que a umidade relativa do ar seja mantida entre 40 e 60%. Valores acima ou abaixo desta faixa de variação têm como consequência alterações na resposta fisiológica com repercussões na saúde e bem-estar dos animais. Em ambientes abertos, deve-se criar mecanismos de sombra e proteção para manter as condições de conforto e segurança, como descrito anteriormente nos itens referentes às instalações.

2.4. Instalações Específicas para Cães

As instalações dos cães têm grande influência na interação entre os animais e na prevenção de distúrbios de comportamento. Eles precisam conviver proximamente para poder expressar seu comportamento natural e estabelecer uma relação de confiança entre eles e com as pessoas do serviço. Animais que mantêm contato apenas visual podem desenvolver comportamento antissocial. Os animais podem apresentar transtornos de comportamento como lambeduras excessivas e automutilação, latir excessivamente, perder o apetite, apresentar depressão e agressividade. Idealmente, os cães devem ser mantidos em grupo ou em pares.

As instalações dos canis devem permitir que os animais tenham contato visual com o

ambiente externo, bem como com outros animais.

Cada recinto primário deve ter, no mínimo para cada animal: um comedouro (podendo ficar disponível somente no período de alimentação), um bebedouro e local apropriado para o descanso. A área mínima coberta destinada a cada animal deve atender ao previsto na Tabela 1. A área de solário deve ter, no mínimo, a mesma metragem.

Tabela 1. Espaço mínimo coberto para cães mantidos em instalações de instituições de ensino ou pesquisa científica:

Peso em kg	Área de piso em m²	Altura em m
<12	1,1	1
12-30	1,86	2
>30	2,2	2

Fontes: Canadian Veterinary Medical Association. In: Code of Practice for Canadian Kennel Operations. 2nd ed. p. 25. 2007; Miller L, Janeczko S. Canine care in the animal shelter. In: Shelter Medicine for Veterinarians and Staff. Miller L, Zawistowski S. 2nd Ed. Wiley-Blackwell. p. 135. 2013.

A construção deve prever estratégias que evitem os problemas citados anteriormente e deem aos animais oportunidade de escolhas dentro do ambiente. A presença de ambientes reservados dentro dos canis com livre escolha dos animais (e.g. mezanino) permite que os mesmos possam se isolar dos outros quando quiserem. O posicionamento dos canis com cães dominantes, no final do corredor de canis, traz mais tranquilidade ao ambiente do que em locais de maior visibilidade. A manutenção de cães de uma mesma raça juntos favorece a interação, visto apresentarem comportamento mais uniforme.

Quando em ambientes fechados, nos quais os animais sejam privados de acesso externo, devem haver trocas de ar 8 a 12 vezes por hora e ciclo de luz de 12 horas escuro/claro. As instalações devem ser específicas e adequadas aos fins a que se destinam, devendo existir a separação entre instalações de produção, manutenção e utilização. Variações em padrões estruturais só poderão existir, quando autorizadas pelo Concea, mediante consulta encaminhada pela CEUA institucional, justificada pela finalidade da instalação em questão.

Os animais devem ser sempre identificados, sendo os meios mais utilizados: microchip aplicado por via subcutânea entre as escápulas, colar com ficha de identificação ou tatuagem na face interna do pavilhão auricular.

No interior dos canis deve haver oferta de:

- a – comedouro de tamanho adequado e confeccionado com material resistente e atóxico;
- b – alimento de qualidade superior e adequado para a espécie, idade, condição corpórea e fase de desenvolvimento ou atividade;
- c – água potável limpa, fresca e *ad libitum*;
- d – uma cama seca, afastada em pelo menos 5 cm do solo por animal. Tablados higienizáveis e compatíveis com o peso dos animais são recomendados;
- e – área livre para defecação longe da área de dormir, com as fezes removidas pelo menos duas vezes ao dia;
- f – oportunidade de ver e sentir o cheiro de outros cães, com a ressalva de que as fêmeas em estro devem ser alojadas longe de machos;
- g – os canis devem ser totalmente higienizados pelo menos uma vez por dia. Se a higienização total for feita apenas uma vez por dia, os dejetos (fezes e urina) deverão ser removidos sempre que necessário. Especial atenção deve ser dada para cães jovens com menos de 16 semanas de idade;
- h – canis em área externa devem fornecer sombra e abrigo do vento, do frio e da chuva e ser bem drenados (quando for o caso), de forma a não permitir que águas fiquem empoçadas; e
- i – a área externa de canis com solário deve fornecer acesso livre do animal para ambas as áreas, permitindo ao animal a escolha.

As instalações devem manter atualizados planos de ação emergencial, tais como: incêndio, catástrofes naturais ou qualquer outra em que a rápida retirada dos animais seja necessária. O corpo técnico deve ser treinado para a execução do plano e a administração da instalação deve manter registros desses treinamentos.

Quando não houver risco biológico, as instalações específicas para cães devem possuir solário de livre acesso, com piso de fácil higienização. As instalações ainda devem possuir parques de piso natural (grama, terra, areia, etc.) ou outro piso de fácil higienização, que permitam que os cães sejam soltos periodicamente em grupos de afinidade se exercitem fisicamente e expressem o comportamento social natural da espécie.

2.4.1. Ambiente para produção de cães

Quando submetemos diversos animais a um determinado estudo, esperamos obter deles as respostas mais parecidas possíveis, para que possamos comparar os resultados de forma confiável. Para que os animais possam dar respostas similares, deveremos, por

consequente, procurar controlar todas as variáveis que esses animais possam apresentar. Assim, as instalações de produção são aquelas onde se encontram as matrizes que originam toda a produção e cujos objetivos visam a controlar e definir, antes do estudo, as seguintes características:

a - o estado de saúde do animal;

b - sua carga genética;

c - o manuseio feito com o animal de modo a torná-lo mais dócil;

d - a alimentação empregada;

e - o ambiente adequado;

f - outros fatores que possam ocasionar estresse, influenciando, a resposta esperada.

Para que todos esses objetivos sejam atingidos, as instalações de produção necessitam de um ambiente adequado, pessoal capacitado e uma rotina de trabalho bem definida. O grande problema enfrentado pelas diversas instituições científicas é o alto custo que representa a construção e a manutenção desse tipo de instalação.

2.4.1.1. Acesso dos funcionários e visitantes

O acesso aos ambientes de produção, quando houver risco biológico, deve contar com barreiras, tais como: banho obrigatório, paramentação e pedilúvio. Vestimentas utilizadas nestas instalações devem preferencialmente ser lavadas no seu interior, em local próprio e destinado a este tipo de manutenção. O uso de Equipamentos de Proteção Individual (EPIs) deve ser obrigatório e controlado pela administração do setor.

2.4.1.2. Recreação dos animais

O ambiente de produção deve apresentar espaço específico para recreação, jogos e brincadeiras ao ar livre, com separação física para machos e fêmeas não castrados ou grupos. A área deve apresentar refúgio do sol e da chuva, ser confortável e segura. O enriquecimento ambiental deve considerar não somente os jogos e brincadeiras, mas também a possibilidade de exercício físico (ver detalhes no item 2.6.). A frequência de uso desta área pelos animais deve ser diária.

2.4.1.3. Descanso noturno

Os animais devem ter local apropriado para o descanso noturno, acomodados em grupos, em baias, ou isolados, dependendo das condições de manejo, com temperatura ambiente

controlada, de forma a evitar flutuações que estejam fora da zona de conforto térmico (entre 20 a 25°C). O fornecimento de água potável limpa deve ser *ad libitum* e o de alimento deve atender aos requerimentos nutricionais.

A composição dos grupos de animais nos alojamentos deve ficar a cargo do médico veterinário ou pesquisador responsável.

2.4.1.4. Manejo reprodutivo

Animais criados com a finalidade de reprodução devem ser avaliados constantemente e ter a sua puberdade identificada e registrada. O primeiro ciclo estral, que marca o início da puberdade, deve ser evitado como ponto de partida para a reprodução das fêmeas. A idade média da puberdade pode variar dependendo da raça, clima, manejo e alimentação dos animais.

Antes da realização de qualquer tipo de procedimento reprodutivo, tanto o macho quanto a fêmea devem passar por avaliação clínica e reprodutiva (exames andrológico e ginecológico) realizada pelo médico veterinário. O animal tem que estar hígido com a vacinação e vermifugação atualizadas. Deve-se descartar a presença de doenças sexualmente transmissíveis como leptospirose, brucelose, herpesvírus e tumor venéreo transmissível (TVT). Recomenda-se a exclusão de fêmeas portadoras de sarna demodécica. Além disso, animais criptorquidas e com doenças de fundo genético devem ser retirados da reprodução, uma vez que tais afecções podem ser transmitidas para a prole.

Normalmente, os machos entram na puberdade entre 7 e 8 meses de idade, enquanto nas fêmeas a idade varia de 6 a 14 meses, dependendo da raça e do porte do animal. A atividade reprodutiva pode ser estendida até os 4 a 6 anos, no macho, e 6 a 8 anos, na fêmea, ou a critério do médico veterinário. Depois disso, os animais devem ser encaminhados para adoção.

A duração do estro é em média de nove dias, podendo ser mais curto ou mais longo.

Esta variação é individual, além de poder ser diferente a cada ciclo na mesma cadela. O ciclo estral das cadelas pode ser dividido em cinco fases: o proestro (desenvolvimento folicular), estro ou cio (amadurecimento folicular e ovulação), metaestro (desenvolvimento do corpo lúteo), muitas vezes não definido em cães, diestro (formação, desenvolvimento e estabelecimento do corpo lúteo) e anestro (fase de quiescência reprodutiva). A citologia vaginal é muito útil na identificação do momento ideal para

acasalamento ou inseminação artificial e a cobertura ou inseminação artificial deve ser efetuada o mais próximo possível da ovulação.

A gestação nas cadelas tem duração de 58 a 64 dias, podendo variar de acordo com a idade, número de gestações ou de fetos. Em casos de confirmação da gestação (geralmente por meio de ultrassonografia), a fêmea deve entrar em programa de pré-natal e cuidados específicos até o parto.

As baias destinadas ao acasalamento dos animais devem ser isoladas do plantel alojado nas instalações de produção. As atividades realizadas com finalidade reprodutiva devem estar sob a supervisão do médico veterinário responsável, ao qual cabe, também, determinar a frequência de gestação e o tempo de vida reprodutiva da fêmea, respeitando aspectos etológicos, sanitários e escores de condição corporal.

Fêmeas gestantes devem conviver com o plantel, ter acesso às áreas externas, banho de sol, jogos e brincadeiras e participar da rotina até que o médico veterinário responsável julgue necessária a acomodação na maternidade. As fêmeas devem ser alojadas em maternidades isoladas do plantel no período pré-parto.

Quanto ao comportamento no período que antecede ao parto, a cadela procura se isolar, deixa de se alimentar, faz ninho, apresenta galactorreia e relaxamento de musculatura e vulva. Nota-se queda na temperatura corpórea pela influência da progesterona (-1 a -2°C). Esse fato é detectado em torno de 24 horas antes do trabalho de parto.

Para adequada assistência médica neste período, deve haver um ambiente adequado destinado a intervenções cirúrgicas (e.g. cirurgia cesariana), bem como com local para recuperação. O atendimento veterinário pode ser externo e terceirizado, desde que seja aprovado pela CEUA institucional. A maternidade deve ter acomodação para a permanência de mãe e filhotes para o período de amamentação (que deve ser no mínimo de 30 dias), ser confortável e possuir temperatura controlada.

Os filhotes nascem com imaturidade de termorregulação e devem ser mantidos aquecidos por sete dias, seja com a mãe ou com aquecimento artificial. Caso não haja leite materno ou esta não colabore, deve-se iniciar aleitamento artificial imediatamente. O aleitamento em geral é a cada 2 horas ou de acordo com a inquietação da ninhada. Cuidado especial diário (desinfecção) deve ser dado ao umbigo até a sua completa cicatrização, por ser uma porta aberta para infecções. Além desses cuidados, devem-se estimular os filhotes a

urinar e a defecar com o auxílio de um algodão, que deve ser levemente passado sobre a região genital e anal do filhote.

Para cada ninhada, devem ser mantidos os registros das cópulas (dia, identificação da fêmea e do macho). Deve haver registros detalhados do acompanhamento clínico da prenhez, condições de nascimento, possíveis complicações, número de nascidos na mesma ninhada, descrição física dos nascidos e peso. Os filhotes devem ter registros detalhados do desenvolvimento pós-natal até o desmame e separação da mãe, que não deve ser inferior a trinta dias. O médico veterinário responsável deve estabelecer a conduta de manejo e de imunização dos filhotes.

2.4.2. Ambiente de manutenção para cães

Entende-se por ambiente de manutenção o local em que animais são alojados no período entre a saída do ambiente de produção e sua condução ao ambiente de utilização, doação ou venda.

Os ambientes de manutenção devem atender às necessidades dos animais que permanecerem nestas acomodações. Devem ser delineados adequadamente para abrigar animais de diferentes idades e peso. Os animais devem ser alojados preferencialmente em dupla ou grupos, respeitando as relações hierárquicas estabelecidas entre eles.

2.4.3. Ambiente de utilização para cães

Para que o projeto realizado no animal tenha o resultado esperado, é necessário controlar, ao máximo, os fatores que possam interferir, direta ou indiretamente, e só permitir variar aquelas características que se quer estudar. Assim, nos ambientes de utilização, se procura padronizar o ambiente, a alimentação e o manejo de acordo com as normas estabelecidas pelo projeto. Tal como nos ambientes de produção, os de utilização devem ser especialmente projetados, contar com pessoal capacitado e com uma rotina de trabalho bem definida.

Quando se tratar de estudos de doenças potencialmente transmissíveis ao homem (zoonoses), a estrutura, bem como a rotina de trabalho, terá que oferecer barreiras à transmissão de agentes patogênicos.

Estas instalações devem possuir espaço para: recepção, aclimação (mínimo cinco dias) e, quando for o caso, preparação dos animais para procedimentos e recuperação.

2.4.3.1. Exigências quanto ao ambiente de utilização para cães

a – um ambiente de utilização deverá ser separado do de produção, mas a necessidade e critérios desta separação poderão variar em função das características de uso do canil. Em se tratando de estudos que envolvam doenças transmissíveis, rigorosa separação é necessária.

b – quanto se tratar de estudos com riscos de propagação de contaminação química ou biológica, os ambientes de produção deverão estar sempre em uma situação independente quanto à estrutura física, pessoal e material, em relação aos demais laboratórios da instituição e seguindo rigorosamente o Plano de Gestão de Resíduos Sólidos de saúde, a fim de provê-lo de maior segurança e menor risco de contaminações indesejáveis.

c – qualquer animal que entrar em um ambiente de produção deverá passar por um período de quarentena. Do mesmo modo, animais que chegam aos ambientes de utilização terão de passar por um pequeno período de aclimatação antes de serem-utilizados;

d – as gaiolas individuais devem ter piso que garanta a higienização e não deve propiciar ferimentos ou irritação das patas do animal;

e – aos animais alojados em gaiolas individuais deve ser garantido seu posicionamento em pé, com as quatro patas apoiadas sobre o piso da gaiola, com a cabeça em posição confortável e espaço suficiente para dar uma volta inteira em torno de seu corpo, sem pisar nas vasilhas de água ou ração, garantindo-se ainda que haja área livre para defecação distante do local onde estão as vasilhas de água ou ração e do espaço para dormir;

f – animais que forem submetidos a protocolos cirúrgicos, ao final do procedimento, devem ser acomodados em sala de recuperação, pelo tempo que for necessário, sendo o período mínimo aquele necessário à completa recuperação da anestesia. A área destinada à recuperação deve ser localizada contígua ao centro cirúrgico e a assistência de médico veterinário deve ser garantida, assim como a manutenção de analgesia durante o período pós-cirúrgico. A temperatura e a umidade relativa do ambiente devem ser controladas e mantidas na região de conforto térmico da espécie, podendo, entretanto, ser necessária a utilização de manobras de aquecimento caso haja hipotermia.

2.5. Instalações Específicas para Gatos

O território dos gatos é organizado em zonas distintas, de modo que o animal possa repousar, caçar, alimentar-se e realizar suas necessidades fisiológicas, distanciando-se de

outros gatos. O território felino é rodeado por marcações urinárias e olfativas para afastar gatos estranhos e inclui:

a – zona principal, onde o animal despende 80% do seu tempo e pode dividir com outros gatos familiares; e

b – zona periférica, com áreas suplementares destinadas à caça e à excreção urinária e fecal. Os territórios são ligados por corredores comuns utilizados por diversos gatos, delimitados por marcações de urina e garras.

O comportamento natural de gatos que vivem em confinamento (redução do espaço) inclui:

a – marcação do território, roçando a face em objetos existentes no espaço habitacional;

b – demarcação com jatos de urina e com garras, definição das áreas de repouso e de excreção urinária e fecal; e

c – estabelecimento da distância necessária, subindo em prateleiras e móveis. Esse equilíbrio pode ser perturbado pela má distribuição das zonas e recursos (alimento, água, caixa de areia).

O estresse entre os animais diminui se alguns princípios forem respeitados:

a – área de alimentação: suprimento alimentar diário a todos os gatos, com um comedouro/animal e bebedouro mantidos limpos e em quantidade adequada;

b – área de repouso: criar uma área individual para cada gato (e.g. prateleiras, cestos, camas, tecidos, toalhas enroladas); e

c – caixa sanitária: deve ter dimensões compatíveis com o tamanho dos animais usuários. Deve ser colocada num local calmo e, se possível, com dois acessos para evitar que o animal se sinta encurralado. Recomenda-se manter pelo menos uma caixa sanitária por animal quando os animais forem alojados em grupos e devem ser limpas pelo menos uma vez ao dia, para assegurar que o odor de fezes e urina não exale para o ambiente e não afete o bem-estar dos animais, bem como a percepção destes durante uma prova de alimentação. Nos casos em que não seja possível atender a recomendação de uma caixa sanitária por animal, é importante, principalmente, que a instituição esteja comprometida com um manejo higiênico-sanitário adequado e eficiente, assegurando o bem-estar desses animais.

As instalações devem ter boa iluminação, o ambiente mantido sempre seco e com condição de contato entre os animais. É necessário o controle de ruídos e outros distúrbios

como vibrações e níveis de luminosidade, temperatura e umidade devem ser apropriados ao conforto dos gatos.

A área destinada aos gatos não deve ser muito próxima de áreas destinadas a outras espécies, devido ao estresse provocado pela visão ou audição dos animais. Um dos fatores mais importantes para o bem-estar dos animais é o treinamento específico e a familiarização da equipe com as necessidades dos animais. Gatos são animais sociáveis e o contato com as pessoas é essencial para o seu bem-estar. Esse aspecto é especialmente importante se os animais são utilizados em experimentação, devido ao tempo de permanência e a necessidade de manipulação diária. Nestes casos, o contato regular com seres humanos os deixa mais tranquilos e dóceis. O contato é mais eficiente se realizado fora do horário de manejo do experimento em questão. Alguns animais necessitam de maior contato que outros e isso deve ser reconhecido e considerado pela equipe. Se os membros da equipe se tornam familiares, os gatos ficam mais confiantes e colaboradores na experimentação. A necessidade de contato é mais importante para os gatos jovens que foram introduzidos no grupo há pouco tempo.

Em casos de animais mantidos individualmente, a área destinada a cada gato deve ser, no mínimo, 76 cm de profundidade, 121 cm de largura e 91 cm de altura, que permite o uso de espaço vertical, fundamental para melhorar a qualidade do ambiente para os animais. Também permite melhor circulação do ar e conseqüente controle das doenças respiratórias felinas. As áreas de descanso, alimentação e eliminação (caixa sanitária) devem estar separadas entre si em pelo menos 60 cm de distância.

Gaiolas metabólicas de uso temporário podem ser usadas para atender ao protocolo de pesquisa e devem possuir as dimensões mínimas previstas no parágrafo anterior. A inclusão de prateleiras, arranhadores e brinquedos é importante para o enriquecimento ambiental.

O ambiente deve conter áreas suspensas, com proteção solar e para descanso. Existem vários tipos de plataformas para diversão e exercício dos gatos. Eles gostam tanto de ambientes verticais quanto de horizontais. Áreas internas e externas podem se comunicar por meio de túneis. A área externa deve prevenir fugas, transmissão de doença e ser facilmente desinfetadas. O desenho e a organização do alojamento devem considerar que gatos são animais territoriais, garantindo:

a – possibilidade de estabelecer distância entre os indivíduos do grupo, como previsto anteriormente;

b – acomodação em estruturas altas (mínimo de 1,0m) que permitam o comportamento de monitorar o ambiente, no que se relaciona à entrada de pessoas e ao movimento dos outros animais do grupo alojados no mesmo espaço;

c – estruturas para escalada compostas de passarelas ou prateleiras de variadas alturas com rampas que propiciem o acesso dos animais de pequeno porte aos patamares mais altos; e

d - número compatível de áreas de descanso abertas sobre plataformas (camas) ou fechadas (caixas) baixas para que possam se isolar.

É aconselhável que almofadas e cobertas estejam disponíveis e sejam de fibra de poliéster, algodão ou atalhados, podendo ser adicionado também papelão ondulado, mas não em substituição. O desconforto para o descanso leva os animais a descansar nas caixas sanitárias, o que é indesejável.

O substrato das caixas sanitárias deve ser de material específico para gatos. Comedouros, bebedouros, camas e caixas sanitárias devem estar distantes pelo menos 60 cm, uns dos outros.

Deve-se garantir drenagem completa das águas de limpeza, não sendo aceita a condição de umidade em piso, parede ou teto, sob nenhuma hipótese. Pisos, portas, paredes, teto e grades devem ser mantidos limpos e livres de fungos.

2.5.1. Instalação de produção para gatos

O acompanhamento do trato reprodutivo deve ser o primeiro passo para o manejo reprodutivo. Animais criados com a finalidade de reprodução devem ser avaliados constantemente e ter a sua puberdade identificada e registrada. O primeiro ciclo estral (puberdade) deve ser evitado como ponto de partida para a reprodução das fêmeas. A maioria delas ainda não está morfológicamente madura neste momento e há um consenso de se iniciar a reprodução a partir do segundo episódio de cio. O primeiro cio ocorre entre cinco e nove meses de vida, mas alguns fatores podem interferir, como raça, estação do ano e condição corporal. As gatas só ovulam quando houver a cópula.

Antes da realização de qualquer tipo de procedimento reprodutivo, tanto o macho quanto a fêmea devem passar por avaliação clínica e reprodutiva (exames andrológico e ginecológico) realizada pelo médico veterinário. O animal tem que estar hígido e com a vacinação e vermifugação atualizadas. Deve-se descartar a presença de doenças sexualmente transmissíveis. Além disso, animais criptorquidas e com defeitos congênitos

devem ser retirados da reprodução, uma vez que tais afecções apresentam fundo genético e podem ser transmitidas para a prole.

O comportamento reprodutivo das gatas é poliéstrico sazonal de dias longos. Por isso, apresentam mais eficiência reprodutiva no verão (dias mais longos). Ambientes controlados podem ser uma opção no controle específico de fotoperíodo, utilizando, por exemplo, ciclo 14/12h claro/escuro, para estimulação dos ciclos reprodutivos das fêmeas.

O ciclo estral das gatas pode ser dividido em cinco fases:

a – proestro: geralmente, essa fase não é detectada e costuma durar apenas um dia. As gatas podem esfregar a cabeça contra objetos e uma secreção mucosa pode sair da vulva. Nessa fase, os machos tentam uma aproximação, mas as fêmeas ainda não permitem a monta;

b – estro (cio): em média, o cio tem uma duração de cinco dias, mas pode variar de dois a 19 dias. Nessa fase, as gatas mostram-se receptivas aos machos. Apresentam comportamento característico como: elevação da cauda para um dos lados e quadril elevado e costumam vocalizar um som característico que atrai os machos;

c – interestro: quando não ocorre ovulação, o período entre um estro e outro é chamado de interestro e costuma durar em média sete dias (podendo variar entre dois e 19 dias). Nenhum sinal de reprodução é visto nessa fase;

d – anestro: esse é a ausência de ciclo e costuma ocorrer nos meses de dias curtos, geralmente, no inverno;

e – diestro: também conhecida por fase luteal, essa é a fase que ocorre após a ovulação (quando houve a cópula) e o hormônio predominante é a progesterona.

A citologia vaginal identifica o momento ideal para acasalamento ou inseminação artificial. Uma vez em estro, deve ser coberta ou inseminada em média a cada 48 horas, até que o quadro se modifique para o diestro.

As baias destinadas ao acasalamento dos animais devem ser isoladas de outros animais. O controle dos acasalamentos deve estar sob a supervisão do médico veterinário responsável. Cabe também ao médico veterinário determinar a frequência de gestação e o tempo de vida reprodutiva da fêmea, respeitando aspectos etológicos, sanitários e escores de condição corporal. O destino das fêmeas ao término da sua vida reprodutiva deve ser registrado, sendo a adoção o mais adequado.

O período de gestação nas gatas é em média de 58 a 62 dias. Fêmeas gestantes devem conviver com o plantel, ter acesso às áreas externas, banho de sol, jogos e brincadeiras e

participar da rotina até que o médico veterinário responsável julgue necessária a acomodação na maternidade, as quais devem ser isoladas do ambiente do plantel. Para adequada assistência médica neste período, deve haver um ambiente adequado destinado a intervenções cirúrgicas (e.g. cirurgia cesariana), bem como com local para recuperação. O atendimento veterinário pode ser externo e terceirizado, desde que isso seja aprovado pela CEUA institucional. A maternidade deve ter acomodação para a permanência de mãe e filhotes para o período de amamentação (que deve ser no mínimo de 30 dias), ser confortável e possuir temperatura controlada.

2.5.2. Instalações de manutenção para gatos

Entende-se por instalação de manutenção o local em que animais são abrigados no período entre a saída da instalação de produção e sua condução à de experimentação, doação ou venda. Portanto, as instalações de manutenção para gatos podem fazer parte fisicamente das instalações de produção ou de experimentação.

Os animais provenientes das instalações de produção ou da quarentena (após aquisição) devem ser inicialmente alojados isoladamente em espaços suficientemente grandes, que permitam livre circulação e expressão de comportamento exploratório, contendo enriquecimento ambiental, água e alimento. Estas providências tem a finalidade de minimizar o estresse da transferência e prevenir conflitos entre animais de grupos sociais anteriormente distintos. Quando realojados em grupos, deve ser guardada a proporção de pelo menos 1m² de piso por animal, bem como a estrita observação de convivência social pacífica (como previsto anteriormente). Os animais podem ser transferidos para gaiolas individuais, caso a situação da pesquisa assim exija, e a dimensão das gaiolas deve ser de, no mínimo, 1m² de piso por animal quando a permanência dos animais nas gaiolas for inferior a duas semanas. Quando a pesquisa exige confinamento prolongado dos gatos, estes devem ser alojados em gaiola com no mínimo 1,5m² de piso por animal. Recomenda-se o emprego de gaiolas altas, com no mínimo 0,6m de altura e providas de prateleira que permitam aos animais permanecerem em local elevado, distante do fundo da gaiola.

Os animais que demonstrarem dificuldades de convívio em grupo para o desenvolvimento de atividades de ensino ou de pesquisa científica deverão ser alojados individualmente, garantindo-se as metragens determinadas de alojamento e contato visual com outros animais.

2.5.2.1. Manutenção de grupos

A introdução de novos animais em um grupo deve ser feita cautelosamente e sob supervisão, sendo aconselhável que os primeiros contatos sejam breves e o novo componente esteja protegido (e.g. dentro de uma gaiola). O tempo usual para que o novo componente do grupo seja solto no alojamento é de aproximadamente duas semanas e deve ficar a critério do médico veterinário ou pesquisador responsável.

Toda a água utilizada para limpeza ou para consumo pelos animais deve ser potável, com controle de contaminação microbiológica ou química. O histórico das verificações periódicas de amostras aleatórias, segundo protocolo próprio do plano de qualidade, deve ser mantido à amostra. A água deve ser oferecida *ad libitum* em bebedouros comerciais adequados à espécie, (não expostos ao ambiente externo), com manutenção de rotina de limpeza de acordo com protocolos descritos no plano da qualidade.

2.5.3. Instalações de utilização para gatos

As instalações de utilização para gatos devem seguir as orientações gerais anteriormente descritas para os cães. Deve-se observar, ainda, que os alojamentos de confinamento e isolamento não poderão exceder o tempo absolutamente necessário para a coleta de dados, que deve ser detalhado na proposta aprovada pela CEUA, considerando-se o alto grau de estresse causado a esta espécie. As dimensões devem respeitar ao previsto na anteriormente.

2.6. Estratégias de Enriquecimento Ambiental para Cães e Gatos

Enriquecimento ambiental é qualquer medida que promova a expressão de comportamentos naturais específicos da espécie e diminuição, se não o desaparecimento, de comportamentos anormais e/ou estereotipados. Deve ser focado na promoção de um efeito positivo no bem-estar físico e psicológico do animal.

O propósito do enriquecimento é reduzir o estresse e melhorar o bem-estar através da estimulação física e mental, promovendo comportamentos naturais da espécie e oferecendo aos animais um maior controle do seu ambiente. Um programa eficiente de enriquecimento evita o desenvolvimento e aparição de comportamentos anormais, que comprometem a qualidade de vida dos animais. O enriquecimento deve ter a mesma

importância como outros componentes do cuidado animal, por exemplo, nutrição e cuidado veterinário, portanto, não deve ser considerado uma opção.

2.6.1. Relação social com o ser humano

Tratadores, pesquisadores e técnicos devem ser uma fonte de enriquecimento social para os animais. Funcionários das instalações, pessoal envolvido no estudo, ou mesmo, voluntários não associados ao estudo, podem passear com os cães em espaços especificamente destinados, desde que não interfiram nas atividades de ensino ou de pesquisa científica às quais os animais estejam dedicados. A entrada frequente no recinto e o contato físico com os animais são recomendados. O contato regular com um membro do grupo de pesquisa também é recomendado. Interação humano-animal é importante para o bem-estar dos animais, portanto, a manipulação deles só deve ser realizada por pessoas treinadas para este fim.

As instituições que utilizem cães e gatos devem possuir espaços separados para as espécies.

Os alojamentos dos animais diferem do ambiente natural, assim a ciência incentiva a que os alojamentos atendam às necessidades específicas de cada espécie, visto que os animais são seres complexos, com necessidades comportamentais e fisiológicas especiais.

2.6.2. Cuidados a serem considerados para o enriquecimento ambiental

O enriquecimento ambiental deve ser fornecido como parte dos cuidados de rotina dos animais. Devem ser levadas em consideração as necessidades comportamentais da espécie, incluindo a disponibilidade e desenho de espaço que permita livre movimentação e atividade, descanso, privacidade e contato com outros da mesma espécie.

Também é importante observar que o enriquecimento ambiental deve ser realizado com cautela, pois pode causar, também, danos indesejados aos animais e comprometer os resultados a serem obtidos.

É fundamental que se considere o histórico de cada animal para o oferecimento dos itens de enriquecimento ambiental. Além disso, cuidados quanto a eventual toxicidade, limpeza, fragilidade do material e manutenção devem ser considerados na escolha dos itens para evitar que os animais possam se ferir com os materiais oferecidos ou ainda favorecer a ingestão de corpos estranhos. O mesmo cuidado vale para linhas e eventuais itens que possam se tornar corpos estranhos lineares em gatos, quando ingeridos.

2.6.3. Enriquecimento ambiental para cães

O enriquecimento ambiental refere-se a fatores no ambiente de um animal que garantem uma boa qualidade de vida física e mental. O contato social é a forma predominante de enriquecimento ambiental para cães. A introdução de objetos (e.g. brinquedos) pode promover atividade física e incentivar o comportamento de novas descobertas.

Cães têm como característica passar a maior parte do dia junto com os outros animais do grupo. Portanto, sempre que possível, os cães devem ser alojados em pares ou pequenos grupos de indivíduos. Se o registro do consumo de alimento for necessário, os animais podem ser alimentados individualmente e posteriormente retornar ao seu grupo. Quando o alojamento individual for necessário, deve-se considerar a possibilidade de recintos interconectados, para que possa haver interação entre eles. Quando não for possível o contato físico entre cães em diferentes recintos, o contato visual pode ser mantido com o uso de placas de material transparente entre os recintos.

Todos os cães devem ser mantidos em recintos que proporcionem espaço suficiente para exercer seu comportamento natural e devem ter oportunidade de exercício diário. No caso dos cães mantidos em gaiolas o exercício diário é indispensável, exceto quando o animal apresentar limitações físicas. O plano de exercício deve ser aprovado e controlado pela CEUA.

A interação entre o pessoal técnico e os animais é um elemento chave na promoção do bem-estar de cães. Se esta socialização for iniciada com os filhotes durante o período de 4-14 semanas, haverá um impacto positivo durante toda a vida do animal. É recomendável que sejam ensinados comandos básicos aos animais, como chamada, sentar, entendimento do sim e do não. Animais expostos à interação com pessoas e que experimentem diferentes sensações serão mais confiantes e conviverão melhor com as limitações que lhe forem impostas durante a utilização em atividades de ensino ou de pesquisa científica. A resposta positiva dos cães aos funcionários de uma instalação não se deve somente ao fato da possibilidade do fornecimento de alimentos que estes proporcionam. Esta resposta está também associada à relação dos animais com os tratadores e o carinho destes com eles. Os tratadores devem ser incentivados a passar um maior tempo com os cães, principalmente com aqueles que estiverem alojados individualmente, para prover a relação social que o animal necessita.

Cães abrigados em recintos com espaço para correr podem passar boa parte do dia deitados ou dormindo, não muito diferente dos animais alojados em recintos menores. Um aumento significativo de atividade ocorre quando pessoas estão presentes, mesmo que esta presença seja sem o objetivo de interagir com o animal. Portanto, o enriquecimento pode ser conseguido, fornecendo ao animal uma variedade de brinquedos, plataformas e principalmente interação com o pessoal envolvido em seu cuidado.

2.6.3.1. Mudança de ambiente e tempo fora de gaiolas

Cães mantidos em gaiolas precisam de variação em seu ambiente e uma oportunidade de explorar novos ambientes e de usar todos os seus sentidos. Cães alojados em um ambiente restrito e imutável podem apresentar anormalidades comportamentais, tais como: latidos incessantes, automutilação e comportamentos repetitivos (comportamentos estereotipados), que incluem salto contínuo em gaiolas, entre outros.

O exercício diário ao ar livre deve ser planejado e realizado em espaços cercados a fim de evitar fugas e acidentes com disseminação de agentes etiológicos. Os animais devem passar várias horas em ambientes livres e em contato com outros cães. Quando a liberação do animal não está disponível ou é prejudicial ao protocolo de pesquisa, os cuidadores precisam proporcionar uma oportunidade para que os cães deixem suas baias ou gaiolas durante pelo menos 60 minutos, duas vezes por dia, mesmo que sob supervisão. O tempo que os cães passam fora de suas gaiolas, enquanto estas são limpas é importante, mas não suficiente. Reconhece-se que estas exigências não poderão ser atendidas em caso de biossegurança ou de saúde pública e quando o protocolo de pesquisa exigir o isolamento do animal dos demais. Nestes casos, possíveis compensações devem ser buscadas.

2.6.3.2. Alimento

O comportamento alimentar dos cães pode ser estimulado com o fornecimento de itens como: materiais para roer, brinquedos alimentícios, produtos comerciais próprios para cães, com o objetivo de enriquecimento alimentar.

2.6.3.3. Enriquecimento do ambiente físico

O recinto deve ter espaço mínimo de 2 metros para permitir que o cão se afaste espontaneamente do corredor de passagem. É recomendada a presença de áreas elevadas para o animal sentar e deitar, tais como plataformas. Cães passam boa parte do dia em

cima destas plataformas ou bancos. O ambiente pode ser aprimorado com a colocação de redes, rampas, tapetes de borracha, carpetes, entre outros. Sempre que possível os cães devem ter acesso a parques de luz natural com piso natural ou outro de fácil higienização. A equipe deve estar sempre atenta a novos objetos que possam ser colocados no recinto para enriquecer o ambiente dos animais. Ao final de cada sessão com uso de brinquedos, recomenda-se removê-los do ambiente para evitar disputas por dominância em relação aos objetos. Objetos deixados no ambiente continuamente podem provocar distúrbios comportamentais, tais como possessão ou comportamento dominante e obsessivo frente ao objeto.

2.6.3.4. Estimulação olfatória

A estimulação olfatória é muito importante para os cães. Deve-se buscar mecanismos para suprir tal necessidade.

2.6.4 Enriquecimento ambiental para Gatos

Gatos adultos podem ser mantidos em recintos individuais ou em grupos, desde que seja observada a ausência de brigas entre eles. Quando alojamento em grupo for utilizado, a presença de grupos maiores permite a formação de uma hierarquia relativamente estável. Fêmeas adultas formam grupos estáveis e pacíficos mais facilmente do que machos sexualmente maduros. A comunicação entre gatos ocorre em muitos níveis, através da marcação por odores próprios (e.g. urina, fezes, glândulas faciais ou anais), vocalização e postura.

Os gatos mantidos em confinamento buscarão estímulos adicionais com o pessoal envolvido em seu cuidado. O cuidador é um dos fatores mais importantes no bem-estar do gato em colônias. Períodos de tempo que não fazem parte da rotina de alimentação e limpeza devem ser disponibilizados todos os dias para os gatos interagirem com seus cuidadores. Isso pode ocorrer na forma de conversa, carícias ou via interação com um brinquedo. A época mais importante para a socialização de um gato com seres humanos é entre duas e sete semanas de idade e deve continuar ao longo de sua vida.

Os gatos em colônias tendem a organizar suas rotinas diárias em torno das atividades do cuidador. Desta forma, é importante que seja estabelecida uma rotina de cuidado e que esta seja cumprida. Quaisquer mudanças necessitam ser introduzidas lentamente para evitar estresse desnecessário. Gatos manuseados com carinho e com os quais se interage

em tom de voz baixo todos os dias são menos tímidos ou agressivos do que aqueles que não recebem essa atenção. O contato social com seres humanos é particularmente importante para gatos individualmente alojados. O pessoal que trabalha com gatos deve ser selecionado pela calma e suavidade no trato com estes animais.

2.6.4.1. Alimento

Gatos são carnívoros e geralmente preferem uma variedade de fontes de proteína animal. O padrão de alimentação favorito dos gatos é o de pequenas e frequentes refeições. Brinquedos ou recipientes com buracos podem ser utilizados para conter comidas secas, fornecendo uma atividade de brincadeira além da alimentação padrão.

2.6.4.2. Ambiente físico

A manutenção de gatos em um ambiente que permita exploração tridimensional e incentive uma ampla gama de comportamentos naturais promove seu bem-estar e os tornam melhores modelos para pesquisas científicas. Gatos alojados sozinhos necessitam de contato visual e olfatório com outros gatos. Em gatos alojados em grupos, o espaço mínimo necessário é determinado por suas necessidades sócio-espaciais mais do que por seu peso corporal.

Gatos são bons escaladores e se tiverem esta opção, passarão boa parte do tempo acima do nível do chão. A dimensão vertical é muito importante para os gatos e o fornecimento de rampas, plataformas e postes para escalar incentivam este comportamento.

Gatos podem passar 14-16 horas por dia descansando e dormindo. Portanto, materiais macios devem ser fornecidos para este momento. Tapetes, caixas ou panos de diferentes tecidos podem ser fornecidos. Gatos que dormem em superfícies macias têm períodos maiores de sono profundo do que gatos que dormem em superfícies rígidas, sugerindo que eles se sentem mais seguros.

Esconder-se é um comportamento de defesa apresentado pelos gatos em resposta a situações potencialmente estressantes. Caixas fechadas devem ser fornecidas para este comportamento. Se um gato tiver opções de escolha sobre seu ambiente físico e social, ele desenvolverá formas mais eficazes de lidar com estímulos imprevistos.

2.6.4.3. Brinquedos

Gatos têm necessidade do uso dos arranhadores com diferentes substratos e inclinações para afiar as unhas ou fazerem marcação territorial. São animais pequenos, ágeis e vivazes e os brinquedos devem ser leves e com brilho (e.g. penas, guizos, entre outros). O estímulo de predador deve ser incentivado com pequenos objetos que se movimentam e agucem o instinto da caça. Os brinquedos devem ser trocados regularmente para estimular novas brincadeiras. Pequenos objetos com texturas complexas despertam mais interesse na hora de promover uma brincadeira. A maioria dos gatos brinca sozinho, portanto, deve haver espaço suficiente para um gato brincar sem invadir o espaço de outro.

O uso de música ambiente também cumpre função de socialização, atenuando a agressividade, prevenindo os animais de serem surpreendidos por ruídos repentinos e habituando-os à voz humana. Adicionalmente, fornece grau de continuidade no ambiente.

2.6.4.4. Estimulação olfatória

O ato de coçar possibilita estimulação tátil e olfatória, pois libera odor das glândulas interdigitais. Arranhadores, tapetes de junco, pedaços de carpete e madeira devem ser fornecidos em mais de um local. Caixas com grama ou erva-dos-gatos para estimulação olfatória e para ajudar com a eliminação das bolas de pelos podem ser fornecidas.

Considerando a presença do órgão vômero-nasal nos felinos e o *reflexo de Flehmen* apresentado por estes animais, o oferecimento de itens de enriquecimento sensoriais olfativos pode ser interessante para permitir a expressão de comportamentos típicos dos felinos.

3. QUARENTENA PARA CÃES E GATOS

Quando as instalações de produção, manutenção ou utilização de animais recebem-nos de outros locais, eles devem permanecer, no mínimo, 20 dias isolados dos animais que já estão na instalação, ou outro período de acordo com o estabelecido pelo médico veterinário responsável. Muitas são as patologias, incluindo zoonoses, que podem ser trazidas pelos novos indivíduos do grupo, ainda que não apresentem sinais de doença ao exame clínico no momento de sua chegada.

3.1. Estrutura física da quarentena e cuidados com os animais

As acomodações de quarentena devem assegurar o isolamento sanitário dos animais, onde não possam estabelecer contato com os demais integrantes da população, e devem atender as normas vigentes de biossegurança.

A lavagem de uniformes e outros utensílios provenientes da quarentena deve ocorrer nas mesmas instalações. A lavagem de uniformes em instalações que não ofereçam riscos biológicos pode ser realizada por serviço terceirizado. A autoclavagem pode ser feita em outro ambiente, embora seja preferível que o processo de higienização seja todo feito em suas dependências. O material esterilizado deve ser acondicionado em embalagem fechada e armazenado no interior da quarentena. Não deve ser admitido o contato de roupas ou utensílios de qualquer espécie da quarentena com aqueles de outras instalações da instituição.

A estrutura deve propiciar condições de alojamento confortável para animais em grupos ou isolados, caso haja necessidade. Nesta situação, os banhos de sol e a rotina diária de jogos e brincadeiras devem ser garantidos. Os brinquedos devem ser lavados e limpos diariamente e descartados imediatamente, quando danificados.

Animais diagnosticados com enfermidades transmissíveis devem ser alojados isoladamente, de forma a impedir o contágio de outros indivíduos. Neste caso, os procedimentos de vazio sanitário devem ser adotados e documentados, segundo os protocolos da instituição.

Pessoal técnico designado para o trabalho no interior da quarentena não deve circular nas instalações de produção, manutenção ou experimentação, enquanto a quarentena estiver hospedando animais vindos de outro local, ou durante os procedimentos de vazio sanitário.

A estrutura física da quarentena deve conter espaço para:

- a – alojamento para animais de diferentes idades e peso;
- b – higiene dos animais;
- c – alojamento de animais em grupos, respeitando as características hierárquicas estabelecidas entre eles;
- d – barreira sanitária;
- e – recreação;
- f – descanso noturno;
- g – solário.

Quando necessário, áreas adicionais tais como:

- a – depósito de materiais e insumos;
- b – lavagem e esterilização de equipamentos e suprimentos;
- c – armazenamento de lixo, descartes e resíduos; e
- d – instalações sanitárias e área de repouso dos funcionários;

4. CUIDADOS MÉDICO-VETERINÁRIOS

Os registros de saúde são necessários para cães e gatos mantidos em instalações para produção, manutenção ou utilização em atividades de ensino ou de pesquisa científica e nas instalações de quarentena. Os animais devem ser diariamente observados por funcionário capacitado e submetidos a exames clínicos e complementares a critério do médico veterinário responsável, o qual deve considerar a intensificação das avaliações para animais em utilização ou quarentena.

O serviço veterinário deve estar disponível 24h por dia, ainda que em regime de plantão, seja pela instalação que possui ambiente específico para procedimentos clínicos ou por clínicas veterinárias externas.

Os dados devem ser arquivados e ficar à disposição dos pesquisadores, da CEUA institucional ou órgãos de normatização e controle. Dependendo do protocolo a que forem submetidos, os animais podem necessitar de exames complementares para um melhor controle da situação clínica. O programa de saúde para cães e gatos, principalmente em instalações de produção, deve incluir todas as vacinas necessárias, controle adequado dos parasitos (internos e externos), banhos regulares e outros cuidados necessários para a espécie, raça (e.g. tosa dos pelos) ou condição do animal, de acordo com o disposto na Resolução CFMV nº 844/06.

4.1. Medicina Preventiva

Os animais devem ser identificados preferencialmente com microchips e possuir ficha individual. Deve-se seguir rigoroso programa de imunização, incluindo:

- a – cães: cinomose, hepatite infecciosa canina, leptospirose, parvovirose, raiva e tosse dos canis; e
 - b – gatos: raiva, rinotraqueíte, calicivirose, panleucopenia, leucemia felina e clamidiose;
- Deve-se seguir programa de tratamento antiparasitario mensal para filhotes até 6 meses de idade e trimestral para adultos, e ainda, programa de controle de ectoparasitas

mensalmente. Modificações podem ser realizadas conforme orientação do médico veterinário responsável.

Estes programas poderão sofrer alterações, dependendo do experimento proposto, ou a critério do médico veterinário responsável.

4.2. Cuidados Pré, Trans e Pós-Operatórios

Alguns cuidados devem ser providenciados antes da realização de procedimentos cirúrgicos em cães e gatos. O jejum hídrico e alimentar deve ser observado em um período que varia de acordo com a idade, estado nutricional e tipo de intervenção que se deseja. O jejum é importante principalmente antes de anestesia geral, para evitar regurgitações durante o procedimento, o que traz potenciais riscos para a saúde dos animais. Normalmente, se indica jejum alimentar de 12 horas e hídrico de 6 horas para cães adultos e, jejum alimentar de 6 a 8 horas e hídrico de 2 horas, para gatos e cães muito jovens, idosos ou debilitados.

A realização de exames pré-operatórios é altamente recomendável e deve incluir avaliação cardiológica (e.g. ECG e ecocardiograma), hemograma completo, bioquímica sérica para funções hepática e renal, urinálise e outros exames necessários para avaliar o estado sanitário do animal e excluir aqueles que não possuem condições de serem utilizados em experimentos que necessitem cirurgia. A avaliação do peso e do estado de hidratação do animal, assim como dos parâmetros fisiológicos é obrigatória antes do animal ser anestesiado e realizar o procedimento cirúrgico, a fim de evitar complicações. Outros exames poderão ser requisitados pelo médico veterinário responsável, caso este considere pertinente.

É essencial que a equipe envolvida estabeleça um protocolo de assepsia na sala de preparo, incluindo o uso de roupas e paramentos cirúrgicos estéreis, a lavagem e escovação de braços e mãos com detergentes e antissépticos a base de iodopovidona, álcool isopropílico 7% ou clorexidina 4%, conforme preconizado na literatura. A preparação do animal também deve observar a manutenção da assepsia com a realização de tricotomia ampla e rígida antissepsia do campo operatório.

A escolha de um protocolo anestésico adequado ao tipo de procedimento cirúrgico e espécie também é essencial (ver item 5.4.). Todos os procedimentos devem ser realizados por um profissional médico veterinário para assegurar que somente animais em boas condições clínicas sejam utilizados experimentalmente e que se escolha o protocolo

anestésico mais adequado para o caso em questão, exceto quando outras condições forem exigidas pelo protocolo experimental.

Os cuidados pós-operatórios incluem, além de analgesia (item 5.4.) e curativos, o cuidado em manter os animais próximos a outros (caso não prejudique a convalescença), para evitar o isolamento social que certamente acarretará em estresse e interferência na resposta imunológica. Cuidados para evitar autoinjúrias são importantes e, sempre que possível, se deve utilizar colares cervicais ou roupas cirúrgicas, após os procedimentos cirúrgicos.

Após procedimentos invasivos e/ou dolorosos, deve se dar especial atenção à analgesia e ao conforto dos animais. Os protocolos de analgesia e manejo desses animais devem ser criteriosos e seguidos à risca. Escalas de dor (e.g. Versão curta da escala composta de Glasgow) devem ser adotadas para o monitoramento contínuo da dor (ver item 5.4.2.). Os medicamentos e curativos prescritos pelo serviço veterinário devem ser administrados nos horários e da forma prevista. A alimentação deve ser voltada ao reforço necessário na fase de convalescência, considerando o aporte energético e proteico.

4.3. Mortalidade

Todas as mortes não previstas nos projetos devem ser registradas e avaliadas quanto à sua causa. Todos os cadáveres devem ser submetidos à avaliação pelo serviço veterinário e encaminhados para necropsia, sempre que este considerar necessário. Caso fique constatado algum problema quanto ao protocolo ou execução, as soluções para a eliminação do problema devem ser adotadas imediatamente, para evitar novas mortes.

4.4. Eutanásia

Todo o procedimento da eutanásia deve ser supervisionado pelo médico veterinário responsável, que deve garantir observância às normativas emanadas pelo Concea e CFMV, de acordo com o protocolo aprovado pela CEUA e atestar a morte dos animais.

A eutanásia em cães e gatos é aceitável:

- a – nos casos em que ocorram doenças ou injúrias irreversíveis;
- b – de acordo com a proposta aprovada pela CEUA; e
- c – quando os níveis de dor, estresse e sofrimento indicarem a necessidade da realização do ponto final humanitário, de acordo com as resoluções normativas 25 e 30 e a diretriz de eutanásia que corresponde a resolução normativa 37 do Concea.

4.5. Descarte

As carcaças de cães e gatos devem ser eliminadas, seguindo os padrões de biossegurança e de vigilância sanitária previstos nas legislações pertinentes em vigor no país (e.g. Resolução n. 358, de 29 de abril de 2005, CONAMA e a Lei nº 12.305 de 02/08/2010, DOU). Os resíduos da necropsia ou cadáveres devem ser acondicionados em sacos ou recipientes impermeáveis, resistentes à punctura, ruptura e vazamentos. Devem estar adequadamente acondicionados para suportar os riscos normais de carga, descarga e transporte, conforme a regulamentação em vigor. Uma vez embalados, devem ser removidos da unidade geradora até o local de tratamento ou destinação final, utilizando-se técnicas que garantam a preservação da integridade física do pessoal, da população e do meio ambiente. O traslado dos resíduos dos pontos de geração até o local de destinação final deve ser acompanhado de uma ficha de emergência, na qual constarão todos os dados da unidade geradora e as medidas a serem tomadas, caso ocorra algum acidente nessa etapa.

4.6. Adoção

Ao fim do período de utilização em atividades de ensino ou de pesquisa científica (quando a eutanásia não fizer parte do protocolo experimental), os animais devem ser encaminhados para a adoção. As instituições que utilizam cães e gatos com fins científicos devem manter um programa contínuo para adoção desses animais. Campanhas direcionadas para a adoção de animais devem ser incentivadas e parcerias com outras instituições ou entidades de proteção animal podem fortalecer esta atividade.

A instituição de ensino ou pesquisa deve prover abrigo e cuidado para animais que, após período de utilização, não foram adotados ou submetidos à eutanásia. Esses animais devem ter o mesmo cuidado daqueles previstos no período de manutenção.

5. PROCEDIMENTOS EM CÃES E GATOS

5.1. Administração de Substâncias

Descrever todas as vias de administração está além do escopo deste documento. Portanto, será dada ênfase na descrição dos procedimentos experimentais usuais e aos seus refinamentos. O procedimento de administração de substâncias pode causar impacto no bem-estar do animal e na validade dos resultados experimentais. A experiência, a

habilidade da pessoa que administra, a aclimatação e o treinamento são aspectos de refinamento que devem ser considerados durante o planejamento de um projeto com finalidade de experimento ou de ensino. Treinamento e comprovação da habilidade são pré-requisitos fundamentais para realização de procedimentos de administração de substâncias, que devem ser supervisionados pelo médico veterinário.

A coordenação da instalação animal deve assegurar que cada técnico que realiza esses procedimentos tenha capacidade para executá-los corretamente.

5.1.1. As Vias de Administração de Substâncias mais Utilizadas em Cães e Gatos são:

a - Via Oral (VO)

Respeitadas as propriedades físicas e químicas, as substâncias podem ser administradas pela água de beber, no alimento ou por meio da administração direta na boca. Para animais que não aceitam estas formas de administração, podem-se utilizar mordanças e aplicadores. Deve haver cuidado especial com os gatos, pois estes têm maior facilidade de fazer falsa via de substâncias para o sistema respiratório.

b - Intravenosa (IV)

É a via em que há a introdução da medicação diretamente na corrente sanguínea e que permite a mais rápida ação do fármaco administrado. Nas administrações de substâncias e seus veículos IV, devem ser considerados os seguintes fatores: o volume usado, a estabilidade da formulação, o grau de acidez (pH), a viscosidade, a osmolaridade, a capacidade de tamponamento, a esterilidade e a biocompatibilidade da formulação. Devem ser usados tamanhos e calibres de agulhas compatíveis com a espécie e porte do animal, considerando-se o calibre do vaso sanguíneo e a velocidade da aplicação.

c - Intraperitoneal (IP)

A via intraperitoneal é comumente usada em filhotes e neonatos de cães e gatos. Não é necessária anestesia e a aplicação é feita no quadrante abdominal inferior do lado direito do animal. Embora injeções IP pareçam seguras, há risco em puncionar órgãos abdominais por dificuldade de contenção do animal. Não são indicadas para múltiplas doses e substâncias irritantes podem causar peritonite. Portanto, substâncias com pH elevado ou baixo demais contraindicam esta via de administração.

d - Subcutânea (SC)

A via subcutânea é rotineiramente usada em todas as espécies. As soluções devem ter pH fisiológico e ser isotônicas. As aplicações são feitas normalmente no plano dorsal entre as escápulas ou no flanco. O animal não necessita ser anestesiado. A absorção dessa via é lenta, especialmente para soluções oleosas, as quais devem ser evitadas. Nas administrações de doses múltiplas ou volumosas, recomenda-se a divisão com alternância de locais de aplicação.

e - Intramuscular (IM)

O sítio mais utilizado nesta via é a parte posterior ou cranial da coxa. Entretanto, a escolha deve considerar a possibilidade de lesão às terminações nervosas. Deve-se considerar que a absorção por esta via é proporcionalmente mais rápida que a via subcutânea. Para estudos com múltiplas doses, recomenda-se fazer uma rotação dos sítios. A administração intramuscular pode ser dolorosa, também, porque as fibras musculares estão obrigatoriamente sob a tensão do material injetado.

f - Outras Vias

Outras vias de administração também podem ser utilizadas, tais como, transdérmica, intradérmica, intratecal e intraocular, entre outras. Quando necessária, a administração contínua de substâncias pode ser feita utilizando-se implante subcutâneo ou cateter venoso de permanência.

Os métodos e vias de administração de substâncias para cães e gatos estão listados no Quadro A1:

Quadro A1. Métodos e vias comuns de administração de substâncias em cães e gatos

Espécies	Subcutâneo	Intramuscular	Intraperitoneal	Intravenoso
CÃO ≤ 3 kg	Dorso-cervical, 2-3 mL, Agulha 25X7	Músculo quadríceps (coxa traseira) 0,5 a 1,0 mL, Agulha 25x6	Quadrante abdominal inferior direito 2-7 mL, Agulha 25x7	Veia jugular ou cefálica Cateter 24G
CÃO >3 ≤10 kg	Dorso-cervical, 5-10 mL, Agulha 25X7	Músculo quadríceps (coxa traseira) 0,5 a 4,0 mL, Agulha 25x7	Quadrante abdominal inferior direito 5-10mL, Agulha 25x8	Veia jugular ou cefálica Cateter 20 a 22G

CÃO >10 kg	Dorso-cervical, 5-15 mL, Agulha 25X7	Músculo quadríceps coxa traseira, 1,0 a 5,0 mL, Agulha 25x8	Quadrante abdominal inferior direito 5-20mL, Agulha 25x8	Veia jugular ou cefálica Cateter 18 a 22G
GATO ≤ 2 kg	Dorso-cervical, 0,5-1,0 mL, Agulha 25X7	Músculo quadríceps/ coxa traseira, 0,5 a 1,0 mL, Agulha 25x6	Quadrante abdominal inferior direito 2-4 mL, Agulha 25x7	Veia jugular ou cefálica Cateter 24G
GATO >2 kg	Dorso-cervical, 2-3 mL, Agulha 25X7	Músculo quadríceps/ coxa traseira, 1,0-2,0 mL, Agulha 25x6	Quadrante abdominal inferior direito- 2-7 mL, Agulha 25x7	Veia jugular ou cefálica Cateter 22G

Cuidados a serem considerados para administração de substâncias em animais:

a - a substância e seu diluente devem ser apropriados para a via de administração, a espécie e a finalidade científica;

b - soluções para injeções devem ter pH próximo de 7,0 para reduzir o risco de dano aos tecidos;

c - devem ser usados tamanhos e calibres de agulhas compatíveis com a espécie e porte do animal;

d - a aclimatação ao novo ambiente e o treinamento do animal para o procedimento de administração podem minimizar o estresse. Este procedimento deve ser adotado especialmente quando animais que não estão acostumados ao manuseio receberão substâncias, em mais de uma ocasião. Quando possível, recompensas (reforço positivo) devem ser utilizadas ao treinar os animais para cooperarem com o procedimento. O período mínimo de adaptação deve ser de cinco dias, com manipulações diárias simulando as atividades às quais os animais serão submetidos.

e – após receberem a dose, os animais devem ser monitorados para verificar efeitos adversos, dor e sofrimento;

f – contaminação e infecção podem resultar da administração de substâncias indevidamente manipuladas: uso de agulhas e seringas não estéreis ou introdução de microorganismos ao perfurar a pele. A assepsia da pele deve envolver o uso de uma solução antisséptica e, no caso de administrações intravenosas, a tricotomia da região;

g – na administração por injeção, identificado o sítio de aplicação, a agulha deve ser inserida firmemente na posição correta e na profundidade exigida; e

h – a lista de sinais de dor e distresse deve ser consultada na lista de checagem de monitoramento. O Quadro A2 serve de orientação.

Quadro A2. Procedimentos para minimizar a dor e o distresse ao administrar substâncias em cães e gatos

<i>Administração de uma substância nova</i>
<ul style="list-style-type: none">- Investigar vários métodos alternativos de administração, de forma a identificar a via mais adequada.- Investigar as propriedades físico-químicas da substância, tais como: solubilidade, estabilidade, pH, grau de irritação e toxicidade.- Realizar uma avaliação de riscos para a preparação e uso da substância: identifique riscos à qualidade de vida do animal e incorpore estratégias de refinamento para minimizar efeitos adversos.- A avaliação <i>in vitro</i> de substâncias pouco estudadas deve rigorosamente preceder o estudo <i>in vivo</i>.- Realizar um estudo piloto para a escolha do modelo animal, escolha da técnica, dose, via e frequência de administração corretos, bem como outros aspectos relativos às propriedades biológicas, como metabolismo e via de excreção da substância.
<i>Volume da substância e a frequência de administração</i>
<ul style="list-style-type: none">- Investigar o uso de um solvente/veículo que seja fisiologicamente compatível e adequado para a via de administração.- Preparar uma estratégia de monitoramento adequada para o período após a administração.- Certificar-se de que a frequência de monitoramento seja adequada para detectar tanto os efeitos esperados quanto os inesperados e que haja um plano para controlar a dor e o distresse do animal.
<i>Via de administração</i>
<ul style="list-style-type: none">- Usar uma via adequada para administrar a substância, de modo a minimizar o impacto no animal.- Para substâncias que necessitam administração frequente, dar preferência à via oral, associando-as ao alimento ou água.- Para substâncias que necessitam administração IV frequente, considerar o uso de um cateter venoso de permanência.- Para substâncias que necessitam administração SC ou IP frequente, considerar o uso de uma minibomba osmótica ou um implante.
<i>Animal</i>
<ul style="list-style-type: none">- Identificar a espécie, linhagem, sexo, idade, peso corporal e estado de saúde

<ul style="list-style-type: none"> - Aclimatar o animal ao local e ao pessoal. - Treinar o animal para o procedimento de manuseio e imobilização antes de iniciar estudos com administração de substâncias.
<i>Técnica</i>
<ul style="list-style-type: none"> - Realizar uma avaliação de riscos para o uso da técnica e qualquer imobilização relacionada. - Identificar riscos à qualidade de vida do animal e incorpore estratégias de refinamento para minimizar efeitos adversos. - Identificar e trate deficiências no treinamento e no uso dos equipamentos necessários para realizar a técnica. - Monitorar o animal para os efeitos conhecidos ou inesperados, incluindo o impacto na qualidade de vida.
<i>Pessoal</i>
<ul style="list-style-type: none"> - Identificar o pessoal experiente e capacitado e o pessoal com deficiências no treinamento. - Eliminar as deficiências no conhecimento e capacitação com treinamento e supervisão. - Identificar o pessoal com responsabilidade para o monitoramento animal mesmo após o expediente, nos fins de semana e feriados.
<i>*IP = intraperitoneal; IV = intravenosa; SC = subcutânea</i>

5.2. Coleta de Fluidos Corporais, Secreções e Excreções

Amostras biológicas, como fluidos corporais, secreções e excreções são coletadas do animal para análise de alterações bioquímicas, metabólicas, toxicológicas, imunológicas e fisiológicas. Seja qual for a amostra a ser coletada, deve-se levar em conta o bem-estar animal. O ideal é que a amostra seja colhida de forma asséptica e todo cuidado deve ser tomado para evitar a contaminação cruzada de amostras.

5.2.1. Urina

A urina pode ser coletada de diversas formas: micção espontânea; cateterismo vesical, cistocentese ou gaiola metabólica.

A análise pode ser quantitativa ou qualitativa. A análise quantitativa de urina permite o monitoramento de pH urinário, proteína, glicose, bilirrubina, hemoglobina, cetona, urobilinogênio, creatinina e a concentração de drogas excretadas, metabólitos e outras substâncias. A análise qualitativa de urina é geralmente usada para monitorar função

renal, doença renal, avaliação de anormalidades nutricionais e/ou endócrinas e a excreção de drogas e/ou metabólitos.

5.2.2. Secreção nasal

As amostras devem ser colhidas com um *swab* estéril umedecido, mantidas sob refrigeração e analisadas prontamente. Secreções nasais e amostras da conjuntiva são geralmente coletadas para análise de agentes bacterianos ou outros agentes infecciosos. Dependendo da espécie, tranquilização pode ser necessária ao coletar secreções nasais para minimizar o desconforto do animal e para obter amostra não contaminada.

5.2.3. Secreção ocular

Amostras conjuntivais devem ser colhidas com um algodão estéril, gaze ou cotonete de Dacron, umedecido. O cotonete deve ser sempre manuseado de forma estéril, mantido em meio de cultura, refrigerado e enviado para o laboratório sem demora.

5.2.4. Material bucal

Amostras de saliva podem ser utilizadas em estudos do sistema imune e do sistema digestivo, para medir cortisol, de forma relativamente não invasiva e para detectar sinais de doença infecciosa. Raspagens da mucosa oral são utilizadas como uma fonte de DNA e em estudos virológicos. Dependendo da espécie, a coleta de saliva mista da cavidade oral pode ser simples e não invasiva. Tranquilização leve pode ser necessária em alguns casos, nas hipóteses em que o animal não consiga ser contido adequadamente.

5.2.5. Leite

Amostras de leite são colhidas após a limpeza e secagem do(s) teto(s), sem o uso de antissépticos. As primeiras gotas de leite devem ser descartadas antes que a amostra seja coletada. A utilização de coletores específicos pode facilitar o processo de coleta.

5.2.6. Fezes

Exames de fezes podem ser qualitativos ou quantitativos. Pequenos volumes são necessários para estudos qualitativos e são coletados do piso da gaiola, do canil ou diretamente do reto no animal. Estudos quantitativos requerem que todas as fezes sejam

coletadas ao longo de um período de tempo determinado (24 a 120 horas). Uma gaiola metabólica é o método usual.

5.2.7. Secreção do trato genital

Amostras de secreções vaginais devem ser retiradas com uma gaze de algodão, um cotonete de algodão ou Dacron ou lavado vaginal de modo estéril. Amostras para identificação da fase do ciclo estral devem ser examinadas sob o microscópio imediatamente.

5.2.8. Sêmen

Os métodos de coleta de sêmen incluem monta natural, uso de vagina artificial ou manipulação direta do pênis (cães). Alguns animais podem ser resistentes aos métodos e não devem ser mantidos no experimento.

5.2.9. Considerações gerais para minimizar os efeitos adversos da coleta de fluidos corporais, secreções e excreções:

- a – dor e perturbação durante a coleta podem ser minimizadas, utilizando-se a técnica e materiais adequados à espécie;
- b - quando amostras forem retiradas de um animal consciente e o procedimento de amostragem for repetido regularmente durante uma pesquisa, o animal deve primeiramente ser aclimatado ao instrumento de imobilização (ex.: por meio de execuções simuladas);
- c - uma equipe treinada adequadamente, utilizando métodos que gerem o mínimo de dor, deve realizar a coleta de amostras biológicas;
- d – a utilização de sistema de recompensa ao coletar amostras de um animal consciente deve ser considerada. Quando o procedimento de amostragem for repetido regularmente durante uma pesquisa, o sistema de recompensa pode favorecer uma associação positiva;
- e
- e – o treinamento do executor é fundamental para o sucesso de todos os procedimentos e faz parte do refinamento proposto pelos 3R's.

5.3. Coleta de Sangue

A coleta de sangue é uma ferramenta científica valiosa que permite o monitoramento, de uma forma dinâmica, de diversos eventos biológicos. Orientações para a coleta de sangue devem considerar o fato de que todas as espécies têm, aproximadamente, a mesma relação entre volume sanguíneo e peso corporal. Animais jovens, idosos, estressados, portadores de doença cardíaca ou respiratória ou mesmo submetidos a manipulações experimentais exigem cuidadoso monitoramento, pois são mais sensíveis à perda de sangue. A técnica de contenção do animal e o procedimento de coleta podem alterar alguns padrões bioquímicos do sangue devido ao estresse. É importante habituar o animal ao executor do procedimento e ao procedimento antes de sua realização. Isto pode reduzir o estresse envolvido e gerar resultados mais precisos.

É importante manter a assepsia ao longo da coleta e os produtos utilizados para a mesma devem ser subsequentemente removidos para evitar a contaminação da amostra.

Os pesquisadores devem, antes de imobilizar o animal, preparar todos os equipamentos e materiais necessários para diminuir ao máximo o tempo de contenção.

5.3.1. Considerações importantes para a coleta de sangue:

a – o executor da coleta deve ter capacitação adequada para a realização do procedimento;
b – o volume de sangue pode ser estimado em média como 80-100 ml/kg do peso corpóreo em animais saudáveis ou 8-10% do peso corpóreo. Animais velhos ou obesos podem ter uma redução de 15% no volume de sangue circulante;

c – o volume máximo para coleta de sangue é de 10% do volume total para animais saudáveis, observando-se um intervalo entre coletas mínimo de quatro semanas. A remoção de volumes maiores de sangue é danosa ao animal e só deve ser realizada quando houver autorização explícita da CEUA. A remoção de 15% a 20% do volume do sangue induz redução do débito cardíaco e da pressão sanguínea. Uma coleta de 30-40% pode induzir choque hipovolêmico e morte;

d - para coletas repetidas, o volume máximo de 1% do sangue do animal pode ser removido a cada 24 horas;

e - devem-se observar os locais corretos para a coleta de sangue, conforme a espécie animal, idade e volume necessário (Os locais de coleta estão elencados no Quadro 3);

Quadro 3. Locais de coleta de sangue e recomendações para cães e gatos.

Via	Veia jugular	Veia cefálica	Veia safena	Punção cardíaca*
------------	---------------------	----------------------	--------------------	-------------------------

Cão	+++	++	+	- (terminal)
Gato	+++	+	+	- (terminal)

+++ via de preferência; ++ via aceitável; + via possível; - não recomendado; *somente sob anestesia geral.

f - o método, volume e frequência da coleta devem também levar em consideração fatores associados ao bem-estar do animal. As principais consequências da coleta de sangue que podem afetar o bem-estar do animal são: perda excessiva de sangue, trombose, hematomas e flebite;

g - os efeitos da perda crônica de sangue são mais discretos que aqueles oriundos da perda de sangue aguda. Perdas agudas podem causar palidez das mucosas, apatia, presença de extremidades frias, taquipneia e taquicardia. A perda da massa muscular e a diminuição do peso corporal também são observadas nos casos de perdas crônicas; e

h - quando coletas múltiplas são necessárias, deve-se alternar o local da coleta ou manter o animal com cateter heparinizado.

5.4. Anestesia e Analgesia

5.4.1. Anestesia

Os analgésicos devem ser administrados no período perioperatório para evitar a ocorrência de sensibilização do sistema nervoso central. A escolha do anestésico apropriado deve levar em consideração a espécie, idade, porte, estado nutricional e de higidez e, principalmente, o tipo de intervenção proposta. Em geral, animais menores ou jovens requerem doses mais altas em relação a animais adultos de maior porte. Outros fatores que devem ser levados em consideração são a duração, localização e extensão da intervenção e possíveis drogas e procedimentos reversores de overdoses e complicações anestésicas. É imprescindível a participação direta do médico veterinário, sempre que for necessária a anestesia de cães e gatos.

Agentes pré-anestésicos podem facilitar a indução anestésica do animal e auxiliar na diminuição da dose do anestésico a ser utilizado. A acepromazina, o diazepam, o midazolam ou a associação destes agentes pré-anestésicos tornam mais seguras as intervenções anestésicas nestas espécies. Analgésicos opioides podem também ser associados para promover melhor analgesia e conforto aos animais durante e após os procedimentos cirúrgicos (Quadros 4 e 5).

Para a indução e manutenção dos animais sob anestesia geral, pode-se utilizar anestésicos injetáveis ou inalatórios. Os anestésicos injetáveis são mais práticos na indução anestésica por sua rápida ação, quando aplicados por via intravenosa. Os anestésicos inalatórios são os mais seguros na manutenção anestésica e conferem um plano anestésico estável e controlável, possuindo a vantagem de serem eliminados pela via respiratória. Portanto, sempre que possível, deve-se optar pela anestesia inalatória em procedimentos cirúrgicos. No Quadro 4, encontram-se os principais agentes anestésicos e pré-anestésicos utilizados em cães e gatos.

Quadro 4. Principais agentes anestésicos e pré-anestésicos utilizados em cães e gatos

Fármaco e classificação	Ação	Dosagem média (mg/kg)	Vias	Obs.
Acepromazina	Tranquilizante	0,05 a 0,1	IM, IV	Comercializado a 0,2% e 1%.
Xilazina	Sedativo, ansiolítico, analgésico e miorrelaxante central	1 a 2	IM, IV	Útil também quando associado com a cetamina.
Midazolam	Benzodiazepínico com efeito sedativo, hipnótico e amnésico	0,2 a 1	IV, IM	Potencializa o efeito dos anestésicos gerais. Apresentação: 1 e 5mg/ml. Útil em associação com tranquilizante.
Diazepam	Benzodiazepínico com ação ansiolítica e relaxante muscular.	0,2 a 1	IV, IM	Aplicação IM é dolorosa. Útil em associação com tranquilizante.
Cetamina	Anestésico dissociativo	5 a 20	IV, IM	Indicado na MPA de animais agressivos ou com dor. Isolado causa efeitos indesejáveis. Associar a relaxante muscular de ação central.
Tiopental sódico	Anestésico geral	5 a 20	IV	Uso exclusivo por via IV, ação rápida (15 a 30 segundos). Usar preferencialmente MPA antes.

Pentobarbital	Anestésico geral	15 a 30	IV, IP	Uso IP para neonatos, ação máxima em 2 a 3 min.
Propofol	Anestésico geral	4 a 10	IV	Uso exclusivo por via IV.
Atracúrio, succinilcolina, vecurônio, pancurônio, etc.	Bloqueador neuromuscular	Dosagem depende do bloqueador Escolhido	IV	Nunca utilizar isoladamente.
Halotano, isoflurano, sevoflurano	Anestésicos gerais inalatórios	1,5 CAM	Inalatória	Ideais para manutenção de anestesia geral.

5.4.2. Controle e tratamento da dor em animais de pesquisa

Para garantir o bem-estar dos animais, o controle da dor é imprescindível. O emprego de técnicas anestésicas apropriadas para a realização de procedimentos cruentos é apenas um dos passos para que se obtenha o controle da dor. Entretanto, a administração de fármacos analgésicos em todo o período perioperatório é fundamental para se assegurar analgesia e bem-estar adequados.

Deve-se considerar que a dor pode estar presente em outras situações que não envolvam a manipulação cirúrgica, como procedimentos de coleta de material, úlceras de estresse, traumas, entre outras. Desta maneira, principalmente os responsáveis pelos animais, os técnicos e os membros das CEUAs, devem estar sempre atentos para prever as situações que possam desencadear a dor e planejar o tratamento apropriado.

5.4.2.1. Importância do controle da dor

Independente dos aspectos ético e moral, a dor deve ser evitada sempre. O estímulo simpatoadrenal provocado pela dor ocasiona diferentes efeitos em vários órgãos, tais como: o coração, pulmões, o trato gastrointestinal, podendo afetar inclusive a imunidade. Assim, o animal com dor pode apresentar taquicardia, hipertensão, arritmias, diminuição da capacidade residual funcional, hipoxemia e hipercapnia, retenção urinária, íleo paralítico, úlceras, catabolismo proteico exagerado, distúrbios de coagulação entre outras alterações. Essas alterações se manifestam tanto na dor aguda quanto na dor crônica.

Nos estudos nos quais o animal deva ser avaliado por um período de tempo após o procedimento cirúrgico, a presença da dor no período pós-operatório compromete a recuperação em decorrência do catabolismo proteico exagerado, inapetência, e das

demais manifestações ocasionadas pela dor. Outro aspecto a ser considerado é que as alterações causadas pela dor podem confundir o resultado de um estudo.

5.4.2.2. Diagnóstico da dor

O diagnóstico da dor pode ser particularmente difícil em alguns animais e em determinadas raças. Alguns animais são mais agitados, outros, mais amedrontados, e as respostas ao estímulo doloroso podem variar extremamente nestas situações. A literatura oferece inúmeras ferramentas que nos auxiliam a identificar a dor em cães e gatos. Diferentes tabelas com pontuações que englobam a análise minuciosa do comportamento do animal, aliadas a nos trabalhos científicos alterações de parâmetros vitais e alterações posturais são utilizadas. As escalas validadas para avaliação da dor são da University of Glasgow (<http://www.newmetrica.com/cmeps>) em cães e da UNESP-Botucatu (<http://animalpain.com.br/pt-br/avaliacao-da-dor-em-gatos.php>) em gatos.

Para o correto tratamento da dor, é imprescindível a sua avaliação e mensuração para que o efeito do tratamento possa ser constantemente analisado e reformulado ou reajustado, quando necessário. De qualquer forma, a dor do animal deve ser considerada sempre em relação ao tipo de procedimento cirúrgico realizado ou a extensão do trauma. Em muitas ocasiões, será baseado nestas informações que o tratamento da dor será prescrito. A idade é outro fator que pode influenciar na forma como o animal demonstra ou reage à dor. Geralmente, nos extremos de idade, a manifestação da dor tende a ser mais exacerbada com os animais vocalizando e se agitando muito mais intensamente, quando comparados aos animais adultos.

Após determinar o grau de dor é realizada a escolha do melhor esquema analgésico. Entretanto, deve-se estar sempre atento ao fato que cada animal apresenta uma resposta muito individual aos agentes farmacológicos, sendo necessária a reavaliação constante do quadro doloroso e readequação de doses e medicamentos, quando necessário.

5.4.2.3. Tratamento da dor

Idealmente, os analgésicos devem ser administrados no período perioperatório, ou seja, antes, durante e após o procedimento cirúrgico, para evitar a ocorrência de sensibilização do sistema nervoso central.

O tratamento da dor pode ser realizado por meio de fármacos e também com o auxílio de intervenções não farmacológicas. Diversos fatores devem ser considerados no manejo da

dor. Posicionamento cirúrgico ou promover condições confortáveis para a recuperação da anestesia (e.g. ambiente com temperatura agradável), também são pontos a serem lembrados. A fisioterapia, a aplicação de frio e calor são procedimentos que auxiliam no tratamento da dor e devem ser cogitados, pois diminuem o tempo de tratamento e a necessidade do uso de fármacos.

Além da escolha correta dos fármacos, vários aspectos importantes devem ser observados para se garantir o sucesso da terapia analgésica.

Os preceitos básicos para se garantir o sucesso da terapia analgésica, são:

a – planejar o protocolo de analgesia com antecedência, com base no grau de dor que o procedimento suscita;

b – associar diferentes classes de agentes (i.e. analgesia multimodal), sempre que possível;

c – prescrever os analgésicos em horários pré-estabelecidos e não apenas quando o animal apresentar dor;

d – reavaliar a adequação da terapia analgésica em períodos pré-estabelecidos e que coincidam com a duração de ação dos fármacos;

e – sempre quantificar a presença de dor ao longo de todo período pós-operatório, considerando que a experiência da dor varia de indivíduo para indivíduo;

f – nenhum nível de dor deve ser permitido;

g – para a dor aguda, considerar que o grau de dor é mais intenso nas primeiras 24 horas, sendo que as primeiras 6 horas são críticas; e

h - sobretudo, em relação aos animais de experimentação, nunca se deve permitir que a analgesia seja instituída apenas “se necessário”, ou seja, quando a dor já está manifesta.

5.4.2.4. Analgésicos opioides

Vários fármacos e estratégias são utilizados no controle da dor em cães e gatos, sendo os agentes opioides entre os mais eficazes. Apesar de sua eficácia no controle da dor, estes analgésicos apresentam efeitos adversos e possuem uma extensa gama de ações.

No Quadro 5 encontra-se uma descrição dos fármacos opioides mais utilizados em nosso meio em cães e gatos e suas particularidades.

Quadro 5. Principais agentes analgésicos utilizados em cães e gatos

Fármaco e classificação	Tempo de ação	Dosagem média (mg/kg)	Vias de administração	Obs.
Meperidina	1-4 horas	2-5 (cães) 2-6 (gatos)	SC, IM	Por via IV usar diluída e aplicar muito lentamente
Metadona	4-6 horas	0,1-0,5	SC, IM	Por via IV aplicar lentamente
Morfina	3-4 horas	0,1-1	SC,IM	Por via IV usar diluída e aplicar muito lentamente
Tramadol	6-8 horas	1-6	VO, SC,IM, IV	Não é totalmente revertido pela naloxona
Fentanil	20-30 minutos	2-5mcg/kg	IV (bolus ou infusão contínua)	Pode ser encontrado como adesivo transdérmico e utilizado no pós operatório de procedimentos que envolvem dor moderada a intensa.
Butorfanol	3-4 (cães) e 1-3 (gatos)	0,05-0,4	SC, IV	Pode ser usado como analgésico e como antagonista de alguns opioides agonistas de receptores μ
Buprenorfina	8-12 horas	0,005-0,03	IM, IV	Não é comercializada no Brasil.
Nalbufina	6-8 horas	0,1-0,5 (cães) 0,1 (gatos)	SC, IM, IV	Pode ser usado como analgésico e como antagonista dos opioides agonistas dos receptores μ
Naloxona	30 minutos	0,4-1	SC, IM, IV	É antagonista de opióides

5.4.2.5. Anti-inflamatórios não esteroidais (AINEs)

Há diversos agentes no mercado, sendo que a escolha deve ser pautada pela possibilidade de ocorrência de efeitos adversos relacionados ou não ao tipo de procedimento, custo e duração do tratamento. É interessante ressaltar que há animais que são particularmente

sensíveis aos AINEs, apresentando reações adversas, algumas vezes, com uma única aplicação. Isto, no entanto, não significa que o animal não possa receber outra medicação da mesma classe de fármacos. Outro aspecto a ser ponderado é que a incidência de efeitos adversos aumenta nos animais de idade avançada. Os AINEs, em geral, são contraindicados nas situações de choque hipovolêmico, trauma craniano, hemorragias, distúrbios gastrointestinais e animais com função renal já comprometida. O uso associado a certos antibióticos, como os aminoglicosídeos, também deve ser evitado. Em seguida, encontra-se uma breve descrição dos AINEs usualmente empregados na experimentação animal (Quadro 6).

Quadro 6. Principais anti-inflamatórios não esteroidais utilizados em cães e gatos

Fármaco e classificação	Doses em cães (mg/kg)	Doses em gatos (mg/kg)	Vias de administração
Cetoprofeno	1-2 (SID)	2 (SID) dose única	VO, SC
Flunixin meglumine	1,1 (SID) por até 3 dias	1 (SID) dose única	VO, SC, IM
Meloxicam	0,1-0,2 (SID)	0,1, seguido de 0,01 a 0,03 para tratamento prolongado por até seis meses	VO, SC
Carprofeno	2 (BID) 4 (SID)	4, seguido de 1,33 por até 6 dias (SID)	VO, SC
Firocoxibe	5 (SID)	1-3 SID (pode causar azotemia e vômito)	VO
Dipirona	25 (TID)	10-25 SID dose única	VO, SC, IM

SID (uma vez ao dia); BID (duas vezes ao dia); TID (três vezes ao dia).

5.5. Procedimentos Cirúrgicos

Todos os procedimentos cirúrgicos devem ser realizados seguindo as normas preconizadas pelo CFMV e em instalações aprovadas pelo mesmo Conselho.

Define-se procedimento cirúrgico como uma intervenção que requer acesso a um tecido vivo. No cenário científico, o tipo de procedimento dependerá do propósito e pode variar desde uma incisão superficial até a invasão de uma cavidade do corpo, intervenção em órgão(s) ou dissecação tecidual extensa.

Os procedimentos cirúrgicos são realizados por diversas razões:

- a – coletar amostras de tecidos (e.g. biopsia incisional ou excisional);
- b – inserir cateteres vasculares de longa permanência para coletas seriadas;
- c – inserir cateteres para monitorar a pressão sanguínea venosa ou arterial;
- d – infundir substâncias e/ou fármacos;
- e – implantar cateteres ou aparelhos para coletar outros fluidos corporais;
- f – implantar eletrodos para registrar ou estimular locais específicos em estudos neurofisiológicos;
- g – implantar equipamentos, como sondas de telemetria para monitoração fisiológica e comportamental prolongada;
- h – transplantar órgãos, seja no mesmo indivíduo (autólogo), seja em indivíduos da mesma espécie (homólogo) ou em espécies diferentes (xenólogo ou heterólogo), no mesmo local (ortotópico) ou em locais diferentes (heterotópico) no animal receptor;
- i – criar um modelo experimental para estudar um processo fisiológico ou patológico;
- j – avaliar a segurança e eficácia de equipamentos para posterior implantação em humanos (e.g.: válvulas cardíacas e implantes ortopédicos);
- k – desenvolver e avaliar novas técnicas cirúrgicas para uso posterior em animais e humanos;
- l – outros.

Qualquer procedimento cirúrgico deve ser realizado sob técnicas anestésicas e analgésicas apropriadas para o tipo de procedimento e a espécie envolvida. Dependendo dos objetivos do estudo, ao final do procedimento cirúrgico, os animais podem recuperar a consciência ou não. No segundo caso, o animal deve ser submetido à eutanásia no final do procedimento.

Quando um animal se recuperar de uma intervenção cirúrgica, tomam-se, obrigatoriamente, precauções especiais para minimizar o risco de complicações, tais como: dor ou infecção no pós-operatório.

5.6. Procedimento Cirúrgico

Procedimentos cirúrgicos, assim como a anestesia e os cuidados pós-operatórios, são de competência privativa do médico veterinário (Lei nº 5.517, de 1968) e devem ser conduzidos em um ambiente asséptico apropriado que possua sala de preparação do animal, sala de procedimento cirúrgico com equipamentos de suporte e ambiente de recuperação pós-operatória, a fim de garantir a segurança do procedimento e da vida do animal.

Toda procedimento cirúrgico deve ter protocolo bem definido, tendo o cuidado de mencionar os procedimentos em caso de acidentes cirúrgicos ou anestésicos. Os cães e gatos utilizados em procedimento cirúrgicos devem passar por exames pré-operatórios que garantam seu bom estado de saúde e que indicam estar apto a ser utilizado. Após o procedimento cirúrgico, a preocupação deve ser com os cuidados pós-operatórios, que incluem a supervisão clínica de um profissional médico veterinário, a prática do alojamento individual para prevenir infecções e acidentes, o controle e registro da alimentação e ingestão de fluidos.

A manutenção dos animais em gaiolas individuais após a o procedimento cirúrgico deve durar tempo suficiente para total recuperação do animal. Após esse período, é recomendável manter os animais em pares assim que possível, não o impondo a privação. A recuperação pós-cirúrgica em condições de isolamento é certamente uma situação estressante para qualquer animal social.

5.6.1. Considerações sobre bem-estar animal em procedimentos cirúrgicos

A natureza dos procedimentos cirúrgicos coloca o bem-estar de um animal em risco significativo, mais frequentemente associado a um ou mais dos seguintes itens:

- a – controle inadequado da dor pode ser um problema tanto durante como após um procedimento;
- b – complicações podem ocorrer durante ou imediatamente após uma intervenção cirúrgica, especialmente:
 - b.1 – perda de sangue, devido a um trauma no tecido ou controle inadequado da hemorragia, resultando em perfusão e oxigenação comprometidas do tecido e, se for grave, em colapso cardiovascular;
 - b.2 – desidratação, devido à perda descompensada de líquido durante o procedimento cirúrgico, que será exacerbada pela exposição e ressecamento dos tecidos, consumo

restrito de fluido no pré-operatório e consumo voluntário reduzido no período pós-operatório;

b.3 – hipotermia, devido ao comprometimento da termorregulação pelos agentes anestésicos, o que é um grande risco em pequenos roedores que possuam área de superfície extensa em relação à massa corporal e uma alta taxa metabólica;

b.4 – hipóxia e má perfusão tecidual, como consequência do decréscimo no volume de sangue, desidratação, desequilíbrio ácido-base ou hipotermia, ou associada com função respiratória inadequada;

b.5 – distúrbios metabólicos, devido à ativação do eixo hipotálamo- pituitária-adrenal e mudanças associadas na função celular, com metabolismo alterado de glicose e de proteína, resultando em hiperglicemia e balanço nitrogenado negativo;

b.6 – falência cardiovascular e/ou respiratória durante procedimentos cirúrgicos e no período pós-operatório imediato, causada pelos agentes anestésicos; e

b.7 – choque – hipovolêmico ou séptico.

c – infecções no pós-operatório podem incluir infecção e deiscência da ferida cirúrgica, causadas por uma falha nas técnicas assépticas ou operatórias. A hipotermia e agentes anestésicos modulam a resposta imune e aumentam o risco de infecção após procedimentos cirúrgicos.

d – demora na recuperação do pós-operatório pode resultar de uma dosagem excessiva ou o prolongamento dos efeitos dos agentes anestésicos e ser associada à função do órgão e metabolismo de fármacos comprometidos causados por má perfusão tecidual e hipóxia;

e – demora na cicatrização do ferimento ou deiscência da ferida podem resultar de um ou mais dos seguintes itens:

e.1 – infecção;

e.2 – má viabilidade tecidual, associada a uma má perfusão tecidual ou dano excessivo ao tecido;

e.3 – má aposição de órgãos ou tecidos durante o fechamento;

e.4 – escolha inadequada de materiais e/ou métodos de sutura;

e.5 – cicatrização comprometida, devido à função imunológica suprimida, seja como parte de uma intervenção deliberada (e.g. imunossupressão medicamentosa), seja por ter função imunológica suprimida devido à seleção ou manipulação genética.

f – complicações com cateteres ou aparelhos implantados são mais frequentemente devido a:

- f.1 – desenvolvimento de infecção no local do implante, na pele (ponto de inserção do cateter) ou a introdução sistêmica de um patógeno durante a lavagem de cateteres;
 - f.2 – o vazamento de conteúdo gastrointestinal ao redor de uma fístula externa causando supuração da pele ao redor;
 - f.3 – cateteres, eletrodos ou aparelhos implantados sendo desalojados pelo animal ou seus companheiros de gaiola, resultando em hemorragia, trauma no tecido, contaminação da cavidade abdominal por conteúdo gastrointestinal ou secreções, septicemia e, possivelmente, morte devido a choque hemorrágico ou séptico;
 - f.4 – vazamento de conteúdo gastrointestinal, secreções pancreáticas ou bile na cavidade abdominal causando peritonite;
 - f.5 – falha de cateteres vasculares devido à trombose ou infecção;
 - f.6 – danos em órgãos, como o rim, devido a infarto por trombos liberados a partir do implante;
 - f.7 – bloqueio ou infecção de cateter biliar ou pancreático, os quais, devido à natureza das secreções, resultam em colecistite e insuficiência hepática ou pancreatite aguda; e
 - f.8 – o tamanho, peso ou local de implante dos cateteres e aparelhos que impactam nas atividades normais do animal.
- g – isolamento social pode ser necessário durante a recuperação da anestesia para prevenir agressão de outros membros de um grupo social. Entretanto, em alguns casos, o – isolamento contínuo pode ser necessário para prevenir danos ao local/cateter/instrumentos cirúrgicos ou implantes.

5.6.2. Pessoal envolvido

Procedimentos cirúrgicos frequentemente envolvem o uso de técnicas novas ou a adaptação de métodos cirúrgicos que são utilizados em outras espécies. Nestas circunstâncias, o cirurgião deve estar familiarizado com o procedimento proposto e com a espécie escolhida. Para garantir a viabilidade de um procedimento novo e para minimizar complicações cirúrgicas, o planejamento estratégico deve seguir os seguintes passos:

- a – realizar um estudo da anatomia topográfica, utilizando amostras de cadáver para se familiarizar com os planos e acidentes anatômicos, para avaliar a viabilidade do procedimento proposto e abordagem cirúrgica ideal e para identificar possíveis riscos cirúrgicos;

- b – realizar a intervenção cirúrgica como um estudo piloto de não recuperação, em um número suficiente de animais (quando for o caso). Este passo também permitirá uma avaliação da técnica anestésica e terapias de apoio que melhor manterão a estabilidade fisiológica durante os procedimentos cirúrgicos;
- c – desenvolver um plano de gerenciamento do pós-operatório, baseado nas consequências e riscos previstos;
- d – se necessário, fazer um estudo piloto com a permanência dos animais vivos após o procedimento cirúrgico, para verificação da viabilidade do procedimento proposto; e
- e – analisar e rever os procedimentos cirúrgicos e anestésicos e planos de gerenciamento pós-operatório e da dor.

5.6.3. Técnica asséptica

A cirurgia asséptica é definida como intervenção realizada de formas e por meios suficientemente livres de micro-organismos, para que não se desenvolvam infecção considerável ou supuração. Procedimentos assépticos devem ser utilizados quando se pretende recuperar um paciente de um procedimento cirúrgico.

A cirurgia asséptica é definida como uma intervenção em que se realiza um conjunto de medidas (esterilização do instrumental, desinfecção do ambiente, antisepsia do campo cirúrgico e equipe), com a finalidade de evitar contaminação/infecção em locais livres desta condição.

Os elementos de técnica asséptica envolvem:

- a – a realização de procedimentos cirúrgicos em uma determinada área em que foi feita a antisepsia;
- b – a preparação do sítio operatório para minimizar o risco de entrada de bactérias na ferida. Isto normalmente envolve a remoção de pelo ou lã nas imediações da ferida cirúrgica pretendida e a limpeza e desinfecção daquela área;
- c – o cirurgião e assistentes cirúrgicos devem utilizar aventais cirúrgicos e luvas estéreis para realizar a intervenção cirúrgica;
- d – o local da intervenção cirúrgica deve estar delimitado por campos estéreis. Um método de cobertura dupla é utilizado para procedimentos cirúrgicos grandes da cavidade abdominal ou torácica ou quando houver intervenção em vísceras;
- e – somente instrumentos, campos cirúrgicos, *kits* e luvas estéreis devem entrar em contato com o campo operatório; e

f – superfícies estéreis devem ser mantidas secas para evitar que a umidade contamine a área cirúrgica.

5.6.4. Prevenção e gerenciamento de complicações no perioperatório

Em casos envolvendo perturbações da homeostase fisiológica e metabólica, doenças clínicas ou subclínicas pré-existentes podem prejudicar as estratégias eficazes de gerenciamento. A saúde clínica de todos os animais deve ser checada alguns dias antes da intervenção cirúrgica ser executada. Deve-se dar atenção especial para sinais de respiração ou função cardiovascular comprometidas ou de infecção intercorrente. Além disso, quando os procedimentos estiverem propensos a comprometer sua habilidade em responder a infecções (e.g. imunossupressão), os animais devem ser examinados quanto a infecções subclínicas.

Os efeitos do transporte, introdução em novas instalações, novos grupos sociais e novo pessoal, sobre a resposta ao estresse (juntamente com alterações fisiológicas, bioquímicas e comportamentais) devem ser bem documentados. O estresse cirúrgico exacerbará essas alterações e não somente comprometerá a habilidade do animal de manter a homeostase durante o procedimento cirúrgico, mas aumentará o risco de infecções no pós-operatório, ao comprometer a função imunológica. Um período de aclimação deve ser dado, para garantir que o animal tenha se recuperado desses estressores antes que seja marcada a intervenção cirúrgica. Este tempo irá variar com as circunstâncias, mas é recomendado um mínimo de 10-14 dias para animais criados em laboratório e pode ser de algumas semanas para espécies de criação.

5.6.5. Controle de infecções no pós-operatório

A anestesia e o procedimento cirúrgico modularão a resposta imune. Procedimentos assépticos e uma técnica cirúrgica adequada são críticos para minimizar o risco de infecções no pós-operatório. Como guia geral, o uso profilático de antibióticos não é recomendado e eles devem ser reservados para circunstâncias nas quais haja um provável colapso na técnica asséptica. Quando a terapia antibiótica é indicada, deve-se cuidar para escolher o agente apropriado e, particularmente, quando o tratamento for ineficaz ou a infecção for um problema contínuo em um procedimento ou uma instalação, devem ser realizados culturas bacterianas e teste de sensibilidade.

Cateteres ou aparelhos implantados representam um grande risco para o desenvolvimento de infecções no pós-operatório. Este risco é maior quando cateteres ou eletrodos são exteriorizados através de uma ferida na pele, ou quando houver:

- a – esterilização inadequada do implante;
- b – trauma excessivo do tecido;
- c – posição inadequada do aparelho ou implante;
- d – reação excessiva do tecido devido a pouca compatibilidade dos materiais do implante com o leito receptor; e
- e – quebra na técnica asséptica.

Alguns materiais utilizados em implantes podem ser mais suscetíveis ao desenvolvimento de infecções do que outros. Dados do fabricante podem ser úteis para identificar e prevenir o risco de infecção com um aparelho implantado.

É importante proteger qualquer cateter ou aparelho externo de remoção acidental. Restringir a habilidade de movimentação do animal é uma opção e pode ser necessária quando os cateteres e sondas necessitarem de conexão ao equipamento. Entretanto, em algumas circunstâncias, por exemplo, uma infusão crônica, pode ser possível fixar o cateter de uma forma que permita que o animal se mova. Na maioria dos casos, cateteres externos, quando não estão em uso, podem ser protegidos sob um curativo adesivo ou jaqueta que permitirá ao animal movimentos normais. Entretanto, é importante proteger o curativo de objetos pontiagudos na gaiola ou de ser mastigado por outros animais.

5.6.6. Considerações finais sobre procedimentos cirúrgicos

O objetivo científico básico após qualquer procedimento cirúrgico é que o animal recupere com o mínimo de distresse seu estado psicológico. Em qualquer circunstância, minimizar as complicações do procedimento irá promover esse resultado.

Ao término de um estudo envolvendo cirurgia experimental, um exame *post mortem* deve ser realizado para identificar qualquer complicação cirúrgica e validar a posição e permeabilidade de cateteres e eletrodos. Isto é importante para monitorar e analisar procedimentos e identificar oportunidades para modificar técnicas.

Ações que reduzem ou minimizam a magnitude e duração de perturbações metabólicas, associadas ao estresse cirúrgico e complicações no pós-operatório, auxiliam nos objetivos de qualidade de vida animal e na promoção dos princípios de refinamento e redução.

A complexidade e extensão das questões envolvidas em procedimentos cirúrgicos requerem avaliação cuidadosa para identificar riscos, desenvolver estratégias para minimizar ou gerenciar esses riscos e desenvolver um plano eficaz de controle da dor. Um estudo piloto pode ser necessário para identificar este processo. O planejamento também deve incluir uma avaliação da disponibilidade e adequação de instalações e equipamentos, bem como das habilidades, conhecimento e experiência das pessoas envolvidas. Uma vez que um plano de gerenciamento foi formulado, uma análise contínua irá identificar oportunidades para refinar métodos e procedimentos.

6. PROCEDIMENTOS NÃO INVASIVOS

São considerados procedimentos não invasivos aqueles que não causam estresse significativo, dor, sofrimento, nem causem alterações fisiológicas ou biológicas com repercussão na saúde do animal.

Tais procedimentos, quando reconhecidos e aprovados pela CEUA institucional, podem ser autorizados para utilização sequencial no mesmo animal, conforme definido no DBCA/CONCEA/2015: *“Utilização sequencial: procedimentos envolvendo o mesmo animal, realizados em diferentes momentos do projeto, necessários para atingir o seu objetivo principal, cujo protocolo experimental foi aprovado pela CEUA, desde que não incorra em desconforto ou sofrimento para os animais e contribua para redução do número de animais utilizados”*.

A utilização sequencial dos animais deve respeitar períodos máximos de utilização determinados pela CEUA institucional, a qual deve criar critérios que não permitam a exposição dos animais a períodos muito prolongados de experimentação.

São exemplos de procedimentos não invasivos:

- a – estudos de avaliação de desempenho de alimentos e petiscos para cães e gatos, com vistas a estabelecer padrões de palatabilidade, pH urinário, digestibilidade aparente, qualidade de fezes (obtidos por métodos de coleta não invasivos);
- b – estudos comportamentais observacionais em ambiente natural; e
- c – estudos clínicos que, por sua natureza, se enquadrem na definição de não invasivo (e.g. coleta de fluídos corporais).

REFERÊNCIAS

BARLOW, S.M.; GREIG, J.B.; BRIDGES, J.W. et al (2002). Hazard identification by methods of animal-based toxicology. **Food. Chem. Toxicol.** 40, 145-191.

BARTON, H.A.; PASTOOR, T.P.; BAETCKE, T. et al (2006). The Acquisition and Application of Absorption, Distribution, Metabolism, and Excretion (ADME) Data in Agricultural Chemical Safety Assessments. **Critical Reviews in Toxicology** 36, 9-35.

BAZIN, J.E.; CONSTANTIN, J.M.; GINDRE, G. (2004). Laboratory animal anaesthesia: influence of anaesthetic protocols on experimental models. **Annales Francaises d'Anesthesie et de Reanimation**, v. 23, p. 811–818, 2004.

BEAN, E.S. Polyclonal antibodies. In: HOWARD, G.C.; BETHELL, D.R. **Basic methods in antibody production and characterization**. 1. ed. Florida: CRC Press, p. 31–50, 2000.

BENAZON, D. (1974). Hypothermia. In: **Scientific Foundations of Anaesthesia**, 2nd edition, Scurr C and Feldman S (eds), William Heinemann Medical Books Ltd, London, p. 344–356.

BEN-ELIYAHU, S.; SHAKHAR, G.; ROSENNE, E.; LEVISON, Y. (1999). Hypothermia in barbiturate anesthetized rats suppresses natural killer cell activity and compromises resistance to tumour metastasis. **Anesthesiology**, 91:732–740.

BONNET, F.; MARRET, E. (2005). Influence of anaesthetic and analgesic techniques on outcomes after surgery. **British Journal of Anaesthesia**, 95:52–58.

BORGES, M.; MARINI FILHO, R.; LAPOSY, C.B. et al. Nonsteroidal anti-inflammatory therapy. Changes on renal function of healthy dogs. **Acta Cir. Bras.** v.28 no.12 São Paulo Dec. 2013.

BRADFIELD, J.F.; SCHACHTMAN, T.R.; MCLAUGHLIN, R.M.; STEFFEN, E.K. (1992). Behavioral and physiological effects of inapparent wound infection in rats. **Laboratory Animal Science**, 42:572–578.

BRONDANI, J. T.; LUNA, S.P.L.; BEIER, S.L. et al. Analgesic efficacy of perioperative use of vedaprofen, tramadol or their combination in cats undergoing ovariohysterectomy. **Journal of Feline Medicine and Surgery**, v. 11, p. 420-429, 2009.

BROWN, M.J.; PEARSON, P.T.; TOMSON, .F.N. (1993). Guidelines for animal surgery in research and teaching. **American Journal of Veterinary Research** 54:1544–1559.

BROWN, P.A.; HOOGSTRATEN-MILLER, S. (2004). Principles of aseptic rodent survival surgery. Part I & II – General training in rodent survival surgery. In: **Laboratory Animal Medicine and Management**, Reuter JD and Suchow MA (eds), International Veterinary Information Service (IVIS), Ithaca, NY. <http://www.ivis.org>.

BRYCE, S.M.; SHI, J.; MICOLETT, J. et al. (2010). High Content flow cytometric micronucleus scoring method is applicable to attachment cells lines. **Environmental Molecular Mutagenesis** 51:260-266.

CAMPAGNOL, D.; TEIXEIRA-NETO, F.J.; PECCININI, R.G.; OLIVEIRA, F.A.; ALVAIDES, R.K.; MEDEIROS, L.Q. Comparison of the effects of epidural or intravenous methadone on the minimum alveolar concentration of isoflurane in dogs. **Vet J** 2012, 192(3):311–5.

CANADIAN VETERINARY MEDICAL ASSOCIATION. In: Code of Practice for Canadian Kennel Operations. 2nd Ed. P. 25. 2007.

CARMICHAEL, N.G.; BARTON, H.A.; BOOBIS, A.R. et al (2006). Agricultural Chemical Safety Assessment: A Multisector Approach to the Modernization of Human Safety Requirements. **Critical Reviews in Toxicology** 36, 1-7.

CARMICHAEL, N.G.; ENZMANN, H.; PATE, I.; WAECHTER, F. (1997). The Significance of Mouse Liver Tumor Formation for Carcinogenic Risk Assessment: Results and Conclusions from a Survey of Ten Years of Testing by the Agrochemical Industry. **Environ Health Perspect** 105:1196-1203.

CHHABRA, R.S.; BUCHER, J.R.; WOLFE, M.; PORTIER, C. (2003). Toxicity characterization of environmental chemicals by the US National Toxicology Programme: an overview. **Int. J. Hyg. Environ. Health** 206, 437-445.

CHIARETTI, A; VIOLA, L.;PIERTRINI, D.; PIASTRA, M.; SAVIOLI, A; TORTOROLO, L.; CALDARELLI, M.; STOPPA, F.; DI ROCCO, C.: Preemptive analgesia with tramadol and fentanyl in pediatric neurosurgery. **Childs Nervous System**, 16, (2), 93-99, 2000.

CHINDAVIJAK, B.; BELPAIRE, F.M.; SMET, F. et al. (1988). Alteration of the pharmacokinetics and metabolism of propranolol and antipyrine elicited by indwelling catheters in the rat. **Journal of Pharmacology and Experimental Therapeutics**, 246:1075–1079. Part III Surgical procedures

CHUANG, M.S.; ORVIETO, M.; LAVEN, B.M. et al. (2005). Comparison of external catheters with subcutaneous vascular access ports for chronic vascular access in a porcine model. **Contemporary Topics**, 44:24–27.

COCCHETTO, D.M.; BJORNSSON, T.D. (1983). Methods for vascular access and collection of body fluids from the laboratory rat. **Journal of Pharmaceutical Sciences** 72:465–492.

COMBES, R.D.; GAUNT, I.; BALLS, M. (2004). A Scientific and Animal Welfare Assessment of the OECD Health Effects Test Guidelines for the Safety Testing of Chemicals under the European Union REACH System. **ATLA** 32, 163-208.

COOPER, D.M.; MCIVER, R.; BIANCO, R. (2000). The thin blue line: a review and discussion of septic technique and post procedural infection in rodents. **Contemporary Topics**, 39:27–32.

COOPER, R.L.; LAMB, J.S.; BARLOW, S.M. et al. (2006). A Tiered Approach to Life Stages Testing for Agricultural Chemical Safety Assessment. **Critical Reviews in Toxicology** 36, 69-98.

CUNLIFFE-BEAMER, T.L. (1993). Applying principles of aseptic surgery to rodents. **AWIC Newsletter** 4(2).

DANNEMAN, P.J.; GRIFFITH, J.W.; BEYERS, T.M.; LANG, C.M. (1988). Renal and vascular damage associated with indwelling vascular access devices. **Laboratory Animal Science**, 38:511.

DANTZER, R. (2001). Cytokine-induced sickness behavior: where do we stand? **Brain, Behavior and Immunity**, 15:7–24.

DASIE (Dog Abdominal Surrogate for Instructional Exercises): A laminated fabric and polyurethane model designed and constructed to resist cutting, and to hold sutures in a manner similar to normal tissues. Used for practising aseptic technique, instrument handling, suturing and ligation. Available from DASIE International. E-mail: dasieinternational@hotmail.com

DENG, J.; ST.CLAIRE, M.; EVERETT, C. et al. (2000). Buprenorphine given after surgery does not alter renal ischemia/reperfusion injury. **Comparative Medicine**, 50:628–632.

DETINGER, S.D. (2010) Integration of Mutation and Chromosomal Damage Endpoints into 28-Day Repeat Dose Toxicology Studies. *Toxicological Sciences* 115(2), 401–411 (2010).

DIGITAL MATERIAL FOR TRAINERS: A series of 12 digital video CDs covering handling, procedures, anaesthesia and surgery for common laboratory animals. Three CDs include interactive course notes. Purchasing information available at: <http://www.digires.co.uk/index.html>

DOE, J.E.; BOOBIS, A.R.; BLACKER, A. et al (2006). A Tiered Approach to Systemic Toxicity Testing for Agricultural Chemical Safety Assessment. **Critical Reviews in Toxicology** 36, 37-68.

EFSA Scientific Committee; Scientific Opinion on genotoxicity testing strategies applicable to food and feed safety assessment. *EFSA Journal* 2011; 9(9):2379. [68 pp.] doi:10.2903/j.efsa.2011.2379. Available online: www.efsa.europa.eu/efsajournal.

EINSTEIN, R.; BILLING, R.L.; SINGH, A.; CHIN, I. (2004). Implanted telemetry transmitters alter the noradrenergic response in vas deferens from mice. *Alternatives to Laboratory Animals* 32:171–176.

FAGIN, K.D.; SHINSAKO, J.; DALLMAN, M.F. (1983). Effects of housing and chronic annulation on plasma ACTH and corticosterone in the rat. **American Journal of Physiology**, 245:E515–E520.

FANTONI, D.T; AULER JR, J.O.C.; FUTEMA et al. Intravenous administration of hypertonic sodium chloride with dextran or isotonic sodium chloride solution for treatment of septic shock secondary to pyometra in dogs. **Journal of American Veterinary Medical Association**, 215: 1283-7, 1999.

FLECKNELL, P. (1996). **Laboratory Animal Anaesthesia**, 2nd edition, Academic Press, London.

FLECKNELL, P.; WATERMAN-PEARSON, A. (2000). **Pain Management in Animals**, WB Saunders, London.

FOLEY, P.L. (2004). Common surgical procedures in rodents. In: **Laboratory Animal Medicine and Management**, Reuter JD and Suchow MA (eds), International Veterinary Information Service (IVIS), Ithaca, NY. <http://www.ivis.org>

FREEMAN, A.J.; GARDNER, C.J.; DODDS, M.G. (1990). An improved method for bonding heparin to intravascular cannulae. **Journal of Pharmacological Methods**, 23:7–11.

GARDINER, T.W.; TOTH, L.A. (1999). Stereotactic surgery and long-term maintenance of cranial implants in research animals. **Contemporary Topics** 38:56–63.

GAROFALO, N.A.; TEIXEIRA NETO, F.J.; PEREIRA, C.D.N. et al. Cardiorespiratory and neuroendocrine changes induced by methadone in conscious and in isoflurane anaesthetised dogs. **Vet J** 2012, 194(3): 398-404.

GAY, W.I. (ed) (1986). Part A: Patient care, vascular access and telemetry. In: **Methods of Animal Experimentation, vol 7: Research Surgery and Care of the Research Animal**, Academic Press, Orlando, 143–241.

GRIFFIN, B. Feline care in the animal shelter. In: **Miller L, Zawistowski S. Shelter Medicine for veterinarians and staff**. 2nd Ed. Wiley-BlackWell. p.173. 2013.

GRIFFITHS, S.A.; PARKINSON, C.; MCAUSLANE, J.A.N. et al. (1994) The utility of the second rodent species in the carcinogenicity testing of pharmaceuticals. **The Toxicologist** 14(1):214.

HAMADA, S.; SUTOU, S.; MORITA, T. 2001. Evaluation of the rodent micronucleus assay by a 28-day treatment protocol: Summary of the 13th Collaborative Study by the Collaborative Study Group for the Micronucleus Test (CSGMT)/Environmental Mutagen Society of Japan (JEMS)-Mammalian Mutagenicity Study Group (MMS). **Environ Mol Mutagen**. 2001;37(2):93-110.

HAMPSHIRE, V.A.; DAVIS, J.A.; MCNICKLE, C.A. et al. (2001). Retrospective comparison of rat recovery weights using inhalation and injectable anaesthetics,

nutritional and fluid supplementation for right unilateral neurosurgical lesioning. **Laboratory Animals**, 35:223–229.

HARRISON, F.A. (1995). **Surgical Techniques in Experimental Farm Animals**, Oxford University Press, Oxford.

HAWKINS, P.; MORTON, D.B.; BEVAN, R. et al. (2004). Husbandry refinements for rats, mice, dogs and non-human primates used in telemetry procedures. Report of the Joint Working Party on Refinement. **Laboratory Animals** 38:1–10.

HAYES, K.E.; RAUCCI, J.A.; GADES, N.M.; TOTH, L.A. (2000). An evaluation of analgesic regimens for abdominal surgery in mice. **Contemporary Topics**, 39:18–23.

HEAVNER, J.E. (1994). Physiological effects of anesthetics and analgesics. In: **Research Animal Anesthesia, Analgesia and Surgery**, Scientists Centre for Animal Welfare, Smith AC and Swindle MM (eds), Washington DC, 41–58.

HECKER, J.F. (1985). **The Sheep as an Experimental Animal**, Academic Press, San Diego.

HEINDORFF, H.; ALMDAL, T.; VILSTRUP, H. (1990). Contradictory effects of uncomplicated versus complicated abdominal surgery on the hepatic capacity for urea synthesis in rats. **Journal of Surgical Research**, 49:239–243.

HELLYER, P.W.: Management of Acute and Surgical Pain. **Seminars in Veterinary Medicine and Surgery** (Small Animals). p.106-114, 1997.

ILSI (International Life Sciences Institute) (1997). Principles for the Selection of Doses in Chronic Rodent Bioassays. Foran JA (Ed.). ILSI Press, Washington, DC.

JOHNSON, R.W. (2002). The concept of sickness behavior: a brief chronological account of four key discoveries. **Veterinary Immunology and Immunopathology** 87:443–450.

KAPLAN, H.M.; TIMMONS, E.H. (1979). **The Rabbit – A Model for the Principles of Mammalian Physiology and Surgery**. Academic Press, New York. Part III Surgical procedures.

KIRSCH, J.H.; KLAUS, J.A.; BLIZZARD, K.K. et al. (2002). Pain evaluation and response to buprenorphine in rats subjected to sham middle cerebral artery occlusion. **Contemporary Topics** 41:9–14.

KURSTAK, E. 1985. Progress in enzyme immunoassays: production of reagents, experimental design, and interpretation. Bull. **World Health Organ**. 63:793-811.

LASA /UFAW (Laboratory Animal Science Association and Universities Federation for Animal Welfare) (1989). **Guidelines on the Care of Laboratory Animals and their use for Scientific Purposes. III Surgical procedures**. UFAW, Potters Bar.

LEI Nº 9.605, DE 12 DE FEVEREIRO DE 1998. Dispõe sobre as sanções penais e administrativas derivadas de condutas e atividades lesivas ao meio ambiente, e dá outras providências. Presidência da República Casa Civil Subchefia para Assuntos Jurídicos.

LEENAARS, M.; HENDRIKSEN, C.F.M. 2005. **Critical steps in the production of polyclonal and monoclonal antibodies: evaluation and recommendations.** ILAR J. 46:269-279.

LILES, J.H.; FLECKNELL, P.A. (1993). The effects of surgical stimulus on the rat and the influence of analgesic treatment. **British Veterinary Journal** 149:515–525.

LOCKWOOD, L.L.; SILBERT, K.H.; LAUDENSLAGER, M.L. et al. (1993). Anesthesia induced modulation of *in vivo* antibody levels: a study of pentobarbital, chloral hydrate, methoxyflurane, halothane and ketamine/xylazine. **Anesthesia and Analgesia** 77:769–774.

LUMLEY, J.S.P.; GREEN, C.J.; LEAR, P.; ANGELL-JAMES, J.E. (1990). **Essentials of Experimental Surgery**, Butterworths, London.

LYNCH, A.M. et al., 2011. New and Emerging Technologies for Genetic Toxicity Testing Environmental and Molecular Mutagenesis 52:205-223.

MACGREGOR, J.T. et al., 2006. Flow Cytometric Analysis of Micronuclei in Peripheral Blood Reticulocytes: II. An Efficient Method of Monitoring Chromosomal Damage in the Rat. **Toxicological Sciences** 94(1), 92–107.

MACGREGOR, J.T.; WEHR, C.M.; HENIKA, P.R. et al. (1990). The *in vivo* Erythrocyte Micronucleus Test: Measurement at Steady State Increases Assay Efficiency and Permits Integration with Toxicity Studies. **Fund. Appl. Toxicol.**, 14, 513-522.

MARTINS, T.; KAHVEGIAN, M.A.; NOEL-MORGAN, J.; LEON-ROMÁN, M.A.; OTSUKI, D.A.; FANTONI, D.T. Comparison of the effects of tramadol, codein, and ketoprofen alone or in combination on postoperative pain and on concentrations of blood glucose, serum cortisol, and serum interleukin-6 in dogs undergoing maxillectomy or mandibulectomy. **Am J Vet Res** 2010, 71(9):1019–26.

MASTROCINQUE, S.; ALMEIDA, T.F.; TATARUNAS, A.C. et al. Comparison of epidural and systemic tramadol for analgesia following ovariohysterectomy. **J Am Anim Hosp Assoc** 2012, 48(5):310-9.

MASTROCINQUE, S.; FANTONI, D.T. A comparison of preoperative tramadol and morphine for the control of early postoperative pain in bitches submitted to ovariosalpingohysterectomy. **Veterinary Anesthesia and Analgesia**, v.30, n.4, p.220-228, 2003.

MATHEWS, K. Pain Assessment and general approach to management. The Veterinary Clinics of North America – **Small Animal Practice** 30 (4):729-755, 2000.

MATHEWS, K.A.; PALEY, D.M.; FOSTER, R.A.; VALLIANT, A.E. YOUNG, S.S. A comparison of ketorolac with flunixin, butorphanol and oxymorphone in controlling postoperative pain in dogs. **Canadian Veterinary Journal** 37:557-67, 1996.

MEEK, E.M.; BUCHER, J.R.; COHEN, S.M. et al. A Framework for Human Relevance analysis of Information on Carcinogenic Modes of Action. **Crit. Rev. Toxicol.** (2003). 33:591-653.

MESSIER, C.; EMOND, S.; ETHIER, K. (1999). New techniques in stereotaxic surgery and anesthesia in the mouse. **Pharmacology Biochemistry and Behavior** 63:313–318.

MILLER, L.; JANECZKO, S. Canine care in the animal shelter. In: Shelter Medicine for Veterinarians and Staff. Miller L, Zawistowski S. 2nd Ed. Wiley-Blackwell. P. 135. 2013.

MONTEIRO, E.R.; FIGUEROA, C.D.; CHOMA, J.C. et al. Effects of methadone, alone or in combination with acepromazine or xylazine, on sedation and physiologic values in dogs. **Vet Anaesth Analg** 2008, 35(6):519–27.

MONTEIRO, E.R.; JUNIOR, A.R.; ASSIS, H.M. et al. Comparative study on the sedative effects of morphine, methadone, butorphanol or tramadol, in combination with acepromazine, in dogs. **Vet Anaesth Analg** 2009, 36(1):25–33.

MORRIS, T.H. (1995). Antibiotic therapeutics in laboratory animals. **Laboratory Animals** 29:16–36.

MORTON, D.B.; HAWKINS, P.; BEVAN, R. et al. (2003). Refinements in telemetry procedures. Report of the Joint Working Party on Refinement. **Laboratory Animals** 37:261–299.

National Research Council (2003). **Guidelines for the Care and Use of Mammals in Neuroscience and Behavioral Research**, National Academies Press, Washington, DC.

National Research Council (2003). **Guidelines for the Care and Use of Mammals in Neuroscience and Behavioral Research**, National Academies Press, Washington, DC.

NHMRC (National Health and Medical Research Council) (1997). **Guidelines on the Use of Animals for Training Surgeons and Demonstrating Surgical Equipment and Techniques**. <http://www.nhmrc.gov.au/publications/synopses/ea13syn.htm>

NHMRC (National Health and Medical Research Council) (2004). **Australian Code of Practice for the Care and Use of Animals for Scientific Purposes**, 7th edition, NHMRC, Canberra. Part III Surgical procedures

NIH (National Institutes of Health) (2005). Intramural Research Program. **Guidelines for Survival Rodent Surgery**. <http://oacu.od.nih.gov/ARAC/surguide.pdf>

NSW Animal Research Review Panel (2003). **Use of Animals in Post-Graduate Surgical Training (revised)**. <http://www.animaethics.org.au/reader/animals-teaching/arrp-postgraduate-training.htm>

OECD (Rome, 1995). Report of the Consultation Meeting on Sub-chronic and Chronic Toxicity/Carcinogenicity Testing. EPA (2005). Guidelines for Carcinogen Risk Assessment Risk Assessment Forum U.S. Environmental Protection Agency Washington, DC. <http://cfpub.epa.gov/ncea/cfm/recordisplay.cfm?deid=116283&CFID=1267360&CFTOKEN=65052793&jsessionid=9830b2c4116e3d8fbbf017414e1a782e7f79TR>

OECD Guidelines for the Testing of Chemicals. No. 19. Guidance Document on the recognition, assessment, and use of clinical signs as humane endpoints for experimental animals used in safety evaluation (2000).

ONG, C.K.; LIRK, P.; SEYMOUR, R.A.; JENKINS, B.J. The efficacy of preemptive analgesia for acute postoperative pain management: a meta-analysis. **Anesth Analg** 2005, 100(3): 757–73.

OVBEY, D.H.; WILSON, D.V.; BEDNARSKI, R.M. et al. Prevalence and risk factors for canine post-anesthetic aspiration pneumonia (1999-2009): a multicenter study. **Vet Anaesth Analg** 2014, 41: 127-36.

Pain Assessment in the Rat. John Roughan and Paul Flecknell developed this CD that contains movies illustrating a behaviour-based pain scoring scheme in rats. Purchasing information available at: <http://www.lal.org.uk/digital/digital.html>

PAULOSE, C.S.; DAKSHINAMURTI, K. (1987). Chronic catheterisation using vascular access port in rats: blood sampling with minimal stress for plasma catecholamine determination. **Journal of Neuroscience Methods** 22:141–146.

PEARSON, M.L. (1996). Guidelines for prevention of intravascular-device-related infections. **Infection Control and Hospital Epidemiology** 17:438–473.

PEKCAN, Z.; KOC, B. The post-operative analgesic effects of epidurally administered morphine and transdermal fentanyl patch after ovariohysterectomy in dogs. **Vet Anaesth Analg** 2010, 37: 557-65.

PFUHLER, S. et al., 2009 Reduction of use of animals in regulatory genotoxicity testing: Identification and implementation opportunities—Report from an ECVAM workshop Mutation Research 680 (2009) 31-42.

POPP, M.B.; BRENNAN, M.F. (1981). Long-term vascular access in the rat: importance of asepsis. **American Journal of Physiology** 241:H606–H612.

Principles of Surgery: This website from the University of Pennsylvania School of Veterinary Medicine includes videos of suture patterns and techniques. <http://cal.vet.upenn.edu/projects/surgery/index.htm>

REMBERT, M.S.; SMITH, J.A.; HOSGOOD, G. (2004). A comparison of a forced-air warming system to traditional thermal support for rodent microenvironments. **Laboratory Animals** 38:55–63.

REYES, L.; TINWORTH, K.D.; LI, K.M. et al. (2002). Observer-blinded comparison of two non-opioid analgesics for postoperative pain in piglets. **Pharmacology, Biochemistry and Behavior** 73:521–528.

RHOMBERG, L.R.; BAETCKE, K.; BLANCATO, J. et al. Issues in the Design and Interpretation of Chronic Toxicity and Carcinogenicity Studies in Rodents: Approaches to Dose Selection **Crit Rev. Toxicol.** 37 (9) 729 - 837 (2007).

ROTHFUSS, A.; HONMA, M.; CZICH, A. et al. (2011) Improvement of in vivo genotoxicity assessment: combination of acute tests and integration into standard toxicity testing. **Mutat Res. Aug** 16;723(2):108-20. Epub 2010 Dec 21.

ROUGHAN, J.V.; FLECKNELL, P.A. (2000). Effects of surgery and analgesic administration on spontaneous behaviour in singly housed rats. **Research in Veterinary Science** 69:283–288.

ROUGHAN, J.V.; FLECKNELL, P.A. (2003). Evaluation of a short duration behaviour-based postoperative pain scoring system in rats. **European Journal of Pain** 7:397–406.

ROWLAND R.R.; REYES, E.; CHUHWUOCHA, R.; TOKUDA, S. (1990). Corticosteroid and immune responses of mice following mini-osmotic pump implantation. **Immunopharmacology** 20:187–190.

SALO, M. (1992). Effects of anaesthesia and surgery on the immune response. **Acta Anaesthesiologica Scandinavica** 36:201–220.

SAMPATH, L.A.; SABORIO, D.V.; YARON, I.; MODAK, S. (2001). Safety and efficacy of an improved antiseptic catheter impregnated intraluminally with chlorhexidine. **Journal of Infusion Nursing** 24:395–403.

SHARP, J.; ZAMMIT, T.; AZAR, T.; LAWSON, D. (2003). Recovery of male rats from major abdominal surgery after treatment with various analgesics. **Contemporary Topics** 42:22–27.

SHERERTZ, R.J.; CARRUTH, W.A.; MAROSOK, R.D. et al. (1995). Contribution of vascular catheter material to the pathogenesis of infection: the enhanced risk of silicone in vivo. **Journal of Biomedical Materials Research** 29:635–645.

SHI, J.; BEZABHIE, R.; SZKUDINSKA, A. (2010) Further evaluation of a flow cytometric in vitro micronucleus assay in CHO-K1 cells: a reliable platform that detects micronuclei and discriminate apoptotic bodies. **Mutagenesis** 25: 33-40.

STASIAK, K.L.; MAUL, D.; FRENCH, E. et al. (2003). Species-specific assessment of pain in laboratory animals. **Contemporary Topics** 42:13–20.

STEAGALL, P.V.M.; CARNICELLI, P.; TAYLOR, P.M. et al. Effects of subcutaneous methadone, morphine, buprenorphine or saline on thermal and pressure thresholds in cats. **J Vet Pharmacol Therap** 2006, 29: 531-37.

STEWART, L.S.A.; MARTIN, W.J. (2003). Influence of postoperative analgesics on the development of neuropathic pain in rats. **Comparative Medicine** 53:29–36.

SWINDLE, M.M. (1998). **Surgery, Anesthesia and Experimental Techniques in Swine**, Iowa State University Press, Ames.

SWINDLE, M.M.; ADAMS, R.J. (1988). **Experimental Surgery and Physiology: Induced Animal Models of Human Disease**, Williams and Wilkins, Baltimore.

SWINDLE, M.M.; NOLAN, T.; JACOBSON, A. et al. (2005). Vascular access port (VAP) usage in large animal species. **Contemporary Topics**, 44:7–17.

TASAKA, AC. Antiinflamatórios não esteroidais. In: SPINOSA, H.S.; GÓRNIK, S.L., BERNARD, M.M. **Farmacologia Aplicada à Medicina Veterinária**. 4 Ed, Rio de Janeiro: Guanabara Koogan, 2006, p.254 a 272.

THORNTON, P.D.; WATERMAN-PEARSON, A.E. (1999). Quantification of pain and distress responses to castration in young lambs. **Research in Veterinary Science** 66:107–118.

THURMON, J.C.; BENSON, G.J. (1987). Pharmacological consideration in selection of anesthetics for animals. **Journal of the American Veterinary Association** 191:1245–1253.

TORNATZKY, W.; MICZEK, K.A. (1993). Long term impairment of autonomic circadian rhythms after brief intermittent social stress. **Physiology and Behavior** 53:983–993.

TOROUS, D.; HALL, N.E.; MURANTE, F.G. et al.. Comparative Scoring of Micronucleated Reticulocytes in Rat Peripheral Blood by Flow Cytometry and Microscopy. **Toxicol Sci** 74-309-314.

Training in Basic Bi methodology for Laboratory Mice: National Human Genome Research Institute, Office of Laboratory Animal Medicine, National Institutes of Health. Request for copies should be sent to: rodent-cd@mail.nih.gov

Training in Survival Rodent Surgery: A CD-ROM that has been developed by the NIH Animal Research Advisory Committee to assist in the development of proper surgical skills. It has three elements: simple suture patterns, rodent survival surgery and special considerations for aseptic surgery in transgenic mice. Copies can be requested by emailing: rodentcd@od.nih.gov.

USUI, T.; GRIFFITHS, S.A.; LUMLEY, C.E. (1996). The utility of the mouse for the assessment of the carcinogenic potential of pharmaceuticals. In D'Arcy POF & Harron

DWG (eds). **Proceedings of the Third International Conference on Harmonisation**. Queen's University Press, Belfast. pp 279-284.

VALVERDE, A.; CANTWELL, S.; HERNÁNDEZ, J.; BROTHERTON, C. Effects of acepromazine on the incidence of vomiting associated with opioid administration in dogs. **Vet Anaesth Analg** 2004, 31(1):40–5.

VAN RUIVEN, R.; MEIJER, G.W.; VAN ZUTPHEN, L.F.M. et al. (1996). Adaptation period of laboratory animals after transport: a review. **Scandinavian Journal of Laboratory Animal Science** 23:185–190.

WAYNFORTH, H.B.; FLECKNELL, P.A. (1992). **Experimental and Surgical Technique in the Rat**, 2nd edition, Academic Press, London.

WYATT, I.; COUTTS, C.T.; FOSTER, P.M. et al. (1995). The effect of implantation of osmotic pumps on rat thyroid hormone and testosterone levels in the plasma, an

Critérios mínimos para instalações de produção, manutenção ou utilização de cães ou gatos para atividades de ensino ou de pesquisa científica

- Localização da instalação animal afastada de áreas de grande circulação, tais como áreas urbanas ou rodovias.
- Ter quarentena que permita o adequado isolamento dos animais.
- Contar com assistência Médico Veterinária permanente, 24 horas por dia, ainda que em regime de plantão (serviço externo).
- Controle de entrada e saída de pessoas e circulação de veículos.
- Ter programa de controle sanitário que envolva vacinação, controle de enfermidades infecciosas, endo e ectoparasitoses e uso de substâncias desinfetantes.
- Ter programa de atividades (rotina) tanto de higienização, quanto de manejo dos animais.
- Ter pedilúvio nos acessos a cada área, com profundidade suficiente para higienizar os sapatos.
- Ter programa de enriquecimento ambiental.
- Ter todos os animais com identificação permanente, inviolável, individual e inequívoca.
- Ter acesso a água potável em quantidade suficiente para o consumo dos animais.
- Ter depósito para alimentos industrializados que garantam a manutenção da qualidade.
- Descarte de carcaças deverá seguir a RESOLUÇÃO CONAMA nº 358, de 29 de abril de 2005 cujo Art. 18 estabelece: Os resíduos do Grupo A4, constantes do anexo I desta Resolução, podem ser encaminhados sem tratamento prévio para local devidamente licenciado para a disposição final de resíduos dos serviços de saúde. Parágrafo único. Fica a critério dos órgãos ambientais estaduais e municipais a exigência do tratamento prévio, considerando os critérios, especificidades e condições ambientais locais.