



MINISTÉRIO DO MEIO AMBIENTE
INSTITUTO CHICO MENDES DE CONSERVAÇÃO DA BIODIVERSIDADE
DIRETORIA DE PESQUISA, AVALIAÇÃO E MONITORAMENTO DA BIODIVERSIDADE
CENTRO NACIONAL DE PESQUISA E CONSERVAÇÃO DE AVES SILVESTRES

**PROGRAMA DE CATIVEIRO DO MUTUM-DE-
ALAGOAS (*Pauxi mitu*) E MUTUM-DO-SUDESTE
(*Crax blumenbachii*)**

PROTOCOLOS



Foto: Bruno Rennó Soares

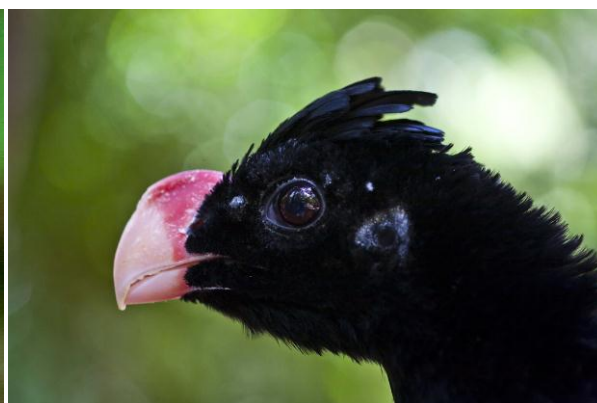


Foto: João Marcos Rosa

DEZEMBRO/2017

ICMBIO/CEMAVE

1. INTRODUÇÃO

Este documento tem um caráter orientativo, sendo resultado de discussão conjunta entre analistas ambientais do ICMBio/CEMAVE (Centro Nacional de Pesquisa e Conservação de Aves Silvestres/Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade) e membros do Grupo de Trabalho dos Programas de Cativeiro do Mutum-de-Alagoas e Mutum-do-Sudeste, compostos por especialistas e criadores experientes. O protocolo foi estabelecido em decorrência da necessidade de estabelecer critérios e cuidados mínimos, a fim de orientar o manejo das espécies. Sendo aqui apresentado as boas práticas, fruto da experiência acumulada pelas instituições mantenedoras de ambas as espécies ameaçadas, uma vez que apresentam e compartilham características biológicas similares.

2. MANUTENÇÃO

2.1. Recintos de Reprodução

Recintos duplos com divisória, para eventual separação do casal, deverão possuir o tamanho mínimo obrigatório de 5,0 x 2,5 x 2,5 metros.

A frente e a cobertura dos recintos serão compostas de tela metálica galvanizada com malha máxima de 2,5 polegadas fio 10 mm. Deve-se utilizar também tela metálica galvanizada nas laterais e cobertura do viveiro. Recomenda-se que haja o controle de ratos e outras pragas no criador.

Todos os recintos deverão possuir corredor de segurança ou ante sala. Evitar poleiro junto à tela que divide os recintos. Construir uma barreira visual com altura de até 1,5 m nas laterais dos recintos com dupla finalidade: para evitar visualização entre os casais (medida importante para evitar brigas) e funcionar como barreira contra frio e vento.

O piso do viveiro deve ser coberto com grama, terra ou areia. Estes substratos permitem maior conforto para as aves. Não usar cimento para minimiza as chances de ocorrência de pododermatite.

Cada viveiro deve possuir um ponto para colocação de alimentos e outro para o fornecimento de água. O comedouro deverá estar protegido da chuva e da incidência solar direta e ser do tamanho adequado para alimentação, além de estar elevado do solo.

2.2.Viveiro para grupo de cinco filhotes até seis meses

Dimensões mínimas: 4,0 x 2,5 x 2,5 metros

2.3.Viveiros individuais para filhotes após seis meses

Dimensões mínimas: 3,0 x 2,5 x 2,5 metros

3. RECOMENDAÇÕES GERAIS ACERCA DOS RECINTOS:

As laterais podem ser compostas por telas metálicas com 1,0 m (1/3) a 1,5 m (1/4) de alvenaria ou sombrite, enquanto a parte posterior poderá ser de alvenaria ou tela, de acordo com condições locais. Outros materiais podem ser utilizados tais como chapas galvanizadas, madeira ou placas de metal pintadas de verde para permitir a ambientação do local. Recomenda-se ainda o uso de placas de identificação nos recintos com número do recinto, o número das anilhas dos indivíduos e o sexo.

Quando necessário a separação do recinto pode ser feita utilizando um sombrite, para se evitar agressões entre as aves. Deixar o recinto permanentemente dividido reduz a área que o casal tem disponível.

Preferencialmente a parte frontal do recinto deve estar virada para o nascente. Deve-se verificar a direção e intensidade do vento a fim de proteger o viveiro, caso necessário. A luminosidade deve ser semelhante à do ambiente natural da espécie, com pelo menos $\frac{1}{4}$ de sobreamento e $\frac{1}{4}$ com cobertura para chuva e o restante descoberto para receber sol em algumas partes do dia. Para adequação do clima local, sugere-se uso de sombrite, dentre outros.

Recomenda-se ainda que o fornecimento da alimentação seja externo, sem a necessidade de entrar no recinto. É importante observar os animais na hora da alimentação e registrar informações consideradas relevantes.

3.1. Poleiros e Abrigos:

Proporcionar no interior dos viveiros abrigos (pontos de fuga) disponibilizando manilha, caixa para um indivíduo, poleiro pequeno no alto e/ou canto do viveiro com espaço para apenas uma ave. Tais medidas permitem que a fêmea se isole do macho em caso de agressão.

Disponibilizar poleiros com vários diâmetros, sendo no mínimo dois poleiros com alturas diferentes e com distância de 2 m entre eles para estimular o voo.

Durante a época reprodutiva, monitorar os recintos preferencialmente três vezes ao dia. Evitar manipulação dos indivíduos e nos casos de troca de recinto fazer a transferência no período da manhã.

O ninho deve ser de fácil higienização. Deve ser colocado no alto, cerca de 70 cm abaixo do teto, em um canto no fundo do recinto, de forma que o animal possa ficar em pé no ninho sem bater no teto e nem esbarrar na tela lateral com a cauda. Deve ser de tamanho suficiente para abrigar a fêmea. Podem ser disponibilizados materiais, como capim seco, para confecção do ninho.

4. CONTENÇÃO, MOVIMENTAÇÃO E TRANSPORTE

Os cracídeos, quando manuseados de forma inadequada, podem apresentar vários problemas como ferimentos, fraturas e, até mesmo, vir a óbito. Portanto, em caso de movimentação e transporte, as aves devem ser manuseadas de forma correta e com o máximo de cuidado.

4.1. Contenção Física

Recomenda-se conter a ave com um puçá de tamanho compatível com o porte da ave, confeccionado com material resistente (lona, pano, nylon paraquedas, nylon *rip-stop* com gramatura 120 gr/m² ou superior). Uma vez no puçá, a ave deve ser contida, com apenas uma mão, pelas duas pernas simultaneamente e retirada. O tempo de manipulação deve ser o menor possível e, ao soltá-la, deve-se ter bastante cuidado, porque a ave fica assustada e pode bater com força no teto, paredes ou poleiros dos viveiros.

Cuidado para não aplicar força excessiva ao conter a ave a fim de prevenir fraturas, principalmente nas pernas e asas. A contenção deve ser feita sempre por pessoa experiente.

4.2. Contenção Química

Em caso de necessidade de intervenção clínico-cirúrgica recomenda-se utilizar anestesia inalatória.

4.3. Movimentação

A movimentação de plantel (mudança de recinto) deverá ser feita sempre pela manhã, pois haverá mais tempo para observação, devendo-se evitar as vésperas de feriados e fins de semana. Após a movimentação, realizar observação intensiva nos primeiros três dias.

4.4. Transporte

A programação da viagem deverá ser bem planejada, observando as recomendações deste protocolo e o transporte deverá ser feito no menor tempo possível. Solicitar ao IBAMA ou ao órgão ambiental estadual, em tempo hábil, as licenças específicas, bem como os atestados e licenças sanitárias.

As aves, tanto adultas quanto filhotes, deverão ser transportadas em caixas individuais, fechadas, com orifícios nos quatro lados para entrada de ar, dispostos da metade da caixa para baixo, para que a ave tenha dificuldade em enxergar o exterior, o que pode assustá-la. Recomenda-se que as caixas tenham, no mínimo, as seguintes dimensões: 70 x 40 cm x 40 cm.

Em viagens longas, bem como em casos de transporte aéreo, devem-se utilizar caixas de madeira com tamanho satisfatório para permitir a movimentação da ave. O teto deve ser forrado internamente com uma espuma grossa, bem fixada, para evitar ferimentos na cabeça da ave. O fundo pode estar forrado com capim ou serragem. Nunca utilizar caixas com piso liso. Em um dos lados menores instalar uma porta do tipo guilhotina garantindo que a caixa não se abra durante o transporte. Em viagens curtas as caixas podem ser de papelão resistente, com as mesmas dimensões e características descritas acima, apenas sem a espuma no teto e a porta lateral. Após a colocação das aves, devem ser bem travadas com fitas adesivas. Priorizar o transporte das aves com temperaturas amenas do dia, sempre protegidas do sol e vento (veículo fechado/climatizado). Evitar expor a caixa ao sol, o que pode provocar a morte por excesso de calor.

A colocação e retirada da ave da caixa deve ser realizada dentro do recinto e acompanhada por pessoa experiente uma vez que nessas situações a ave pode estar assustada, podendo fugir e/ou se ferir.

➤ **Recomendações:** Disponibilizar, alimentos, como frutas e legumes cortados dentro das caixas de transporte. Nos casos de caixas de papelão evitar alimentos úmidos.

5. SANITÁRIO

5.1. Medicina preventiva

Como medida preventiva, devem ser realizados exames clínicos e sanitários nas aves sempre que houver entrada de aves no programa (novos criadouros) e nas movimentações de aves entre criadouros. Sempre que o Criadouro receber novas aves, estas devem ser submetidas ao período de quarentena (45-60 dias).

- As aves devem ser submetidas aos seguintes exames sanitários:
 - Exames coproparasitológicos;
 - Exames bacteriológicos e micológicos;
 - Exames de PCR.
- Outras medidas preventivas:
 - Adequado manejo e destinação de resíduos da criação;
 - Evitar a criação de aves de espécies diferentes no mesmo recinto;
 - Realizar a limpeza e a desinfecção periódica dos recintos;
 - Adequada higienização e desinfecção dos equipamentos e fômites utilizados no criadouro;
 - Nutrição adequada para cada fase e água potável;
 - Treinamento das pessoas envolvidas na criação;
 - Assistência médica veterinária constante;
 - Controle de pragas e vetores.
- **Recomendação:** O plantel das aves deve ser submetido a exames anuais.

5.2. Área de Isolamento Sanitário

Nos locais onde não for possível a construção de uma quarentena para recebimento de novas aves, uma área com recintos para isolamento sanitário deve ser adotada. Esta área deve estar localizada a uma distância mínima de 40 metros dos recintos de manutenção das aves do criadouro.

5.3. Exames

5.3.1. Exames sanitários

As aves que ingressarem no Programa de Cativeiro e as que forem transferidas entre criadouros deverão submeter-se a exames sanitários antes da saída no criadouro de origem ou na quarentena do criadouro que irá receber as aves (Tabela 01).

- **Recomendação:** É altamente recomendável que estes exames sejam repetidos anualmente no plantel.

Tabela 1 - Exames obrigatórios para entrada no Programa de Cativeiro e movimentação entre criadouros

Doenças/Agentes	Amostras biológicas	Exames
Adenovirose Aviária (Adenoviridae)	Sangue, <i>swabs</i> cloacais e de orofaringe	PCR
Doença de Newcastle (Paramyxoviridae)	Sangue, <i>swabs</i> cloacais e de orofaringe	PCR
Influenza Aviária (Orthomyxoviridae)	Sangue, <i>swabs</i> cloacais e de orofaringe	PCR
Salmonelose (<i>Salmonella</i> spp.)	Excretas e <i>swabs</i> cloacais	Cultivo bacteriano ou PCR
Micoplasmoses (<i>Mycoplasma</i> spp.)	<i>Swabs</i> cloacais e de orofaringe	PCR
Endoparasitos	Excretas	Coproparasitológicos
Aspergilose (<i>Aspergillus</i> spp.)	<i>Swab</i> de orofaringe	Cultivo micológico

5.3.2 Exames coproparasitológicos

As excretas devem ser colhidas frescas na forma de *pools* por recinto, para a realização de exames coproparasitológicos direto ou de flutuação. Os exames coproparasitológicos deverão ser realizados no mínimo a cada seis meses de todos os mutuns mantidos no plantel.

- **Recomendações:** é importante a avaliação de todo o plantel do criadouro. Entretanto, caso não seja possível, devem ser observados os seguintes quantitativos visando obter o número mínimo confiável de amostras que permita avaliar a condição sanitária do plantel:
- Plantel com 1 a 5: todos os espécimes serão testados;
 - Plantel com 6 a 20 espécimes: deverão ser realizados exames, em pelo menos 50% da população, preferencialmente dos reprodutores;

- Plantel com 21 a 100 espécimes: deverão ser realizados os exames, em pelo menos, 40% da população, preferencialmente dos reprodutores;
 - Plantel acima de 101 animais deverão ser realizados exames, em pelo menos, 30% da população, preferencialmente dos reprodutores;
- Todos os mutuns-de-Alagoas (*Pauxi mitu*) puros deverão ser avaliados anualmente do ponto de vista clínico e sanitário.

6. REPRODUÇÃO

6.1. Protocolo de reprodução natural

A época reprodutiva em cativeiro é a partir de julho e se estende até fevereiro (inverno – verão) e o período de incubação dos ovos é de cerca de 30 dias. O grupo reprodutivo já deve estar formado antes da época reprodutiva (de 60 a 90 dias).

Os recintos de reprodução devem estar lado a lado para incentivar o comportamento de corte. Verificar se o macho possui o comportamento de levar comida para fêmea, pois este é um bom indicador. Inserir barreiras visuais provisórias em casos de comportamentos agonísticos entre os casais. Os machos agressivos deverão ficar isolados em recintos separados. Estes deverão passar para o recinto da fêmea apenas para a cópula.

Após manifestar comportamento de pareamento, os casais recém-formados deverão ser unidos retirando-se a divisória dos recintos duplos e monitorados no período de 36 horas.

6.2. Protocolo de Reprodução Artificial (Incubação)

6.2.1. Modo de coleta e armazenamento

Os ovos devem ser coletados, marcados imediatamente a lápis, devidamente acondicionados e transportados sem movimentos bruscos. As mãos devem estar limpas e com luvas de procedimento ao manipular os ovos.

Os ovos deverão ser identificados para fins de acompanhamento com as seguintes informações: data da postura, n.º do viveiro, data de início da incubação, número do pai, número da mãe, e data prevista do nascimento.

6.2.2. Desinfecção dos ovos

Pode-se aplicar a desinfecção de ovos em casos onde se identifique excesso de resíduos em sua superfície. Um dos desinfetantes mais seguros para os ovos, que não afeta a eclodibilidade e não causa morte embrionária são o digluconato de clorexidina.

Quando o ovo estiver muito sujo, retirar levemente o excesso com papel toalha (no caso de excremento seco utilizar papel toalha umedecido com a solução informada acima, em caso de excremento úmido utilizar papel toalha seco), sem raspar a casca, para não retirar a glicoproteína de proteção natural do ovo. Por fim, pulverizar com a solução acima e esperar secar naturalmente para inserir na incubadora.

6.2.3. Incubação

A sala de incubação não pode ter luz forte e permanente e deve estar com temperatura em torno de 18-20°C. Deve possuir um termômetro, um higrômetro (ou termômetro úmido) e um gerador. Devem-se utilizar sempre termômetros calibrados. A temperatura ideal de incubação é de, em média, 37,8°C e umidade é de 55% a 60%. Devem-se fazer correções na umidade em incubadoras que possuem ventilador para distribuir calor e umidade.

6.2.4. Ovoscopia

A ovoscopia deve ser realizada diariamente para saber se ovo está fértil, bem como acompanhar o desenvolvimento embrionário. É importante não deixar as fontes de luz aquecerem o ovo, por isso o procedimento deve ser realizado somente por mão de obra treinada.

Todos os ovos não férteis ou com morte embrionária deverão ser retirados imediatamente da incubadora. A detecção dos ovos inférteis se dá em torno de 7 dias após início da incubação. Sempre que possível realizar necropsia e exames sanitários dos ovos para conhecer as possíveis causas do óbito.

6.2.5. Viragem dos ovos

Na incubadora com viragem automática esta é realizada em um ângulo de 45° a cada duas horas. Na incubadora com viragem manual, cada ovo deve ser virado todos os dias de 12 em 12 h, verificando a rotação dos ovos e para isto é importante fazer uma marca para o giro. Não fazer movimentos de inversão de polaridade porque a membrana cório-alantóide se rompe e o embrião morre. Todo manuseio dos ovos deverá ser feito com luva de procedimentos.

6.2.6. Eclodidora

Dois dias antes da data de eclosão ou quando o filhote romper a câmara de ar, os ovos deverão ser levados para a eclodidora e acondicionados de forma a permitir a identificação individual dos filhotes. Para individualizar cada nascimento, cada ovo deverá ser separado dentro de um recipiente ou com um cesto de tela divisória colocada sobre cada ovo na véspera da eclosão ou outra forma que permita a segura individualização dos filhotes.

Na eclodidora deve-se manter a mesma temperatura e umidade da incubação, pois isto proporciona melhores resultados de eclodibilidade e saúde dos filhotes.

6.3. Criação de filhotes

Quando ocorrer eclosão forçada hidratar com soro fisiológico no primeiro dia. Usar pomada cicatrizante sem corticoide ao nascer, para realizar a cura do umbigo.

Após a eclosão, os filhotes devem ser transferidos para a Unidade de Tratamento Animal (UTA), onde devem permanecer durante os 5 primeiros dias de vida. Logo após este período eles devem ser transferidos para as caixas de criação, contendo leve foco de aquecimento (resistência ou cerâmica) em apenas um lado da caixa (em torno de 35°C), onde permanecem por uma semana. É importante diminuir gradativamente a temperatura, obtendo-se uma aclimação suave.

Os filhotes devem ser alimentados após as primeiras 24 horas de vida e, em alguns casos, 36 horas, quando o filhote está ativo, procurando bicar o que está à sua volta e buscando o alimento. Alguns filhotes apresentam dificuldades em comer, nesses casos ajudar oferecendo, por exemplo, ração farealada ou couve, levando pequenos pedaços ao bico do filhote através de uma haste (palito). Mesmo após se alimentar sozinho, nos primeiros cinco dias de vida é importante oferecer um pouco de alimento com a haste, até ter certeza de que está se alimentando normalmente.

O bebedouro usado para filhote deve ser o mesmo utilizado para pássaros pequenos, ou seja, com espaço apenas para o bico. Não utilizar vasilhas grandes com água, porque os filhotes podem se afogar ao cair no interior da vasilha. A água deve ser oferecida em, pelo menos, dois locais distintos. Distribuir alimentação e água em mais de um local evita que os filhotes mais agressivos não deixem os outros se alimentar ou beber água. Recomenda-se utilizar filhotes que já sabem comer e não são agressivos para ajudar a ensinar os recém-nascidos.

Filhotes podem ser criados por amas, inclusive de outras espécies de cracídeos. De modo geral, as fêmeas de cracídeos que incubam aceitam outros filhotes até o 3º dia após o nascimento dos dela. Antes de juntar os novos, deixá-los no recinto dentro de uma gaiola e observar a reação da ama, porque ela pode aceitá-los imediatamente, rejeitá-los por um período curto ou rejeitá-los de vez, mostrando-se agressiva em relação a eles. A tendência é de aceitar, o que é percebido quando ela oferece alimento aos novos filhotes dentro da gaiola. Sempre monitorar, como nas demais atividades do criadouro.

Pode-se utilizar criadeiras/gaiolas com opção de calor em um dos cantos. O aquecedor deve ser de resistência, ou lâmpada de cerâmica. Lâmpadas incandescentes geram claridade em excesso que prejudica as aves. A temperatura usada para aquecer os filhotes não deve ser superior a 35 °C. Geralmente os filhotes não se interessam pelo calor, somente utilizando aquecimento em temperaturas muito baixas ou dias muito frios. Deve-se observar a aceitação da fonte de calor por parte dos filhotes a fim de retirar ou mantê-la. A vasilha de água dos filhotes não deve ser colocada próxima ao aquecedor, pois a água quente favorece contaminações rapidamente.

Os pisos utilizados nas criadeiras ou gaiolas não devem ser lisos porque podem provocar problemas nas pernas e dedos. O substrato da criadeira deve ser trocado diariamente. Disponibilizar galhos de espessuras variadas dentro da criadeira/gaiola para servir de poleiros, pois os filhotes necessitam exercitar os dedos para que não tenham problemas de deformações irreversíveis nos pés.

A área escolhida para a colocação das criadeiras/gaiolas deve ser um local tranquilo, sem muita movimentação de pessoas, bem arejada, protegida de correntes de ar, e da entrada de outros animais.

Os filhotes no primeiro mês de vida devem ser expostos ao sol pelo menos uma vez ao dia, de preferência nas primeiras horas do dia, no máximo até às 09 horas da manhã. Durante a exposição ao sol tomar o cuidado para que os filhotes não se desidratem por excesso de calor, ter sempre um local de sombreamento para que o filhote possa se abrigar quando não estiver mais com a necessidade de ficar exposto ao sol.

Observar os filhotes várias vezes ao dia, para que sejam separados do grupo aqueles que apresentem tendência ao canibalismo. Os filhotes assim separados devem ter contato apenas visual com os outros do grupo. Evitar manusear os filhotes à noite, eles devem dormir sempre em ambientes escuros.

Os cuidados maiores com filhotes vão até os primeiros 30 dias de vida, aproximadamente, porque a partir daí se apresentam mais independentes e resistentes. A partir do 30º dia de vida os filhotes devem ser transferidos para recintos maiores – viveiros que possuam condições para que tomem sol em quase todo o dia. Esses recintos devem ser cobertos, com a entrada de sol apenas lateralmente. A transferência para o novo recinto deve ocorrer no início da manhã. Colocar água e comida nos quatro cantos do recinto. A mudança para o recinto externo pode ocorrer a partir do segundo ou do terceiro mês de vida.

Ao juntar os filhotes, recomenda-se levar todos para um novo recinto, pois juntar filhotes em recintos onde alguns já estejam ambientados leva estes últimos a agredir os que estão chegando. Levar todos juntos para um novo recinto diminui muito o risco de brigas. Até aproximadamente o 3º dia após a transferência para o novo local, a maioria das aves permanece assustada, se batendo nas laterais do viveiro por qualquer motivo, quase sempre se juntando nos cantos do viveiro. Nesse período, monitorar continuamente, para verificar se todos estão se alimentando normalmente. Após esse período as aves começam a se movimentar com mais naturalidade.

Os recintos com grupos de filhotes deverão ser permanentemente monitorados, para que sejam separados em tempo hábil os indivíduos com tendência ao canibalismo e as aves doentes ou agressivas. A alimentação variada (item 3.3), além de nutrir melhor as aves, diminui os riscos de canibalismo.

Até seis meses os filhotes podem ser mantidos em pequenos grupos (cinco aves por recinto). Até essa idade as brigas são menos frequentes, entretanto o monitoramento deve ser constante. Após este período, manter os filhotes em recintos individuais, dispostos lado a lado. Ver dimensões de recintos (itens 1.2 e 1.3). A partir daí precisam ser separados, porque passam a ser mais agressivos.

7. MARCAÇÃO

No primeiro dia, após o nascimento, cada indivíduo deve receber sua primeira anilha temporária aberta e numerada, que permanecerá pelo período aproximado de 60 dias. Após este período, a anilha deve ser substituída por outra temporária de maior diâmetro que perdurará até a colocação de anilha definitiva, o que ocorrerá entre 90 e 120 dias após o nascimento. As anilhas temporárias devem ser inspecionadas semanalmente com vistas a verificar se não estão apertando o tarso da ave.

A marcação permanente de espécimes nascidos em cativeiro deverá ser efetuada com anilhas de alumínio ou aço inox, fechadas, com diâmetro interno de 16 mm, colocada entre o terceiro e quarto mês de vida. Sugere-se que ocorra um acompanhamento periódico do desenvolvimento do filhote para inserir a anilha com o intuito de não perder a época de colocação. (Sugere-se medir o diâmetro do tarso no momento de inserir anilha definitiva).

Conforme IN IBAMA nº 02/2001 é obrigatório uso de dupla marcação em espécies ameaçadas. Para primeira marcação fica estabelecido o sistema de identificação do criatório com o uso de anilhas fechadas. Deve ser feita sexagem antes da marcação definitiva. Machos devem ser anilhados no tarso direito e fêmeas no tarso esquerdo. Como segunda marcação fica estabelecida o uso de microchip de leitura universal. As duas marcações devem ocorrer até o 3º ou 4º mês de idade.

Para a microchipagem, recomenda-se a aplicação intramuscular paralela ao osso esterno.

8. NECROPSIA E DESTINAÇÃO DE CARÇAÇA

A necropsia deve ser realizada o mais breve possível ou em até 24 horas com a carcaça mantida sob refrigeração (4°C a 8°C), para garantir a viabilidade de exames *post mortem* sem danificar a carcaça para finalidade científica. Os órgãos e tecidos com lesões devem ser coletados para exames de PCR e/ou em formol tamponado a 10%, e após três dias de fixação no formol, este deverá ser substituído por álcool 70° GL para viabilidade de exames de histopatologia e imunohistoquímica.

As carcaças viáveis para taxidermia devem ser destinadas a Museus de História Natural mediante indicação do Consultor de Manejo e anuência do ICMBio.

9. COLETA DE SANGUE PARA ANÁLISES GENÉTICAS

A coleta de amostras de sangue para análises genéticas deverão seguir as seguintes orientações:

- O sangue coletado deve ser armazenado em tubo 1,5 ml, apenas uma ou duas gotas (não mais do que isso) são suficientes para as análises genéticas. Realizar duplicata para cada indivíduo;

- Utilizar tubos de centrífuga de 1,5 ml novos e previamente lavados com álcool comercial líquido;
- Completar o tubo preferencialmente com álcool 100%, porém pode ser utilizado álcool comercial;
- Vedar o tubo com película de filme plástico para evitar vazamento da amostra e que o álcool evapore;
- Numerar a lápis os tubos (tampa e lateral) e identificá-los na planilha, conforme modelo em anexo, e completar as informações solicitadas. As informações de sexo e idade, ou apenas a identificação de adulto ou filhote são extremamente importantes;
- Manter as amostras coletadas em freezer até o envio ao laboratório;
- Enviar por SEDEX para evitar a degradação do material;
- Solicitar ao consultor genealógico autorização de coleta e transporte a qual deverá acompanhar as amostras; e
- Encaminhar ao consultor genealógico as amostras juntamente com as informações contidas na planilha disponível no Anexo I.

