



PROTOCOLO DO PROGRAMA DE MANEJO POPULACIONAL DA ARARINHA-AZUL (*Cyanopsitta spixii*) VERSÃO 2024.1

1. CRIAÇÃO

As seguintes diretrizes servem como requisitos mínimos para manter ararinhas-azuis em cativeiro:

- ❖ Para manutenção de curto prazo (<1 ano) o recinto deve ter um comprimento mínimo de voo de 5m x 2m de largura x 2,4m de altura.
- ❖ Para manutenção em longo prazo, o recinto deve ter um comprimento mínimo de voo de 10 m x 2m de largura x 2,4m de altura (ou metade do comprimento com o dobro da largura para a ave se virar confortavelmente no meio do voo).
- ❖ Idealmente para ararinhas-azuis não pareadas (tais como aves jovens) e/ou recintos de grupos (*flocking*) os recintos devem ter comprimento de voo de 10 a 15 m de comprimento x 5m de largura x 4m de altura.
- ❖ A malha do viveiro deve ter no mínimo 1,5 mm de espessura, com uma dimensão de espaços máximo de 65mm² (25mm x 25mm). Malhas com menores dimensões são preferíveis, pois isso reduz a acessibilidade de aves silvestres de vida livre e predadores. Malhas duplas também evitam a predação ou ferimentos de aves em recintos adjacentes. A tela do viveiro não deve representar uma ameaça de intoxicação por metais pesados. Todas as malhas com fios metálicos devem ser soldadas antes do processo de galvanização.
- ❖ O viveiro deve fornecer proteção adequada contra vento, chuva e sol. Um mínimo de um quarto do viveiro deve ter um teto sólido (ou uma seção *indoor*). O viveiro deve fornecer abrigo. Devem ser tomadas medidas para proteger as ararinhas-azuis contra extremos climáticos: aquecimento em temperaturas abaixo de 10°C; arrefecimento na forma de ar condicionado e/ou nebulização se as temperaturas forem maiores que 40°C.
- ❖ Se as ararinhas-azuis estão alojadas em áreas onde ocorrem eventos climáticos extremos, como tempestades de areia, furacões ou tempestades de neve, o recinto deve ter uma área fechada (*indoor*) protegida, onde as aves possam permanecer protegidas.
- ❖ Os recintos devem ter um corredor de segurança, para evitar que as aves escapem durante a entrada ou saída dos tratadores, idealmente, na parte externa e interna.
- ❖ Todo criadouro de ararinhas-azuis deve estar devidamente protegido contra fugas dos animais, entrada de passeriformes e outras aves para evitar disseminação de patógenos.
- ❖ O chão do viveiro deve ser de um material que drene rapidamente, a fim de evitar que as aves bebam água de poças do chão.
- ❖ O viveiro deve estar equipado com uma variedade de opções de poleiros de diferentes tamanhos, texturas e locais para fornecer acesso ao sol e abrigo.
- ❖ Plantas vivas não tóxicas devem ser adicionadas ao recinto. Pode ser plantada (preferencialmente) ou com disposição de vasos de plantas. Se o viveiro for suspenso, as plantas ao redor são uma opção.

- ❖ Idealmente as ararinhas-azuis devem ser mantidas isoladas do contato com outras aves, com separação de seção totalmente equipada para as ararinhas-azuis, contendo uma barreira física (e.g. muro/parede/plantas) ou uma distância mínima de 100m entre as ararinhas e os outros psitacídeos. Quando as ararinhas-azuis são mantidas próximas a outras aves ou nos mesmos recintos (e.g. maracanãs no Criadouro Científico para Fins de Conservação do Programa de Reintrodução da Ararinha-azul), as outras aves devem ser testadas para os patógenos selecionados (item 4.6.). Os custos devem ser cobertos pela instituição de cativeiro. Documentação relevante para mostrar o estado de saúde da coleção deve ser encaminhada ao coordenador. O coordenador ou consultor do programa podem visitar o local e orientar sobre quais patógenos devem ser testados e como proceder.
- ❖ As aves devem ser testadas para patógenos constantes no item 4.6. antes de qualquer transporte. O teste deve ser realizado durante o período mínimo de 30 dias de quarentena, idealmente por ambos as instituições de cativeiro, tanto na que enviará (individualmente) como naquela que receberá o exemplar (individualmente ou em *pool*). A instituição que enviar ararinha-azuis deve sempre fornecer a documentação e a história clínica completa da ave transferida, incluindo exames realizados no animal antes do transporte ser efetuado, à instituição receptora.
- ❖ Barreiras externas entre recintos de reprodução (*outdoor*) são opcionais. Em alguns casos pode causar distração ou em outros pode estimular alguns pares a reproduzir.
- ❖ As roupas de trabalho devem ser limpas diariamente. Idealmente, deve haver tratadores exclusivos para as ararinhas-azuis. Também é importante que os tratadores que cuidam diretamente das ararinhas-azuis não tenham contato ou sejam proprietários de outras aves em cativeiro.
- ❖ Deve se minimizar as interações com as ararinhas-azuis durante sua rotina diária (aves no ombro, cabeça, conversas, etc) pela equipe responsável pelas ararinhas e possíveis visitantes.
- ❖ Os visitantes podem ser permitidos, a critério das instituições de cativeiro. Nesses casos, os visitantes devem seguir as medidas de biossegurança estabelecidas pela instituição e os visitantes devem ser monitorados durante a sua visita às instalações. Os visitantes não podem entrar em contato com outras aves 72 horas antes.
- ❖ Recomenda-se ter duas opções de ninho para os pares de ararinha-azul em reprodução. Foi evidenciado que as caixas-ninho em formato de “L” invertido são as preferidas pelos animais, porém alguns casais podem utilizar caixas-ninho em formato horizontal. Sugere-se que todas as caixas de ninho sejam construídas e equipadas com câmeras de vigilância para monitorar a atividade de nidificação. Deve estar presente um acesso externo à caixa-ninho, assim como um corredor de segurança ou outra estrutura que impeça fugas dos ninhos.
- ❖ Uma câmera de vigilância monitorando o recinto pode ser colocada de forma a observar as interações comportamentais, e para monitorar as aves, sem o estresse da presença humana.
- ❖ As redes de captura (puçá) e as caixas de transporte devem ser limpas e higienizadas antes de serem usadas para capturar e conter as ararinhas-azuis.
- ❖ As instalações devem possuir caixas de transporte, bem como equipamento e materiais de uso exclusivo para a espécie.
- ❖ Qualquer atividade física (captura), envolvendo funcionários e ararinhas-azuis deve ser conduzida preferencialmente na presença de um médico veterinário. Todos os incidentes devem ser fotografados e registrados, e o médico veterinário deve ser chamado imediatamente para verificar qualquer incidente (isto é para a proteção das aves e dos funcionários envolvidos) ou, de preferência, utilizar câmera(s) de vigilância em todos os recintos.
- ❖ Toda a rotina, mudanças de comportamento, comida, equipe, etc., devem ser documentados.

- ❖ Qualquer pessoa que tenha tido contato direto com outras aves, não deve retornar para os viveiros das ararinhas sem tomar banho e trocar de roupa.
- ❖ As ararinhas-azuis devem ser providas de água potável e fresca pelo menos uma vez ao dia, em um bebedouro de superfície limpa e lisa (por exemplo, aço inoxidável). Pode não se aplicar para aves em reabilitação para reintrodução, pois devem ter opções que encontrarão na natureza. Deve-se tomar cuidado para posicionar a água em um local para evitar que ela fique suja pelas excretas.
- ❖ As ararinhas-azuis precisam receber comida de preferência duas vezes por dia em comedouros higienizados e secos. Quaisquer itens alimentares perecíveis devem ser removidos antes que eles tenham a chance de estragar, incluindo os resíduos que caíram do lado de fora dos comedouros.
- ❖ Um programa de enriquecimento ambiental deve ser implementado em todas as instituições de cativeiro. O programa deve ser planejado de acordo com a finalidade da manutenção em cativeiro (reprodução, grupo, reabilitação para reintrodução, dentre outros).
- ❖ Todos os mantenedores devem fornecer instalações seguras. De preferência, deve haver a presença permanente de pessoas no local da propriedade que contém as ararinhas-azuis. As medidas de segurança ficam a critério do mantenedor, podendo incluir-se iluminação e/ou câmeras de vigilância dia/noite instalados em pontos de entrada dos viveiros.

Os trechos em que está explícito idealmente ou preferencialmente não são obrigatórios. Exceções, itens não indicados ou particularidades serão verificados e aprovados pelo Coordenador e consultor genealógico.

2. DIETA

As escolhas alimentares são deixadas a critério das instituições de cativeiro, no entanto, devem ser tomados cuidados para assegurar que as aves recebam uma dieta equilibrada, baseada na melhor informação disponível. As instituições de cativeiro devem ter em mente que os psitacídeos, especialmente, de mais avançada, são propensos à obesidade. Portanto, os alimentos que são ricos em energia só devem ser fornecidos em pequenas quantidades e nunca *ad-libitum*. Recomenda-se fornecer mistura de sementes germinadas e cozidas juntamente com frutas às manhãs; assim como sementes secas à tarde. Suplementação deve ser dada no período reprodutivo.

Este protocolo deve incluir, no futuro, análises bromatológicas completas de itens conhecidos por serem ingeridos na natureza pelas ararinhas-azuis. O enriquecimento ambiental nutricional das ararinhas-azuis deve ser utilizado nas instituições de cativeiro. A dieta das instituições participantes do Programa, serão compiladas em um apêndice.

3. INCUBAÇÃO E CRIAÇÃO ARTIFICIAL

As incubadoras com controle de temperatura e umidade digitais e/ou eletrônicas, com giro automático dos ovos são recomendadas.

- ❖ As incubadoras devem sempre estar preparadas, calibradas e com manutenção em dia.
- ❖ Devem ser ligadas quando as aves iniciarem o comportamento reprodutivo e devem permanecer ligadas durante toda a temporada reprodutiva.
- ❖ Deve-se disponibilizar mais de incubadora configurada e ligada a qualquer momento para garantir que a reserva esteja pronta se houver algum problema técnico.
- ❖ As incubadoras, unidades de tratamento animal (UTAs) e nascedouros devem ser configurados com uma fonte de alimentação de *backup* e protegidas contra oscilações de energia. O melhor método é um sistema UPS, e um gerador automático de *backup*, em casos de ausência de energia.
- ❖ As incubadoras devem ser configuradas a 37,2°C e umidade em torno de 40% com os roletes girando a cada 2 horas (12 vezes por dia ou um giro completo a cada dia).

- ❖ Individualiza-se cada ovo para incubação artificial e acompanha-se diariamente a massa, perda diária e faz-se a ovoscopia. Todas as manhãs, no mesmo horário, o ovo deve ser pesado e girado manualmente em 180° (esta é a única vez que o ovo deve ser tocado no dia).
- ❖ Se o ovo está desenvolvendo, mudanças serão notadas aos cinco dias de idade pela ovoscopia. A ovoscopia deverá ser realizada diariamente para os ovos incubados artificialmente.
- ❖ A porcentagem de perda de massa do ovo deve ficar entre 12 e 16%. A perda de massa pode ser controlada pelo controle da umidade na incubadora. Pode-se utilizar duas ou três incubadoras com diferentes umidades.
- ❖ Pelo menos no dia anterior (dois a três dias antes idealmente) da data esperada para a eclosão ou após o rompimento da câmara de ar, o ovo deve ser removido do rolete giratório para permitir que o filhote se acomode e se oriente para o processo de nascimento. O período de incubação é entre 25 - 26 dias.
- ❖ Uma vez que o filhote tenha trincado a casca, o ovo deve ser movido para um nascedouro ou mantido na própria incubadora à 36,9 °C e umidade de 60-65%. Se você tiver mais ovos na incubadora, então, esse ovo deve ser movido para um nascedouro. Esta etapa não é crítica no início do processo de eclosão, mas definitivamente deve ser realizada quando o filhote estiver quase eclodindo.
- ❖ Para auxiliar no nascimento sempre mantenha uma seringa com ringer lactato ou solução salina no nascedouro. Então, quando necessário, ela estará na temperatura correta. Ajudar a nascer é uma técnica importante para conhecer e aprender corretamente. Há uma linha tênue entre a paciência e saber quando intervir. O médico veterinário responsável e/ou tratadores experientes devem tentar auxiliar na eclosão das ararinhas-azuis.
- ❖ Um aparelho de monitoramento cardíaco de ovos e filhotes pode ser utilizado para ajudar no monitoramento da frequência cardíaca dos filhotes, bem como uma lanterna para a ovoscopia.

Para o processo de criação, fórmulas comerciais de papinha para filhotes de psitacídeos podem ser usadas como a fórmula básica de criação artificial para as ararinhas-azuis. Antes de cada alimentação são anotados em uma planilha: data, hora, massa corpórea, umidade e temperatura. A concentração do alimento dado, bem como quaisquer componentes adicionados à mistura para a alimentação específica e qualquer outra observação relacionada ao comportamento do filhote, alimento no papo, presença de fezes, estado de alerta, alimentação boa ou obtenção de material biológico, deve ser anotada. A massa corpórea do filhote é mensurada antes e após cada alimentação, assim como para estabelecer a curva de crescimento.

Quando o filhote nasce com parte do umbigo exposto ou ainda em retração, deve ser aplicado antisséptico. O filhote é então deixado por uma hora para secar antes de qualquer alimentação começar. A primeira alimentação é apenas com fluído (partes iguais 5% de glicose/Ringer lactato/solução salina), a 2ª e 3ª alimentação são as mesmas, podendo-se acrescentar probióticos.

A proporção água:alimento muda ao longo do processo de criação, assim como a temperatura do nascedouro, que precisa diminuir durante o período de crescimento.

- ❖ Com relação à temperatura, ela é diminuída quando o comportamento do filhote mostra que está muito quente (filhotes arfando e com as asas abertas), e é aumentada se o filhote for visto tremendo muito.
- ❖ Inicia-se com 10% de papinha (1g de pó/9g de água). Idealmente, use água engarrafada e adicione em cada garrafa (1,5 L) 500 mg de cálcio efervescente.
- ❖ A partir do dia 3 ou 4, quando o filhote for movido até 16% de papinha (em intervalos 10/12/14/16%), mistura-se 10% de frutas e vegetais.
- ❖ **Mistura de Frutas e Vegetais:** 100g de mirtilos/framboesas/amoras, 500g de hortaliças congeladas (ervilha/milho/cenoura/feijão) e 200g de brócolis (essa mistura pode variar com a disponibilidade sazonal) é batida em uma mistura fina e colocada em sacos ziplock para congelamento em uma fatia fina para facilitar a quebra das peças quando pronta, para adicionar à mistura.
- ❖ Muitas vezes a concentração de alimento é aumentada na última alimentação da noite e um pequeno óleo de fruta de palma ou óleo de coco é adicionado à mistura para sustentar o filhote um pouco

mais; dando ao cuidador uma oportunidade de ter uma hora extra de sono enquanto a ninhada não perde massa durante a noite.

- ❖ Aumente a porcentagem de papinha em relação à água quando vir que o filhote está digerindo facilmente o alimento dentro do tempo alocado entre as refeições e não está mais ganhando massa tão rapidamente quanto deveria. O aumento em estágios é importante para permitir que o filhote se acostume com a consistência. Cada filhote é diferente, então se o filhote não conseguir esvaziar o papo no tempo alocado para o estágio de desenvolvimento, simplesmente o deixe na concentração anterior por mais algumas vezes.

Nos primeiros 2 dias de alimentação, você deve tentar dar alimento na proporção de 10% da massa corporal por alimentação. Uma vez que você alcança os 10%, isso é um bom marcador médio para a sua criação. Uma vez que você tenha o filhote em 10%, alimente-o com o que ele quer comer, o que, nos estágios iniciais, chega a 15% do peso corporal por alimentação. Não force o filhote a comer (a menos que o filhote tenha algum problema e não tenha reflexos de alimentação), especialmente nos últimos estágios de criação, quando o filhote deve perder peso antes do “desmame” (emancipação). Comece a alimentar quando a temperatura dos alimentos estiver entre 38 e 40°C, se esta descer abaixo de 38 °C, muitos filhotes perderão o reflexo de alimentação e cuspirão o alimento. Alimentos devem ser aquecidos, colocando em banho-maria em água quente. No caso da utilização de microondas, homogenizar muito bem evitando partes mais quentes e frias na mistura.

Durante o processo de criação dos filhotes, minimize os efeitos de *imprinting* e humanização dos filhotes e tente criar os filhotes em grupos. No manejo não dê carinho, não fale e não tenha contato físico. Isso produz filhotes que se incorporam bem em grupos e permitem melhor pareamento para aves reprodutoras. O tempo de desmame de filhotes, varia muito conforme o tamanho e grau de desenvolvimento dos filhotes. Alguns mantenedores relatam sucesso na criação de filhotes com o desmame entre 70 a 100 dias de vida, enquanto outros obtiveram bons resultados com o desmame entre 120 a 150 dias. Para reintrodução, é necessário que as aves tenham comportamento de grupo, bom pareamento e, idealmente, sejam criados pelos pais.

A propriedade das aves deverá respeitar os acordos de empréstimo entre as instituições mantedoras e/ou ICMBio, considerando-se como padrão sobrevivência após o empoleiramento (desmame). Esse padrão também será observado para numeração no livro genealógico.

4. SAÚDE

O protocolo de saúde é focado na medicina veterinária preventiva, sendo sempre a melhor abordagem para a sanidade das ararinhas-azuis. Seu objetivo é impedir a introdução e a disseminação de patógenos; diagnosticar, tratar, controlar e eliminar patógenos antes que estes tenham um efeito negativo sobre as aves ou ambiente de reintrodução.

Visa não só proteger a espécie em questão, mas toda avifauna brasileira.

Afecções devem ser tratadas imediatamente após diagnóstico pela instituição de cativeiro. Para tanto, todas as instituições de cativeiro devem ter um médico veterinário com assistência constante. As avaliações clínicas e tratamentos devem ser indicados e supervisionados por médico veterinário.

No caso de empreendimentos localizados no Brasil, quando o responsável técnico da Instituição não for médico veterinário, deverá ser apresentada a anotação de responsabilidade técnica do médico veterinário, conforme a Resolução CFMV nº 683, de 16 de março de 2001. As instituições fora do Brasil deverão cumprir as recomendações das autoridades sanitárias e ambientais do país.

No caso de surtos ou óbito de indivíduos, o ICMBio deverá ser informado o mais rápido possível (ideal 24 horas, podendo ser em até 7 dias). Problemas de saúde rotineiros, podem ser relatadas no relatório anual do programa.

4.1. Principais afecções não infecciosas

As lesões mais comumente encontradas nas aves estão relacionadas a disputa de território, especialmente no período reprodutivo, ou devido a incompatibilidade entre os indivíduos mantidos em um mesmo recinto.

No caso de agressões entre indivíduos de um mesmo recinto, especialmente entre parceiros reprodutivos, as áreas do corpo mais afetadas são pés, asas e cabeça. Agressões graves não são comuns em ararinhas-azuis, entretanto, se ocorrerem, podem ocasionar traumas e até mesmo a morte (Marcuk et al. 2021). O tratamento deve ser estabelecido pelo médico veterinário, mas vale ressaltar a importância de supervisão constante, especialmente no período reprodutivo ou durante a inclusão de novo indivíduo em um recinto.

Outros problemas de saúde já relatados pela Al Wabra Wildlife Preservation, incluem hepatopatia, insuficiência renal, obesidade, arrancamento de penas, epilepsia e problemas neurológicos, os quais comprometeram no passado o potencial reprodutivo da população (Hammer e Watson 2012).

Além disso, algumas aves mais velhas são suscetíveis a desenvolverem convulsão em momentos de estresse, como na contenção física (e.g., número do registro – *Studbook* - STB# 06, 44, 45).

As ararinhas-azuis também podem desenvolver doenças cardiovasculares, como a arteriopatia obliterativa, que podem levar à descompensação e morte súbita decorrente (Carvalho et al. 2021).

Aves da AWWP oriundas de Manila/Filipinas, área altamente poluída, apresentavam evidentes alterações na coloração da íris. Outros efeitos do acúmulo de metais pesados não foram mensurados (Watson et al. 2007).

4.2. Principais agentes infecciosos e gestão profilática

Os Psittaciformes são sensíveis a uma variedade de agentes etiológicos, sendo alguns com caráter mais patogênicos e infecciosos (e.g., circovírus, bornavírus, *Chlamydia psittaci*), sendo essencial o monitoramento destes, para a manutenção de uma população saudável.

Dentre as afecções infecciosas já relatadas na espécie em questão, destaca-se a presença da Doença da Dilatação Proventricular (PDD) nas ararinhas-azuis provenientes da Suíça e Filipinas. A PDD é causada pelo *Bornavirus* dos psitacídeos, gerando uma doença crônica e fatal, que compromete o sistema nervoso e digestório, e não apresenta tratamento efetivo.

Também já foram relatadas a presença de poliomavírus aviário, paramixovírus aviário, herpesvírus aviário, *C. psittaci* e *Pseudomonas aeruginosa* na espécie (Watson et al. 2007, Hammer e Watson, 2012).

Recentemente, Carvalho et al. (2021) detectaram endocardite, miocardite e epicardite, bem como septicemia generalizada, em um indivíduo de aproximadamente 40 anos, no Brasil. A análise microbiológica revelou a presença de *Pantoea septica* nos intestinos e *Acinetobacter baylyi* no encéfalo. O significado patogênico dessas bactérias ambientais e nosocomiais ainda não são conhecidos. Embora não tenham encontrado uma rota óbvia de entrada dos agentes, os autores propuseram que a endocardite vegetativa e a miocardite podem levar à insuficiência cardíaca, resultando em um quadro clínico-patológico que foi agravado ainda mais pela septicemia.

4.3. Observação rotineira de alterações clínicas e comportamentais

Todas as ararinhas-azuis devem ser observadas pelo menos duas vezes ao dia por um tratador experiente e que já conheça as particularidades de cada indivíduo. Uma vez por mês todos os aviários devem ser cuidadosamente controlados para os riscos potenciais (e.g., fugas, intoxicação, presença de animais indesejáveis).

Durante a inspeção diária, devem ser observados:

❖ Comportamento

- Mudanças no comportamento da ave (estereótipos, prostração, sonolência excessiva, excesso de agitação, isolamento do grupo, etc.);
- Postura física (asas caídas, membros posteriores levantados, etc.);
- Movimento da cauda (comum em doenças respiratórias, problemas de cloaca ou retenção de ovos).

❖ **Plumagem**

- Plumagem eriçada (observar primeiro as penas do pescoço e em seguida, toda a plumagem; é comum na primeira fase de uma doença a ave eriçar algumas penas do pescoço ou da cabeça, mas isso também pode ser apenas uma postura de defesa ou ameaça);
- Coloração;
- Integridade;
- Presença de linhas de estresse.

❖ **Olhos**

- Os olhos precisam ser cuidadosamente observados, e devem estar claros, brilhantes e alertas. Olhos parcialmente ou totalmente fechados, ou ainda apresentando secreções, podem ser sinais de alguma afecção.

❖ **Narinas**

- Observar se as narinas estão desobstruídas. A presença de secreções nasais e oculares pode ser indicativo de alguma doença ou reação alérgica.

❖ **Cloaca**

- Observar a presença de penas sujas de fezes ou molhadas ao redor da cloaca, pois podem ser indicativos de diarreia.

❖ **Excretas**

- Atenção deve ser dada à quantidade, coloração e consistência (liquidez) dos excrementos. Fezes mais volumosas, escassas, excesso de líquido ou de urato, podem indicar alguma afecção. É importante lembrar que a cor das excretas está fortemente relacionada ao alimento ingerido.

❖ **Ingestão de comida e água**

- Observar se a ave apresenta hiper ou hipofagia, hiper ou hipodipsia, e seleção de itens da dieta.

Além dos fatores acima descritos, outros parâmetros também precisam ser monitorados periodicamente:

❖ **Massa corpórea:** avaliar em situações de manejo ou anualmente. Se possível, para evitar estresse, podem ser utilizadas balanças acopladas a um poleiro alimentador ou balanças especiais ocultas. Esse monitoramento é importante para avaliar, entre outros fatores, a qualidade da dieta.

❖ **Anilhas:** observar com frequência o membro portador da anilha, a existência de edema ou lesão no entorno, substituindo-a se houver necessidade.

❖ **Microchip:** todos os animais deverão ser microchipados no músculo peitoral. Animais recém microchipados devem ser monitorados a fim de verificar inflamação local.

É importante ressaltar que toda substituição de anilhas e microchips deve ser documentada, fotografada e informada ao ICMBio, ao consultor genealógico, ao coordenador do Programa e órgão ambiental responsável pela autorização de manejo de fauna, o mais breve possível, e no Relatório Anual.

4.4. Controles de rotina da qualidade da água e alimentos e de higiene

Para a preparação de uma refeição adequadas aos animais, é importante ressaltar que:

- ❖ Alimentos e água podem conter patógenos (fungos, bactérias, etc.) ou toxinas produzidas por eles;
- ❖ O valor nutricional dos alimentos pode mudar ao longo do tempo (geralmente levando a menores valores de vitaminas e oligoelementos, mas também em carboidratos, proteínas e sais minerais) e devem ser revistos regularmente;

- ❖ A preparação dos alimentos deve ser realizada de forma higiênica para minimizar o risco de contaminação por bactérias e fungos (superfícies de trabalho limpa, mãos e panos limpos, etc.);
- ❖ É imperativo que a água e os alimentos oferecidos às ararinhas-azuis sejam de alta qualidade, priorizando a higiene na manipulação nos seguintes ambientes:
 - cozinha: no preparo de alimentos e no fornecimento de água potável;
 - maternidade;
 - clínica.
- ❖ Determinados itens alimentares devem ser submetidos a controles intensivos:
 - Alimentos comerciais (*pellets*, sementes, etc.) devem passar por análise sensorial (cheiro, sabor, etc.) após a abertura da embalagem.
- ❖ Higienização de comedouros e bebedouros diariamente, e nenhum alimento perecível deve ser mantido por mais de 24 horas, a fim reduzir o risco de intoxicação alimentar.

4.5. Medidas de controle eficientes de higiene e desinfecção

Importante realizar boa higienização na sala de incubação, nascimento e maternidade antes do período reprodutivo. Sugere-se que as medidas profiláticas possam incluir amostragens para análises bacteriológicas de equipamentos utilizados.

Os recintos, poleiros, e recipientes para alimentação e água, devem ser incluídos na desinfecção rotineira.

4.6. Avaliação de saúde de rotina e amostragem de patógenos

Visando o controle preventivo de doenças na população da ararinha-azul, as aves devem passar por uma avaliação sanitária individual para os agentes listados na Tabela 1, conforme as situações abaixo listadas:

1. Previamente ao transporte de qualquer indivíduo entre instituições de cativeiro (e idealmente também após o transporte);
2. Obrigatoriamente a cada três anos;
3. Antes de qualquer soltura/reintrodução.

Exames clínicos e complementares para um diagnóstico preciso e tratamento adequado, devem ser realizados:

1. Sempre que um indivíduo apresentar suspeita clínica de doença infecciosas e/ou parasitárias (a critério do médico veterinário);
2. Regularmente para controle do plantel (especialmente os exames não invasivos); e
3. A pedido do ICMBio ou de autoridade sanitária, em situações específicas (surto ou mortalidades suspeitas de doenças infecciosas ou parasitárias).

Anualmente, cada indivíduo de ararinha-azul deve ser inspecionado pelo médico veterinário responsável e, se necessário, submetido a exames complementares. Sempre que houver captura, contenção e exame físico, aferir a massa corporal da ave e promover ajustes na alimentação, se necessário. O excesso de gordura pode contribuir para ovos inférteis e, portanto, este aspecto deve ter uma atenção especial. Considerando os dados apresentados pelos mantenedores, o peso ideal para a espécie é de 250 a 300g para fêmeas e 270 – 320g para machos.

A Tabela 1 indica quais os agentes etiológicos, métodos de coleta, exames laboratoriais e manejo sanitário obrigatórios para a manutenção de uma população saudável nos mantenedores. As amostras devem ser colhidas por médico veterinário habilitado para o manejo de aves, e dependendo do agente pesquisado, de forma seriada, durante três dias consecutivos.

Tabela 1 – Agentes etiológicos, método de coleta, exames laboratoriais e manejo recomendado no protocolo sanitário de ararinhas-azuis.

Agente etiológico	Métodos de coleta	Teste	Manejo recomendado
Ectoparasitos (piolhos, carrapatos e ácaros)	Ectoparasitos em álcool etílico 70°	Identificação taxonômica	Tratamento de acordo com os parasitos encontrados.
Hemoparasitos (<i>Haemoproteus</i> , <i>Leucocytozoon</i> , <i>Plasmodium</i> , microfilárias)	Esfregaço de sangue ou sangue total (congelado, em papel filtro ou álcool 100%)	Esfregaço (coloração Wright ou Giemsa) ou PCR	Caso haja resultado positivo, identificar por sequenciamento, quando possível. Se a ave tiver alta taxa de parasitismo (raro em psitacídeos), realizar o tratamento de acordo com os parasitos encontrados.
Parasitos gastrointestinais (protozoários e helmintos)	<i>Pool</i> de excretas (uma coleta por dia, por três dias consecutivos, durante as primeiras horas da manhã; agrupar as amostras; armazenar em geladeira ou em formol 10% e realizar o exame laboratorial). Amostragem de fezes frescas no recinto ou vida livre de preferência com substrato descartável liso previamente desinfetado.	Exame direto, flutuação e/ou outro método específico de acordo com a suspeita clínica	Fazer a identificação completa do parasita, quando possível. Tratamento específico de acordo com o parasito, e três retestes negativos.
Microbiota cloacal e oral aeróbica	Suabes cloacal e/ou oral (em meio Stuart ou Amies). Suabes estéreis e secos para amostragens de fungos, inclusive <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> . Processamento da amostra idealmente em 24h e minimamente em 48h.	Cultura e Gram	Animais positivos para <i>Macrorhabdus ornithogaster</i> devem ser isolados e tratados, independentemente da presença de sinais clínicos. Tratamento de acordo com o médico veterinário responsável.
<i>Chlamydia psittaci</i>	Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos. Excretas para exames com menor periodicidade sem captura e contenção. Idealmente - <i>pool</i> de amostras (suabes cloacais e orofaríngeos) seriadas (três dias consecutivos). <i>Pool</i> de amostras pode ser substituído por amostragem individual. Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório.	PCR	Doença clínica - Isolamento para tratamento de animais com sinais clínicos. Depois de dois testes negativos após o tratamento (após 2 e 4 semanas), a ave pode ser reincorporada ao plantel. Animais positivos assintomáticos - tratar e retestar em caso de movimentação entre instituições, pareamento, adaptação a novas dietas, alterações bruscas de clima, ou outras situações estressantes que podem desencadear eliminação do agente ou manifestação de sinais clínicos.
<i>Salmonella</i> spp.	Suabes cloacais Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório.	Cultura específica para os agentes ou PCR	Doença clínica - Isolamento para tratamento de animais com sinais clínicos. Depois de dois testes negativos após o tratamento (após 2 e 4 semanas), a ave pode ser reincorporada ao plantel.

Agente etiológico	Métodos de coleta	Teste	Manejo recomendado
			Animais positivos assintomáticos - tratar e retestar em caso de movimentação entre instituições, pareamento, adaptação a novas dietas, alterações bruscas de clima, ou outras situações estressantes que podem desencadear eliminação do agente ou manifestação de sinais clínicos.
¹ <i>Mycoplasma gallisepticum</i> e <i>M. sinovae</i>	<p>Suabes cloacais e orofaríngeos.</p> <p>Excretas para exames com menor periodicidade sem captura e contenção.</p> <p>Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório.</p>	PCR	<p>O mantenedor pode optar por fazer uma primeira triagem para a detecção de <i>Mycoplasma</i> spp., e os indivíduos positivos, testar para <i>M. gallisepticum</i> e <i>M. sinovae</i>, visando a redução de custos.</p> <p>Atentar-se à transmissão vertical dos agentes. Monitorar os filhotes de casais positivos, que devem ser testados até 6 meses de vida.</p> <p><u>Recomenda-se que em casos de animais positivos no Brasil, o Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA) seja notificado.</u></p>
<i>Mycobacterium</i> sp.	<p>Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos. Excretas para exames com menor periodicidade sem captura e contenção.</p> <p>Ideal - <i>Pool</i> de amostras (suabes cloacal e orofaríngeo), amostras seriadas (três dias consecutivos) ou com agulha fina a partir da lesão suspeita.</p> <p>Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório.</p>	PCR	<p>No caso de <i>Mycobacterium</i> spp positivo, realizar exames para <i>M. intracellulare</i>, <i>M.bovis</i>, <i>M.tuberculosis</i>, <i>M.avium</i> e <i>genavense</i>.</p> <p>No caso de animais positivos, primeiramente isolar o animal, notificar o MAPA e discutir caso a caso em relação à viabilidade do tratamento e demais condutas conforme a espécie identificada.</p>
¹ Orthoavulavirus aviário 1 (Paramixovirus Aviario tipo 1)	Suabes cloacais e orofaríngeos Soro	RT-PCR Sorologia	Apenas para transferências internacionais. <u>No Brasil, seguir orientação do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).</u>
¹ Influenza A	Suabes cloacal e orofaríngeos Soro	RT-PCR Sorologia	Apenas para transferências internacionais. <u>No Brasil, seguir orientação do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).</u>
Alpha-herpesvirus de Pacheco (PDV – PsHV)	Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos. Excretas para exames com	PCR (se possível, utilizar <i>primers</i> que incluam os vírus do	Animais positivos assintomáticos - isole a ave e realize novos testes seriados mensais por seis meses.

Agente etiológico	Métodos de coleta	Teste	Manejo recomendado
	<p>menor periodicidade sem captura e contenção.</p> <p>Ideal - <i>Pool</i> de amostras (suabes cloacal e orofaríngeo), amostras seriadas (três dias consecutivos) ou com agulha fina a partir da lesão suspeita.</p> <p>Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório.</p> <p>Soro</p>	<p>tipo 1, 3 e 5; sequenciamento em caso de positividade)</p> <p>Sorologia (opcional)</p>	<p>O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos pode ser reincorporado ao plantel.</p> <p>Se houver três testes positivos (consecutivos ou não) antes do final dos seis meses, a ave é considerada positiva e nenhum outro teste é necessário.</p> <p>Todas as aves que tiverem contato com araras positivas devem ser isoladas e testadas (coleta em <i>pool</i> de amostras, por três dias consecutivos). A PCR deve ser realizada em todas as aves que tiveram contato com a ave positiva.</p> <p>Aves confirmadas como positivas assintomáticas podem ser mantidas na instituição, isoladas do restante do plantel, tratadas e retestadas. A reprodução só pode ocorrer por pareamento com outra ave positiva ou por inseminação artificial. Os ovos devem ser incubados artificialmente. Os filhotes devem ser criados artificialmente.</p>
Aviadenovírus	<p>Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos. Excretas para exames com menor periodicidade sem captura e contenção.</p> <p>Ideal - <i>Pool</i> de amostras (suabes cloacal e orofaríngeo), amostras seriadas (três dias consecutivos) ou com agulha fina a partir da lesão suspeita.</p> <p>Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório.</p>	<p>PCR (se possível, utilizar <i>primers</i> para panadenovírus; sequenciamento em caso de positividade)</p>	<p>Animais positivos assintomáticos - isole a ave e realize novos testes.</p> <p>Após três testes negativos em três meses, as aves podem ser reincorporadas ao plantel.</p> <p>Aves confirmadas como positivas, devem ficar isoladas para acompanhamento da evolução da doença e reteste.</p> <p>Atentar-se à transmissão vertical, monitorando os filhotes.</p>
Avipoxvírus	<p>Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos. Excretas para exames com menor periodicidade sem captura e contenção.</p> <p>Ideal - <i>Pool</i> de amostras (suabes cloacal e orofaríngeo), amostras seriadas (três dias consecutivos)</p>	<p>PCR</p>	<p>Animais positivos assintomáticos - isole a ave e realize novos testes. Após três testes negativos em três meses, as aves podem ser reincorporadas ao plantel.</p> <p>Aves confirmadas como positivas, devem ficar isoladas para acompanhamento da evolução da doença e reteste.</p>

Agente etiológico	Métodos de coleta	Teste	Manejo recomendado
	Lesões cutâneas Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório.		
¹ Parrot Bornavírus (PaBV)	Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos, sangue. Ideal - <i>pool</i> de amostras seriadas (três dias consecutivos para suabe). Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório. Soro	RT-PCR Sorologia (altamente recomendada para transferências internacionais)	Aves positivas, com ou sem sinais clínicos, devem ser isoladas e retiradas do Programa. O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos em seis meses, pode ser reincorporado ao plantel Se houver dois testes positivos (consecutivos ou não), a ave é considerada positiva. Todas as aves que tiverem contato com aves positivas devem ser isoladas e ter três exames negativos consecutivos. Aves com sinais clínicos e um único resultado positivo devem ser eutanasiadas. Aves confirmadas positivas assintomáticas devem ser mantidas isoladas, monitoradas quanto à evolução da doença e retestadas, sendo necessários três exames negativos consecutivos
¹ Circovírus (PsCV)	Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos, sangue e penas. Ideal - <i>Pool</i> de amostras (penas, sangue e suabe cloacal), amostragem seriada (três dias consecutivos para suabe) Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório. Soro	PCR Sorologia (opcional)	Animais positivos assintomáticos - isole a ave e realize novos testes seriados mensais por três meses. O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos pode ser reincorporado ao plantel. Se houver dois testes positivos em qualquer momento, a ave é considerada positiva. Todas as aves que tiverem contato com araras positivas devem ser isoladas e testadas (coleta em <i>pool</i> de amostras, por três dias consecutivos) e terem três exames negativos consecutivos para serem reincorporadas no plantel.. <u>Doença clínica e um único resultado positivo – eutanásia imediata.</u>
Poliomavírus aviário tipo 1 (APyV)	Minimamente - suabes cloacais e orofaríngeos, sangue e penas.	PCR Sorologia (opcional)	Animais positivos assintomáticos - isole a ave e realize novos testes seriados mensais por seis meses.

Agente etiológico	Métodos de coleta	Teste	Manejo recomendado
	Excretas para exames com menor periodicidade sem captura e contenção. Ideal - <i>Pool</i> de amostras (suabes cloacal e orofaríngeo), amostras seriadas (três dias consecutivos). Armazenamento da amostra – congelada ou em solução tampão. Envio imediato ao laboratório. Soro		O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos pode ser reincorporado ao plantel. Se houver dois testes positivos (consecutivos ou não) antes do final dos seis meses, a ave é considerada positiva e nenhum outro teste é necessário. Todas as aves que tiverem contato com araras positivas devem ser isoladas, testadas e ter três exames negativos consecutivos Aves confirmadas positivas assintomáticas podem ser mantidas na instituição, isoladas do restante do plantel. A reprodução só pode ocorrer por pareamento com outra ave positiva ou por inseminação artificial. Os ovos devem ser incubados artificialmente. Os filhotes devem ser criados artificialmente.

¹ Aves positivas para os vírus descritos na Tabela, em qualquer momento da vida, não poderão ser importadas para o Brasil.

² PCR são os exames de eleição para a transferência de indivíduos, com exceção daqueles solicitados pela autoridade sanitária do país receptor

³ O ICMBio ou a autoridade sanitária poderão determinar outros testes quando necessário (em casos de surto ou suspeita clínica de doença infecciosa ou parasitária).

⁴ Coletas de amostras diferentes das expostas na Tabela 1 ou que não sejam individualizadas, devem ser justificadas à Coordenação do Programa.

⁵ Filhotes oriundos de pais positivos para os agentes listados na tabela acima, devem ser monitorados e testados até 6 meses de idade.

⁶ Os exames apresentam 30 dias de validade.

⁷ O não cumprimento do protocolo sanitário integralmente ou diferente do preconizado, deverão ser justificados e submetidos ao ICMBio, para análise do Coordenador do Programa.

Os resultados dos exames devem ser avaliados cuidadosamente, e sempre associados a sinais clínicos, e no caso de necessidade, os animais devem ser retestados. Testes positivos para os agentes virais, *Mycoplasma gallisepticum*, *M. sinovae* e *Mycobacterium*, devem ser comunicados à coordenação do Programa, em um prazo de 7 dias após o recebimento dos resultados. Os animais positivos devem ser isolados dos outros durante o tratamento, dependendo do agente infeccioso encontrado.

Avaliações adicionais podem incluir endoscopias, eletrocardiogramas, radiografias, a critério do médico veterinário responsável da instituição de cativeiro. **Pesquisas e outros procedimentos invasivos deverão ser acordados com o proprietário das aves, no caso de acordo de empréstimo, assim como pesquisas científicas, sem prejuízo de outras autorizações previstas em dispositivos legais e infralegais.**

É imperativo obter amostras de sangue ou de tecido para análise de DNA que serão enviadas anualmente e analisadas no Instituto de Biociências da Universidade de São Paulo sob responsabilidade da Profa. Dra. Cristina Miyaki, também responsável pelo depósito no *Genome Resource Banks/Frozen Zoo's*.

A implementação do protocolo sanitário é dever das instituições participantes, apresentando anualmente os achados no Relatório Anual.

4.7. Controle Profilático

O protocolo sanitário visa o controle profilático de afecções e deve ser incorporado em todos os mantenedores vinculados ao Programa de Cativeiro.

A limpeza e desinfecção dos aviários e seus anexos, assim como o controle parasitário, podem variar conforme a instituição, a critério do médico veterinário responsável.

4.8. Tratamento individual

Modelo de ficha clínica proposta se encontra no Apêndice 1. Deve-se buscar o diagnóstico conclusivo das afecções para qualquer indivíduo que apresentar alterações clínicas. No caso de doenças infecciosas, o animal deverá ser isolado e a coordenação do Programa deve ser informada.

4.9. Necropsias e armazenamento de tecidos e carcaças

A necropsia é obrigatória em todos os indivíduos que vierem a óbito do Programa, devendo ser realizada o mais breve possível (prazo máximo de 24 horas após o óbito, com a carcaça mantida sob refrigeração), visando determinar a causa da morte do indivíduo. Esse procedimento poderá identificar problemas de saúde e/ou de manejo no mantenedor.

Os relatórios de necropsia devem conter a descrição detalhada dos achados macroscópicos, além de registros fotográficos, identificação do animal (anilha e microchip), apensado ao histórico clínico, visando um diagnóstico conclusivo. O Modelo de ficha de necropsia se encontra no Apêndice 2.

Para os mantenedores localizados no Brasil, fragmentos de tecidos de todos os órgãos, deverão ser coletados para análise histopatológica, tendo a forma aproximada de cubos de 1 cm³, conservados em formol tamponado 10% (proporção 1:9) e enviadas preferencialmente para o laboratório LAPCOM/FMVZ/USP. No exterior, o exame histopatológico poderá ser realizado em laboratório de referência. Os resultados devem ser encaminhados à coordenação do Programa o mais breve possível, e incluídos no Relatório Anual da instituição de cativeiro.

Para a detecção e identificação de bactérias e fungos, amostras de tecidos, fluídos corporais e sangue poderão ajudar no diagnóstico definitivo, e devem ser coletados com material estéril (tesoura, bisturi, seringa e agulha), armazenadas em meio de cultura ou recipientes estéreis, e encaminhadas o mais breve possível a laboratório especializado.

Para o diagnóstico molecular de bactérias, vírus e análises genéticas, os fragmentos coletados devem ser preferencialmente congelados (de preferência -80° C) ou encaminhados o mais rápido possível para análise.

Amostras de fezes devem ser coletadas e preservadas para posterior exame coproparasitológico na própria instituição de cativeiro, ou envio ao laboratório.

No caso do achado de parasitas durante a necropsia, indivíduos devem ser preservados em solução de ácido acético/álcool (AFA) ou solução de *Raylliet-Henry*, com exceção dos cestóides. Já os ectoparasitas encontrados devem ser preservados em etanol (70%). Todos os parasitas devem ser enviados ao laboratório para identificação.

É extremamente importante que todas as amostras obtidas (sangue, fezes, parasitas, tecido, etc.) estejam claramente rotuladas e identificadas. A folha de registro que acompanha as amostras deve especificar o tipo e origem de cada amostra. A coleta e armazenamento adequados são essenciais para a obtenção de resultados confiáveis.

Após a realização da necropsia, a carcaça deve ser mantida congelada. Tanto a pele como restante da carcaça de todas as aves do Programa que vierem a óbito no Brasil, ou se forem de propriedade brasileira em acordo de empréstimo, devem ser enviados para uma coleção ornitológica autorizada pela coordenação do Programa, como a Coleção do MZUSP e da UFPE. Entretanto, é imperativo comunicar a morte à coordenação do Programa para indicar a destinação da carcaça. A instituição que irá receber a carcaça deve arcar com os custos do envio ou poderá haver acordo entre as instituições quanto à cobertura dos custos.

Se os resultados da necropsia já elucidam a *causa mortis* do animal ou ainda, trazem evidências da presença de agente infecciosos, medidas sanitárias e de manejo (profilaxia e tratamento) devem ser tomadas imediatamente, tais como:

- Avaliação do(s) parceiro(s) do mesmo recinto;
- Avaliação dos contactantes próximos, incluindo ex-parceiros e descendentes;
- Avaliação da população local de araras.

4.10. Controle de recém-nascidos e da estação de incubação artificial

Filhotes são mais suscetíveis a patógenos durante os primeiros dias de vida, pois seu sistema imunológico ainda não está totalmente desenvolvido. Especial atenção deve ser dada à infecção por *Candida* spp. (Crosta et al. 2003), agente oportunista que comumente atinge filhotes e imunossuprimidos.

Filhotes de incubação natural ou artificial devem ser criados isoladamente de outras aves para reduzir o risco de infecção por patógenos potenciais e propagação de doenças concomitantes.

Filhotes eclodidos naturalmente que vão para a estação de criação artificial, devem ficar alojados em um ambiente limpo e pré-desinfestado. Idealmente, análises micológicas e bacteriológicas podem ser realizadas nos indivíduos e no ambiente.

Os filhotes devem monitorado constantemente, analisando-se os seguintes indicadores:

- Desenvolvimento normal (massa muscular, crescimento), em comparação com curvas de crescimento padrão (Apêndice 3);
- Postura normal;
- Proporções do corpo regulares (ausência de atrofia);
- Outras evidências de má formação óssea;
- Estado de hidratação;
- Cor da pele, textura e depósitos de gordura;
- Desenvolvimento normal das plumas;
- Forma normal do bico (verificar a simetria, prognatismo ou braquignatismo);
- Tonalidade e espessura do corpo;
- Presença de corpos estranhos (e.g., pedaços de papel ou substrato utilizado);
- Resposta alimentar;
- Produção e aspecto das excretas.

No caso de filhotes apresentando alterações nos parâmetros acima listados, o tratamento deve ser instituído pelo médico veterinário da instituição. É muito importante registrar todos os parâmetros encontrados, como é possível observar no Apêndice 4.

4.11. Transporte e Quarentena

Para o trânsito de aves selvagens vivas no Brasil uma autorização de transporte (AT) deve ser obtida junto ao órgão ambiental competente, sendo o IBAMA e/ou órgãos ambientais estaduais.

Além disso, para o trânsito entre estados do Brasil, é necessária a Guia de Trânsito Animal (GTA) emitido pelo MAPA e suas instâncias locais, conforme Decreto nº 5741/2006 e em conformidade com a Instrução Normativa MAPA nº 9/2021. Este documento oficial contém informações sobre o destino, as condições de saúde e a finalidade do transporte animal.

Para a emissão do GTA, é necessário um certificado sanitário emitido por um veterinário credenciado com CRMV do estado de origem. Mais informações podem ser obtidas em <https://www.gov.br/agricultura/pt-br/assuntos/saude-animal-e-vegetal/saude-animal/transito-animal/arquivos-transito-internacional/modeloatestado.doc>.

Para efeitos de trânsito internacional, as licenças CITES de importação e exportação são obrigatórias e devem ser solicitadas pela instituição mantenedora importadora e exportadora junto a autoridade CITES no país, sendo o IBAMA no caso do Brasil.

A autorização para a importação de animais vivos no Brasil, segue a Portaria MAPA nº 256/2021 que estabelece os "Requisitos Zoossanitários dos Estados Partes para a importação de aves de cativeiro (silvestres ou ornamentais)", aprovados pela Resolução MERCOSUL/GMC nº 19/20, além da Instrução Normativa do MAPA nº 49/2018 que estabelece os procedimentos para a importação de aves ornamentais e seus ovos férteis e define as exigências a serem cumpridas para o credenciamento de estabelecimentos quarentenários para aves ornamentais e seus ovos férteis.

Antes de qualquer movimentação, as aves devem ser testadas de maneira individual para todos os patógenos constantes na Tabela 1. Os testes devem ser realizados durante o período máximo de 30 dias antes do transporte, preferencialmente na seleção dos animais que serão quarentenados, que deve durar no mínimo de 30 dias, tanto no mantenedouro que enviará os espécimes, como naquele que receberá os exemplares.

Os animais que chegarem ao Brasil deverão cumprir, preferencialmente, mínimo de 21 dias no quarentenário oficial do MAPA, seguido de 30 dias no local de destino. Quando o MAPA indicar o mantenedor como quarentenário, a quarentena deverá ser de 45 dias. Os custos dos exames serão de responsabilidade dos mantenedores, tanto na saída quanto na entrada das aves, e os resultados devem ser enviados à Coordenação o mais breve possível.

As aves devem chegar ao aeroporto acompanhadas da autorização de importação e certificado veterinário internacional, cujo modelo, para o Brasil está disponível em <<https://www.gov.br/agricultura/pt-br>>.

Chegando no Brasil, as aves são acondicionadas em caixas de transporte apropriadas e destinadas à Estação de Quarentena em Cananéia/SP ou Estabelecimento de Quarentena certificado pelo MAPA, sendo supervisionadas pelo Serviço Veterinário Oficial (SVO), que farão a coleta de material e as provas de diagnóstico para doença de Newcastle e influenza aviária, individualmente, de acordo com as recomendações do Manual de Testes Diagnósticos e Vacinas para Animais Terrestres da Organização Mundial de Saúde Animal (WOAH).

As aves e ovos férteis importados devem ser liberados da quarentena mediante autorização do SVO, após cumprimento do período mínimo determinado para quarentena e comprovação de resultados negativos para os testes diagnósticos previstos Instrução Normativa MAPA nº 49/2018.

Cada ave que entra em uma instituição de cativeiro deve passar por um período mínimo de 30 dias de quarentena, isolado para impedir a propagação de patógenos para a população de aves no local. Se um animal do grupo ficar doente nesses primeiros 30 dias, o período de quarentena deve recomeçar, até quando a ave for considerada saudável novamente. Aves em quarentena devem ser consideradas como unidades de quarentena e não individualizadas. Vazios sanitários entre grupos de quarentena devem ser realizados por no mínimo 15 dias.

Se as aves de uma instituição são consideradas livres das doenças listadas na Tabela 1, só deve receber aves livres destes patógenos.

Alterações transitórias neste protocolo serão passíveis de aprovação pela coordenação do Programa, submetidas pelos interessados juntamente com justificativa técnica.

Ambas as instituições de cativeiro (expedidora e destinatária), sob supervisão do ICMBio, irão designar um técnico responsável para monitorar o transporte, desde o local de origem até o local de embarque, de acordo com:

- ❖ Todas as aves devem ser transportadas do local de origem para o local de destino o mais diretamente e rapidamente quanto possível, sem contato com outros animais;
- ❖ As aves devem ser transportadas com ventilação adequada e baixo nível de ruído;
- ❖ De preferência, a companhia aérea selecionada não deverá transportar outros animais no mesmo voo que transporte as ararinhas-azuis (também válido para outros veículos);
- ❖ Os responsáveis pelo envio e recebimento das aves são obrigados a manter a coordenação informada de todos os progressos sobre a transferência do animal, preferencialmente por e-mail oficial;
- ❖ As aves devem sempre ser transportadas em caixas separadas construídas de acordo com as normas da IATA. A caixa pode ser feita de plástico ou madeira e deve oferecer espaço e poleiros suficientes, bem como recipientes para comida e água, e com um substrato adequado (*e.g.*, tapete higiênico) para a absorção de excrementos e a água que possa derramar. Os recipientes devem ser desinfetados antes da utilização e incinerados após o uso.
- ❖ A ave deve dispor de comida suficiente (*pellets* de qualidade, calcular 60-100 g por dia, mais desperdícios) e água potável, antes do período da viagem.

- ❖ A instituição destinatária deverá receber informações detalhadas sobre o histórico médico, comportamental, reprodutivo e de criação da ave da instituição despachante, para facilitar uma adaptação adequada à nova instalação.
- ❖ A instituição despachante deverá fornecer cópias de todos os arquivos médicos (e qualquer outra informação importante disponível) para a instituição receptora.
- ❖ A instituição despachante deve realizar todos os testes de pré-exportação para os patógenos constantes na Tabela 1.
- ❖ Após a chegada ao destino, a ave deverá ser isolada e colocada em quarentena de acordo com o protocolo previamente descrito. Depois de completar a quarentena, a ave deverá ser apresentada ao seu novo parceiro/a ou grupo, de acordo com o protocolo de introdução intraespecífica visando minimizar o risco de rejeição, agressões, lesões e até mesmo a morte.

4.12. Soltura

Recentemente, vários vírus exóticos foram detectados em psitacídeos nativos em cativeiro no Brasil, porém, seus impactos na saúde de psitacídeos selvagens ainda são desconhecidos. Portanto, protocolos sanitários considerando estes patógenos devem ser estabelecidos como condição para reintrodução de aves na natureza, visando garantir a proteção de psitacídeos neotropicais (Saidenberg et al. 2015, Vaz et al. 2021).

Portanto, indivíduos positivos para os agentes listados na Tabela 1, devem seguir o manejo recomendado, podendo caber:

1. eliminação de ararinhas-azuis positivas da soltura;
2. tratamento em isolamento e reinserção em grupo de soltura; ou
3. sequenciamento do patógeno e acompanhamento.

Qualquer soltura deve ser acompanhada de projeto específico, acompanhado de autorização Sisbio e demais exigências dos órgãos ambientais.

5. ENRIQUECIMENTO

Os animais sob cuidados humanos devem ser: (1) livres de sede, fome e desnutrição, (2) livres de dor, ferimentos e doenças, (3) livres de desconforto, (4) livres para expressar comportamento natural e (5) livres de medo e angústia (Conselho de Bem-Estar Animal). O não cumprimento das necessidades dos animais em cativeiro pode resultar em comprometimento do bem-estar, apresentação de comportamentos anormais e/ou doenças que podem levar à morte. Algumas das razões que desencadeiam reações indesejáveis mudanças comportamentais e fisiológicas incluem o tédio, medo, companhia social inadequada, falta de abrigo, entre outros.

O enriquecimento é um processo dinâmico para melhorar os ambientes animais, dando-lhes a chance de escolher ou controlar seu ambiente, levando em consideração sua biologia comportamental e sua história natural. No nível individual, a implementação de programas de enriquecimento ambiental pode prevenir e reverter problemas de bem-estar. No nível de população, pode melhorar muito os objetivos de conservação, permitindo um aumento nas taxas reprodutivas e ajudando no desenvolvimento de padrões naturais de comportamento (especialmente importantes para os candidatos a reintrodução).

Os programas de enriquecimento ambiental devem ser orientados para os objetivos, testados e avaliados com frequência por um profissional com experiência. Os programas de enriquecimento de ararinhas-azuis devem ter como objetivo alcançar as necessidades de reprodução, aves isoladas, doentes e/ou aposentadas, quarentena e de candidatos à reintrodução. O uso de ferramentas ou estruturas de planejamento é altamente recomendado (e.g. http://www.enrichment.org/MiniWebs/About_EE/planning_chart.pdf)

Os objetivos do programa devem ser definidos considerando-se a história natural da ararinha-azul e identificando comportamentos desejáveis e indesejáveis que serão moldados por meio do enriquecimento, dependendo da finalidade de cada indivíduo no programa. Então, é necessário desenvolver e implementar o plano, decidindo quais comportamentos incentivar, se os recursos necessários estão ou não disponíveis

em suas instalações e como substituí-los. Existem 5 categorias de enriquecimento ambiental que devem ser contempladas em um cronograma mensal: 1-alimentar, 2-sensorial, 3-social, 4-cognitiva, 5-física. É muito importante testar a segurança, documentar cada fase e as respostas das aves para que o programa possa ser avaliado e reajustado regularmente. O planejamento e os resultados do programa de cada instalação devem ser compartilhados com outros detentores e com o grupo de especialistas para que um programa de enriquecimento ambiental da ararinha-azul possa ser estabelecido.

Abaixo estão alguns exemplos para cada categoria:

1-Alimentar:

- ❖ Variação de itens alimentares, incluindo itens novos que fazem parte de sua dieta natural
- ❖ Apresentação de alimentos: comedouro quebra-cabeças, alimentos oferecidos em diferentes locais do recinto

2-Sensorial

- ❖ Estímulo dos sentidos das ararinhas (ninhos, folhas, diferentes substratos), olfativos e gustativos (novo alimento, água presente nas plantas ou na chuva), audição (vocalização de outras espécies presentes no habitat natural, incluindo predadores se estiver treinando para reintrodução) e visão (objetos em movimento, outros indivíduos)

3-Social

- ❖ Promoção da interação entre espécies específicas ou diferentes espécies encontradas em seu habitat natural
- ❖ Pessoas, tratador e visitantes (para aves aposentadas)
- ❖ Objetos inanimados (brinquedos de pelúcia, espelhos)

4-Cognitivo

- ❖ Estimulação de habilidades cognitivas para explorar e resolver situações como o comedouro de quebra-cabeças, predador ou outras espécies reconhecidas
- ❖ Sessões de condicionamento
- ❖ Novas experiências

5-Físico

- ❖ Adição ou modificação da complexidade do ambiente cativo, incluindo poleiros, plantas, áreas de cobertura, ninhos e material de nidificação, gradientes climáticos como luz, chuva, temperatura

6. PAREAMENTO E TRANSFERÊNCIA

Recomendações de pareamento serão encaminhadas pelo consultor genealógico para a coordenação do Programa, tomando como critérios para aprovação: 1. importância genética, 2. compatibilidade do casal, 3. potencial reprodutivo, 4. estado de saúde, 5. demografia e importância para reintrodução. A decisão final sobre a recomendação depende da articulação do ICMBio com os proprietários das ararinhas-azuis.

As recomendações de transferências também serão encaminhadas pelo consultor genealógico e aprovadas pela coordenação. Para aprovação serão utilizados os seguintes critérios: 1. Importância para a reintrodução; 2. Crescimento demográfico e manutenção da variabilidade genética; 3. Fortalecimento do plantel reprodutivo no local de distribuição histórica; e 4. Propriedade da ave. As instituições de cativeiro serão informadas da decisão de transferência, assim como os proprietários das aves, cabendo providências quanto à transferência.

7. TRANSPORTE

Para o trânsito de aves selvagens vivas no Brasil uma autorização de transporte (AT) do IBAMA ou outros órgãos ambientais estaduais é necessária. Além disso, para o trânsito entre estados do Brasil, é necessária a Guia de Trânsito Animal (GTA) emitido pelo Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (por meio do Decreto nº 5741/2006). Este documento oficial contém informações sobre o destino, as condições de saúde e a finalidade do transporte animal. Para a GTA, é necessário um certificado

sanitário emitido por um veterinário certificado com CRMV do país de origem. As informações sobre o certificado sanitário são encontradas em:

http://www.agricultura.gov.br/arq_editor/file/Aniamal/MercadoInterno/transito/manual%20gta%20animais%20silvestres.pdf.

Para efeitos de trânsito internacional as licenças CITES de importação e exportação são obrigatórias. A autorização para a importação de animais vivos segue a Instrução Normativa MAPA nº 49, de 29 de outubro de 2018. As aves chegam no aeroporto acompanhadas da autorização de importação e certificado veterinário internacional, cujo modelo está disponível em: www.agricultura.gov.br. O MAPA definirá os pontos de ingresso de aves, considerando sua infraestrutura para recebimento de animais vivos (normalmente o aeroporto de Guarulhos ou Campinas). As aves são destinadas em caixas apropriadas pelo MAPA à estação de quarentena em Cananéia/SP ou destinadas a local distinto conforme aprovação do MAPA, sendo supervisionadas pelo Serviço Veterinário Oficial. São submetidas a provas de diagnóstico para doença de Newcastle e influenza aviária, de acordo com as recomendações do Manual de Testes Diagnósticos e Vacinas para Animais Terrestres da Organização Mundial de Saúde Animal (OIE). As aves e ovos férteis importados serão liberadas da quarentena mediante autorização do MAPA, após cumprimento do período mínimo determinado para quarentena e comprovação de resultados negativos para os testes diagnósticos previstos nesta Instrução Normativa. Na Alemanha, as leis são: Lei de Bem-Estar Animal: Lei Federal I, p. 1.094 de 25 de maio de 1998, e Regulamento CE 1/2005 - proteção dos animais durante o transporte.

Ambas as instituições de cativoiro (expedidora e destinatária) irão designar um técnico responsável para monitorar o transporte, desde o local de origem até o destino final, de acordo com o seguinte:

- ❖ As aves não devem ser transferidas durante os meses de condições climáticas extremas.
- ❖ Todas as aves devem ser transportadas do local de origem para o local de destino o mais diretamente e rapidamente quanto possível, sem contato com outros animais.
- ❖ As aves devem ser transportadas com ventilação adequada e baixo nível de ruído.
- ❖ De preferência, a companhia aérea escolhida para o transporte não deverá transportar outros animais no mesmo voo que o que transporte as ararinhas-azuis (também válido para outros veículos).
- ❖ As pessoas responsáveis pelo envio e recebimento das aves são obrigadas a manter a coordenação informada de todos os progressos sobre a transferência do animal.
- ❖ As aves devem sempre ser transportadas em caixas separadas construídas de acordo com as normas da IATA. A caixa pode ser feita de plástico ou madeira e deve oferecer espaço e poleiros suficientes, bem como recipientes para comida e água, e com um substrato adequado (ex. tapete higiênico, areia de gato não tóxica) para a absorção de excrementos e toda a água que derrame. Os recipientes devem ser desinfetados antes da utilização e incinerados após o uso.
- ❖ A ave deve dispor de comida suficiente (*pellets* de qualidade, calcular 60-100 g por dia, mais desperdícios) e água potável, antes do período da viagem.
- ❖ A instituição destinatária deverá receber informações detalhadas sobre o histórico médico, comportamental, reprodutivo e de criação da ave da instituição despachante, para facilitar uma adaptação adequada à nova instalação. A instituição despachante tem de fornecer cópias de todos os arquivos médicos (e qualquer outra informação importante disponível) para a instituição receptora.
- ❖ A instituição despachante deve realizar testes de pré-exportação para as doenças solicitadas pela instituição receptora.
- ❖ Após a chegada ao destino, a ave deverá ser isolada e colocada em quarentena de acordo com o protocolo previamente descrito. Depois de completar a quarentena, a ave deverá ser apresentada ao seu novo parceiro/a ou grupo, de acordo com o protocolo de introdução intraespecífica (item 7.1) para minimizar o risco de rejeição, agressões, lesões e até mesmo a morte.

7.1 Protocolo para introduções intraespecíficas

Cuidados apropriados devem ser tomados sempre que uma ave que é introduzida à outra, para minimizar os riscos de ataques agressivos que podem resultar em ferimentos ou mortes. Isto se aplica às introduções de:

- ❖ “Tipo 1”: a introdução de indivíduos anteriormente não pareados ou não agrupados;
- ❖ “Tipo 2”: o repareamento ou reagrupamento de aves que previamente estavam juntas, porém temporariamente separadas (e.g. por causa de um tratamento médico prolongado).

Para todas essas introduções, os passos que se seguem podem ser utilizados como um guia:

- ❖ Coloque as aves em recintos adjacentes com contato visual completo e a possibilidade de estabelecer um contato próximo através da malha de fio duplo. Como alternativa, coloque a(s) ave(s) recém-chegadas ou devolvidas em uma pequena gaiola de arame (por exemplo, 1x1 m) e pendure ou coloque esta gaiola no exterior ou no interior do recinto das aves residentes. No caso de um novo pareamento, é preferível (porém não essencial) que o novo par seja formado no recinto da fêmea.
- ❖ Observe atentamente a tolerância e a compatibilidade das aves a serem introduzidas para avaliar o nível (potencial) de agressão. Se as aves parecerem ser compatíveis (ou seja, sem indicação de agressão), avançar com a introdução. Devem ser observados comportamentos agressivos, durante esse período de adaptação, e se isto ocorrer, as aves não deverão ser pareadas ou agrupadas.
- ❖ Para completar a introdução, as seguintes situações se aplicam:
 - liberar as aves juntas em seu recinto, ao mesmo tempo, e durante as horas da manhã e, no caso de um par recém-formado, transportar para um novo recinto de procriação; esta técnica é preferível para introduções do "Tipo 1", para eliminar qualquer domínio territorial prévio.
 - introduzir a(s) ave(s) recém-chegadas ou devolvidas ao viveiro da(s) ave(s) já residentes durante a manhã. Esta técnica é preferível para introduções do "Tipo 2", mas também pode ser aplicada para introduções do "Tipo 1".

No momento da introdução física, os tratadores e curador devem acompanhar de perto as aves durante todo o dia e estar sempre prontos e equipados para separar imediatamente as aves caso ocorra uma agressão grave. Se não houver agressão grave observada no primeiro dia, é improvável que a incompatibilidade seja um problema e, portanto, o monitoramento futuro pode seguir os descritos no protocolo de criação.

8. REINTRODUÇÃO

Aqui são descritas as linhas gerais para a reintrodução que podem nortear as ações de manejo *ex situ*. **Reintrodução foi definida como** “O movimento intencional e a liberação de um organismo dentro de sua área de abrangência nativa da qual desapareceu”.

8.1. Objetivos da Reintrodução da ararinha-azul: Estabelecimento de uma população reprodutora viável em longo prazo de ararinhas-azuis dentro do *habitat* histórico da espécie.

8.2. Objetivos:

1. Construir e manter um novo e moderno criadouro e um centro de reintrodução na Caatinga.
2. Proteger e restaurar o *habitat* nativo da área de reintrodução por meio das unidades de conservação criadas (Refúgio de Vida Silvestre e Área de Proteção Ambiental de Ararinha Azul).
3. Maximizar a diversidade genética na reprodução em cativeiro e a produtividade nas instalações.
4. Receber 70% dos animais nascidos em outros mantenedores e prepará-los para a soltura.
5. Soltar no mínimo de 10-20 ararinhas-azuis por ano nas áreas de soltura.
6. Metas pós-soltura imediatas:
 - i. Maximizar a coesão do grupo.
 - ii. Maximizar a fidelidade ao local de soltura.
 - iii. Maximizar a sobrevivência.
7. Promover a participação e o envolvimento da comunidade local.

8.3. Categorias de soltura:

8.3.1. Protocolo de treinamento de pré-soltura

A. Projeto interno do recinto

i. Mantenha um ambiente de voo complexo dentro do módulo de treinamento de soltura. Isso envolve a substituição frequente de galhos naturais, poleiros e outros obstáculos de voo dentro do recinto de treinamento. Isso é para promover e maximizar o treinamento de agilidade do grupo de liberação, ao invés do treinamento de resistência. A agilidade promoverá a capacidade de evitar uma tentativa de predação iminente, bem como navegar e explorar de forma eficaz um ambiente natural complexo pós-soltura. A predação é considerada a ameaça mais significativa para a sobrevivência de cada indivíduo em longo prazo. Portanto, o treinamento de resistência por si só não é recomendado. Treinamento pré-soltura de resistência pode aumentar a probabilidade de dispersão indesejada imediata em longa distância das aves soltas para longe da instalação de soltura. A capacidade de proteger, monitorar e fornecer alimentação suplementar e, portanto, maximizar a sobrevivência pós-soltura inicial das aves soltas, depende de as aves soltas permanecerem perto da instalação de soltura. O objetivo geral é permitir que as aves soltas explorem gradualmente seu novo ambiente e aumentem sua área de forrageamento conforme suas habilidades melhoram.

ii. Fornecer estações de alimentação dentro do recinto de treinamento que serão idênticos em *design* às estações de alimentação que serão colocadas fora do recinto para alimentação suplementar de aves pós-soltura. Isso maximizará a probabilidade de que as aves soltas reconheçam imediatamente as estações de alimentação suplementar como fontes de alimento. A alimentação suplementar será fornecida no momento da soltura, já que a falta de comida pode ser uma grande ameaça à sobrevivência de curto prazo dos psitacídeos soltos, em geral. Foi demonstrado que a alimentação suplementar pós-soltura de longo prazo promove o sucesso das reintroduções da psitacídeos (White et al. 2012).

iii. Estações de alimentação com leitores de microchip integrados. Isso permitirá a identificação dos indivíduos que chegam às estações. Isso pode ser crítico no caso de falha ou perda do transmissor após a liberação.

B. Reconhecimento e aceitação de fontes de alimentos do *habitat* natural (conseguido tornando disponíveis, a todo o momento, ramos e/ou fontes de alimentos nativas, que ocorrem naturalmente dentro do *habitat*).

i. Existem pelo menos quatro razões principais para fornecer alimentos naturais:

- 1) fornecer fontes naturais de alimentos para maximizar o reconhecimento e aceitação;
- 2) manter um ambiente de voo complexo e dinâmico;
- 3) proporcionar enriquecimento ambiental constante, e
- 4) acostumar as aves a pousar/empoleirar em uma variedade de substratos estáveis e instáveis.

C. Os alimentos fornecidos serão principalmente aéreos (as fontes de alimentos naturais devem ser fornecidas em um nível/altura dentro do recinto em relação aos estratos de *habitat* em que ocorrem naturalmente (por exemplo, fontes de alimento no nível do dossel devem ser colocadas mais altas no recinto do que no meio ou fontes de comida de sub-bosque. A fonte de água deve estar principalmente no nível do solo ou próximo a ele).

D. Treinamento e condicionamento pré-soltura

i. Forneça tempo adequado para o grupo de soltura desenvolver fortes laços sociais de grupo.

ii. O treinamento de voo visa promover agilidade ao invés de promover a capacidade de voo de longo alcance. Isso ocorre porque o critério mais importante para a sobrevivência em curto prazo e o estabelecimento da população é manter as aves soltas como um grupo, perto das instalações, com monitoramento próximo pela equipe e com estações de alimentação suplementares disponíveis.

iii. Treinar com transmissores simulados (*dummies*) em aves por pelo menos três meses antes da soltura (4-6 meses é o ideal). Esta é uma etapa crítica, pois as aves devem ter tempo suficiente antes da soltura para se ajustarem totalmente ao transmissor e, portanto, não serão prejudicadas ou distraídas pelo dispositivo após a soltura.

E. Potenciais predadores

i. Rapinantes conhecidos dentro do *habitat* histórico da ararinha-azul (predadores em potencial ou competidores de ninhos):

Accipitridae:

Gampsonyx swainsonii – gaviãozinho (sem preocupação)

Accipiter bicolor – gavião-bombachina-grande (potencial preocupação)

Rostrhamus sociabilis – gavião-caramujeiro (sem preocupação)

Geranospiza caerulescens – gavião-pernilongo (preocupação potencial)

Heterospizias meridionalis - gavião-caboclo (preocupação potencial)

Rupornis magnirostris – gavião-carijó (potencial preocupação)

Geranoaetus melanoleucus - Águia-serrana (mais preocupante)

Strigidae:

Megascops choliba – corujinha-do-mato (potencial competidor do ninho)

Bubo virginianus - jacurutu (mais preocupante), mas sem registros na área de soltura

Glaucidium brasilianum - caburé (sem preocupação)

Athene cunicularia - corujinha-buraqueira (sem preocupação)

ii. Predadores de ninho conhecidos dentro do histórico do Spix

a. Sagui (*Callitrix* sp.)

b. Cobras

c. Morcegos

iii. Competidores conhecidos mais importantes

a. *Primolius maracana* (maracanãs)

b. Abelhas africanizadas e *Trigona*

iiii. Treinamento de aversão ao predador

a. Em recinto, apresente a silhueta de predador com reprodução de gravação de áudio.

b. O treinamento ideal é combinar a aparência real de uma ave de rapina viva (sujeito à disponibilidade de falcoaria) com uma silhueta "sobrevoadora".

F. Condicionamento para evitar humanos

i. O comportamento de cada candidato potencial de soltura será avaliado para determinar seu nível de aversão ao contato humano. Embora a força da aversão varie naturalmente entre os indivíduos, cada candidato a soltura deve evitar ativamente o contato humano. Em particular, as aves NÃO devem se aproximar dos humanos em um esforço para obter alimento ou “afeto”.

1. Variáveis e adequação do local de soltura

A. Minimize o estresse para as aves soltas.

B. Habilite as aves soltas para explorar a área de soltura circundante.

C. Área adequada para mídia, conscientização pública e envolvimento da comunidade.

D. Possível aquisição de *habitat* adicional para aquisição e proteção.

E. Minimize áreas que podem ser utilizadas para as aves se esconderem após soltura.

2. Protocolo/Estratégia de soltura

A. Temporada de soltura

i. O calendário de soltura ideal é simultâneo com o voo do ninho de psitacídeos simpátricos (por exemplo, maracanãs e papagaios) dentro do *habitat* histórico. Este tempo imita a fenologia natural de novos psitacídeos que entram na população local durante a saída do ninho anual, reduzindo assim o potencial para interações agonísticas intra ou interespecíficas, como defesa territorial de locais de nidificação e áreas de forrageamento. É importante ressaltar que, como o tempo de reprodução dos psitacídeos selvagens nativos na Caatinga é determinado evolutivamente, a estação de filhotes ocorre

logicamente durante a época mais vantajosa do ano para a sobrevivência pós-saída do ninho, e seu análogo funcional neste caso: sobrevivência pós-liberação.

B. Teste inicial "pré-soltura" de um pequeno grupo de maracanãs para testar e ajustar a metodologia.

- i. O ideal é que a versão de teste seja de 4 a 6 semanas antes da soltura inicial de ararinhas-azuis.
- ii. Cronometrar o teste de 4 a 6 semanas garante que estamos soltando em condições quase idênticas às da soltura real, enquanto dá tempo para corrigir qualquer imprevisto ou problemas que possam surgir durante a fase de pós-soltura imediata.
- iii. A presença de maracanãs pré-soltas forrageando em estações de alimentação suplementares localizadas dentro da visão da ararinha-azul dentro do recinto de soltura antes de sua liberação pode servir como um treinamento adicional/auxílio de ensino na localização de alimentadores suplementares após sua liberação.

C. Classes de idade de soltura

Inicialmente, estabelecemos as categorias de idade das ararinhas-azuis:

- ❖ Filhote: da abertura do ovo até o "desmame" (idade de ~ 70 - 90 dias)
- ❖ Juvenil: do "desmame" até a maturidade sexual (~ 3 anos)
- ❖ Adulto: uma vez sexualmente maduro (~ 3 anos de idade)

O melhor período para a reintrodução é o primeiro ano de vida, de preferência entre 4 e 9 meses de idade. O tempo é crucial e o período de voo das maracanãs marcará o melhor momento para soltar na natureza. Isso afetará a reintrodução mais do que a idade das aves para a reintrodução (contanto que as aves estejam "desmamadas" e tenham o treinamento necessário).

i. Soltura # 1 (Temporada 1) "pré-soltura" da maracanã.

a. Estas maracanãs devem passar pelos mesmos protocolos de pré-soltura que os grupos subsequentes de ararinhas-azuis a serem soltas. Portanto, elas devem ser capturadas na natureza quando filhotes e criadas em recintos de acordo com os mesmos protocolos das ararinhas-azuis.

ii. Soltura # 2 (Temporada 1) bando interespecífico (proporção de 2: 1 maracanãs para ararinhas-azuis). Isso fornece a vantagem de um grupo maior, minimizando o número de ararinhas comprometidas com os testes iniciais dos protocolos.

a. Grupo de soltura de ararinhas para faixa etária mista: anos 2, 3, 4 (de preferência criado pelos pais). O evento de soltura deve considerar uma faixa etária mista garantirá que pelo menos alguns pares estarão próximos da idade reprodutiva e maximizará a possibilidade de estabelecer pares de nidificação selvagem o mais rápido possível após a soltura (ões).

iii. Soltura # 3 (Temporada 2) de ararinhas-azuis. Neste ponto, pode se considerar a soltura de um grande número de ararinhas-azuis, sem soltura concomitante da maracanã. Pode se considerar a soltura de uma porcentagem maior de aves mais jovens, pois haverá um ararinhas aclimatadas e experientes na natureza. Neste ponto, o projeto está iniciando uma transição para um protocolo de "suplementação" *versus* um protocolo de reintrodução.

D. Número de indivíduos a serem soltos (sujeito à disponibilidade)

- i. Soltura mínima de 10 ararinhas no bando misto no primeiro ano.
- ii. Soltura mínima de 15 ararinhas nas solturas subsequentes.

E. Minimize o estresse durante a captura, manuseio, transporte e manejo de pré-soltura

3. Monitoramento

1. O objetivo é medir o desempenho (sobrevivência, movimentos, uso do *habitat*, reprodução) das aves soltas em relação aos objetivos de reintrodução declarados.

- i. Telemetria:

a. O peso máximo dos pacotes de transmissores é normalmente 5% do peso corporal para vertebrados em geral. No entanto, o máximo “ideal” para aves é 3% do peso corporal. Portanto, para ararinhas-azuis (peso corporal médio de aproximadamente 300 g), o peso máximo do transmissor é de 9-15 g. Por exemplo, os rádios Holohil SI-2C com vida útil de 18 meses pesam 13 g (4,3% do peso corporal). O rádio Holohil de 24 meses pesa 15 g (5,0% do peso corporal). Observe que esses são transmissores do tipo VHF e projetados especificamente para psitacídeos. No entanto, os esforços para projetar um transmissor do tipo GPS eficaz e funcional especificamente para esta reintrodução estão bem encaminhados e as descobertas iniciais são promissoras. Assim, nosso “Plano A” é implantar transmissores GPS personalizados para a ararinhas-azuis, enquanto o “Plano B” são as unidades Holohil SI-2C VHF tradicionais e comprovadas. Conforme declarado anteriormente, a aclimação pré-soltura dos candidatos à soltura para o transmissor por meio do uso de rádios “falsos” (*dummies*) reduzirá significativamente quaisquer efeitos adversos potenciais dos transmissores pós-soltura.

A. PLANO A - Dispositivos Ornitrac de Ornitela:

Ornitrac fabrica um dispositivo GPS/3G de 10 g. No entanto, pronto para uso, ele não é forte o suficiente para psitacídeos; ele tem um corpo de plástico e uma célula solar sem blindagem. Atualmente estamos trabalhando com Ornitela para desenvolver protótipos para a ararinha-azul. Atualmente, estamos usando uma caixa de metal fresada em um bloco sólido de titânio e uma célula solar blindada. Com um arnês personalizado feito de Teflon, o dispositivo pesa 15 g, que é o nosso “limite superior” para uma ararinha. O primeiro protótipo falhou após 30 minutos durante um teste *ex situ*, quando a ave foi capaz de morder a antena. O próximo protótipo utilizará um fio de antena com sete vezes mais resistência.

As vantagens para Ornitela são:

- a. Localização Lat/Long em tempo real da ave sobreposta no Google Maps.
- b. Alimentado por energia solar, portanto, vida útil indefinida fornecendo dados.
- c. Dados adicionais incluindo temperatura, velocidade, altitude.
- d. Todos os dados são carregados automaticamente para a nuvem e todo o processamento de dados é calculado automaticamente no software baseado em nuvem. Isso permite que vários pesquisadores acessem a sobreposição do Google Maps em tempo real. Portanto, os guardiões e a equipe de campo podem usar seus telefones celulares, iPad, laptops no campo para localizar, estudar e proteger as ararinhas.
- e. Essencialmente, um número ilimitado de ararinhas pode ser seguido por meio do software.
- f. Este sistema não requer tempo e localização intensiva de mão de obra no campo por meio de antenas unidirecionais Yagi, como faz o Plano B.
- g. Este sistema tem alcance ilimitado, desde que haja um sinal de celular disponível (o Plano B tem uma distância máxima de rastreamento de aproximadamente 2 km).
- h. A conexão celular entre a unidade de telemetria montada na ararinha e o Cloud Software é uma conexão bidirecional. Isso permite que os pesquisadores modifiquem o software na mochila da ararinha-azul remotamente (número de *uploads* de dados por dia; tempo de *uploads*; tempo de correções de GPS).
- i. O dispositivo Ornitela permite a criação de “geo1fencing”. O pesquisador pode programar cada dispositivo para enviar um sinal de socorro ou alerta se a ararinha vagar fora de uma “zona segura” ou “cerca virtual” determinada pelo operador. Este alerta pode ser programado para ser enviado imediatamente e automaticamente a todos os funcionários de campo. Por exemplo, se uma ararinha foi capturada por caçadores furtivos e transportada por automóvel, ou se uma ararinha se perdeu.

As desvantagens de Ornitela são:

- a. Cada unidade custa aproximadamente US\$ 1500.
- b. Todo o sistema requer uma rede 3G ou 4G disponível.

B. PLANO B - Transmissores de colar Holohil VHF

As vantagens de Holohil são:

- a. Custo mais baixo. Aproximadamente US\$ 300 por transmissor.
- b. As unidades Holohil são testadas e comprovadas em psitacídeos há pelo menos 25 anos.

As desvantagens de Holohil são:

- a. Os dispositivos Holohil são alimentados por bateria. Na faixa de 12-15 g, a expectativa de vida da bateria é de cerca de 12-18 meses.
- b. A distância máxima que as unidades transmitem é de apenas 2-3 km de linha de visão em terreno plano. Portanto, se a ararinha viajou mais de 3 km desde a última localização fixada, pode ser difícil localizar aquele indivíduo novamente.
- c. O sistema Holohil exige tempo e mão-de-obra dispendiosos de utilizar. Cada ararinha/transmissor deve ser localizado individualmente no campo com um receptor e uma antena Yagi unidirecional. O pesquisador de campo então determina o azimute do sinal que recebe e, em seguida, obtém uma segunda leitura do azimute de um novo local. Com dois ou mais azimutes, retas são traçadas à mão em um mapa e a localização aproximada imediatamente determinada no campo, ou triangulados posteriormente via computador na estação de campo de soltura. Existem pacotes de software relativamente baratos disponíveis para esse propósito.

Uma opção é usar o Ornitela para as primeiras solturas para entender em profundidade o sucesso de nossos protocolos de reintrodução (taxa de sucesso/morbidade) e entender em como as primeiras aves soltas estão usando e se movendo através do *habitat* histórico. Em seguida, para versões subsequentes, podemos considerar o uso do transmissor Holohil mais barato. Esta pode ser uma opção muito útil se as ararinhas soltas posteriormente se integrarem em um bando solto anteriormente. Então, podemos usar os dispositivos Ornitela nas primeiras para localizar o bando e, posteriormente, usar os dispositivos Holohil para determinar a taxa de sucesso/morbidade das ararinhas posteriores que fazem parte do bando maior.

4. Avaliar os impactos das técnicas de manejo, soltura e monitoramento

- A. Fornecer base para ajustar os objetivos ou adaptar a gestão
- B. Identificação de ameaças previamente desconhecidas ou imprevistas
- C. Estratégia de saída

5. Subcategorias de monitoramento:

- A. Desempenho demográfico
 - a. crescimento/disseminação populacional
 - b. estimativa de sobrevivência individual
 - c. sucesso de reprodução na natureza
- B. Monitoramento comportamental
 - a. Monitoramento do comportamento individual das aves soltas (por exemplo, interações inter e intraespecíficas)
- C. Monitoramento ecológico
 - a. As aves soltas estão afetando outras espécies de aves (por exemplo, maracanãs)?
 - b. Benigno, benéfico ou prejudicial?
- D. Monitoramento genético
 - a. O monitoramento da genética dos filhotes selvagens incubados será realizado durante as verificações veterinárias dos filhotes. É importante manter amostras de sangue de todas as aves soltas para que suas amostras possam ser usadas para verificar quem são os pais dos filhotes selvagens nascidos.
 - b. Necessário para monitoramento pós-soltura eficaz de sucesso, proporções de sexo da população, etc.
 - c. Monitoramento de saúde e mortalidade
 - i. Doenças da população selvagem
- F. Identificação de ameaças previamente desconhecidas

- G. Estratégia de Saída
- H. Consideração e Participação da comunidade local no monitoramento
- 6. Disseminação de informações
 - A. Manutenção de registros detalhados e eficazes
 - B. Meios e protocolos de publicação dos resultados

Bibliografia consultada

BRASIL. 2006. Decreto nº 5.741, de 30 de março de 2006. Regulamenta os arts. 27-A, 28-A e 29-A da Lei nº 8.171, de 17 de janeiro de 1991, organiza o Sistema Unificado de Atenção à Sanidade Agropecuária, e dá outras providências.

Carvalho MPN, Cunha MPV, Knöbl T, Cirqueira CS, Dias-Neto RN, Serafini PP, Catão-Dias JL, Díaz-Delgado J. Cardiac disease in the Spix Macaw (*Cyanopsitta spixii*): two cases. Australian Veterinary Journal, 99(9), 402–407. doi:10.1111/avj.13097

CFMV. 2001. Resolução CFMV nº 683, de 16 de março de 2001. Institui a regulamentação para concessão da "Anotação de Responsabilidade Técnica" no âmbito de serviços inerentes a Profissão de Médico Veterinário.

Crosta L, Gerlach H, Bürkle HM, Timossi L (2003) Physiology, diagnosis, and diseases of the avian reproductive tract. The Veterinary Clinics Exotic Animal Practice 6:57-83.

Crosta L, Gerlach H, Bürkle HM, Timossi L. 2003. Physiology, diagnosis, and diseases of the avian reproductive tract. Vet Clin North Am Exot Anim Pract 6(1):57-83. [http://doi.org/10.1016/s1094-9194\(02\)00026-9](http://doi.org/10.1016/s1094-9194(02)00026-9)

Dias ES, Martins AC, Pessutti C, Barrella W (2010) Enriquecimento Ambiental no Recinto do Mutum-de-Penacho (*Crax fasciolata*) do Parque Zoológico Municipal “Quinzinho de Barros”, Sorocaba-SP. Revista Eletrônica de Biologia 3(3):20-38.

FAWC (2010) Annual Review 2009-2010. Farm Animal Welfare Council. UK.

Groffen H, Watson R, Hammer S, Raidal S (2008) Analysis of growth rate variables and post-feeding regurgitation in hand-reared Spix's macaw (*Cyanopsitta spixii*) Chicks. Journal of Avian Medicine and Surgery 22: 189-198.

Hammer S, Watson R (2012) The challenge of managing Spix macaws (*Cyanopsitta spixii*) at Al Wabra Wildlife Preservation, Qatar - an eleven-year retrospection. Der Zoologische Garten 81:81-95.

Hammer S, Watson R. 2012. The challenge of managing Spix Macaws (*Cyanopsitta spixii*) at Qatar - an eleven-year retrospection. Zool. Gart. 81: 81–95.

IATA Standards. Available at <http://www.iata.org/publications/Pages/live-animals.aspx>

Lugarini L, Vercillo EU, Purchase C, Watson R, Schischakin N (2021) Conservação da Ararinha-azul, *Cyanopsitta spixii* (Wagler, 1832): Desafios e Conquistas. Biodiversidade Brasileira, 11(3): 1-16. <https://10.37002/biobrasil.v11i3.1746>

MAPA. 2018. Instrução Normativa nº 49, de 29 de outubro de 2018. Estabelece os procedimentos para a importação de aves ornamentais e seus ovos férteis e definidas as exigências a serem cumpridas para o credenciamento de estabelecimentos quarentenários para aves ornamentais e seus ovos férteis, na forma desta Instrução Normativa.

MAPA. 2021. [Instrução Normativa nº 9, de 16 de junho de 2021](#) - Aprova o modelo impresso da GTA para o trânsito de animais vivos, ovos férteis e outros materiais de multiplicação animal e estabelece o formato eletrônico da GTA, para a movimentação, em todo o território nacional, de animais vivos, ovos férteis e outros materiais de multiplicação animal.

MAPA. 2021. Portaria MAPA nº 256, de 18 de agosto de 2021. Incorpora ao ordenamento jurídico nacional os "Requisitos Zoossanitários dos Estados Partes para a importação de aves de cativeiro (silvestres ou ornamentais)".

Marcuk V, Purchase C, de Boer D, Bürkle M, Scholtyssek K. 2020. Qualitative description of the submission and agonistic behavior of the Spix's Macaw (*Cyanopsitta spixii*, Spix 1824), with special reference to the displacement displays. J. Ethol. 38:253–270. <https://doi.org/10.1007/s10164-020-00650-6>

Melo DN, Passerino ASM, Fischer ML (2014) Influência do Enriquecimento Ambiental no Comportamento do Papagaio-verdadeiro *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758) (Psittacidae). Estudo de Biologia-Ambiente e Diversidade 36(86):24-35.

Pizzutto CS, Sgai MGFG, Guimarães MABV (2009) O Enriquecimento Ambiental como Ferramenta para Melhorar a Reprodução e o Bem-estar de Animais Cativos. Revista Brasileira de Reprodução Animal 33(3): 129-138.

Saidenberg ABS, Zuniga E, Melville PA, Salaberry S, Benites NR. 2015. Health-screening protocols for vinaceous amazons (*Amazona vinacea*) in a reintroduction project. J. Zoo Wildl. Med. 46: 704–712.

Staeheli P., M Rinder, B Kaspers (2010) Avian Bornavirus Associated with Fatal Disease in Psittacine Birds. Journal of Virology 84: 6269.

Tschudin A, Rettmer H, Watson R, Clauss M, Hammer S (2010) Evaluation of hand-rearing records for Spix's macaw (*Cyanopsitta spixii*) at the Al Wabra Wildlife Preservation from 2005 to 2007. International Zoo Yearbook 44: 201-211.

Watson R, Deb A, Hammer S. 2007. Managing the World's Largest Population of Spix's Macaws (*Cyanopsitta spixii*). AFA Annual Convention 2007 Proceedings http://awwp.alwabra.com/wp-content/uploads/2014/04/SP.61_Managing_Spix.pdf Acesso em: 31/07/2020.

White T.H. Jr., Collar N.J., Moorhouse R.J., Sanz V., Stolen E.D., Brightsmith D.J. (2012) Psittacine reintroductions: Common denominators of success. Biology Conservation 148:106–115.

White T.H., Jr., Abreu W., Benitez G., Jhonson A., Lopez M., Ramirez L., Rodriguez I., Toledo M., Torres P., Velez J. (2021) Minimizing Potential Allee Effects in Psittacine Reintroductions: An Example from Puerto Rico. Diversity 13: 13. <https://doi.org/10.3390/d13010013>

Este protocolo foi adaptado das primeiras versões elaboradas por:

Camile Lugarini – Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade – ICMBio. E-mail: camile.lugarini@icmbio.gov.br

Cristina Yumi Miyaki – Instituto de Biociências, Universidade de São Paulo. E-mail: cymiyaki@ib.usp.br

Cromwell Purchase – Association for the Conservation of Threatened Parrots - ACTP E-mail: dr.cromwell.purchase@act-parrots.eu

François Le Grange - ACTP

Gigiane Lima de Moura – Criadouro Fazenda Cachoeira

Jeann Leal - UFPB

Lorenzo Crosta – University of Sydney, University Veterinary Teaching Hospital Camden. E-mail: lorenzo_birdvet@yahoo.com

Marcelo Nogueira Pires de Carvalho - EV-UFGM

Marcus Vinícius Romero Marques – Criadouro Fazenda Cachoeira. E-mail: mvromero4@gmail.com

Marcus Vinicius Romero - Criadouro Fazenda Cachoeira - CFC

Maria Cristina Cioglia - Criadouro Fazenda Cachoeira - CFC

Nelson Rodrigo da Silva Martins - EV-UFGM

Patricia Pereira Serafini – ICMBio/CEMAVE. E-mail: patricia.serafini@icmbio.gov.br

Rogério Venâncio Donatti - Criadouro Fazenda Cachoeira - CFC

Ryan Watson - ISO Tank Services. E-mail: echorearer@hotmail.com

Silvia Neri Godoy - CEMAVE/ICMBio

Tania Freitas Raso - FMVZ/USP

Thomas White Jr., US Fish & Wildlife. E-mail: diputado99@hotmail.com, thomas_white@fws.gov

Tim Bouts – Pairi Daiza zoo. E-mail: tim.bouts@pairidaiza.eu

Vanessa Kanaan – Instituto Espaço Silvestre. E-mail: vanessakanaan@gmail.com