

# PROTOCOLO

## PROGRAMA DE MANEJO INTEGRADO ARARA-AZUL-DE-LEAR *Anodorhynchus leari*



**Versão 5.0**  
**Dezembro de 2020**

## 1. INTRODUÇÃO

Este Protocolo traz os requerimentos mínimos e as recomendações a serem seguidas pelas instituições participantes do Programa de Manejo Integrado da Arara-azul-de-lear, criado pelo governo brasileiro, pela Portaria ICMBio n. 231/2013.

Este documento considerou as versões anteriores do Protocolo de Cativeiro e as contribuições dos membros e colaboradores do Programa. Nesta nova versão, o Protocolo de Manejo foi elaborado por **Márcia Weinzettl**, Curadora de Aves do Loro Parque e Loro Parque Fundación e Consultora de Manejo do Programa. O Protocolo Sanitário foi atualizado e revisado por **Marcus Vinícius Romero Marques**, Especialista em Medicina Veterinária do Programa, levando-se em conta as considerações feitas por Tânia Raso, Professora da Universidade de São Paulo, e sugestões dos demais Especialistas.

## 2. PROTOCOLO DE MANEJO

### 2.1. Objetivo

Oferecer às aves os mais altos índices de bem-estar e assim estimular ao máximo suas condições reprodutivas *ex situ*.

### 2.2. Conceitos básicos

O bem estar animal é imprescindível para o êxito em projetos de conservação, não apenas para atender a leis, normas, preceitos de ética e à opinião pública, mas acima de tudo para alcançarmos nosso maior objetivo que é a reprodução e conservação da espécie.

O bem estar é um conceito gradual e contínuo e seu significado pode variar de acordo com o indivíduo, a fase de vida e as circunstâncias. Assim sendo, a observação dos animais deve ser constante a fim de permitir as adaptações necessárias.

Para alcançar os melhores níveis de bem estar animal, devemos estar atentos a três parâmetros básicos:

- Funcionamento normal do organismo: nutrição, hidratação, conforto físico, conforto térmico e boa saúde em geral;
- Estado emocional estável: ausência de dor, medo ou estresse;
- Possibilidade de expressar condutas típicas da espécie: necessidades comportamentais.

Todos os indivíduos do Programa devem atender ao “princípio das cinco liberdades”:

- Livre de sentir sede, fome e/ou má nutrição;
- Livre de sofrer estresse térmico e físico;
- Livre de sentir dor, lesões e/ou doenças;
- Livre para desenvolver os padrões normais da espécie;
- Livre de sentir medo ou qualquer outro tipo de estresse.

Este protocolo será aplicado a todos os indivíduos do plantel do Programa, incluindo aves com injúria permanente.

Os conceitos de bem-estar devem ser aplicados até mesmo nas quarentenas e internamentos.

Neste protocolo serão utilizados dois termos: ADOTAMOS e INDICAMOS. No primeiro caso, trata-se de uma **obrigação** e, no segundo, de uma **sugestão**. As obrigações, indicadas pelo termo *adotamos*, necessariamente serão implantadas em todos os mantenedores.

## 2.3. Tópicos de Manejo

### 2.3.1. Nutrição e hidratação

INDICAMOS comedouros e bebedouros suspensos dispostos na parte frontal do recinto, de fácil higiene e acesso externo.

ADOTAMOS que comedouros e bebedouros nunca serão colocados embaixo de poleiros e que devem ficar protegidos de pragas, sol e chuva.

ADOTAMOS dietas diferentes para os períodos reprodutivos e não reprodutivos e, sempre, o oferecimento de duas refeições ao dia. A dieta de manutenção (fora do período reprodutivo) deve ser trocada pela dieta de reprodução de 4 a 6 semanas antes do período reprodutivo, a fim de simular as condições mais favoráveis que as aves encontram na natureza no período pré-reprodutivo. A dieta deve novamente ser trocada para dieta de manutenção na semana de término da época reprodutiva ou quando já não se observar mais atividade reprodutiva do casal.

INDICAMOS o oferecimento de uma dieta a mais natural possível a fim de facilitar a adaptação das aves em uma possível seleção para projetos *in situ* (Tabela 1 e Figura 1).

Tabela 1: Dieta indicada para um casal em cada período do ano.

Fora do período reprodutivo	Durante o período reprodutivo
<b>Manhã:</b> Frutas e legumes variados (escolher cinco itens da época) 20g de uma mistura de sementes balanceadas para Ara	<b>Manhã:</b> Frutas e legumes variados (escolher ao menos oito itens da época) Mistura de grãos previamente cozidos 20g de uma mistura de sementes balanceadas para Ara
<b>Tarde:</b> 120g de uma mistura de sementes balanceadas para Ara 8 unidades de nozes variadas	<b>Tarde:</b> 120g de uma mistura de sementes variadas balanceadas para Ara 10 unidades de nozes variadas

ADOTAMOS limpeza diária de comedouros, bebedouros e recintos evitando que itens perecíveis estraguem. As sementes devem ser cuidadosamente inspecionadas quanto a sua qualidade e limpeza e assim minimizar o risco de aspergilose.

ADOTAMOS o oferecimento de pedras de cálcio fixas no recinto durante todo o ano ou um aporte extra de cálcio durante a época de reprodução. As pedras de cálcio são optativas para as aves e elas fazem uso sempre que necessário para auxiliar na formação de ovos saudáveis ou na deficiência de cálcio nos adultos e filhotes.

ADOTAMOS o oferecimento às aves de alimento verde fresco (verduras), como dente de leão, alfafa ou alface, que possuem um elevado teor de substâncias ativas, com todas as vitaminas e minerais, fibras e valores nutricionais necessários. Aumentando a oferta dos alimentos verdes na época de reprodução, estimulamos ainda mais a cria.

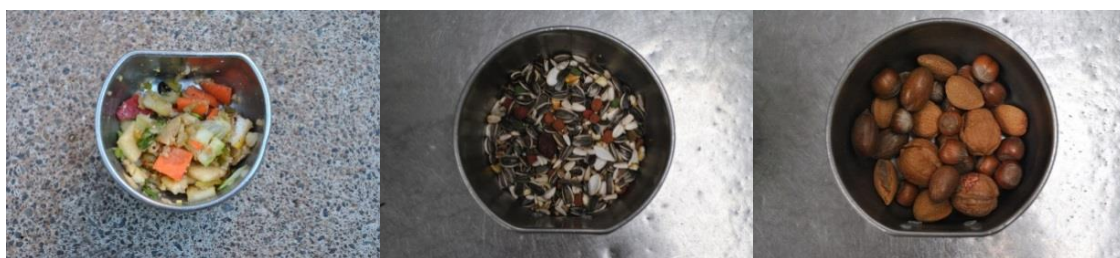


Figura 1. Exemplos de itens da dieta recomendada para arara-azul-de-lear, da esquerda para direita: frutas e legumes variados, mistura de sementes balanceada e nozes variadas (Fotos: Loro Parque Fundación).

INDICAMOS o oferecimento de noz da palmeira de licuri (*Syagrus coronata*) não apenas como item alimentar, mas também como enriquecimento ambiental. Outras formas de vincular alimentação a enriquecimento são descritas no item 2.3.3.

ADOTAMOS para os casais com filhote que a porção de alimento seja dobrada, acrescentando maior quantidade de milho fresco em espiga e verduras ao volume diário.

A água é fundamental para muitos processos fisiológicos incluindo a regulação essencial da temperatura. ADOTAMOS o oferecimento de água fresca e potável, trocada ao menos duas vezes ao dia, com controle químico e biológico de acordo com os critérios de potabilidade local.

### **2.3.2. Recintos – conforto físico e térmico**

#### Dimensões

Pode-se optar por recinto de chão ou gaiola suspensa. As dimensões do recinto podem variar, porém ADOTAMOS que apresentem disposição horizontal que permita o voo longo das aves.

ADOTAMOS como medidas mínimas para gaiolas suspensas, por casal: 3,5 m de comprimento x 1,8 m de largura x 1,8 m de altura e ao menos 1 m do solo.

ADOTAMOS para recintos de chão as medidas mínimas, para um casal: 3,5 m de comprimento x 1,8 m de largura x 2,3 m de altura.

ADOTAMOS tela metálica galvanizada com, no mínimo, 2 mm de espessura e malha igual ou menor que 25 mm X 50 mm, de modo a impedir a entrada de outras aves e alguns predadores no recinto. As telas devem ser galvanizadas para evitar envenenamento por metais.

INDICAMOS como medidas mais confortáveis um comprimento de recinto acima de 10,0 m, com 2,0 m de largura e 2,3 m de altura ou havendo a possibilidade, dimensões ainda maiores.

Para indivíduos jovens ou não reprodutivos, INDICAMOS que sejam mantidos em grupos, em recintos maiores, com comprimento entre 10 e 15 m.

#### Cobertura e proteção

ADOTAMOS que ao menos 30% do recinto devem ser cobertos, proporcionando proteção contra sol, chuva, demais intempéries e possíveis predadores. A cobertura deve proteger ao menos as áreas destinadas à alimentação e aos ninhos.

INDICAMOS uma separação visual entre os recintos vizinhos, de pelo menos 1 m de largura, nas duas laterais do recinto onde se encontram os ninhos. Essa proteção deve cortar o contato visual (Figura 2) pelo menos na metade superior do recinto, mas o mais indicado seria até o chão.

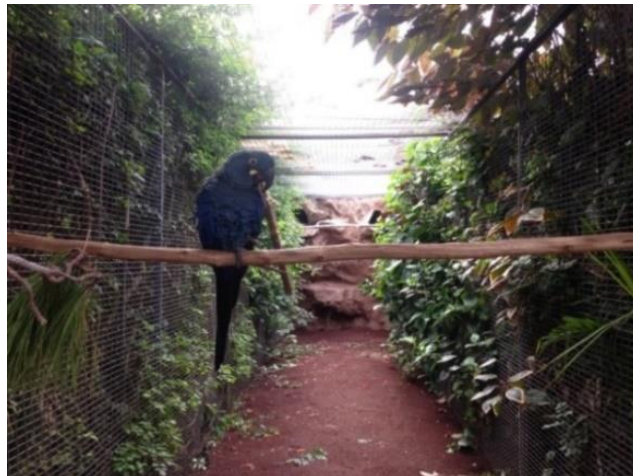


Figura 2. Proteção visual com vegetação nas laterais dos recintos (Foto: Loro Parque Fundación)

#### Ninhos

INDICAMOS que os ninhos estejam situados no lado oposto à entrada do recinto.

ADOTAMOS um mínimo de dois ninhos por recinto e entrada para os ninhos a uma altura mínima de 2,0 m do solo. Os ninhos devem ser externos ao recinto, facilitando a higienização e o acesso para manejo de ovos e filhotes. Deve haver um corredor de segurança ou outra estrutura no local de acesso externo aos ninhos, para evitar fugas.

INDICAMOS ninhos de formas variadas (Figura 3) com as seguintes medidas:

- “L inclinado” apresentando 90 cm de comprimento x 40 cm de largura x 40 cm de altura na parte final do ninho, e 1,2 m de comprimento na área inclinada.

- “Caixa horizontal” apresentando 1 m de comprimento x 35 cm de largura x 35 cm de altura.

- “L simples” apresentando 35 cm de largura x 40 cm de altura na parte final e 70 cm de comprimento x 90 cm de altura na porção inicial do ninho.



Figura 3. Tipos de ninho que podem ser utilizados nos recintos. Vista de fora do recinto, onde os ninhos podem ser acessados para monitoramento e manejo (Foto: Loro Parque Fundación).

As caixas-ninho também podem ser feitas como túneis que levam a uma câmara de incubação com cerca de 70 x 70 cm. Túneis mais longos e que mudam de direção são preferidos pelas araras. Uma característica importante de qualquer caixa-ninho é conter um interior escuro. Porém, muito importante nesse sistema é que exista uma abertura que permita a limpeza e desinfecção de todo o conjunto de túneis e câmaras após cada época reprodutiva.

ADOTAMOS que o local onde estejam inseridos os ninhos seja isolado visualmente dos demais recintos ou de passagens de manejo. O acesso à entrada nos ninhos deve ser facilitado pela adequação de poleiros e/ou pela instalação de plataformas (Figura 4). As plataformas são bastante relevantes para permitir ao casal ficar alerta na entrada do ninho e apresentar seu comportamento natural. Quando um acesso desse é oferecido, é comum observar o casal descansando na entrada do ninho.

INDICAMOS o isolamento por uma parede rochosa (Figura 4), similar ao encontrado na natureza.



Figura 4. À esquerda, local de colocação dos ninhos, isolado visualmente de outros recintos por uma parede rochosa. Observar poleiros colocados de modo a facilitar o acesso das aves à entrada dos ninhos. À direita: casal utilizando beiral para acesso e proteção do ninho (Fotos: Loro Parque Fundación).

Uma opção também indicada e de menor custo, que permite às aves desenvolver seu comportamento natural de proteção ao ninho, é utilizar a imitação de parede rochosa apenas na parte superior do isolamento feito com chapa, conforme indicado na Figura 5.

O material utilizado para a confecção da parede rochosa artificial está exemplificado na Figura 6.

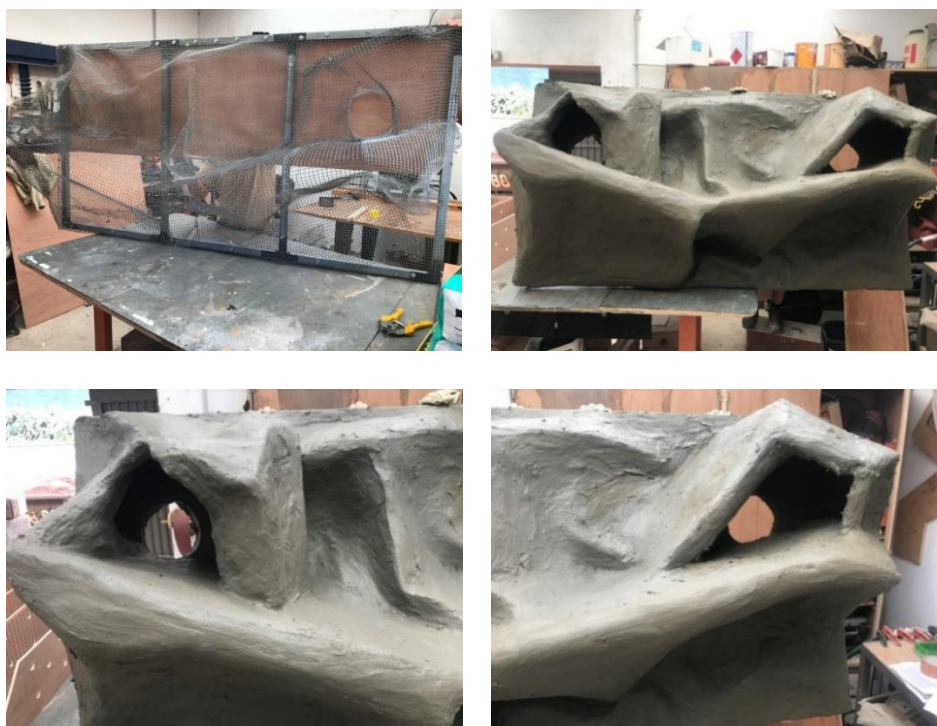


Figura 5. Fabricação do isolamento visual de ninhos, imitando parede rochosa e fornecendo plataforma para entrada e saída das araras (Fotos: Loro Parque Fundación).

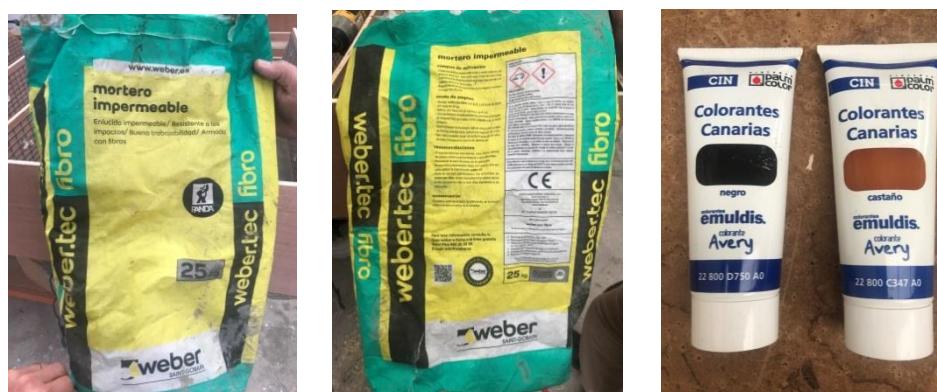


Figura 6. Exemplo de material que pode ser utilizado na fabricação de paredes rochosas artificiais para araras-azuis-de-lear. À esquerda e ao centro: argamassa com impermeabilizante. À direita: corantes para argamassa (Fotos: Loro Parque Fundación).

O isolamento visual da área dos ninhos também pode ser obtido com a instalação de uma simples chapa de alumínio ou de chapa de alumínio e vegetação. Caso seja essa a opção utilizada, pode-se fornecer uma prateleira de madeira como plataforma para vigiar o ninho.

ADOTAMOS o fornecimento de qualquer uma das formas apresentadas que represente um beiral na entrada do ninho, para que o casal possa desenvolver seu comportamento natural.

As araras-azuis-de-lear são muito sensíveis a distúrbios nos ninhos. Assim sendo, INDICAMOS que todas as caixas-ninho sejam providas de câmeras para monitoramento sem qualquer intervenção humana. Na ausência de câmeras, deve-se evitar que as aves adultas vejam as pessoas acessando seu ninho para monitoramento. Para tanto, pode ser instalada uma pequena porta de correr na entrada do ninho, isolando os pais para fora deles e obtendo acesso seguro aos ovos e filhotes.

INDICAMOS que o substrato das caixas-ninho consista em uma camada de areia lavada e desinfetada de 5-8 cm, coberta por serragem.

#### Corredor de segurança

ADOTAMOS a dupla proteção contra fuga, através do uso de portas ou corredor de segurança.

#### Poleiros e demais substratos

ADOTAMOS, para recintos de chão, substrato arenoso ou de fácil higienização para eliminação diária de dejetos e restos alimentares. Também é indispensável que o substrato tenha boa drenagem, evitando assim a formação de poças das quais as aves possam beber.

ADOTAMOS o oferecimento de um conjunto de poleiros naturais de madeira, com espessuras variadas em torno de 6 cm de diâmetro e formando blocos distantes entre si, a fim de permitir e estimular o voo longo das aves (Figura 7).



Figura 7. Poleiros para araras-azuis-de-lear. À esquerda, blocos de poleiros distantes entre si. À direita, detalhe da espessura do poleiro (Fotos: Loro Parque Fundación).



INDICAMOS a troca desses poleiros ao menos duas vezes ao ano.

ADOTAMOS que em cada recinto sejam oferecidos ao menos dois poleiros fixos nas extremidades do recinto e um poleiro móvel. O poleiro móvel em forma de balanço (Figura 8) ou um que permita a ave escalar são muito importantes para o desenvolvimento muscular das aves.

Para aves com injúria permanente, ADOTAMOS o uso de poleiros bem planejados que permitam seu acesso a comedouros, bebedouros, itens de enriquecimento, abrigo e ninhos.



Figura 8. Poleiro em balanço em recinto de arara-azul-de-lear (Foto: Loro Parque Fundación).

#### Recinto de exposição

ADOTAMOS que as instituições que mantenham araras-azuis-de-lear em exposição tenham placa educativa sobre a espécie, divulgando também o Programa de Manejo Integrado e seus resultados.

INDICAMOS vidro laminado como opção de barreira para aves em exposição. Importante porém adesivar previamente fitas temporárias no vidro até que as aves estejam adaptadas a esse tipo de barreira. A retirada da metade alternada dessas fitas adesivas deve ser após 15 dias e a outra metade apenas uma semana depois. Assim as aves se adaptam progressivamente.

INDICAMOS que, prioritariamente indivíduos não reprodutivos (jovens, idosos ou animais desparelados) sejam levados à exposição. Porém se o recinto atender a todos os requisitos deste protocolo para aves em reprodução, este também poderá ser utilizado com esse objetivo.

### Recintos em países de clima rigoroso

ADOTAMOS que as instituições que se situam em países com inverno rigoroso devem fornecer às aves um recinto climatizado ou recinto interno para sua maior proteção. A temperatura mínima indicada deve girar em torno de 18°C e a umidade em torno de 55%. Esses recintos devem atender a todos os demais requisitos deste protocolo.

ADOTAMOS que as instituições que se situam em países com temperaturas superiores a 40° graus Celsius devem prover resfriamento para as aves com uso de ar condicionado ou aspersores de água para duchas diárias nos períodos mais quentes do dia, além de atender a todos os demais requisitos deste protocolo.

### **2.3.3. Enriquecimento ambiental**

O enriquecimento bem aplicado possibilita às aves expressar comportamentos típicos da espécie. Suas necessidades comportamentais devem ser valorizadas ao máximo na conservação *ex situ*.

ADOTAMOS que, ao menos uma vez por semana, algum novo item de enriquecimento seja oferecido. Porém, INDICAMOS que essa troca seja realizada duas vezes por semana.

INDICAMOS o oferecimento de ramos, troncos, pedaços de palmeiras, pinheiros, folhas de bananeira, pinhas e cachos de coquinhos, ou similar. Algumas vezes por semana, a alimentação pode ser oferecida em esconderijos que levem as aves a desenvolver comportamentos naturais de forrageio. A localização desses esconderijos pode ser alterada com frequência. Os itens alimentares podem ser oferecidos em seu estado natural, como frutas e vegetais inteiros, nozes com casca etc. Blocos de cálcio e minerais devem ser oferecidos durante todo o ano (Figura 9)

INDICAMOS que o recinto apresente abundante vegetação lateral ou posterior, de forma a permitir o crescimento gradual desta para o interior do recinto. Importante estar atento para não utilizar plantas tóxicas para esse fim.

INDICAMOS que parte do recinto contenha aspersores de água para simular chuva para as aves. ADOTAMOS que, em caso de incluirmos a chuva artificial, a água utilizada deve ser potável e comprovada com uma análise química e biológica, de acordo com os critérios de potabilidade local.



Figura 9. Exemplos de itens de enriquecimento para arara-azul-de-lear. Acima, à esquerda, uso de vegetação nas laterais do recinto, permitindo seu crescimento para o interior e uso contínuo pelas aves (Foto: Loro Parque Fundación). Acima, à direita, cacho de coquinhos oferecido no recinto (Foto: Loro Parque Fundación). Abaixo, pinhas com frutas penduradas nos poleiros (Foto: Fazenda Cachoeira)

#### **2.3.4. Reprodução**

Acredita-se que araras-azuis-de-lear sejam aves monógamas que formam um par por toda a vida.

ADOTAMOS que os casais devem ser mantidos juntos durante todo o ano, com acesso contínuo aos ninhos, que também são utilizados como abrigo. Mantenedores que possuem mais de um casal em seu plantel devem manter o contato sonoro e, se possível, visual entre os diversos casais, o que deve estimular comportamentos reprodutivos.

As ninhadas são de dois a quatro ovos. Os ovos medem, em média, 23 x 43 mm e pesam 30 g.

INDICAMOS, sempre que possível, que a incubação e o tratamento dos filhotes seja realizado pelos próprios pais, de modo a fornecer ao programa aves o menos humanizadas possível.

Para casais menos representados no plantel, INDICAMOS a retirada da primeira postura para criação artificial e a manutenção da segunda postura com os pais.

Até três posturas no ano podem ser estimuladas, se as duas primeiras forem retiradas ou perdidas. No entanto, quando os filhotes são criados pelos pais, estes fornecerão apenas uma ninhada por ano.

Uma vez que o casal não crie bem seus filhotes, INDICAMOS como primeira opção a criação por pais adotivos, que devem ter histórico de sucesso na criação de filhotes. As melhores opções para pais adotivos são as espécies que apresentam necessidades nutricionais similares à arara-azul-de-lear, como *Ara chloroptera*, *Ara ambigua* e *Anodorhynchus hyacinthinus*.

ADOTAMOS a premissa de que todas as instituições do Programa têm profissionais experientes na criação artificial de araras. Caso alguma instituição não tenha profissionais aptos a esse tipo de manejo, deverá ser providenciado um treinamento junto a outra instituição do Programa que já tenha experiência de sucesso.

No caso de ser necessária a criação artificial, INDICAMOS que os ovos sejam incubados à temperatura de 37,4° C e umidade 55%. A umidade pode variar de acordo com a qualidade da casca, assim sendo, INDICAMOS que seja realizado o acompanhamento do ovo por gráfico de perda de peso. O período de incubação varia entre 28 a 30 dias e o ovo deve perder em torno de 15% de seu peso inicial durante esse período. Os ovos devem ser girados 90° ao menos oito vezes ao dia, sempre alterando a direção do giro quando esse chega a 360°. A rotação deve ser feita até que o filhote comece a romper a câmara de ar do ovo. Neste momento, não se deve mais girar e o ovo deve ser levado para uma incubadora com temperatura de 37,1° C e umidade em torno de 75%. A saída da casca normalmente se completa após 48 horas.

Os filhotes nascem pesando 17 g em média (podendo variar de 15 a 21 g).

Para as duas primeiras semanas de vida, INDICAMOS que os filhotes permaneçam em recipientes individuais, forrados com papel toalha. A partir de duas semanas de idade, um material absorvente e limpo como serragem ou papel deve ser utilizado para forrar um substrato antiderrapante que deve ser colocado no fundo do pote. Após sete semanas, uma tela soldada pode ser usada como substrato para aumentar a aderência do filhote e evitar deformidades nos pés. Após 9-10 semanas os filhotes estão prontos para empoleirar e podem ser mantidos em gaiola. INDICAMOS que, a partir desta idade, o jovem possa conviver com outras araras-azuis-de-lear ou demais psitacídeos de idade semelhante, permitindo assim que haja interação social.

Quanto à alimentação, INDICAMOS para os filhotes criados artificialmente uma papa mais proteica e gordurosa para os primeiros 10 dias de vida, girando em torno de 35% de proteína e 19% de gordura. A partir de então, após 10 dias de vida, a papa deve conter em torno de 20-22% de proteína e 15-20% de gordura. A primeira alimentação pode ser oferecida até 12 horas após o nascimento, mas há variações devido às condições de cada filhote e à absorção do saco vitelínico, que pode ser observado pela pele do ventre da ave ou pela cor das fezes que passam de amarelo para marrom. Se nenhuma alimentação for oferecida até 12 horas após o nascimento, o filhote deve ser hidratado durante esse período por via oral com uma mistura de soro fisiológico ou 1:1 de Ringer com lactato.

O filhote deve ser alimentado sempre que o papo estiver quase vazio mantendo a frequência de papas por dia (vide resumo abaixo). Durante a noite é INDICADO que o filhote repouse e nenhuma papa seja oferecida. No primeiro dia, a papa deve ser diluída em 6 partes de água; no segundo dia, em 3 partes de água; do terceiro dia em diante até o “desmame”, em 2 partes de água para uma de ração. O filhote deve ser pesado todos os dias pela manhã e deverá receber entre 10 e 12% de seu peso em papa em cada alimentação.

### **CRIAÇÃO NA MÃO**

#### **- TEMPERATURA DO AR:**

- . Primeiras 6 horas – 37° C
- . De 0 a 5 dias – 36,5° C
- . De 5 dias até abrir os olhos – 35° C
- . De olhos abertos até início do aparecimento da plumagem – 34° C
- . Plumagem já cobrindo o corpo – 33° C ou mais baixa, dependendo do país
- . Plumagem completa – Temperatura ambiente

Obs: A **UMIDADE** deve ficar acima de 40%.

#### **- ALIMENTAÇÃO:**

Frequência:

- 1º dia – 10 vezes (6 partes de água X 1 de ração\*)
- 2º dia – 9 vezes (3 partes de água X 1 de ração\*)
- 3º dia – 8 vezes (2 partes de água X 1 de ração\*)
- 4º dia – 7 vezes (idem, até o final do “desmame”)
- 5º dia – 6 vezes
- 6º dia até abrir os olhos – 5 vezes
- Olhos abertos até início dos canhões – 4 vezes
- Com canhões – 3 vezes (iniciar oferecimento de alimento sólido)
- Com penas – 2 vezes
- Até o “desmame” – 2 a 1 vez ao dia.

OBS: \* A diluição da papa pode variar de acordo com o fabricante e é importante seguir sempre essas indicações.

Para filhotes criados pelos pais ou por pais adotivos, a dieta está indicada no item 2.3.1 deste Protocolo. A partir de 70 dias de vida, os filhotes começam a deixar o ninho. INDICAMOS que os filhotes permaneçam com os pais por, no mínimo, sete meses antes de serem levados para um recinto de juvenis (Figura 10).



Figura 10. À esquerda, filhote de arara-azul-de-lear. No centro, arara-azul-de-lear criada por pais adotivos. À direita, filhotes sendo monitorados no ninho.

### 2.3.5. Etologia

ADOTAMOS cuidados especiais quando for necessário apresentar um indivíduo a outro, minimizando assim o risco de agressões que podem resultar em injúrias severas ou morte. Para todas as apresentações entre indivíduos, os passos abaixo podem ser utilizados como ponto de partida:

- a) Colocar os indivíduos em recintos vizinhos, com contato visual completo e com a possibilidade de estabelecerem contato próximo através de uma tela metálica dupla. Como alternativa, a ave a ser aproximada pode ser alojada em um gaiolão (mínimo de 1,0 m<sup>3</sup>) colocado na parte externa (ou mesmo interna) do recinto da outra ave. Para pareamentos reprodutivos, INDICAMOS que o macho seja levado para o recinto da fêmea.
- b) Observar por alguns dias a tolerância e compatibilidade de um indivíduo com o outro e avaliar o nível de agressão (real ou potencial). Se as aves mostrarem compatibilidade, sem qualquer indicação de agressividade, pode-se seguir para o próximo passo. Algumas aves demonstram empatia já nos primeiros minutos de apresentação. Porém, se houver qualquer sinal de agressão entre as aves, a aproximação não deve prosseguir. Esse processo poderia durar até duas semanas para se chegar a uma conclusão.
- c) Após a aprovação no teste de compatibilidade do item anterior, as aves podem ser soltas simultaneamente em um terceiro e definitivo recinto, nas primeiras horas do dia. A transferência de todos para um outro recinto é preferível pois elimina qualquer ocupação prévia de território. Neste momento, a equipe deve permanecer atenta, monitorando as aves ao longo do dia, estando sempre pronta e equipada para separar as aves imediatamente se ocorrer qualquer agressão severa. Se não ocorrer nenhuma agressão no primeiro dia, é pouco provável que venha a ocorrer posteriormente.

ADOTAMOS que cada casal seja monitorado durante o ano (Figura 11) a fim de definir o nível de proximidade e aceitação entre eles.



Figura 11. Exemplo de comportamento a ser monitorado ao longo do ano, indicador de proximidade entre o casal.

#### **2.4. Identificação e análise genética do plantel**

ADOTAMOS que todas as aves do plantel, seja de natureza ou nascida em cativeiro, devem ser identificadas com microchip, implantado por veterinário habilitado. INDICAMOS que o implante seja feito no músculo peitoral da ave. Indivíduos nascidos em cativeiro devem ser marcados também com anilha fechada de inox de 14 mm de diâmetro e numeração exclusiva.

ADOTAMOS ao menos uma leitura anual do microchip de cada indivíduo, no momento dos exames periódicos, para confirmação de seu funcionamento. Caso este apresente problemas na leitura, a ave deve receber outro microchip imediatamente e a Coordenação do Programa deve ser formalmente comunicada para registrar o fato e informar ao Consultor Genealógico, para que este atualize o *Studbook*.

ADOTAMOS que todos os indivíduos nascidos em cativeiro sejam sexados antes de um ano de idade e que aqueles oriundos de natureza sejam sexados assim que passem pela quarentena da instituição e antes de entrarem no plantel. INDICAMOS determinação genética do sexo ou através de endoscopia, sendo que esta última pode ainda fornecer informações sobre o estado das gônadas, maturidade ou enfermidades.

ADOTAMOS que as instituições mantenham fichas individuais das araras de seu plantel, para que sejam registradas informações precisas e atualizadas sobre cada exemplar, o que pode auxiliar a identificar problemas de comportamento, de saúde ou reprodutivos. Além da identificação individual, a ficha deve conter:

- a) Histórico reprodutivo: indivíduos com quem parou, quantidade e identificação de ninhadas e filhotes, sexo e destino dos filhotes;
- b) Histórico médico: pesagens de rotina, diagnósticos de doenças, tratamentos médicos, procedimentos cirúrgicos etc.
- c) Mudanças no manejo: transferência para novos recintos, mudanças na dieta, alterações nas atividades de enriquecimento ambiental etc.
- d) Anotações sobre quaisquer incidentes que envolvam o indivíduo e sobre quaisquer sinais de comportamento anormal, estereotípias, humanização, problemas estruturais no recinto etc.

ADOTAMOS que as instituições participantes devem enviar amostras de sangue de todas as araras-azuis-de-lear de seu plantel para Dr<sup>a</sup>. Cristina Yumi Miyaki, especialista do Programa em genética. A coleta deve ser realizada na primeira oportunidade de manejo das aves, desde que haja pessoa habilitada para tal e condições adequadas de armazenamento do material. Aves mortas, cuja amostra ainda não tenha sido enviada para análise genética, também devem ter material coletado para esse fim.

A amostra para análise genética de aves vivas consiste de 0,1 ml de sangue armazenado em tubo estéril, com 0,5 ml de etanol absoluto (100%). É necessário utilizar um tubo e uma seringa por indivíduo, evitando assim contaminação do material. O tubo deve estar identificado com o número do *Studbook* correspondente ao indivíduo amostrado. Se possível, informações adicionais devem ser fornecidas (ex.: número do microchip e da anilha, se é ave de natureza ou nascida em cativeiro etc.).

No caso da amostra ter que ser coletada de uma carcaça, basta armazenar cerca de 1 cm<sup>3</sup> de músculo da ave, picado, em um tubo estéril com etanol absoluto (100%), de modo que o etanol tenha de duas a três vezes o volume do músculo coletado. A identificação da amostra deve seguir o procedimento informado no parágrafo anterior.

O endereço para envio das amostras é:

Departamento de Genética e Biologia Evolutiva – Instituto de Biociências  
Universidade de São Paulo  
A/C: Dr<sup>a</sup>. Cristina Miyaki  
Rua do Matão, 277, São Paulo/SP - Brasil  
05508-090

## **2.5. Contenção, transporte e transferências**

INDICAMOS o uso de puçás como importante ferramenta para capturar araras-azuis-de-lear de modo seguro e eficiente. O uso de um método rápido reduz a possibilidade da ave entrar em estresse. A captura deve ser feita nas horas mais frescas do dia, evitando o estresse térmico.

Para transporte, deve-se evitar períodos de clima extremo. Mudanças de recinto devem ser realizadas no início da manhã, para que as aves tenham tempo de se familiarizar com o novo local. As aves devem ser transportadas com ventilação adequada. Recomenda-se cuidado com sons altos e barulhos que possam estressá-las.

ADOTAMOS a limpeza e esterilização de instrumentos de captura e caixas de transporte antes de cada uso.

ADOTAMOS o uso de caixas de transporte padrão IATA, com compartimentos individuais e com dimensões mínimas de 50 cm de comprimento por 20 cm de largura e 25 cm de altura (Figura 12). Para transferências entre criadouros, ADOTAMOS o oferecimento de provisão suficiente de água e alimento.



ADOTAMOS que a instituição que receber uma ave de outro criadouro do Programa seja detalhadamente informada sobre histórico médico, comportamental e reprodutivo do indivíduo, além de quaisquer informações julgadas relevantes.

ADOTAMOS que a instituição de origem da ave que será transferida deverá realizar, na quarentena de saída, os testes indicados no Protocolo Sanitário e outros eventualmente exigidos pelas autoridades do país de destino, quando for o caso. Após chegar à Instituição de destino, o indivíduo ficará em quarentena e será submetido novamente aos testes obrigatórios. ADOTAMOS que os custos das transferências sejam pagos pela instituição de destino, a menos que um acordo diferente tenha sido feito entre as partes.

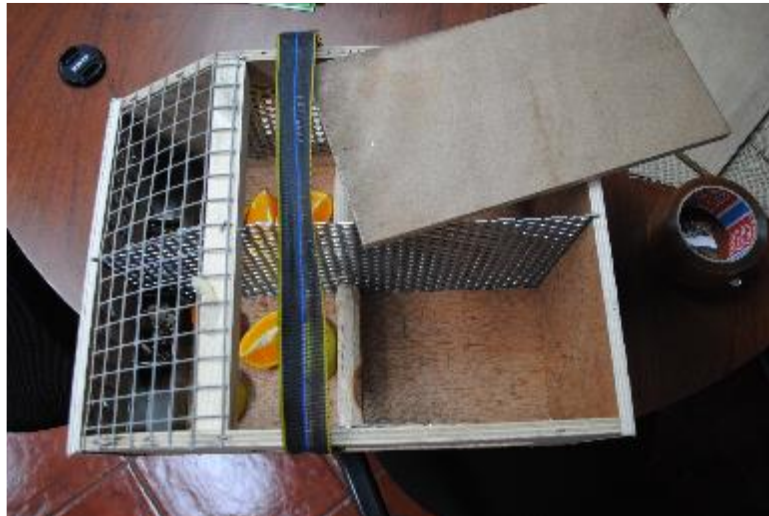


Figura 12. Exemplo de caixa de transporte padrão IATA, para duas araras-azuis-de-lear.

### **3. PROTOCOLO SANITÁRIO**

#### **3.1. Objetivo**

O manejo sanitário deve ter uma abordagem profilática. Seu objetivo principal é prevenir a introdução e disseminação de patógenos e diagnosticar, controlar e eliminá-los antes que tenham um efeito negativo nas aves. Quando as araras-azuis-de-lear forem mantidas próximas a outras aves (menos de 20 m ou sem barreira física e com o mesmo equipamento e tratadores), as outras aves também devem ser testadas para os patógenos selecionados (ver Apêndice).

#### **3.2. Conceitos Básicos**

Novas aves e todas as araras-azuis-de-lear devem ser amplamente testadas antes de qualquer transporte. Os exames devem ser realizados durante o período de quarentena de 30 dias, por ambos mantenedores: o que recebe e o que envia a arara-azul-de-lear. A instituição remetente da arara-azul-de-lear deve sempre fornecer ao

criadouro destinatário a documentação e o histórico clínico completo da ave a ser enviada, incluindo exames realizados antes do transporte.

### **3.3. Observação comportamental rotineira para detecção de doenças**

A avaliação de rotina da saúde é realizada diariamente. Todas as araras-azuis-de-leal devem ser observadas ao menos duas vezes ao dia, por um tratador experiente. Todos os recintos devem ser verificados minuciosamente uma vez por semana quanto a perigos potenciais, além da observação diária das aves. Quando necessário, amostras devem ser coletadas para serem examinadas em laboratório.

Geralmente, os pontos de observação são baseados no seguinte:

#### Comportamento

- mudanças no comportamento da ave (estereotípias, a ave fica mais quieta, dorme, fica irritada, afasta-se do parceiro, arranca penas ou fica agressiva);
- postura;
- movimentação da cauda (pode indicar doenças respiratórias, problemas na cloaca ou retenção de ovo);
- extremidades (uma ou duas asas ligeiramente caídas, a ave claramente tenta não esticar uma das patas).

#### Plumagem

Arrepiar a plumagem, primeiro as penas do pescoço e depois toda a plumagem, regula a temperatura corporal do animal; no primeiro estágio de uma doença, muitas vezes o pássaro arrepia algumas penas do pescoço ou da cabeça (o que também pode ser apenas uma postura ameaçadora).

#### Olhos

Os olhos devem ser cuidadosamente examinados: eles devem estar claros e totalmente abertos; logo no início de uma doença, os olhos das aves ficam ligeiramente fechados e perdem o brilho; aves gravemente doentes têm os olhos completamente fechados.

#### Excreta

Atenção deve ser dada à quantidade, cor e consistência (liquidez) dos excrementos; tanto as quantidades maiores quanto as menores do que o normal podem indicar uma doença; embora a cor das fezes possa depender fortemente do alimento ingerido, ela também deve ser cuidadosamente controlada; em relação à consistência, o técnico deve distinguir entre excreção excessiva de urina (uratos e fezes tendem a se separar) e diarreia (uratos e fezes tendem a se misturar). Sujeira sob as penas da cauda são um sinal de possível diarreia.

#### Ingestão de alimento e água

- o técnico deve avaliar se a ave ingere comida e água em quantidades normais. Mudanças na ingestão de alimentos são importantes indicadores;

- o peso de cada ave deve ser monitorado periodicamente para verificar se a dieta que está recebendo não é muito rica em energia. Balanças especiais escondidas podem ser usadas para se obter o peso das aves de forma voluntária.

#### Outros

- secreção nasal, ocular ou na cloaca podem indicar uma doença ou reação alérgica, e.g. ao substrato do ninho ou a um item alimentar;
- bico e garras: aparar, se necessário;
- anilhas: retirar caso haja injúria.

### **3.4. Injúrias comuns e tratamento**

As lesões mais comuns que requerem tratamento médico resultam de: acidentes autoinfligidos no recinto ou pequenos incidentes de agressão entre parceiros de um casal reprodutor.

Pés, asas e cabeça são as partes do corpo mais afetadas. O tratamento é feito de acordo com a prática veterinária padrão para aves. Agressão severa é incomum na arara-azul-de-lear, mas pode levar a traumas e até a morte.

### **3.5. Doenças infecciosas críticas e manejo profilático**

As doenças infecciosas mais importantes para araras estão listadas na Tabela 2. A prevenção é a diretriz essencial deste protocolo.

Tabela 2 – Doenças infecciosas relevantes que podem afetar psitacídeos em cativeiro.

<b>Doença</b>	<b>Patógeno</b>
Doença do Bico e das Penas (Pbfd)	Circovirus
Poliomávirus Aviário (APV)	Polyomavirus
Doença de Pacheco e Pacheco's-like Disease	$\alpha$ -Herpesvirus 1(PsHV-1)
Síndrome de Dilatação do Pró-ventrículo (PDD)	Bornavirus Aviário e, possivelmente, outros agentes infecciosos
Clamidiose	<i>Chlamydia psittaci</i>
Salmonelose	<i>Salmonella</i> spp.

### **3.6. Controle médico de rotina e amostragem para exames**

Amostras biológicas individuais das aves devem ser coletadas regularmente para realização de exames de doenças infecciosas e / ou análises parasitológicas.

Regularmente, e pelo menos uma vez durante o exame de saúde anual, cada arara deve ser capturada e submetida a um exame físico completo. Nesta oportunidade, o peso e a condição corporal da ave devem ser verificados. O peso médio das araras-azuis-de-lear adultas é de 867 g para machos e 816 para fêmeas (n = 14 e 20 respectivamente, dados da Loro Parque Fundación). Se uma ave estiver acima ou abaixo do peso, pode ser necessária uma dieta especial. O excesso de peso pode contribuir para óvulos inférteis e, portanto, esse aspecto deve receber atenção especial.

O protocolo apresentado aqui pode ser usado como uma diretriz quando uma arara-azul-de-lear passa por um exame clínico. Há, no Apêndice, uma lista de exames obrigatórios para detecção de doenças. Recomenda-se usar um laboratório confiável. Caso seja necessário repetir um teste, esta repetição deve ser realizada no mesmo laboratório. Em caso de dúvida, ou na ocorrência de resultado positivo e outro negativo, deve ser solicitado um terceiro exame.

### **3.7. Controle de parasitas**

Este controle deve ser parte de um programa integral de parasitas, incluindo análises parasitológicas regulares e desparasitação apropriada usando os medicamentos e dosagens mais indicados.

### **3.8. Necropsias**

Uma necropsia completa logo após a morte é extremamente importante para determinar sua causa. Pode indicar problemas de saúde e / ou gerenciamento que podem ter passado despercebidos. As necropsias devem ser realizadas em todas as aves que vierem a óbito e um relatório completo com fotos deve ser preparado posteriormente. Quando viável, tanto a pele quanto a carcaça serão encaminhadas para coleção ornitológica autorizada pelo ICMBio. A incineração imediata é obrigatória para carcaças de indivíduos positivos para agentes virais e para espécies patogênicas de *Mycobacterium* e *Chlamydia psittaci*.

### **3.9. Controle de recém-nascidos**

Não foram encontrados dados sobre causas específicas de mortalidade neonatal em araras-azuis-de-lear. No entanto, para espécies semelhantes, as principais causas de mortalidade neonatal e de filhotes em cativeiro estão associadas a patógenos ou devido ao desequilíbrio energético (manejo incorreto dos pais ou práticas incorretas de criação na mão).

Filhotes jovens de psitacídeos são suscetíveis a patógenos durante os primeiros dias de vida porque seu sistema imunológico ainda não está totalmente desenvolvido. As infecções mais comuns em filhotes criados na mão são bacteriológicas (geralmente Enterobacteriaceae ou outros Gram negativos) e fúngicas (geralmente *Candida* spp).

Os filhotes devem ser constantemente monitorados quanto ao seu estado de saúde. O tratamento ou intervenção deve ser aplicado e realizado conforme indicado.

### **3.10. Medidas de quarentena**

Ao movimentar aves entre instituições, exames diferentes podem ser necessários, dependendo da instituição exportadora / importadora ou dos regulamentos do país. Todas as araras-azuis-de-lear devem ser totalmente testadas antes de qualquer transporte. O teste deve ser realizado durante o período de quarentena de 30 dias por ambos os criadores, o que envia e o que recebe a arara-azul.

Cada ave que entra em um determinado criadouro deve passar por um período de pelo menos 30 dias de quarentena estritamente isolada para impedir a disseminação de

patógenos para o resto da população / aves no local. Durante este período, as aves devem ser testadas para os patógenos listados no Apêndice.

Se a ave ficar doente dentro dos primeiros 30 dias, a desinfecção completa deve ser realizada em quarentena e o período de quarentena deve começar novamente quando a ave for declarada novamente saudável. O tratamento contra parasitas intestinais deve ser fornecido para aves em quarentena, se forem positivas para ovos, cistos ou oocistos de endoparasitas. Todas as aves devem obter pelo menos três amostras fecais de parasitas negativas em um intervalo de 7 a 14 dias na quarentena. Se as aves de uma instituição forem consideradas livres das doenças testadas no Apêndice, ela só deve receber aves livres de patógenos ou manter aves positivas separadamente (a pelo menos 20 m de distância ou com uma barreira física, e equipamentos e tratadores devem ser separados).

### **3.11. Saúde reprodutiva**

Uma laparoscopia investigativa deve ser realizada para todos os exemplares adultos pareados há três anos e que não estejam reproduzindo.

## **4. CONSIDERAÇÕES FINAIS**

ADOTAMOS que todas as aves do plantel do Programa são domínio do Governo Brasileiro.

ADOTAMOS que as instituições participantes do Programa devem enviar Relatório Anual à Coordenação do Programa, no prazo solicitado. O relatório poderá conter perguntas personalizadas para cada instituição, caso tenham restado dúvidas em relação a informações prestadas no relatório ou na reunião anterior.

As exigências constantes nesse Protocolo devem ser aplicadas pelas instituições participantes do Programa de Cativeiro em um prazo máximo de dois anos, a contar de sua divulgação.

Após este prazo, apenas permanecerão no Programa as instituições que cumprirem as obrigações dispostas nesse Protocolo, especialmente pelo fato de sua elaboração ter sido participativa, com aprovação do conteúdo por cada instituição.

O Consultor de Manejo apresentará, nas reuniões anuais do Programa, um quadro síntese com o cenário encontrado em cada instituição participante.

Apêndice – Exames anuais obrigatórios para araras-azuis-de-lear<sup>1</sup>

Agente etiológico	Amostra	Teste diagnóstico	Manejo a ser realizado
Hemoparasitas ( <i>Haemoproteus</i> , <i>Leucocytozoon</i> , <i>Plasmodium</i> , microfilárias e outros)	Esfregaço de sangue ou Sangue	Wright e coloração Giemsa ou PCR	Se a arara tiver um alto parasitismo, faça o tratamento de acordo com os parasitas
Ectoparasitas (piolhos e ácaros)	Ectoparasitas em álcool isopropílico ou etílico 70°	Taxonomia alfa	Tratamento de acordo com os parasitas
Parasitas gastrointestinais (helmintos e protozoários)	Fezes (uma coleta por dia, por três dias consecutivos, durante as primeiras horas da manhã, agrupar as amostras, armazenar em geladeira e realizar uma análise. Amostragem em substrato descartável liso previamente desinfetado)	Flotação ou método alternativo	Tratamento de acordo com os parasitas e três testes negativos após o tratamento
<i>Chlamydia psittaci</i>	Uso obrigatório de <i>pool</i> de amostras (swabs cloacais / orofaríngeos), amostragem seriada (três dias consecutivos)	PCR	Isolamento para tratamento de animais com sinais clínicos. Depois de dois testes negativos após o tratamento (após 2 e 4 semanas), a arara pode ser reincorporada ao Programa. Para aves sem sinais clínicos, tratar e retestar, uma vez que o estresse da movimentação entre instituições / pareamento / adaptação a novas dietas / clima pode estar desencadeando eventos de maior eliminação do patógeno / manifestação de sinais clínicos.

Agente etiológico	Amostra	Teste diagnóstico	Manejo a ser realizado
<i>Salmonella</i> spp.	Swab cloacal	Cultura e PCR	Isolamento para tratamento de animais com sinais clínicos. Depois de dois testes negativos após o tratamento (após 2 e 4 semanas), a arara pode ser reincorporada ao Programa. Para aves sem sinais clínicos, tratar e retestar, uma vez que o estresse da movimentação entre instituições / pareamento / adaptação a novas dietas / clima pode estar desencadeando eventos de maior eliminação do patógeno / manifestação de sinais clínicos.
<i>Mycoplasma</i> spp.	Swabs cloacal/orofaríngeo	PCR para <i>Mycoplasma</i> spp.	Isolamento para tratamento de animais com sinais clínicos. Depois de dois testes negativos após o tratamento (após 2 e 4 semanas), a arara pode ser reincorporada ao Programa. Para aves sem sinais clínicos, a decisão de tratamento é de responsabilidade de cada instituição. Quando se decidir por tratar, o animal deve ser retestado, uma vez que o estresse da movimentação entre instituições / pareamento / adaptação a novas dietas / clima pode estar desencadeando eventos de maior eliminação do patógeno / manifestação de sinais clínicos.
<i>Mycoplasma gallisepticum</i>	Swabs cloacal/orofaríngeo	PCR para <i>M. gallisepticum</i>	Isolamento para tratamento de animais com sinais clínicos. Depois de dois testes negativos após o tratamento (após 2 e 4 semanas), a arara pode ser reincorporada ao Programa. Para aves sem sinais clínicos, a decisão de tratamento é de responsabilidade de cada instituição. Quando se decidir por tratar, o animal deve ser retestado, uma vez que o estresse da movimentação entre instituições / pareamento / adaptação a novas dietas / clima pode estar desencadeando eventos de maior eliminação do patógeno / manifestação de sinais clínicos.  <u>Os casos de animais positivos no Brasil devem ser notificados ao Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).</u>
Microbiota cloacal e oral	Swabs cloacal/orofaríngeo em meio Stuart	Cultura	A interpretação deve ser cautelosa, uma vez que o crescimento de bactérias e fungos não necessariamente está relacionado a uma doença. Para animais com sinais clínicos, tratar de acordo com a identificação da bactéria ou fungo.

Agente etiológico	Amostra	Teste diagnóstico	Manejo a ser realizado
<i>Mycobacterium</i> spp.	Uso obrigatório de <i>pool</i> de amostras (swabs cloacal / orofaríngeo), amostras seriadas (três dias consecutivos)	PCR (confirmar por isolamento ou sequenciamento se é uma das seguintes espécies: <i>Mycobacterium avium</i> , <i>M. tuberculosis</i> , <i>M. bovis</i> ou <i>M. genavense</i> )	Todas as araras que tenham tido contato com aves positivas para espécies patogênicas de <i>Mycobacterium</i> devem ser isoladas e testadas. <u>Para aves sem sinais clínicos e consideradas positivas, mantê-las em isolamento por ao menos seis meses, e testar por cultura do agente e determinação da espécie envolvida.</u> Aves confirmadas positivas e com sinais clínicos devem ser eutanasiadas. Este é um teste de triagem apenas por motivos legais. Em casos confirmados positivos, testes adicionais devem ser realizados para investigar se é um caso de doença ou se é apenas um patógeno ambiental.
<sup>2,3</sup> Paramyxovirus – Paramyxovirus Aviário tipo 1 (APMV-1)	Swabs cloacal/orofaríngeo Sangue Soro	RT-PCR ou Sorologia (inibição de hemaglutinação e/ou ELISA)	Apenas para transferências internacionais. No Brasil, seguir orientação do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).



Agente etiológico	Amostra	Teste diagnóstico	Manejo a ser realizado
Polyomavirus (APPV)	Uso obrigatório de <i>pool</i> de amostras (penas, sangue e swab cloacal), amostragem seriada (três dias consecutivos para swabs; coleta de sangue para exame bioquímico no primeiro dia e para viremia no terceiro dia)	PCR	<p>Em caso de resultado positivo, isole a ave e realize novos testes seriados mensais por seis meses. O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos pode ser reincorporado ao Programa. 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. Todas as aves que tiverem contato com araras positivas devem ser isoladas e testadas (coleta em pool de amostras, por três dias consecutivos). A PCR deve ser realizada em todas as aves que tiveram contato.</p> <p>Aves confirmadas como positivas, mas sem sinais clínicos, 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.</p> <p>Se não houver condições de isolamento na própria instituição, a instituição poderá decidir sobre a eutanásia.</p> <p>Aves com sinais clínicos e um único resultado positivo devem ser eutanasiadas.</p>

Agente etiológico	Amostra	Teste diagnóstico	Manejo a ser realizado
Alpha-herpesvirus de Pacheco (PDV)	Uso obrigatório de <i>pool</i> de amostras (penas, sangue e swab cloacal), amostragem seriada (três dias consecutivos para swabs; coleta de sangue para exame bioquímico no primeiro dia e para viremia no terceiro dia)	PCR	<p>Em caso de resultado positivo, isole a ave e realize novos testes seriados mensais por seis meses. O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos pode ser reincorporado ao Programa. 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. Todas as aves que tiverem contato com araras positivas devem ser isoladas e testadas (coleta em pool de amostras, por três dias consecutivos). A PCR deve ser realizada em todas as aves que tiveram contato.</p> <p>Aves confirmadas como positivas, mas sem sinais clínicos, podem ser mantidas na instituição, isoladas do restante do plantel, tratadas e retestadas.</p> <p>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> <p>Se não houver condições de isolamento na própria instituição ou se as aves forem confirmadas como positivas no reteste, após o tratamento, a instituição poderá decidir pela eutanásia.</p> <p>Aves com sinais clínicos e um único resultado positivo devem ser eutanasiadas.</p>
<sup>3</sup> Circovírus (Pbfd)	Uso obrigatório de <i>pool</i> de amostras (penas, sangue e swab cloacal), amostragem seriada (três dias consecutivos para swabs; coleta de sangue para exame bioquímico no primeiro dia e para viremia no terceiro dia)	PCR	<p>Em caso de resultado positivo, isole a ave e realize novos testes seriados mensais por seis meses. O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos pode ser reincorporado ao Programa. 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. Todas as aves que tiverem contato com araras positivas devem ser isoladas e testadas (coleta em pool de amostras, por três dias consecutivos). A PCR deve ser realizada em todas as aves que tiveram contato.</p> <p>Aves com sinais clínicos e um único resultado positivo devem ser eutanasiadas.</p> <p>Aves confirmadas positivas, ainda que sem sinais clínicos, devem ser eutanasiadas.</p>

Agente etiológico	Amostra	Teste diagnóstico	Manejo a ser realizado
<sup>3</sup> Influenza A	Swabs cloacal/orofaríngeo Sangue Soro	RT-PCR ou Sorologia (inibição de hemaglutinação e/ou ELISA)	Apenas para transferências internacionais. No Brasil, seguir orientação do Ministério da Agricultura, Pecuária e Abastecimento (MAPA).
<sup>3</sup> Bornavirus Aviário (ABV)	Uso obrigatório de <i>pool</i> de amostras (penas, sangue e swab cloacal), amostragem seriada (três dias consecutivos para swabs; coleta de sangue para exame bioquímico no primeiro dia e para viremia no terceiro dia)	RT-PCR Sorologia (apenas em países onde o teste estiver disponível)	Em caso de resultado positivo, isole a ave e realize novos testes seriados mensais por seis meses. O indivíduo que tiver três exames negativos consecutivos pode ser reincorporado ao Programa. 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. Todas as aves que tiverem contato com araras positivas devem ser isoladas e testadas (coleta em pool de amostras, por três dias consecutivos). A PCR deve ser realizada em todas as aves que tiveram contato. Aves com sinais clínicos e um único resultado positivo devem ser eutanasiadas. Aves confirmadas positivas, sem sinais clínicos, devem ser mantidas isoladas, monitoradas quanto à evolução da doença e retestadas. Tratamento é uma possibilidade.
Aviadenovirus	Uso obrigatório de <i>pool</i> de amostras (penas, sangue e swab cloacal), amostragem seriada (três dias consecutivos para swabs; coleta de sangue para exame bioquímico no primeiro dia e para viremia no terceiro dia)	PCR	Isolamento da ave. Após três testes negativos em 3 meses, as aves podem ser reincorporadas ao Programa. Aves confirmadas como positivas, devem ficar isoladas para acompanhamento da evolução da doença e reteste.

<sup>1</sup>Os exames que envolvem PCR podem ser realizados a cada dois anos, ao invés de anualmente, desde que não tenha havido entrada de animais na instituição. Os exames PCR são obrigatórios durante as quarentenas para transferência de indivíduos (tanto na saída quanto na entrada nas instituições).

<sup>2</sup>Se houver detecção de Paramyxovírus, é importante identificar o seu tipo (isolamento e caracterização viral), pois nem todos são patogênicos para psitacídeos e apenas APMV-1 é de notificação obrigatória. Pela legislação brasileira, casos positivos não podem ser importados para o Brasil.

<sup>2</sup>Aves com teste positivo para esses vírus não podem ser importadas para o Brasil.