



*Itatiba, 10 a 21 de Julho*  
www.brasileirofob.net.br

## CONCURSO DE REVISTA 2019

### ARTIGO CAMPEÃO

#### RETENÇÃO DE OVO EM AGAPORNIS ROSEICOLLIS

Cleiton Giovani Benetti – médico veterinário

O *agapornis roseicollis* foi descoberto em 1793 no sudoeste da África, esta espécie não possui dimorfismo sexual entre machos e fêmeas. Habitam arredores de bosques e áreas arborizadas, as regiões preferidas variam do nível do mar a elevações superiores a 1.500 metros (ROWAN, 1983).

O *agapornis roseicollis* é considerado uma das mais belas espécies de *agapornis*, tem em torno 15 centímetros de comprimento e pesam de 55 a 60 gramas. O tempo de vida em cativeiro é de 12 a 15 anos. Sua coloração ancestral é predominantemente verde brilhante, com tons rosados na cabeça, pescoço e parte do peito, em cativeiro existem mais de trezentas mutações e combinações de cores, passando por aves amarelas, azuis, brancas, albinas entre outras (ROWAN, 1983).

A reprodução do *agapornis roseicollis* em cativeiro pode ocorrer durante todo o ano, os criadores em sua grande maioria acasalam as aves nos meses de março a novembro, quando a temperatura é mais amena. Estas aves nidificam no interior de caixas de madeiras próprias para ninho, preferem confeccionar seu ninho com palha de milho e capim seco. Sua postura é de 4 a 6 ovos e o período de incubação é de 22 a 25 dias, os filhotes tornam-se independentes por volta dos dois meses de idade (ROWAN, 1983).

O sistema reprodutor das fêmeas de aves é composto de um único ovário desenvolvido, o esquerdo; o qual se localiza entre o pulmão e o rim esquerdo. Além do ovário, o outro componente é um único oviduto desenvolvido, o esquerdo, que tem aspecto de um tubo claro com delicadas pregas. O oviduto pode ser dividido em cinco partes, sendo elas: o infundíbulo, responsável por captar o ovócito do ovário, e onde ocorre a fertilização; o magno, que libera albumina constituinte da metade clara do ovo; o istmo que libera o restante da clara e a membrana da casca. Em seguida tem-se o útero ou glândula da casca, onde ocorre a infiltração da água e a deposição de carbonato de cálcio sobre a membrana da casca, processo que dura vinte horas. Nas aves, o útero tem função diferente. Como as citadas acima, portanto pode ser chamado de oviduto inferior. Por fim tem-se a vagina, via de passagem para a cloaca, não tendo função no desenvolvimento do ovo (DUDA, 2011).

Existem fatores desde o desenvolvimento da reprodução que podem interferir na postura do ovo. Ele se desenvolve a partir de um óvulo que se forma no ovário, onde se encontram vários óvulos que se desenvolvem no momento em que as fêmeas atingem a maturidade sexual. A partir daí inicia-se a necessidade da cópula por parte da fêmea, que se coloca em posição característica para que o macho a fertilize. Logo após a cópula, a fêmea entra em "tremulação de plumagem". Esse processo é necessário para o folículo liberar o ovócito que será fecundado na parte superior do oviduto. Após a fecundação, há o desenvolvimento do embrião e suas células começam a se dividir antes da postura. Então começa seu trajeto, saindo do oviduto superior até chegar ao oviduto inferior, onde há a formação da casca constituída de carbonato de cálcio. Ele passa por todo percurso em 24 horas, e é neste caminho que podem ocorrer os problemas de retenção de ovo (FERREIRA, 2011).

No instante da fertilização, o ovo tem formato arredondado e se movimenta com facilidade pelo oviduto. Ele sofre transformação para uma forma oval, na medida em que recebe seus componentes como gema, clara, membranas e casca. Ele passa então a ter dois

pólos. A ponta mais fina é denominada vértice e a mais arredondada coroa do ovo, que dá a ele, uma forma resistente e anatomia escorregadia (LEITE, 2011).

Devido à aplicação de tensões oriundas da constrição do oviduto, o ovo é empurrado em direção à saída. Nesta fase, ele já está completamente formado e, somente no final do oviduto recebe a casca calcária (FERREIRA, 2011).

Uma das causas de retenção de ovo ocorre quando os músculos constritores do oviduto exercem força “bipolar”. Assim, a mesma pressão exercida no vértice é exercida na coroa do ovo ao mesmo tempo. Com isso uma força anula a outra e o ovo não se desloca nem pra frente e nem pra trás (FERREIRA, 2011).

Outra causa de retenção do ovo é provocada por deficiência nutricional de cálcio, que leva a formação de ovo mole, ou seja, a má formação de casca sólida. Assim o ovo não responde à força de constrição feita pela parede do oviduto e, portanto, não se desloca. Ele sofre deformação no oviduto (FERREIRA, 2011).

Os principais sintomas apresentados pelas aves com ovo retido são: apatia, movimentos respiratórios acelerados, oviduto inferior distendido e relutância em voar. A ave fica debilitada no chão da gaiola sem forças. A retenção do ovo pode ser detectada palpando o abdômen, que fica proeminente, ou através de exames radiográficos (DANTE, 2008).

As principais causas de retenção de ovo são: tendência genética; má nutrição (baixa de cálcio); estresse; ovos grandes; ovos com deformidades na casca (fina, ausente, formato alterado); fêmea com idade avançada e excesso de posturas seguidas e fora de época (DANTE, 2008).

Assim sendo, seja qual for o motivo é sempre uma situação delicada e pode acontecer em qualquer momento da postura, não necessariamente com o primeiro ovo (DANTE, 2008).

### Relato de Caso

Chegou para atendimento na Clínica Veterinária Dr. Selvagem uma Agapornis Roseicollis (*Agapornis roseicollis*), fêmea, de 1 ano e 7 meses de idade, pesando 0,071kg. Durante o atendimento a queixa principal relatada pela tutora foi de que a ave apresentava fezes mais líquidas, reduziu o consumo de alimento, estava apática, apresentava uma massa dura no abdômen e era a primeira vez que apresentava este quadro. A tutora relatou ainda que a ave vivia na companhia de outras duas aves, uma Calopsita (*Nymphicus hollandicus*) e uma Caturrita (*Myiopsitta monachus*), e que nenhuma das duas aves apresentava qualquer sintoma semelhante, relatou que a ave não tinha parceiro macho da espécie, nem ninho e material para nidificação. afirmou ainda que suas aves não tinham contato com aves de vida livre. Sobre a alimentação, relatou que fornecia mistura de sementes própria para a espécie e semente de girassol.

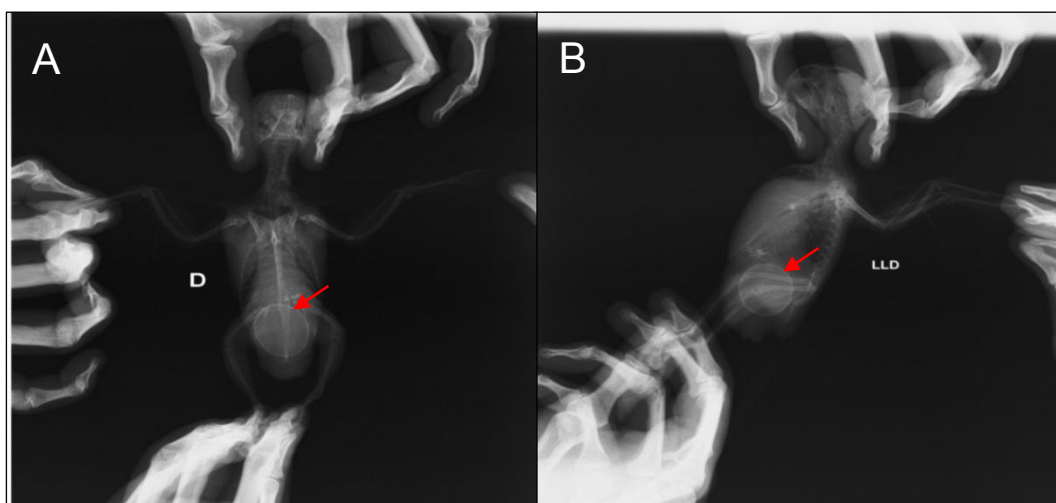
O médico veterinário responsável pelo atendimento realizou anamnese detalhada e não conseguiu informações mais relevantes. Já no exame clínico, nenhum parâmetro encontrou-se alterado, constatou que havia aumento no abdômen e na palpação do local foi possível constatar que realmente havia uma porção dura, sendo sugestiva de retenção de ovo.

Foi sugerido pelo médico veterinário responsável a realização de um exame radiográfico para a confirmação da retenção de ovo e que a ave deveria permanecer internada na clínica para administração de medicação e acompanhamento da evolução do quadro clínico. A tutora autorizou a realização do exame radiográfico e internação. No exame radiográfico, realizado no Centro Veterinário Cães e Gatos, foram feitas duas projeções, uma ventrodorsal e uma laterolateral direita da região do abdômen que confirmou a retenção de ovo único medindo aproximadamente 2,28 cm x 1,76 cm (figura 1).

**Figura 1** – Radiografia realizada em Agapornis Roseicollis (*Agapornis roseicollis*), fêmea, de 1 ano e 7 meses de idade e pesando 0,071kg.

**A)** Projeção ventrodorsal, observa-se estrutura radiopaca compatível com ovo na região da cavidade celomática.

**B)** Projeção laterolateral direita da região do abdômen observa-se estrutura radiopaca compatível com ovo na região da cavidade celomática.



Fonte: O autor (2018)

O tratamento clínico instituído pra ave foi a administração de fluidoterapia com Ringer-lactato (15ml/kg/SC/BID), Borogluconato de cálcio (100mg/kg/SC/BID), Meloxicam (0,3mg/kg/IM/BID), Óleo mineral (0,5ml introduzido na cloaca), massagem na região do abdômen, aquecida por vapor de água (TID) e papinha para psitacídeos (1ml/VO/TID). Este tratamento foi realizado por três dias consecutivos com o intuito que a ave realizasse a postura de forma voluntária, ao final do terceiro dia de tratamento sem sucesso optou-se pela cirurgia para a retirada do ovo.

A mesa de cirurgia foi preparada, a ave contida fisicamente e assepsia realizada com tintura de iodo 2% (figura 2). A ave foi induzida e mantida em plano anestésico com isoflurano. A frequência respiratória permaneceu em 28mpm, e os batimentos cardíacos estavam muito acelerados, impossibilitando a sua mensuração. A temperatura estava em 38,5 °C, durante todo o procedimento cirúrgico.

**Figura 2** – *Agapornis Roseicollis* (*Agapornis roseicollis*), fêmea, de 1 ano e 7 meses de idade, pesando 0,071kg, anestesiada, contida e assepsia para cirurgia de retirada de ovo retido.



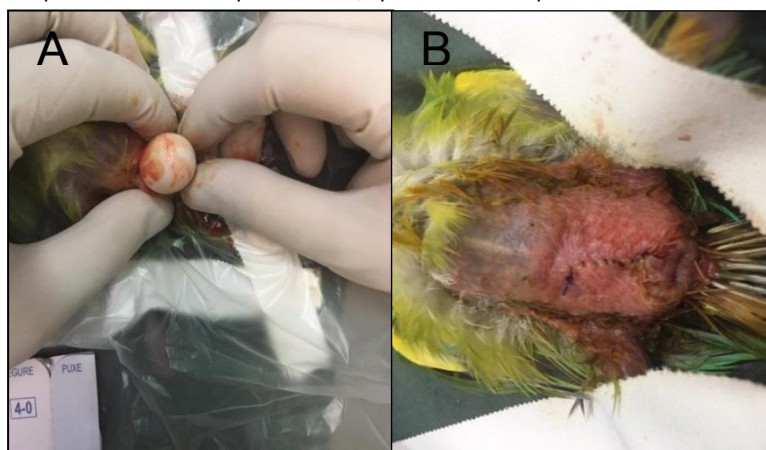
Fonte: O autor (2018)

Após a incisão de 3 centímetros da pele e do oviduto, uma pequena massagem com os dedos foi realizada para que o ovo de 2,28 cm x 1,76 cm fosse retirado com sucesso (figura 3A). O ovo se encontrava em condições normais. Em seguida os tecidos foram suturados, primeiramente o oviduto com padrão de sutura simples interrompido, e depois as camadas da pele com padrão de sutura simples contínua (figura 3B).

**Figura 3** – *Agapornis Roseicollis* (*Agapornis roseicollis*), fêmea, de 1 ano e 7 meses de idade e pesando 0,071kg.

**A)** Retirada de ovo retido, após massagem.

**B)** Sutura de pele realizada com padrão de sutura simples contínua, após uma incisão para retirada de um ovo retido.



Fonte: O autor (2018)

Todo o procedimento durou cerca de quarenta minutos, e ao final foi administrado Enrofloxacino (10mg/kg/IM). Em um tempo de quinze minutos após a cirurgia, com o fim da anestesia, a ave já apresentava comportamento normal. No dia seguinte da cirurgia já alimentava-se normalmente.

Após cirurgia bem-sucedida o animal permaneceu na clínica para os cuidados pós-operatórios, por mais 4 dias. Nos dias em que permaneceu sob os cuidados da equipe de internação da clínica veterinária recebeu tratamento com Enrofloxacino (10mg/kg/IM/BID), Meloxicam (0,3mg/kg/IM/BID), Tramadol (5mg/kg/IM/BID), GIARDICID® (metronidazol e sulfadimetoxina) (40mg/kg/VO/BID) e fluidoterapia com Ringer-lactato (15ml/kg/SC/BID).

Notou-se também que três dias após o procedimento cirúrgico a incisão já estava seca, e quase totalmente cicatrizada sem infecções (figura 4).

**Figura 4** – *Agapornis Roseicollis* (*Agapornis roseicollis*), fêmea, de 1 ano e 7 meses de idade, pesando 0,071kg, cicatrização, após três dias, de um procedimento cirúrgico realizado para a retirada de um ovo retido



Fonte: O autor (2018)

Também foram realizadas avaliações regulares para verificação das funções vitais. Após 4 dias internado o paciente mostrava-se ativo, alimentava-se normalmente e não apresentava nenhuma alteração no exame clínico (figura 5). A pedido da tutora, mediante ao quadro clínico favorável apresentado pela ave, e por sua responsabilidade foi realizada a alta hospitalar. Para casa foi receitado Enrofloxacino (10mg/kg/VO/BID) e GIARDICID® (metronidazol e sulfadimetoxina) (40mg/kg/VO/BID) durante 21 dias.

**Figura 5** – *Agapornis Roseicollis* (*Agapornis roseicollis*), fêmea, de 1 ano e 7 meses de idade, pesando 0,071kg, após 4 dias da cirurgia de retirada de ovo retido



Fonte: O autor (2018)

A ave teve seu retorno estipulado pela médica veterinária para duas semanas após a alta médica. Foi relatado então, que apresentou recuperação satisfatória tendo reestabelecida sua rotina normal.

## Discussão

Quando se suspeita que a ave possa estar retendo ovo, além do histórico e anamnese, ao exame físico com a palpação da cavidade celomática é indicado verificar se existe aumento de volume e o exame radiográfico é necessário para confirmar a suspeita (CUBAS et al., 2014; PEREIRA et al., 2015). Conduta semelhante à realizada neste caso.

As causas para retenção de ovos são diversas, desde erros de manejo, como pela falta de ninho na gaiola, até por produção excessiva de ovos, estresse e deficiências nutricionais, em especial hipocalcemia. A deficiência de cálcio pode ser um fator importante a ser analisado, pois o cálcio está intimamente ligado com a formação completa do ovo. A análise do cálcio sérico pode ser um dado importante para descobrir a causa da retenção (JEPSON, 2010) e a suplementação na dose de 5-10 mg/kg é indicada (CARPENTER, 2010; MITCHELL; TULLY, 2009). Neste caso podemos destacar a deficiência nutricional, pois a ave recebia apenas mistura de sementes, incrementada com as de girassol, não tinha acesso a fontes de cálcio como: verdura verde escura (couve, almeirão, rúcula, entre outras), há rações extrusadas próprias para a espécie que contém todos os nutrientes necessários para o pleno desenvolvimento e manutenção da ave, nem a “grit mineral” próprio para espécie, que é fornecido por via oral à vontade para consumo da ave. Podemos destacar também que a ave não tinha parceiro macho da mesma espécie, nem gaiola com ninho e material para nidificação.

O cálcio é o mineral mais prevalente no corpo, forma parte dos ossos e a casca do ovo e tem importante papel em muitas reações bioquímicas (DE MATOS, 2008). As concentrações normais de cálcio nas aves podem atingir valores muito superiores aos tolerados nas espécies de mamíferos, podendo chegar a concentrações de 30 g/L (THRALL et al., 2004). Estes incrementos estão relacionados aos estágios reprodutivos das fêmeas, quando acontece o transporte de cálcio para o ovário, induzido por estrógenos (DUNBAR et al., 2005; HARR, 2002), mediante o aumento na produção de proteínas ligadoras de cálcio como vitelogenina e a albumina (CAPITELLI; CROSTA, 2013).

Em psitacídeos, se considera que os valores normais de cálcio nas fêmeas fora da postura são de 8 a 11 g/L, sendo que, de um terço à metade deste cálcio plasmático se encontra unido à albumina (CAPITELLI; CROSTA, 2013). A hipocalcemia (> 8 mg/dL) pode estar relacionada com má nutrição (deficiência de vitamina D3, excesso de fósforo na dieta), alcalose, hipoalbuminemia (DE MATOS, 2008; CAPITELLI; CROSTA, 2013), anormalidades reprodutivas como postura crônica (DE MATOS, 2008). No caso não foi feito a dosagem de cálcio, para não estressar a ave na coleta de sangue.

O controle do metabolismo do cálcio é complexo e é efetuado pelo hormônio paratiroideo, calcitonina, vitamina D3, estrógenos, colesterol, tiroxina T4 e glucagon. O papel da calcitonina, não obstante, parece ser pouco relevante e não é bem conhecido (DE MATOS, 2008).

O tratamento é baseado em aplicações de cálcio e ocitocina para estimular a postura. Primeiramente é indicada a aplicação de cálcio IM e em seguida de ocitocina IM, que pode ser repetida a cada 60 minutos. Fica a critério do médico veterinário quantas repetições serão feitas até a opção por intervenção cirúrgica. Mitchell e Tully (2009) indicam ainda o uso em gel de prostaglandina E<sub>2</sub> na região dorsal da cloaca, para relaxamento do esfíncter útero vaginal e aumento das contrações uterinas. No presente relato, a médica veterinária fez uso do Borogluconato de Cálcio diluído na fluidoterapia administrado por via subcutânea, e não utilizou a ocitocina, porque o ovo poderia estar preso à parede do oviduto e um excesso de contrações poderia causar prolapso do oviduto.

A ovocentese pode ser realizada pela cloaca ou através da parede abdominal (COLES, 2007). Para realização, utiliza-se uma agulha calibrosa que deve ser introduzida dentro do ovo, o conteúdo aspirado e aplicada gentil compressão para que o ovo colapse dentro do oviduto; uma vez colapsado utiliza-se pinça que prenda a casca para então o ovo ser extraído. Duas condições decorrentes da ruptura de oviduto – gema livre ou ovos inteiros livres na cavidade celomática – têm prognóstico reservado e ambas necessitam de lavagem e drenagem da cavidade (GANDAL, 1982). Altman (1997) indica a celiotomia para os casos nos quais o ovo não possa ser visualizado pela cloaca. Neste caso, os médicos veterinários do CVDS, não utilizam a ovocentese pelo prognóstico reservado e o grande risco de contaminação da cavidade celomática, sendo este quadro muito difícil de ser revertido.

Se for necessária a histerotomia para a remoção do ovo, recomenda-se referendar o oviduto com uma ou duas suturas prévias à sua incisão, visto que suas paredes se contraem após a abertura tornando-se finas, o que dificulta a síntese (COLES, 2007). Procedimento semelhante ao realizado neste caso.

No presente relato a ave se portou bem após o procedimento, teve sua alta hospitalar em 4 dias após a cirurgia, em contato telefônico, após 18 dias da cirurgia, a tutora relatou que a ave estava em perfeitas condições e recuperada.

O diagnóstico diferencial da retenção de ovo é massa abdominal, lipoma subcutâneo e hérnia.

Lista de Abreviaturas	
<b>BID</b>	vezes ao dia
<b>IM</b>	intramuscular
<b>kg</b>	quilograma
<b>mg</b>	miligrama
<b>SC</b>	subcutânea
<b>TID</b>	vezes ao dia
<b>VO</b>	oral

## REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALTMAN, R. B. Soft tissue surgical procedures. In: ALTMAN, R. B.; CLUBB, S. L.; DORRESTEIN, G. M.; QUESENBERRY, K. **Avian medicine and surgery**. Philadelphia: W. B. Saunders, 1997. p. 704-732.
- CAPITELLI, R.; CROSTA, L.. Overview of psittacine blood analysis and comparative retrospective study of clinical diagnosis, hematology and blood chemistry in selected psittacine species. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, Texas, v. 16, n. 1, p. 71-120, 2013.
- CARPENTER, J. W. **Formulário de Animais Exóticos**. São Paulo: MedVet, 2010. 578 p.
- COLES, B. H. Surgery. In: **Essentials of avian medicine and surgery**. 3. ed. Oxford: Blackwell Publishing, 2007. p. 142-182.
- CUBAS, Z. S. et al. **Tratado de animais selvagens: medicina veterinária**. 2 ed. São Paulo: Rocca, 2014. Vol. 1 e 2.
- DANTE, Daniel. **Problemas com ovo entalado**. Clube do criador. 2008. Disponível em: <http://www.clubedocriador.com>. Acesso em: 4 nov. 2018.
- DE MATOS, R. Calcium metabolismo in birds. **Veterinary Clinics of North America: Exotic Animal Practice**, Texas, v. 11, n. 1, p. 59-82, 2008.
- DUDA. **Fisiologia: sistema reprodutor e urinário**. Criatório BIG Original, São Paulo, 2011. Disponível em: <http://www.criatoriobigoriginal.com.br>. Acesso em: 4 nov. 2018.
- DUNBAR, M. R.; GREGG, M. A.; CRAWFORD, J. A.; GIORDANO, M. R.; TORNQUIST, S. J. Normal hematologic and biochemical values for prelaying greater sage grouse (*Centrocercus urophasianus*) and their influence on chick survival. **Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, Lawrence, v. 36, n. 3, p. 422-429. 2005.
- FERREIRA, Gilson B. **Problemas durante a reprodução**. Revista Brasil Ornitológico, São Paulo. Disponível em: <http://criadouroshekinah.blogspot.com>. Acesso em: 5 nov. 2011.
- GANDAL, C. P. Anesthetic and surgical techniques. In: PETRAK, M. L. **Diseases of cage and aviary birds**. 2. Ed. Philadelphia: Lea & Febiger, 1982. p. 304-328.
- HARR, K. E. Clinical chemistry of companion avian species: a review. **Veterinary Clinical Pathology**, Santa Barbara, v. 31, n. 3, p. 140-151, 2002.
- JEPSON, L. **Clínica de Animais Exóticos: Referência Rápida**. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010.
- LEITE, André Israel. **Retenção de ovo em papagaio (*Amazona vinacea*). Relato de caso**. Formiga – MG, 2011. Disponível em: <http://repositorioinstitucional.unifor.br:21074/xmlui/handle/123456789/130>. Acesso em: 4 nov. 2018.
- MITCHELL, M. A.; TULLY, T. N. **Manual of Exotic Pet Practice**. Missouri: Saunders, 2009. 228 p.
- ROWAN, M. 1983. **The Doves, Parrots and Cuckoos of Southern Africa**. Claremont, South Africa: David Phillip.
- THRALL M. A.; BAKER, D. C.; CAMPBELL, T. W. et al. **Veterinary Hematology and Clinical Chemistry**. Lippincott: Williams & Wilkins, 2004. 618p.