

**UNIVERSIDADE DE SANTO AMARO**  
**Curso *Stricto Sensu* - Medicina Veterinária e Bem Estar**  
**Animal**

**ERICA PEREIRA COUTO**

**AVALIAÇÃO REPRODUTIVA DE PERIQUITOS AUSTRALIANOS**  
**PADRÃO INGLÊS (*Melopsittacus undulatus*) EM CATIVEIRO**  
**COM O USO DE MANEJO NUTRICIONAL**

**São Paulo**

**2016**

**Curso *Stricto Sensu* - Medicina Veterinária e Bem Estar Animal**  
**Erica Pereira Couto**

**AVALIAÇÃO REPRODUTIVA DE PERIQUITOS AUSTRALIANOS  
PADRÃO INGLÊS (*Melopsittacus undulatus*) EM CATIVEIRO  
COM O USO DE MANEJO NUTRICIONAL**

Dissertação apresentado ao Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* da Universidade de Santo Amaro, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Medicina Veterinária e Bem Estar Animal  
Orientador: Prof. Dr. Kleber da Cunha Peixoto Junior

**São Paulo**  
**2016**

**Ficha catalográfica gerada automaticamente pelo  
Sistema de Bibliotecas da Universidade de Santo Amaro - UNISA**

ERICA PEREIRA COUTO

AVALIAÇÃO REPRODUTIVA DE PERIQUITOS AUSTRALIANOS PADRÃO  
INGLÊS (*Melopsittacus undulatus*) EM CATIVEIRO COM O USO DE MANEJO  
NUTRICIONAL / ERICA PEREIRA COUTO . -- São Paulo , 2016  
43 f.

Dissertação (Curso Stricto Sensu - Medicina Veterinária e Bem Estar Animal) -  
Universidade de Santo Amaro, 2016

Orientador(a): Prof. Dr. Kleber da Cunha Peixoto Junior

1.Nutrição. 2.Reprodução. 3.Fertilidade. 4.Psitacídeos. 5.*Melopsittacus undulatus*.  
I.Prof. Dr. Kleber da Cunha Peixoto Junior, orient. II.Universidade de Santo Amaro  
III.Título

**Erica Pereira Couto**

**AVALIAÇÃO REPRODUTIVA DE PERQUITOS AUSTRALIANOS  
PADRÃO INGLÊS (*Melopsittacus undulatus*) EM CATIVEIRO  
COM O USO DE MANEJO NUTRICIONAL**

Dissertação apresentado ao Programa de Pós-Graduação *Stricto Sensu* da Universidade de Santo Amaro, como requisito parcial para obtenção do título de Mestre em Medicina Veterinária e Bem Estar Animal

Orientador: Prof. Dr. Kleber da Cunha Peixoto Junior

São Paulo, 13 de dezembro de 2016.

Banca Examinadora

---

Prof. Dr. Kleber da Cunha Peixoto Junior

---

Profa. Dra. Cídeli de Paula Coelho

---

Prof. Dr. Paulo Anselmo Nunes Felipe

Conceito Final:

**Agradecimento:**

Ao meu orientador Prof. Dr. Kleber da Cunha Peixoto Junior pelo estímulo e atenção concedidos durante a elaboração deste trabalho.

Ao Criatório KP que disponibilizou as aves para o desenvolvimento deste trabalho.

A todos que acreditaram e que acreditam em mim. E incentivaram-me durante todo o decorrer do mestrado. Principalmente minha mãe e minha irmã, que são minhas maiores incentivadoras e apoiadoras.

Ao meu marido Amadeu, que me deu força para finalização desse projeto. E minha amiga e colega Vanessa Wickbold que me acompanhou nas visitas ao Criatório KP, como também na qualificação.

E acima de tudo a Olorum, que me deu força para seguir em frente nessa jornada que não para nunca.

## RESUMO

Os periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*) são considerados pelo IBAMA como animais domésticos. Suas necessidades nutricionais variam conforme a fase da vida e, na fase reprodutiva necessita-se de aproximadamente 12 a 15% de proteína bruta. Nesta fase o aumento da proteína na dieta se faz necessária, pois ocorre maior consumo de alguns aminoácidos uma semana antes da ovoposição, devido ao crescimento do oviduto e a produção do ovo propriamente dito. Desta forma, o objetivo deste trabalho foi avaliar o efeito da suplementação com proteína na forma de albumina ou na forma de aminoácidos sobre a reprodução dos periquitos australianos padrão inglês. Para isto foram utilizados 21 gaiolas contendo um casal cada divididos em 3 grupos, sendo o Grupo 1 suplementado na água diariamente com produto comercial a base de aminoácidos (Aminosol®), o Grupo 2 o controle e o Grupo 3 o que recebeu acréscimo de albumina na forma de clara de ovo em pó misturado à farinhada obtendo-se um produto com 40,78% de proteína bruta (PB). Os dados foram submetidos à análise de variância (PROC GLM) (SAS Institute Inc., 2001) onde se verificou o efeito dos tratamentos sobre o total de ovos, total de ovos fertilizados, total de ovos não fertilizados, total de ovos com morte embrionária, total de nascidos, total de mortos no ninho, total de desmamados, taxa de ovos não fertilizados, taxa de fertilidade, taxa de eclosão, taxa de desmama, taxa de mortalidade do nascimento a desmama e taxa de natalidade sendo, em seguida, utilizado o teste de comparação de médias ajustadas LSMEANS. Foi adotado o nível de significância de 5% para todas as análises realizadas. A quantidade de ovos fertilizados ( $p = 0,2132$ ), ovos não fertilizados ( $p = 0,1443$ ), ovos com morte embrionária ( $p = 0,1955$ ), ovos quebrados ( $p = 0,1380$ ), filhotes nascidos ( $p = 0,2428$ ), morte de filhotes até desmama ( $p = 0,4903$ ) e total de filhotes desmamados ( $p = 0,2931$ ) e as variáveis de eficiência reprodutiva como taxa de ovo não fertilizado ( $p = 0,2484$ ), taxa de fertilidade ( $p = 0,2484$ ), taxa de morte embrionária ( $p = 0,1299$ ), taxa de eclosão ( $p = 0,1624$ ), taxa de mortalidade até desmame ( $p = 0,8207$ ) e taxa de desmama ( $p = 0,2304$ ) não diferiram entre os tratamentos. Assim, concluiu-se que nas condições de criação avaliada, a suplementação de periquitos australianos padrão inglês com aminoácidos na água ou albumina na farinhada não altera a eficiência reprodutiva dos animais.

**Palavras Chave:** psitacídeos, periquitos, nutrição, reprodução, fertilidade.

## ABSTRACT

Budgerigars (*Melopsittacus undulatus*) are considered to be domestic animals by IBAMA. Their nutritional needs vary according to the different life stages, for instance, in the reproductive stage, 12-15% of crude protein is needed. This increase of protein in the diet happens because there is a greater consumption of amino acids one week before oviposition, due to the growth of the oviduct and the production of the egg itself. Therefore, the purpose of this project was to evaluate the effect of protein supplementation in the form of albumin or amino acids over budgerigars reproduction. For this experiment, 21 cages containing one couple each divided into 3 groups were used. Group 1 was supplemented by a commercial amino acid (Aminosol®) in the water daily, Group 2 was the control group, and Group 3 received albumin in the form of egg white powder mixed with the diet, obtaining a total of 40,78% of crude protein. Data was submitted to statistical analyses (PROC GLM) (SAS Institute Inc., 2001) to verify the effects of the treatment over the total amount of eggs laid, fertilized eggs, unfertilized eggs, eggs with embryonic death, new born, amount of deaths in the nest, and total weaned birds. Other rates, like unfertilized eggs, fertility, hatching, weaning, and mortality from birth to weaning were also analyzed and adjusted by LSMEANS. The level of significance was 5% for all type analyses. The amount of fertilized eggs ( $p = 0,2132$ ), unfertilized eggs ( $p = 0,1443$ ), eggs with embryonic death ( $p = 0,1955$ ), broken eggs ( $p = 0,1380$ ), new born ( $p = 0,2428$ ), deaths until weaning ( $p = 0,4903$ ), total amount of birds that were weaned ( $p = 0,2931$ ), and the variables of reproductive efficiency, like, the rate of unfertilized eggs ( $p = 0,2484$ ), fertility ( $p = 0,2484$ ), embryonic death ( $p = 0,1299$ ), hatched eggs ( $p = 0,1624$ ), mortality until weaning, and weaning itself did not differ among the treatments applied. Therefore, in the evaluated circumstances, it was concluded that supplementation for budgerigars, either with amino acids in water or with albumin in the diet, did not influence in the reproductive efficiency of the animals.

**Keywords:** psittaciformes, budgerigars, nutrition, reproduction, fertility.

## **Lista de Tabelas**

Tabela 1 – Composição bromatológica das farinhadas (mistura suplementar em pó) utilizadas durante o experimento.....	23
Tabela 2 – Composição bromatológica da mistura de sementes utilizada durante o experimento.....	25
Tabela 3 –.Efeito da suplementação com proteínas na forma de aminoácidos ou albumina sobre quantidade total de ovos, quantidade de ovos fertilizados ou não, com morte embrionária, ovos quebrados, filhotes nascidos, morte de filhotes até o desmame e filhotes desmamados.....	28
Tabela 4 – Efeito da suplementação com proteínas na forma de aminoácidos e albumina sobre a eficiência reprodutiva de periquitos australianos padrão inglês, sobre a taxa de ovos não fertilizado, taxa de fertilidade, taxa de morte embrionária, taxa de eclosão, taxa de mortalidade até desmame e taxa de desmama.....	31

## SUMÁRIO

RESUMO .....	6
ABSTRACT .....	7
1. INTRODUÇÃO .....	10
2. REVISÃO DE LITERATURA .....	11
2.1. Periquito Australiano Padrão Inglês ( <i>Melopsittacus undulatus</i> ).....	11
2.2. Anatomia de fêmea .....	11
2.3. Anatomia de macho .....	14
2.4. Ovo.....	15
2.5. Reprodução .....	17
2.6. Nutrição .....	20
3. OBJETIVO GERAL .....	24
4. MATERIAL E MÉTODO.....	25
4.1 Aves e Grupos:.....	25
4.2 Manejo.....	26
4.2.1 Ambiente .....	26
4.2.2 Higiene .....	27
4.2.3 Manejo Nutricional.....	28
4.2.4 Manejo das Aves .....	28
4.2.5 Manejo Sanitário:.....	29
4.3 Coeficientes observados: .....	29
4.4. Estatística.....	30
5. RESULTADOS E DISCUSSÃO .....	32
6. CONCLUSÃO .....	40
7. ÉTICA .....	41
8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS .....	42

## 1. INTRODUÇÃO

A ordem Psittaciforme compreende aproximadamente 360 espécies (O'MALLEY, 2005). Os psitacídeos são classificados como herbívoros, apresentando os sub-grupos dos granívoros, como os periquitos-australianos (*Melopsittacus undulatus*), dos frugívoros, como as araras (*Ara spp* e *Anodorhynchus spp*) e os papagaios (*Amazona spp*), dos nectívoros, como os lóris (família *Loridae*) (BROWN, 2010; LAMBERSKI, 2003; SICK, 2001; TULLY, 2009), e dos onívoros, que se alimentam de frutas, sementes e insetos, como as cacatuas (família *Cacatuidae*) e calopsitas (*Nymphicus hollandicus*) (LAMBERSKI, 2003; MACWHIRTER, 2000).

O conhecimento científico ainda limitado das necessidades nutricionais dos psitacídeos em cativeiro, juntamente com a desinformação dos proprietários sobre os cuidados nutricionais com essas aves, favorecem a ocorrência de doenças nutricionais e suas consequências (KOLLIAS, 1995; KOLLIAS; KOLLIAS, 2000; ULLREY; ALLEN; BAER, 1991). Esta desnutrição ocorre pelo consumo de dietas ricas em calorias e pobre nos restante dos nutrientes essenciais (FORBES, 1998), uma vez que a saciedade é controlada pela exigência de energia (maior energia fornecida pela dieta, menor a vontade de consumo pelo animal) (CARCIOFI; SAAD, 2001). As aves que têm como base alimentar sementes oleaginosas e outros alimentos de elevado teor calórico, geralmente se apresentam desnutridas, ainda que o peso corpóreo esteja dentro dos limites de normalidade para a espécie (KOLLIAS, 1995).

A necessidade nutricional varia conforme a fase da vida da ave, havendo as fases reprodutiva, de crescimento e manutenção (EARLE; CLARKE, 1991; PIÑEIRO; BERT, 2011). Durante o período reprodutivo a dieta deve ser composta diferentemente da formulação para manutenção, já que, neste período, as aves necessitam de maior quantidade de minerais como o cálcio, aminoácidos e lipídios (GODOY, 2007).

## **2. REVISÃO DE LITERATURA**

### **2.1. Periquito Australiano Padrão Inglês (*Melopsittacus undulatus*)**

O periquito australiano (*Melopsittacus undulatus*) denominado selvagem é originário da Austrália, criado em cativeiro desde a década de 1850 (BINKS, 2006), tem como coloração predominante verde no corpo, a cabeça amarelada e presença de preto em asas e face (TULLY, 2009) e fazem parte da listagem de fauna considerada doméstica para fins de operacionalização do IBAMA (Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis), de acordo com a Portaria do IBAMA 093/98, de 07. jul. 1998.

É considerada uma ave de companhia, uma vez que é de fácil domesticação e treinamento, de custo intermediário, de coloração variada devido às mutações de cores e padrões diferenciados, além de fácil reprodução em cativeiro (HARCOURT-BROWN, 2010; TULLY, 2009). Pode-se assumir o dimorfismo sexual, o qual é visualizado através da cera nos machos que são azuis e nas fêmeas são de coloração rosa a marrom. Essa classificação não é válida para a maioria das mutações (HARCOURT-BROWN, 2010; RUPLEY, 1999; TULLY, 2009).

As aves domésticas e silvestres compartilham de características anatômicas similares do sistema reprodutor, embora as aves desenvolvam adaptações comportamentais e morfológicas para facilitar a reprodução em diversos habitats (MORAIS *et al.*, 2012).

### **2.2. Anatomia de fêmea**

O ovário em aves imaturas é achatado, triangular, de coloração branca, amarela ou preta e, com uma superfície levemente granular. Já

o ovário ativo possui folículos em estágios de desenvolvimento distintos, se assemelhando a um cacho de uva (BINKS, 2006; RUPLEY, 1999; USTUROI; AVARVAREI, 2011).

Nas aves, um único folículo ovula e é liberado um óvulo (gema) por vez, em intervalos curtos (todos os dias), tendo em vista que o embrião deve obter todo o seu nutriente para o desenvolvimento embrionário (RUTZ *et al.*, 2007).

Durante o período não reprodutivo podem ser encontrados pequenos folículos e há uma regressão do ovário e oviducto (RUPLEY, 1999).

Uma das principais funções do ovário é a produção de hormônios esteróides, essenciais para o crescimento e função do trato reprodutivo. As células da granulosa é a principal fonte de progesterona, a qual atua na secreção de albúmen e indução do pico de hormônio luteinizante (LH). Os androgênios atuam em características secundárias. Os estrogênios atuam na síntese da gema pelo fígado, mobilização de cálcio dos ossos medulares para a glândula secretora da casca (BINKS, 2006).

O oviducto apresenta-se fino durante a inatividade reprodutiva, e torna-se longo, largo e retorcido durante atividade reprodutiva (postura). É dividido em cinco partes. A primeira é o infundíbulo, correspondente ao local da fertilização, é o local onde capta o óvulo logo após a liberação realizada pelo ovário, e caso tenha a presença de espermatozóides, que ficam retidos nos sulcos glandulares, é onde ocorre a fertilização (RUPLEY, 1999; RUTZ *et al.*, 2007; USTUROI; AVARVAREI, 2011). Este é um processo eficiente, onde a fertilidade é atribuída ao macho, enquanto que o desenvolvimento embrionário é da fêmea (RUTZ *et al.*, 2007). O segundo é o magno que se encontra distal ao infundíbulo, é a parte mais longa do oviducto, onde ocorre a maior parte da deposição do albúmen. O terceiro é o istmo, região mais curta onde se formam as membranas interna e externa da casca. O quarto é o útero ou glândula da casca, que é um órgão muscular e secretório, onde

ocorre a deposição da casca e dos pigmentos da casca, além da deposição da cutícula. O quinto e último é a vagina que conecta o útero até a cloaca, e contém as fóssulas espermáticas (glândulas hospedeiras), onde é armazenado o esperma (RUPLEY, 1999; RUTZ *et al.*, 2007).

Os espermatozoides ficam armazenados na vagina após a inseminação artificial ou monta natural, quando então se deslocam em via ascendente em direção ao infundíbulo (RUPLEY, 1999; RUTZ *et al.*, 2007). Os espermatozoides quando atingem a região do infundíbulo, devem ser capazes de se ligar e penetrar na membrana perivitelínica (camada simples não celular que envolve o óvulo) e fertilizar o óvulo (BINKS, 2006; RUTZ *et al.*, 2007).

Ao avançar da idade, a fertilidade é reduzida, em periquitos australianos começa a se considerar entre 4-6 anos de idade (BINKS, 2006). Além de ocorrer um maior intervalo entre ovulações e com isso declínio na produção dos ovos. A redução na produção de ovos é indicativa de que está ocorrendo à redução na taxa de ovulação (AGOSTINHO *et al.*, 2012; RUTZ *et al.*, 2007; SANTOS *et al.*, 2009).

Durante a postura há um elevado aporte de cálcio para a produção da casca, com isso neste período ocorre aumento de absorção de cálcio intestinal, além da possibilidade de mobilização do cálcio a partir dos ossos. Antes da formação do ovo, aproximadamente 10 dias, ocorre a calcificação do espaço medular dos ossos longos (úmero e fêmur). Logo a dieta para um psitacídeo em reprodução deve conter de 0,3 a 1% de cálcio e a relação cálcio e fósforo devem ser de 1:1 ou 2:1. E ainda durante a postura pode ocorrer o aumento ligeiro dos leucócitos, hematócrito e proteína total (BINKS, 2006; RUPLEY, 1999).

### 2.3. Anatomia de macho

Os testículos estão localizados cranialmente aos rins, apresentando superfície lisa e variam de tamanho, forma e cor. Apresentam como função a elaboração dos espermatozóides e liberação de testosterona (BENEZ, 1999; BINKS, 2006). Estão localizados na cavidade celomática, a qual apresenta temperatura de 41°C - 43°C, mesmo assim ocorrendo a espermatogênese, que nestas condições acredita-se que ocorra sem alterações devido ao resfriamento dos testículos ocasionado pelos sacos aéreos (RUTZ *et al.*, 2007).

Os testículos das aves imaturas são pequenos, amarelados a brancos, aumentando substancialmente de volume durante a fase reprodutiva, fora desta fase se atrofiam e se assemelham aos testículos de um juvenil. Os testículos dos adultos em fase reprodutiva podem ser de coloração branca, amarelo ou cinza, com uma superfície vascular (RUPPLEY, 1999; USTUROI; AVARVAREI, 2011). A relação entre o peso vivo e o peso do testículo, varia entre as espécies, mas em geral pesam 1% do peso vivo da ave (BENEZ, 1999).

Os testículos são constituídos de túbulos seminíferos que são ramificados e se anastomosam livremente dentro da túnica albugínea. Em um macho adulto, a extensão da túnica penetra entre os túbulos para agirem como estrutura de suporte. O tecido intersticial contém as células de Leyding, que são secretoras de androgênios e as espermatogônias que dão origem aos espermátócitos primários, secundários e espermátites, estas últimas darão origem aos espermatozoides, através da espermiogênese (BENEZ, 1999; BINKS, 2006).

Os espermatozóides passam dos túbulos seminíferos, através dos túbulos retos, para os ductos eferentes. A partir daí, atravessam a região epididimária. O ducto do epidídimo abre-se dentro do ducto deferente o qual é o primeiro local de armazenamento. O ducto deferente é um tubo enrolado, que em sua extremidade distal é reto e dilata-se levemente,

passa através da cloaca e termina como extensão semelhante a uma papila que se projeta dentro da cloaca (RUTZ *et al.*, 2007). Nos periquitos australianos não há órgão penetrador ou falo, porém há essas papilas que são utilizadas para a cópula, que são consideradas um tecido erétil (BINKS, 2006; USTUROI; AVARVAREI, 2011).

A cópula se dá através de uma eversão da parede cloacal. O sêmen é depositado no orifício evertido do oviducto (BINKS, 2006; RUPLEY, 1999; RUTZ *et al.*, 2007). As alterações da atividade funcional testicular pode ter origem na hipófise, ou no próprio testículo (BENEZ, 1999). Os machos que não produzem esperma podem apresentar alterações testiculares ou até bloqueios nos ductos deferentes (BINKS, 2006).

As condições inadequadas de manejo, incluindo o nutricional, como a hipovitaminose A e E, mudanças nos níveis de manganês e cobalto podem gerar alterações, como a suspensão da espermatogênese, seguida de atrofia do epitélio seminal, de difícil retorno, mesmo com suplementação (BENEZ, 1999; FANSENKO, 2003; PIÑEIRO; BERT, 2011).

#### **2.4. Ovo**

As estruturas derivam do ovário ou do oviducto. A gema é o citoplasma do oócito, sua maior porção é sintetizada no fígado e transportada para o ovário através do sangue, possui coloração amarela e separada do albúmen, contém anticorpos maternos (imunidade passiva) e proporciona nutrição ao embrião em desenvolvimento. O disco germinativo se desenvolve no embrião do ovo fértil, e é um ponto opaco branco, circular e pequeno localizado na superfície da gema. Circundando a gema há a membrana vitelina, que protege o embrião de microorganismos e deriva-se do ovário. As calazas conectam a gema com as extremidades do ovo e estabilizam a mesma no centro do ovo. O

fluido viscoso claro é o albúmen, que também vai proporcionar a nutrição ao embrião e proteção contra microorganismos. Abaixo da casca, podem ser encontradas as membranas internas e externas, que têm como função proteger o embrião de microorganismos e permitir a transpiração. Finalmente tem-se a casca que exerce proteção física, permite a transpiração, regula a evaporação e constitui fonte de carbonato de cálcio para a formação embrionária (BINKS, 2006; RUPLEY, 1999).

Nota-se que os ovos maiores requerem aportes nutricionais mais intensos, o que pode influenciar na frequência e na taxa de postura das aves. Os ovos leves geram filhotes leves, e ovos pesados geram filhotes mais pesados ao nascer o que indica melhor desenvolvimento embrionário, maior reserva de nutrientes no saco vitelínico, desencadeando melhores condições de sobrevivência após eclosão (AGOSTINHO *et al.*, 2012; BRUNELI *et al.*, 2005; SANTOS *et al.*, 2009).

O estado nutricional da matriz exerce efeitos na produção e na postura dos ovos. A deficiência de proteína pode resultar em redução no número de ovos e em alta mortalidade dos filhotes, a falta de cálcio pode gerar ovos de casca mole, fina e até mesmo a matriz apresentar retenção do ovo, além de acarretar na diminuição da contratilidade uterina e a deficiência de vitamina D3 pode exacerbar os sinais da deficiência de cálcio e pode causar problemas no desenvolvimento dos ossos e pernas (BINKS, 2006; MACWHIRTER, 2010) e na formação da casca do ovo, já que esta vitamina está presente, juntamente com o cálcio, é fundamental na formação da casca do ovo e, alterações nos níveis dietéticos desta vitamina, do cálcio e do fósforo, associados ou não excesso de cloreto de sódio (sal) na ração, podem alterar o desenvolvimento normal da casca (PIÑEIRO; BERT, 2011).

A ovoscopia é o exame realizado no ovo para determinação se o ovo está ou não fértil, para verificação do desenvolvimento embrionário e qualidade do mesmo. Deve ser realizado em um ambiente escuro ou dentro do próprio ninho segurando o ovo em um feixe de luz ou fazendo uso de um ovoscópio e ao mesmo tempo realizando uma leve rotação

para uma visualização completa do ovo (ALLGAYER; CZIULIK, 2007; BENEZ, 1999). Nos ovos não fertilizados a cicatrícula se encontra em uma forma de ponto branco solidificado, denominado de blastodisco, enquanto nos ovos fertilizados, a cicatrícula é de cor acinzentada e com aspecto desuniforme, recebendo o nome de blastoderma (RUTZ *et al.*, 2007).

A determinação de um ovo fértil não pode ser realizada antes de se incubar, podendo ser realizada apenas após 5 - 10 dias do início da incubação (RUTZ *et al.*, 2007). Através da identificação dos ovos férteis e dos inférteis, pode-se calcular o grau de fertilidade e eclodibilidade (BRUNELI *et al.*, 2005; ROSA; AVILA, 2000) utilizando as fórmulas abaixo citadas por Bruneli *et al.* (2005) e por Rosa e Avila (2000).

Taxa de eclosão =  $\frac{\text{Número de nascidos}}{\text{Número total de ovos}} \times 100$

Número total de ovos

Fertilidade =  $\frac{\text{Número de ovos férteis}}{\text{Número total de ovos}} \times 100$

Número total de ovos

Eclodibilidade =  $\frac{\text{Número de nascidos}}{\text{Número de ovos férteis}} \times 100$

Número de ovos férteis

## 2.5. Reprodução

Em sua grande maioria os psitacídeos se reproduzem na primavera-verão (ALLGAYER; CZIULIK, 2007), mas espécies como os periquitos australianos podem reproduzir-se durante o ano inteiro

(LUGO-CARVAJAL, 2009; RUPLEY, 1999). Em geral, os psitacídeos apresentam baixa taxa de reprodução, ligada a baixa quantidade de ovos e sobrevivência de filhotes (FRANSCISCO; MOREIRA, 2012).

Em vida livre, os psitacídeos estão expostos à sazonalidade da oferta de alimentos, o que influencia seu comportamento reprodutivo (FRANSCISCO; MOREIRA, 2012). Em cativeiro difere, uma vez que sua demanda energética é menor e a oferta de alimentos é constante quando comparado as aves em vida livre (FRANSCISCO; MOREIRA, 2012).

A vida reprodutiva pode se iniciar entre seis meses a um ano de idade nos psitacídeos de médio e grande porte (CUBAS; GODOY, 2007; HARCOURT-BROWN, 2010; RUPLEY, 1999), já nos periquitos australianos, Binks (2006) relata como idade ideal, 10 meses para fêmeas e nove meses para os machos, porém Usturoi e Avarvarei (2011), relata fêmeas reproduzindo com 190 dias (aproximadamente seis meses). Binks (2006) reporta que, nos periquitos australianos, o auge reprodutivo se dá a partir do segundo e o terceiro ano de vida indo até o quinto ao sexto ano, onde começa a declinar a reprodução.

O início da fase reprodutiva é estimulada pela presença de um companheiro compatível, pela presença de ninho, pela quantidade e qualidade de alimentos, pelo aumento do fotoperíodo e por outros casais (RUPLEY, 1999), uma vez que os periquitos australianos são aves gregárias, que em vida livre necessitam de formação de colônias para reprodução, o que se faz necessário proporcionar essas condições no criadouro para que haja uma fertilidade satisfatória (BINKS, 2006). Brockway (1964; 1967) relata que ocorre o estímulo da atividade gonadal entre os periquitos australianos machos durante a vocalização entre si.

A fêmea coloca em média, de 4 a 8 ovos, com intervalo entre as posturas de aproximadamente 48 horas (dias alternados) (RUPLEY, 1999), sendo necessário uma caixa ninho de madeira ou plástico, contando que ela se sinta confortável e segura (TULLY, 2009). O período de incubação se dá entre 18 e 20 dias (BINKS, 2006; CUBAS;

GODOY, 2007; LUGO-CARVAJAL, 2009). A eficiência reprodutiva é dependente das escolhas de boas matrizes (GODOY, 2007; RUTZ *et al.*, 2007) devendo ser eliminadas aves com falta de libido, deficiências físicas e em muda (troca de pena) (BINKS, 2006; BRUNELI *et al.*, 2005; YORKE, 2011), determinada pela carga genética, por fatores ambientais como estresse, instalações, programa de luz, nutrição, sanidade e manejo (GODOY, 2007; RUTZ *et al.*, 2007) como a utilização de poleiros escorregadios que dificultará a cópula e que resultará em grande quantidade de ovos inférteis (ALLGAYER; CZIULIK, 2007; BINKS, 2006), que podem diminuir a fertilidade, a eclodibilidade e a viabilidade dos ovos e pela maturidade sexual do casal (BRUNELI *et al.*, 2005).

A ação humana (quebra de ovos) pode gerar interferência na reprodução do plantel (YORKE, 2011), como também as alterações climáticas podem alterar a fertilidade/ eclodibilidade dos ovos, já que a baixa umidade pode desencadear o ressecamento das membranas da casca, prejudicando o desenvolvimento embrionário (BINKS, 2006) e os extremos de temperaturas, pois temperaturas elevadas podem bloquear a produção de sêmen (MORENG, AVENS, 1990). Segundo Lugo-Carvajal (2009) os eventos climáticos (variações de temperatura bruscas e umidade) podem provocar estresse ambiental, que estimula a secreção de hormônio adrenocorticotrófico (ACTH), aumentando a atividade do córtex da adrenal e da secreção de hormônios esteroidais (GUIMARÃES *et al.*, 2003).

O manejo nutricional é fundamental para o sucesso da reprodução em cativeiro, possibilitando melhor sanidade e reprodução das aves (ALLGAYER; CZIULIK, 2007). Neste período reprodutivo, há a necessidade de maior quantidade de minerais como o cálcio, aminoácidos e lipídios (GODOY, 2007; RUTZ *et al.*, 2007). O excesso de energia na forma de carboidrato ou lipídios (presente na alimentação gordurosa) é estocando como tecido adiposo, que poderá tornar a ave obesa e comprometer o desempenho reprodutivo ou até mesmo

inviabilizar esta ave para a reprodução (ALLGAYER; CZIULIK, 2007; FRANCISCO; MOREIRA, 2012; YORKE, 2011).

As alterações nutricionais não corrigidas acarretarão em alterações na saúde dessas aves e com isso comprometerão o crescimento, a muda de penas, ocasionando alterações hepáticas (ALLGAYER; CZIULIK, 2007), déficits de vitaminas como vitaminas A, E, D, B2, B12, biotina e ácido fólico, que também prejudicam a eficiência reprodutiva, uma vez que essas vitaminas agem na escala da fertilidade até o desenvolvimento embrionário (BENEZ, 1999).

## **2.6. Nutrição**

A nutrição em si engloba uma grande variedade de fatores que se interligam e que não podem ser considerados separadamente. Estes incluem presença de energia, digestibilidade e palatabilidade da dieta (DREPPER, *et al.* 1988, *apud* EARLE; CLARKE, 1991). Além disso, deve-se atentar a disponibilidade dos nutrientes que varia de acordo com a espécie animal, tipo de trato gastrointestinal, dieta, idade, estado fisiológico, temperatura ambiental, nível de consumo, processamento do alimento, necessidades nutricionais, doenças, parasitas, estresse (FORBES, 1998; MACWHIRTER, 2000), estação reprodutiva e muda de penas. Todos estes fatores podem aumentar a demanda por alguns nutrientes, como proteína que é importante para a produção de penas, unhas e bico (DREPPER, K. *et al.* 1988, *apud* EARLE; CLARKE, 1991).

Em periquitos australianos pode se estimar em 10% a necessidade de proteína bruta na dieta (DREPPER, K. *et al.* 1988, *apud* EARLE; CLARKE, 1991) a qual em época de muda de penas pode aumentar para 12 a 13% (EARLE; CLARKE, 1991), na época reprodutiva variar de 12 a 15% e na fase de crescimento dos filhotes pode chegar a 20% (PIÑEIRO; BERT, 2011). A proteína se faz necessária em proporção mais alta uma vez que a necessidade de alguns aminoácidos aumentam

uma semana antes da primeira ovoposição, devido ao crescimento do oviducto e a produção do ovo propriamente dito (HARRISON; McDONALD, 2006), já que a gema do ovo do periquito australiano possui 20% de proteína, 30% de gordura e 50% de água (BINKS, 2006).

Há aminoácidos considerados essenciais para as aves como a glicina, principalmente em dietas com baixo teor de metionina e arginina. As aves tem uma alta demanda por este aminoácido uma vez que ele faz parte da biossíntese do ácido úrico, principalmente as jovens de até oito semanas que apresentam menor capacidade na sintetize desse aminoácido devido ao fígado imaturo (HARPER; SKINNER, 1998; TAYLOR; NOTT; EARLE, 1994).

É comum que se avalie uma dieta apenas pelo seu conteúdo de proteína bruta. No entanto, mesmo que a proteína bruta seja suficiente, é preciso se preocupar com a qualidade dessa proteína, do contrário a deficiência de aminoácidos específicos pode ocorrer mais frequentemente envolvendo a lisina, metionina e triptofano, cujos níveis se tornam limitantes (FORBES, 1998). Periquitos australianos mantidos em dietas à base de sementes consomem apenas metade da necessidade diária de lisina, metionina e cisteína, isso pode acarretar menor produção de ovos, menor fertilidade e, conseqüentemente menor número de filhotes nascidos (HARRISON; McDONALD, 2006).

Lembrando que existem 22 aminoácidos nas proteínas corporais, todos fisiologicamente essenciais. Nutricionalmente, esses aminoácidos podem ser divididos em duas categorias: aminoácidos essenciais (aqueles que as aves não sintetizam ao todo e necessitam estar presente na dieta) e aminoácidos não essenciais (aqueles que podem ser sintetizados a partir de outros aminoácidos) (BRUE, 1994; FARIA; JUNQUEIRA, 2000). Os aminoácidos essenciais são a lisina, arginina, histidina, metionina, triptofano, treonina, leucina, isoleucina, valina e fenilalanina; e os aminoácidos não essenciais alanina, asparagina, aspartato, cisteína, glicina, glutamato, glutamina, hidroxilisina, hidroxiprolina, prolina, serina e tirosina (BEITZ, 1996; HARPER;

SKINNER, 1998). Encontra-se a serina, glicina e prolina mais abundante na queratina das penas, ao passo que a metionina, histidina, lisina e triptofano em níveis menores (MACWHIRTER, 1994).

Depois que a fonte de proteína é consumida, ela é processada inicialmente pela combinação da pepsina e do ácido clorídrico secretado pelo pró-ventrículo. As correntes resultantes de polipeptídeo são então adicionadas à degradação por uma série de enzimas do pâncreas (tripsina, quimotripsina, carboxipeptidases), das aminopeptidases e finalmente dos dipeptidases. Os aminoácidos individuais que resultam desta série de hidrolises enzimáticas são absorvidos então no intestino delgado, predominantemente no jejuno, embora todas as porções estejam envolvidas na absorção (BRUE, 1994). A degradação das proteínas pelo organismo produz ureia e ácido úrico, sendo que nas aves o ácido úrico é o metabólito predominante (MACWHIRTER, 2000).

Deve-se atentar aos níveis altos de proteína na dieta, pois seu excesso pode acarretar alterações como lesões renais, hepáticas, formação de gota úrica (PIÑEIRO; BERT, 2011), perda ou atraso de ganho de peso, deformidades nas pernas, alteração comportamentais como arrancamento de penas, regurgitação, nervosismo e finalmente a morte (MACWHIRTER, 2000).

Além da proteína, as vitaminas e alguns minerais são importantes para a reprodução, pois interferem diretamente na ovoposição e na qualidade e produção de sêmen (BINKS, 2006). A deficiência de vitamina A podem ser causadas por baixos níveis da vitamina na alimentação, oxidação da vitamina A no alimento, erros de mistura e doenças bacterianas, fúngicas e parasitárias (BENEZ, 2001; KOLLIAS, 1995). Os sinais clínicos nas aves incluem diminuição da imunidade humoral e celular, dificuldade para descascar e deglutir alimentos, arrancamento de penas, pododermatite, gota úrica, infertilidade (CARCIOFI; OLIVEIRA, 2007), queda na produção de esperma e de eclosão de ovos, atrofia testicular, diminuição do número e da motilidade dos espermatozoides, manchas de sangue nos ovos e aumento da

mortalidade dos neonatos (BENEZ 2001; CARCIOFI, 2001; CARCIOFI; SAAD, 2001; HARRISON; McDONALD, 2006). Além das deficiências ocorridas por erros na formulação da dieta, há as que ocorrem devido a disfunções hepáticas que resultam em um não armazenamento de vitamina A pelo fígado (HARRISON; HARRISON, 1986). Seu excesso pode causar infertilidade e mortalidade embrionária, além de interferir na absorção da vitamina E (FASENKO, 2003; PIÑEIRO; BERT, 2011).

A vitamina E tem ação anti-oxidante (PIÑEIRO; BERT, 2011), e sua deficiência pode ser causada pelo excesso de vitamina A (FASENKO, 2003; PIÑEIRO; BERT, 2011), pela oxidação dos ácidos graxos na alimentação pelo excesso de óleos contendo ácidos graxos insaturados (CARCIOFI; SAAD, 2001; SCHARRA, 1987; WALLACH, 1970), erros de mistura; níveis incorretos da vitamina na dieta e a utilização de ácido propiônico como conservante de sementes que podem diminuir a vitamina E e selênio na alimentação (DONELEY, 2001). Os sinais clínicos de maneira geral levam a problemas reprodutivos, como degeneração embrionária e testicular, falha ovariana, inibição irreversível de espermatogênese (BENEZ, 1999; CARCIOFI; OLIVEIRA, 2007), infertilidade nas fêmeas, mortalidade embrionária precoce e baixa eclosão dos ovos. (DIERENFELD, 1989; FARIA; JUNQUEIRA, 2000; FORBES, 1998; MACWHIRTER, 2000; SMITH; ROUDYBUSH, 1997), também está ligado a mortes perinatais por mau desenvolvimento do músculo de bicagem da casca (MACWHIRTER, 2010).

Alguns minerais como o manganês, em deficiência pode levar a baixa na produção de ovos e redução da eclodibilidade (BENEZ, 1999; FANSENKO, 2003; PIÑEIRO; BERT, 2011). Já o excesso de selênio pode acarretar em deformações embrionárias e falha na reprodução no geral (PIÑEIRO; BERT, 2011).

### **3. OBJETIVO GERAL**

O objetivo do projeto foi avaliar o efeito da suplementação com proteína na forma de albumina e na forma de aminoácidos sobre a reprodução dos periquitos australianos padrão inglês.

#### **3.1. Objetivos específicos**

- Avaliar a eficiência reprodutiva nos animais submetidos a diferentes manejos nutricionais
- Avaliar a fertilidade das 21 gaiolas contendo um casal em cada, através da mensuração quantitativa do número de ovos, estes sendo férteis ou inférteis.
- Avaliar o número de nascimentos e mortes de filhotes até desmame.

## 4. MATERIAL E MÉTODO

### 4.1 Aves e Grupos:

O trabalho foi realizado com 21 gaiolas, contendo um casal de periquitos australianos padrão inglês (*Melopsittacus undulatus*) em cada, mantidos em gaiolas padronizados medindo 66cm de comprimento x 30cm de largura x 40cm de altura, fixadas em um cômodo coberto em um criadouro amador localizado em Carapicuíba, município de São Paulo e divididas em 3 grupos (com 14 animais cada – 7 casais) da seguinte forma:

- A) Grupo 01 – foi utilizado um medicamento comercial (Aminosol®) utilizado para melhora da reprodução das aves fornecido diariamente em bebedouro âmbar de 55mL.
- B) Grupo 02 - Grupo controle, onde as aves receberam apenas água filtrada nos bebedouros.
- C) Grupo 03 – Este grupo recebeu como farinhada uma mistura realizada no próprio criadouro utilizando 70% da farinhada comercial utilizada para todos os grupos (CC2030 Premium da Biotron® - PB 22%) acrescida de 30% clara de ovo em pó (84% PB) (Tabela 1), além de água filtrada nos bebedouros.

**Tabela 1.** Composição bromatológica das farinhadas (mistura suplementar em pó) utilizadas durante o experimento.

	<b>GRUPO 1 - Aminosol® CC2030</b>	<b>GRUPO 2 - Controle CC2030</b>	<b>GRUPO 3 - Farinhada CC2030 + 30% de Albumina</b>
<b>Proteína Bruta</b>	22%	22%	40,78%
<b>Umidade g/kg</b>	12%	12%	10,35%
<b>Extrato Etéreo</b>	7%	7%	4,9%
<b>Matéria Mineral</b>	7%	7%	5%
<b>Matéria Fibrosa</b>	4,5%	4,5%	3,1%
<b>E.M (kcal/kg)</b>	341	341	108,48

\* EM = Energia Metabolizável

## 4.2 Manejo

### 4.2.1 Ambiente

As aves permaneceram dentro de gaiolas fixadas na parede de um cômodo coberto medindo 2m x 3m, com paredes brancas, porta de entrada e uma das paredes de tela para circulação de ar. A iluminação

foi controlada por *timer*, sendo ligada às 14 horas e desligada às 21 horas.

As gaiolas foram fixadas em suportes de madeira com capacidade de 5 gaiolas, sendo 2 suportes por parede localizados um em frente ao outro.

Os casais foram agrupados dia 15 de agosto de 2014 e os ninhos de madeira (caixa ninho), de tamanho uniforme (20x20x20cm), colocados do lado externo das gaiolas no primeiro dia do mês de setembro.

#### **4.2.2 Higiene**

Todas as gaiolas foram lavadas e higienizadas com amônia quaternária e com vassoura de fogo no final do mês de julho de 2014 e depois permaneceram 10 dias em vazio sanitário antes da chegada das aves.

Água e dieta foram renovados diariamente no período da tarde, sendo os bebedouros e comedouros lavados. As grades e os fundos das gaiolas foram raspados uma vez por semana, momento em que são substituídos os jornais colocados no fundo das gaiolas. As aves não têm acesso às fezes, nem ao jornal, pois uma grade móvel colocada na gaiola isola o fundo onde ficam os dejetos.

Os ninhos após o início dos nascimentos foram cobertos com serragem isentas de substâncias químicas e limpos duas vezes por semana, sendo a serragem substituída por uma nova. Os ninhos foram substituídos por ninhos limpos a cada nova rodada de postura.

### 4.2.3 Manejo Nutricional

As aves de todos os 3 grupos tinham a disposição uma mistura de sementes constituídas de 60% de alpiste e 40% painço (Tabela 2), colocadas à vontade em comedouros de porcelana número 4 dotados de grades de proteção e com 10g de farinhada comercial (mistura suplementar em pó) (CC2030 Premium® da Biotron). Para o grupo 3 a farinhada comercial foi substituída pela farinhada proteica (CC2030 Premium® da Biotron + 30% de albumina da Salto's Alimentos Ltda) fornecida em potes de porcelana número 2. Após o nascimento dos filhotes, cada gaiola recebeu um acréscimo de 10g de aveia por dia fornecida em potes de porcelana número 3. Todos os componentes da dieta foram substituídos diariamente no período da tarde.

**Tabela 02:** Composição bromatológica da mistura de sementes utilizada durante o experimento.

Dieta 60% painço e 40% alpiste	
<b>Proteína Bruta (%)</b>	13.5
<b>Carboidratos Solúveis (%)</b>	39.5
<b>Lipídeos (%)</b>	4.5

### 4.2.4 Manejo das Aves

Os ninhos foram colocados no 1º dia de setembro de 2014, cada fêmea fez entre 1 e 3 posturas indo em seguida para a voadeira descansar até a próxima estação. Outro casal foi colocado na gaiola em substituição aos casais que não realizaram postura alguma, aos casais

que não fertilizaram ovos por 2 posturas consecutivas ou aos casais que realizam 3 posturas férteis e criaram os respectivos filhotes.

Durante o período de postura, os filhotes permanecem com os pais até 40 dias de vida ou até a fêmea iniciar uma nova postura (o que acontecer primeiro), sendo então separados e colocados em uma voadeira com aves da mesma idade.

Se após os 40 dias juntos a fêmea não iniciou postura, o casal foi separado e outro casal colocado na gaiola.

#### **4.2.5 Manejo Sanitário:**

As aves utilizadas nesse trabalho passaram por exames de coproparasitológicos por 6 meses consecutivos (agosto de 2014 à janeiro de 2014), apresentando os resultados negativos.

Como também foi realizado em agosto de 2014, no início da temporada de postura, o exame para clamidiose, pulorose, aspergilose, pasteurelose, micoplasmose e salmonelose coletado e enviado para laboratório realizado os exames por PCR (*Polymerase Chain Reaction*), apresentando resultado negativo para todas as doenças analisadas.

#### **4.3 Coeficientes observados:**

Em todos os grupos foi realizado:

- a) Identificação por casal da quantidade de ovos por postura.
- b) Após postura foi realizada a ovoscopia para identificação de ovos férteis e inférteis com lanterna com lâmpadas LED.

- c) Após período de incubação natural foi verificada quantidade de nascimento (eclosão), quantidade de morte embrionária e quantidade de ovos não fecundados.

Utilizou-se as fórmulas abaixo para calcular as taxas de eficiência reprodutiva:

1. Taxa de eclosão =  $\frac{\text{Número de nascidos}}{\text{Número total de ovos}} \times 100$

2. Taxa de Fertilidade =  $\frac{\text{Número de ovos férteis}}{\text{Número total de ovos}} \times 100$

3. Taxa de desmama =  $\frac{\text{Número de filhotes desmamados}}{\text{Número de ovos férteis}} \times 100$

4. Taxa de mortalidade até desmame =  $\frac{\text{Número de filhotes mortos}}{\text{Número de filhotes nascidos}} \times 100$

5. Taxa de ovo não fertilizado =  $\frac{\text{Número de ovos não fertilizados}}{\text{Número total de ovos}} \times 100$

6. Taxa de morte embrionária =  $\frac{\text{Número de ovos fertilizados não nascidos}}{\text{Número total de ovos}} \times 100$

#### 4.4. Estatística

Os resultados foram analisados através do programa computacional *Statistical Analysis System* (SAS Institute Inc., 2001), sendo anteriormente verificada a normalidade dos resíduos pelo Teste de SHAPIRO-WILK (PROC UNIVARIATE) e a homogeneidade das variâncias comparadas pelo Teste QUI QUADRADO (Comando SPEC do PROC GLM). Os dados foram submetidos à análise de variância

(PROC GLM) onde se verificou o efeito dos tratamentos sobre o total de ovos, total de ovos fertilizados, total de ovos não fertilizados, total de ovos com morte embrionária, total de ovos quebrados, total de filhotes nascidos, total de morte de filhote até desmame, total de filhotes desmamados, taxa de ovos não fertilizados, taxa de fertilidade, taxa de morte embrionária, taxa de eclosão, taxa de mortalidade do nascimento até desmama e taxa de desmama sendo, em seguida, utilizado o teste de comparação de médias ajustadas LSMEANS. Foi adotado o nível de significância de 5% para todas as análises realizadas.

## 5. RESULTADOS E DISCUSSÃO

### **Efeito da suplementação proteica sobre a reprodução de periquitos australianos padrão inglês (*Melopsittacus undulatus*).**

Neste trabalho não foi observado efeito de tratamento sobre a quantidade total de ovos por postura ( $p=0,0829$ ), observou-se 6,3, 5,5 e 5,3 ovos por rodada para os animais suplementados com Aminosol®, controle e farinhada respectivamente. Estes resultados corroboram com o descrito na literatura para psitacídeos que sugere posturas de 4 a 8 ovos por rodada (RUPLEY, 1999). Resultados semelhantes ao obtidos por Usturoi e Avarvarei (2011) que não observaram diferença na produção total de ovos por postura de 30 casais de periquitos australianos padrão inglês (*Melopsittacus undulatus*) criados em 3 criadouros diferentes, 10 na faculdade de Ciência Animal de Iasi, 10 em um criadouro comercial em Iasi e 10 no Zoológico de Barlad na Romênia. Estes autores utilizaram fêmeas com idade aproximada de 190 dias e observaram produção média de ovos variando entre 6,2 e 6,9 ovos por postura.

Assis *et al.* (2015) alimentaram calopsitas (*Nymphicus hollandicus*) com 2 dietas extrusadas diferentes e observaram produção de ovos variando entre 4,2 e 4,4 ovos por fêmeas. Embora a quantidade de ovos obtida por estes autores esteja dentro do descrito na literatura para psitacídeos, foi inferior ao obtido neste trabalho e por Usturoi e Avarvarei (2011).

A quantidade de ovos fertilizados ( $p = 0,2132$ ), ovos não fertilizados ( $p = 0,1443$ ), ovos com morte embrionária ( $p= 0,1955$ ), ovos quebrados ( $p = 0,1380$ ), filhotes nascidos ( $p = 0,2428$ ), morte de filhotes até desmama ( $p = 0,4903$ ) e total de filhotes desmamados ( $p = 0,2931$ ) não diferiram entre os tratamentos (Tabela 3).

**Tabela 3:** Efeito da suplementação com proteínas na forma de aminoácidos ou albumina sobre quantidade total de ovos, quantidade de ovos fertilizados ou não, com morte embrionária, ovos quebrados, filhotes nascidos, morte de filhotes até o desmame e filhotes desmamados.

<b>Características</b>	Aminosol	Controle	Farinhada	P	CV
<b>Ovos totais</b>	6,36 <sup>a</sup>	5,52 <sup>a</sup>	5,35 <sup>a</sup>	0,0829	29,46
<b>Ovo fertilizado</b>	1,68 <sup>a</sup>	1,5 <sup>a</sup>	0,97 <sup>a</sup>	0,2132	123,94
<b>Ovo não fertilizado</b>	3,68 <sup>a</sup>	2,64 <sup>a</sup>	3,13 <sup>a</sup>	0,1443	75,90
<b>Ovo com morte embrionária</b>	0,72 <sup>a</sup>	0,76 <sup>a</sup>	1,16 <sup>a</sup>	0,1955	135,71
<b>Ovo quebrado</b>	0,40 <sup>a</sup>	0,50 <sup>a</sup>	0,10 <sup>a</sup>	0,1380	259,14
<b>Filhotes nascidos</b>	1,59 <sup>a</sup>	1,48 <sup>a</sup>	0,97 <sup>a</sup>	0,2428	122,07
<b>Morte de filhotes até desmame</b>	0,50 <sup>a</sup>	0,55 <sup>a</sup>	0,35 <sup>a</sup>	0,4903	172,33
<b>Filhote desmamado</b>	1,1 <sup>a</sup>	0,93 <sup>a</sup>	0,62 <sup>a</sup>	0,2931	139,04

\*Letras iguais na mesma linha indicam semelhança estatística ( $p > 0,05$ )

Angel e Ballam (1995) avaliaram 105 casais (210 aves) de periquitos de exposição divididos em 4 grupos, 3 grupos com 29 pares cada (58 aves cada grupo) alimentados com rações extrusadas com diferentes concentrações de proteína bruta (PB) diferentes (13,5%, 18,2% e 25%) e dieta isocalórica (3200kcal EM/kg) e um grupo com 18 casais alimentados com sementes (13,4% de PB), suplemento vitamínico comercial na água e minerais na forma de bloco e observaram que a aves alimentadas com dietas extrusadas isocalóricas não apresentaram diferença quanto ao total de ovos por postura (5,06; 4,7 e 5,06; dieta 1,2,3 respectivamente), número de ovos férteis (3,46; 3,56 e 3,36; dieta 1,2,3 respectivamente) e número de filhotes por casal

(2,6; 2,4 e 2,63; dieta 1,2,3 respectivamente). No entanto, as aves que receberam sementes apresentaram resultados inferiores aos três grupos alimentados com dieta extrusada, com menor número de ovos por postura (4,06), menor número de ovos férteis (2,4) e número de filhotes por casal (1,96). Neste trabalho, a alimentação das aves foi à base de sementes e farinhada e, embora a quantidade de ovos por postura tenha sido superior ao observados por Angel e Ballam (1995), obteve-se menor número de ovos férteis, de filhotes nascidos e de filhotes desmamados.

Yorke (2011) analisou 12.830 ovos de seu criadouro de periquito australiano padrão inglês (*Melopsittacus undulatus*) durante 21 anos e observou que a cada 100 ovos, 38 ovos nascem e destes 27 sobrevivem.

Neste trabalho, o aumento na quantidade de proteína bruta (PB) na dieta, representado pelos grupos que consumiram farinhada acrescida de albumina e Aminosol® como suplemento na água, não alterou o desempenho reprodutivo das aves avaliadas. Resultados semelhantes aos obtidos por Angel e Ballam (1995) que alimentaram periquitos com 13,5% de PB, 18,2% de PB, 25% de PB na forma de ração extrusada e um grupo com 13,4% de PB na forma de mistura de semente adicionado suplemento mineral e vitamínico comercial e não apresentaram diferença quanto aos parâmetros reprodutivos avaliados.

Harper e Skinner (1998) indicam manter a proteína bruta na dieta para psitacídeos e passeriformes adultos entre 10% e 14% e entre 15% à 20% para aves em crescimento, relata ainda não ser adequado dietas com mais de 25% de proteína devido aos efeitos deletérios em aves em crescimento. Embora o consumo diário de PB do presente trabalho não tenha sido avaliado devido ao fornecimento de sementes *ad libitum*, sabe-se que as aves deste trabalho consumiram quantidades entre 13,5% - 25% PB.

No presente experimento, a adição de albumina na forma de clara de ovo em pó no grupo alimentado com farinhada (Grupo 3) não alterou

o desempenho reprodutivo de periquitos ingleses. Isto pode ser explicado pelo trabalho realizado por Saad *et al.*(2007) que forneceu dieta com 38,39% de PB para papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva*) (ração extrusada acrescida de clara de ovo) e observaram que a clara de ovo apresenta uma digestibilidade verdadeira em torno de 51%, digestibilidade esta considerada baixa pelos autores. Segundo Saad *et al.* (2007) esta digestibilidade baixa que pode estar relacionada com o elevado teor proteico (38,39% de PB) presente na composição da ração estudada, que continha quase 30% de clara de ovo com 88,72% de proteína bruta.

Carciofi *et al.* (2006) também forneceu sementes *ad libitum* para *Aratinga jandaya* (jandaia verdadeira) e *Aratinga auricapilla* (jandaia de testa vermelha) e observaram que o consumo entre os dois grupos variou entre 13,8% e 19% de proteína bruta. Trabalhando com faisões (*Phasianus colchicus*) Neto; Junqueira; Malheiros (1995) forneceram dietas com 18%, 20% e 22% de PB e observaram o aumento de 18% para 20% de PB observou tendência na diminuição no consumo, na produção de ovos e na conversão alimentar e que as aves recebendo 22% de PB apresentaram melhores resultados.

Estudo realizado com calopsitas (*Nymphicus hollandicus*) recebendo dietas com 11%, 20%, 35% e 70% de PB demonstrou que aves alimentadas com dietas acima de 11% de PB começaram a apresentar lesões hepáticas. Porém mostrou que as calopsitas são capazes de regular positivamente as enzimas para o catabolismo de aminoácidos, bem como mecanismo de excreção de nitrogênio em respostas a níveis elevados de proteína em sua dieta, e que os níveis altos de proteína na dieta das calopsitas não estão associados com alterações renais (KOUTSOS *et al.*, 2001). Já Barreto; Ferreira; Gonçalves (1999) relata que uma dieta a 14% de proteína bruta é suficiente para desempenho satisfatório em matrizes de frango de corte durante a fase reprodutiva.

**Efeito da suplementação proteica sobre a eficiência reprodutiva de periquitos australianos padrão inglês (*Melopsittacus undulatus*).**

Neste trabalho não foi observado efeito de tratamento sobre a eficiência reprodutiva como taxa de ovo não fertilizado (58,65%; 48,34% e 60,11% para os grupos 1, 2 e 3 respectivamente;  $p = 0,2484$ ), taxa de fertilidade (41,35%, 51,65% e 39,88%  $p = 0,2484$ ), taxa de morte embrionária (11,76%, 13,51% e 21,36%,  $p = 0,1299$ ), taxa de eclosão (25,71%, 26,55% e 16,04,  $p = 0,1624$ ), taxa de mortalidade até desmame (22,12%; 20,01% e 16,84%  $p = 0,8207$ ) e taxa de desmama (17,64%, 17,03% e 10,12%  $p = 0,2304$ ) (Tabela 4).

Os resultados deste trabalho, embora apresente taxa de fertilidade semelhante à reportada por Baker (1988) que avaliou periquitos australianos e constatou 49,4% de taxa de fertilidade, difere da encontrada por Carnio; Moro; Giannoni (1999) que, utilizaram de espécies distintas da trabalhada neste experimento porém obtiveram 25,7% de taxa de eclosão e 49,26% de taxa de fertilidade ao avaliarem 122 perdizes brasileiras (*Rhynchotus rufescens*) alimentada com ração para postura contendo 24% PB.

No entanto, estes resultados são inferiores aos observados na literatura consultada para periquitos australianos padrão inglês e outros psitacídeos. Yorke (2011) avaliou dados reprodutivos de periquitos australianos padrão inglês de exposição por 21 anos e obteve média de 44% de taxa de ovos não fertilizados, 10% de taxa de morte embrionária, 70% de taxa de desmama, 8% ovos quebrados e 38% de taxa de eclosão e Usturoi e Avarvarei (2011) avaliaram uma postura de 30 casais de periquitos australianos padrão inglês criados em 3 criadouros diferentes e relataram entre 91,3% e 92,42% de taxa de fertilidade, entre 6,06% e 8,7% de taxa de ovos não fertilizados, entre 1,52% e 4,35% de taxa de mortalidade (3/69) e 86,96% e 92,42% de taxa de eclosão.

**Tabela 4:** Efeito da suplementação com proteínas na forma de aminoácidos e albumina sobre a eficiência reprodutiva de periquitos australianos padrão inglês, sobre a taxa de ovos não fertilizado, taxa de fertilidade, taxa de morte embrionária, taxa de eclosão, taxa de mortalidade até desmame e taxa de desmama.

<b>Características</b>	Aminosol	Controle	Farinhada	P	CV –
<b>Taxa de ovos não fertilizado</b>	58,65 <sup>a</sup>	48,34 <sup>a</sup>	60,11 <sup>a</sup>	0,2484	72,14
<b>Taxa de fertilidade</b>	41,35 <sup>a</sup>	51,65 <sup>a</sup>	39,88 <sup>a</sup>	0,2484	82,41
<b>Taxa de morte embrionária</b>	11,76 <sup>a</sup>	13,51 <sup>a</sup>	21,36 <sup>a</sup>	0,1299	137,83
<b>Taxa de eclosão</b>	25,71 <sup>a</sup>	26,55 <sup>a</sup>	16,04 <sup>a</sup>	0,1624	118,24
<b>Taxa de mortalidade até desmame</b>	22,12 <sup>a</sup>	20,01 <sup>a</sup>	16,84 <sup>a</sup>	0,8207	169,42
<b>Taxa de desmama</b>	17,64 <sup>a</sup>	17,03 <sup>a</sup>	10,12 <sup>a</sup>	0,2304	139,30

\*Letras iguais na mesma linha indicam semelhança estatística (p>0,05)

Inferiores também aos observado por Angel e Ballam (1995) que avaliaram 105 casais de periquitos alimentados com dieta extrusada isocalórica (3.200kcal EM/kg) e 3 níveis proteicos diferentes (13,5%, 18,2% e 25% de PB) e uma dieta a base de sementes com 13,4% de PB e obtiveram taxa de eclosão 51,38%, 51,06%, 51,7% e 48,27%, taxa de fertilidade 68,37%, 75,74%, 66,40% e 48,27%, taxa de desmama 73,07%, 69,16%, 70,72% e 51,02% e taxa de ovos não fertilizados 31,62%; 24,25%, 33,59% e 40,88% para as dietas 1, 2, 3 e 4 respectivamente.

Assis *et al.* (2015) trabalharam com 10 casais de calopsitas alojadas em gaiolas individuais alimentadas com 2 dietas extrusadas diferentes (comercial e teste) e observaram 61,60% e 74,60% de taxa de fertilidade, 0% e 4,5% de taxa de ovos não fertilizados, 18,18% e 27,27% de taxa de morte embrionária e 4,5% de ovos quebrados para as rações comerciais e teste respectivamente. Este resultado pode ter ocorrido devido ao fato das rações extrusadas comercial para calopsita em reprodução conterem aproximadamente 18% de PB e serem equilibradas nutricionalmente e a dieta a base de sementes e farinhada utilizada neste experimento e na maioria dos criadouros, por estar sujeito a seleção das aves, na maioria das vezes não se mostra equilibrada em termos de composição bromatológica.

Por outro lado, neste experimento os resultados foram melhores que os obtidos por Baker (1988) que realizou um estudo no Reino Unido com 1200 ovos e obteve 73,3% são de ovos não fertilizados e 25,91% de taxa de morte embrionária. Essa alta taxa de número de ovos não fertilizados indica provável infertilidade dos machos ou falha na cópula devido a excesso de penas na região da cloaca (BAKER, 1988; YORKE, 2011).

Neste trabalho foi observado 25,71%, 26,55% e 16,04% de taxa de eclosão, baixa se comparada aos trabalhos de Yorke (2011) que relataram 38% de taxa de eclosão, Usturoi e Avarvarei (2011) entre 86,96% e 92,42% de taxa de eclosão e Angel e Ballam (1995) 51,38%, 51,06%, 51,7% e 48,27% de taxa de eclosão. Esta baixa taxa de eclosão pode estar relacionada à elevada taxa de morte embrionária (11,76%, 13,51% e 21,36%), de ovos não fertilizados (58,65%; 48,34% e 60,11%).

A taxa de morte embrionária observada neste trabalho (11,76%, 13,51% e 21,36%,  $p = 0,1299$ ) é considerada elevada quando comparada com a literatura sobre psitacídeos consultada. Sabe-se que a morte embrionária pode ocorrer por má formação dos ovos (incluindo ovos muito grandes, pequenos ou porosos) (PEEBLES; BRAKE, 1985; ROCHA *et al.*, 2008), idade avançada das matrizes, alterações

ambientais (umidade e temperatura (o ideal é manter entre 37,5° - 38,5° C (LUGO-CARVAJAL, 2009)), genética, má incubação artificial (alterações bruscas de temperatura ou umidade) ou natural (fêmea muito tempo fora do ninho), quebra dos ovos por causa humana, ninho e/ou pais, contaminação dos ovos por dejetos e deficiência nutricional (YORKE, 2011). Neste trabalho foi utilizado matrizes entre 1 e 3 anos de idade, de genética conhecida e incubação natural. Não foi avaliado temperatura de incubação devido ao fato de ter utilizado incubação natural, mas como foi observado entre 1 e 9% de ovos com casca quebrada, pode-se supor que a má formação dos ovos pode ter contribuído para estes índices de morte embrionária.

A idade das matrizes, que variou de um ano, idade de início da vida reprodutiva (BINKS, 2006) e portanto, muito jovem, até três anos, idade quando a ave já está madura sexualmente não pode ser considerado uma causa do baixo desempenho reprodutivo observado neste trabalho. Para Cubas e Godoy (2007); Harcourt-Brown (2010) e Rupley (1999) a vida reprodutiva pode se iniciar entre seis meses a um ano de idade nos psitacídeos de médio e grande porte, já Binks (2006) fêmeas de periquitos australianos atingem idade ideal para reprodução aos 10 meses. Binks (2006) relata que nos periquitos australianos o auge reprodutivo se dá entre o segundo e o terceiro ano de vida, vai até o quinto ao sexto ano, onde começa a declinar a reprodução, apesar de se mostrarem satisfatório. Matrizes jovens apresentam maior qualidade do albumén e com isso maior eclodibilidade, porém filhotes com menor peso comparado com matrizes mais velhas (TONA *et al.*, 2004). Considerando que a secreção de albúmen ocorre como resposta à presença da gema no magno, a presença de gemas maiores resultará em ovos de maior conteúdo, logo matrizes mais pesadas e mais velhas produzem ovos, embriões e filhotes mais pesados, mas produzem casca mais finas e porosas (AGOSTINHO *et al.*, 2012; SANTOS *et al.*, 2009).

## **6. CONCLUSÃO**

Nas condições de criação avaliada, a suplementação de periquitos australianos padrão inglês com aminoácidos na água ou albumina na farinhada não altera a eficiência reprodutiva dos animais.

## **7. ÉTICA**

Registro CEP UNISA N. 10/2014 – Projeto de Pesquisa

## 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AGOSTINHO, T.S.P.; *et al.* Influência da idade sobre espessura da casca, peso do embrião e de ovos de reprodutoras de frangos de corte. In: *Rev. de Ci. da Vida*, RJ, EDUR, v. 32, n. 1, jan / jun, p. 117-123, 2012

ALLGAYER, M.C.; CZIULIK, M.. Reprodução de psitacídeos em cativeiro. **Rev. Bras. Reprod. Anim**, Belo Horizonte, v. 31, n.3, p.344-350, jul/set. 2007. Disponível em [www.cbra.org.br](http://www.cbra.org.br).

ANGEL, R. & BALLAM, G. Dietary protein effect on parakeet reproduction, growth, and plasma uric acid. **Proc First Annu Conf Nutrition Advisory Group**, Toronto, p 91, 1995.

[https://www.researchgate.net/publication/242264741 Dietary Protein Effect on Parakeet Reproduction Growth and Plasma Uric Acid](https://www.researchgate.net/publication/242264741_Dietary_Protein_Effect_on_Parakeet_Reproduction_Growth_and_Plasma_Uric_Acid)

ASSIS, V.D.L.. *et al.* Avaliação de dietas na reprodução de calopsitas criadas em cativeiro. In: **52a Reunião Anual da Sociedade Brasileira de Zootecnia Zootecnia**; Belo Horizonte, MG, 52, 2015. Anais... <http://sbz2015.com.br/resumos/R0176-2.PDF>

BARRETO, S.L.T.; FERREIRA, W.M.; GONÇALVES, T.M.. Níveis de proteína e de vitamina E para matrizes de frango de corte. 1. Efeito sobre o desempenho das matrizes, composição do ovo e desempenho da progênie. In: **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.** vol.51 no.2 Belo Horizonte Apr. 1999.

BAKER, J.R.. Poor reproductive performance n exhibition budgerigars: A study of eggs which fail to hatch. In **J. Small Anim. Pract.** 29, 565-571, 1998.

BEITZ. D.C.. Metabolismo de proteínas e aminoácidos. In: SWENSON, M.J.; REECE,W.O.. **Dukes, Fisiologia dos Animais Domésticos.** 11ªedição. Rio de Janeiro:EditoraGuanabara Koogan, cap. 26, p.430-443, 1996.

BENEZ, M.S. Reprodução. In: \_\_\_ **Aves- Criação – Clínica – Teoria – Prática- Silvestres – Ornamentais – Avinhados.** São Paulo: Robe Editorial, p.175-219,1999.

BENEZ, M.S. Doenças Nutricionais das Aves. In: \_\_\_ **Aves- Criação – Clínica – Teoria – Prática- Silvestres – Ornamentais – Avinhados.** São Paulo: Robe Editorial, p.359-373, 2001.

BINKS, G. S. **The Challenge: Breeding Championship Budgerigars.** 2a ed. , Virginia Water, England, ed. Challenge International-Binks, 2006. p.77, 83, 103, 105, 107, 108, 109, 145, 147, 155, 156 e 157.

BRASIL. Ministério do Meio Ambiente. Portaria n.93, de 7 de julho de 1998. Normaliza a importação e a exportação de espécimes vivos, produtos e subprodutos da fauna silvestre brasileira e da fauna silvestre exótica e lista a fauna doméstica para fins de operacionalização. Diário Oficial [da] Republica Federativa do Brasil, Brasília, DF, n. 128, p.74, 07 jul. 1998. Disponível em: <<http://pesquisa.in.gov.br/imprensa/jsp/visualiza/index.jsp?data=08/07/1998&jornal=1&pagina=90&totalArquivos=10>>. Acesso em 27 maio 2014.

BROCKWAY, B.F..Social Influences on Reproductive Physiology and Ethology of Budgerigars (*Melopsittacusundulatus*). **Animal Behaviour**, XII, number 472, p. 493-501; 1964.

BROCKWAY, B.F. The Influence of Vocal Behavior on the Performer's Testicular Activity in Budgerigars (*Melopsittacus Undulatus*). IN: **The Wilson Bulletin**. Vol. 79, No. 3 (Sep., 1967), pp. 328-334. 1967.

BROWN, N.H.H. Aves Psitaciformes. IN: TULLY, T.N,JR.; DORRESTEIN, G.M. e JONES, A.K.. **Clínica de Aves**. Segunda Edição. Rio de Janeiro: Elsevier Editora. Cap. 7, p.122-148, 2010.

BRUE, R.N. Nutrition. In: RITCHIE, B.W.; HARRISON, G.J.; HARRISON, L.R. **Avian Medicine principles and application**. Flórida: Wingers Publishing, Inc, cap.3, p. 63-94, 1994.

BRUNELI, F.A.T. *et al.*. Caracterização da Reprodução de Perdizes (*Rhynchotusrufescens*) em Cativeiro. **ArsVeterinaria**, Jaboticabal, SP, Vol.21, n.2, p.272-280, 2005.

CARCIOFI, A.C; SAAD, C.E.P. Nutrition and Nutritional Problems in Wild Animals. In: FOWLER, M;E; CUBAS, Z.S. **Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals**. Iowa: Iowa StateUniversity Press, cap. 36, p.425-436, 2001.

CARCIOFI, A.C. Nutrition. In: FOWLER, M;E; CUBAS, Z.S. **Biology, Medicine, and Surgery of South American Wild Animals**. Iowa: Iowa StateUniversity Press, Cap.17, p.152-157, 2001.

CARCIOFI, A.C. *et al.*. Food Selection and Digestibility in Yellow-Headed Conure (*Aratinga jandaya*) and Golden-Caped Conure (*Aratinga auricapilla*) in Captivity. In: **The Journal of Nutrition**,136: 2014S–2016S, 2006.

CARCIOFI, A.C.; OLIVEIRA, L.D..Doenças nutricionais. In: CUBAS, Z.S.; SILVA,J.C.R; CATÃO- DIAS,J.L.. **Tratado de Animais Silvestres**. 1ªedição. São Paulo: Editora Roca, cap. 53, p.847-851, 2007.

CARNIO, A.; MORO, M.E.; GIANNONI, M.L. Estudos para a criação e reprodução em cativeiro da ave silvestres, *Rhynchotus rufescens* (Tinamiformes), com potencial para exploração zootécnica. In: **ARS VETERINARIA**, 15(2):140-143, 1999. 140. 1999.

CUBAS, Z.S. e GODOY, S.N.. **Medicina e Patologia de Aves de Companhia**. In: AGUILAR, R.; HERNÁNDEZ-DIVERS, S.M.; HERNÁNDEZ-DIVERS, S.J..Atlas de Medicina Terapêutica e Patologia de Animais Exóticos. São Caetano do Sul - SP: Interbook, cap.8, p.213 - 215, 2007.

DIERENFELD, E.S..Vitamin E Deficiency in Zoo Reptiles, Birds, and Ungulates.**Journal of Zoo and Wildlife Medicine**, vol 20(01), p3-11, 1989.

DONELEY, R.J. Acute pancreatitis in parrots. **Aust Vet J**, Jun; vol79 nº6, p409-411, 2001.

DREPPER, K. et al 1988, *apud* EARLE, K. E.; CLARKE, N. R. The Nutrition of The Budgerigar (*Melopsittacus undulatus*). **Journal of Nutrition**, pag. 186 – 192, 1991.

EARLE, K. E.; CLARKE, N. R. The Nutrition of The Budgerigar (*Melopsittacus undulatus*). **Journal of Nutrition**, pag. 186 – 192, 1991.

FASENKO, G.M. Candling and hatch residue breakouts. In: ROBINSON, F.E.; FASENKO, G.M.; RENEMA, R.A. (Eds). **Optimizing chick production in broiler breeders**. Canada: Spotted Cow, 2003. p.101-104.

FARIA, D.E.; JUNQUEIRA, O.M. Enfermidades Nutricionais. In: BERCHIERI, JR, A.; MACARI, M. **Doenças das Aves**. Campinas: Fundação APINCO de Ciência e Tecnologia Avícolas, cap.8, p.429-448, 2000.

FORBES, N.A. Avian Nutrition. **The Veterinary Quarterly**, April; vol 20, supplement 1, pS64-S65, 1998.

FRANCISCO, L.R.; MOREIRA, N.. Manejo, reprodução e conservação de psitacídeos brasileiros. **Rev. Bras. Reprod. Anim**, Belo Horizonte, v. 36, n.4, p.215-219, out/dez. 2012. Disponível em [www.cbra.org.br](http://www.cbra.org.br).

GUIMARÃES, E.B. *et al.*. Porcentagem de parênquima e índice apoptótico da bolsa cloacal em frangos de corte em ambiente de conforto e estresse térmico. IN: **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.** v.55, n.2, Apr. 2003.

GODOY, S.N.. Psittaciformes (Arara, Papagaio, Periquito). In: CUBAS, Z.S.; SILVA, J.C.R.; CATÃO- DIAS, J.L.. **Tratado de Animais Silvestres**. 1º edição. São Paulo: Editora Roca, cap. 16, p223 - 224, 2007.

HARCOURT–BROWN, N.H..Aves psittaciformes. In: TULLY JR, T.N.; DORRESTEIN, G.M.; JONES, A.K..**Clínica de Aves**. 2º edição. São Paulo: Elsevier Editora, cap. 7, p.123, 129 - 130, 2010.

HARPER E.J.; SKINNER, N.D..Clinical Nutrition of Small Psittacines and Passerines.**Seminars in Avian and Exotic Pet Medicine**, Vol 7, No 3 (July), 1998: pp 116-127

HARRINSON, G.J; HARRINSON, L.R. **Clinical avian medicine and surgery:**

**including aviculture.** W.B. Saunders Company, 1986. 717p.

HARRISON, G.J. e McDONALD, D.. Nutritional Considerations Section II Nutritional Disorders. IN: Clinical Avian Medicine Vol I e II. P.133-134, 2006. [http://avianmedicine.net/publication\\_cat/clinical-avian-medicine/](http://avianmedicine.net/publication_cat/clinical-avian-medicine/)

<http://avianmedicine.net/content/uploads/2013/08/04nutrition2.pdf>

KOLLIAS, G.V. e KOLLIAS, H.W.. Alimentación de aves passeriformes y psitácidos. IN: Hand ThatcherRemillardRoudebush. **Nutrición Clínica En Pequeños Animales**. Cuarta Edición. Mark Morris Institute, Kansas. cap. 30, p. 1141-1155, 2000.

KOLLIAS, G.V.. Diets, feedingpractices, and nutritionalproblems in psittacinebirds. **Veterinary Medicine**, Jan, vol 90 (1-6), p29-39, 1995.

KOUTSOS, E.A. *et al.*. Adult Cockatiels (*Nymphicus hollandicus*) Metabolically Adapt to High Protein Diets. IN: **The Journal of Nutrition**, vol. 131 no. 7 2014-2020, 2001.  
<http://jn.nutrition.org/content/131/7/2014.full.pdf+html>

LAMBERSKI, N. Psittaciformes (Parrots, Macaws, Lories). In: FOWLER, M.E.; MILLER, R.R. **Zoo and Wild Animal Medicine**. Fifth edition. St Louis: Sanders, Elsevier Science. Cap. 22, p.187-210, 2003.

LUGO-CARVAJAL, J. Principios de Reproducción y neonatología em aves psitácidas nativas y exóticas. In: **MEM. CONF. INTERNA MED. APROVECH. FAUNA SILV. EXÓT. CONV**, 5: , p.30 - 38. 2009.

MACWHIRTER, P..Basic anatomy, physiology and nutrition. In: TULLY, JR, T.N.; LAWTON, M.P.C; DORRESTEIN, G.M..**Avian Medicine**. Oxford: Reed Educational and Professional Publishing Ltd, cap.1, p. 14-24, 2000.

MACWHIRTER, P. Anatomia, fisiologia e nutrição básica. In: TULLY, T.N,JR.; DORRESTEIN, G.M. e JONES, A.K.. **Clínica de Aves**. Segunda Edição. Rio de Janeiro: Elsevier Editora. Cap. 1, p.46, 2010.

MACWHIRTER, P. Malnutrition. In: RITCHIE, B.W.; HARRISON, G.J.; HARRISON,L.R. **Avian Medicine principles and application**. Flórida: WingsPublishing, Inc, cap.3, p. 63-94, 1994.

MORAIS, M.R.P.T. *et al.* Morfofisiologia da reprodução das aves: Desenvolvimento embrionário, anatomia e histologia do sistema reprodutor. **ActaVeterinariaBrasilica**, v.6, n.3,p.165-176, 2012.

MORENG, R.E.; AVENS, J.S. In: **Ciência e produção de aves**. Livraria Rocca Ltda, 380 p. 1990.

NETO, M.G., JUNQUEIRA, O.M.; MALHEIROS, E.B.. 1995. Exigências nutricionais de faisões na fase de reprodução - 1. Parâmetros produtivos. **Pesquisa Agropecuária Brasileira**; 6:737-744. ISBN: 16783921.

O'MALLEY, B.. Avian Anatomy and physiology. In:\_\_\_\_\_ **Clinical Anatomy And Physiology of Exotic Species**. Germany: Sanders, Elsevier Science. Cap. 6, p.97, 2005.

PEEBLES, E.D., BRAKE, J.. Relationship of eggshell porosity to stage of embryonic development in broiler breeders. **Poultry Science** 1985; 64: 2388-2391.

PIÑEIRO, C.J. e BERT, E.. Principios em la alimentación de psitacidas (Principles of psittacine birds nutrition) REDVET Rev. electrón. vet. <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet>2011 Volumen 12 Nº 11 - <http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n111111.html><http://www.veterinaria.org/revistas/redvet/n111111/111110.pdf> 1 REDVET - Revista electrónica de Veterinaria - ISSN 1695-7504

ROCHA, J.S.R.; LARA, L.J.C.; BAIÃO, N.C.; CANÇADO, S.V.; BAIÃO, L.E.C.; SILVA, T.R.. Efeito da classificação dos ovos sobre o rendimento de incubação e os pesos do pinto e do saco vitelino. In: **Arq. Bras. Med. Vet. Zootec.**, v.60, n.4, p.979-986, 2008.

ROSA, P.S.; AVILA, V.S.. Variáveis relacionadas ao rendimento da incubação de ovos em matrizes de frango de corte. In: **CT / 246 / Embrapa Suínos e Aves**, Maio/2000, p. 1–3. 2000.

ROUDYBUSH, T.E. Nutrition. In: ALTMAN, R.B.; CLUBB, S.L.; DORRESTEIN, G.M.; QUESENBERRY, K. **Avian Medicine and Surgery**. Philadelphia: W.B. Saunders Company, cap. 3, p.27-44, 1997.

RUPLEY, A.E.. Avicultura e Obstetrícia. In: \_\_\_\_ **Manual de clínica aviária**. São Paulo: Editora Roca LTDA, cap.15, p.495- 514, 1999.

RUTZ, F. *et al.*. Avanços na fisiologia e desempenho reprodutivo de aves domésticas. **Rev. Bras. Reprod. Anim**, Belo Horizonte, v. 31, n.3, p.307-317, jul/set. 2007. Disponível em [www.cbra.org.br](http://www.cbra.org.br).

SAAD, C.E.P. *et al.*. Digestibilidade e Retenção de Nitrogênio de alimentos para papagaios verdadeiros (*Amazona aestiva*). IN: **Ciênc. agrotec.**, Lavras, v. 31, n. 5, p. 1500-1505, set./out., 2007

SANTOS, J.E.C. *et al.* Efeito da linhagem e da idade das matrizes na perda de peso dos ovos e no peso embrionário durante a incubação artificial. In: **Biosci. J.**, Uberlândia, v. 25, n. 1, p. 163-169, Jan./Feb. 2009

SCHARRA, D.M.F. Doenças carenciais. In: \_\_\_\_ **Doenças dos Pássaros e outras Aves (noções básicas)**. Rio de Janeiro: Editora Cátedra, cap. 5, p. 71-81, 1987.

SICK, H. Ordem Psittaciformes. In: \_\_\_\_ **Ornitologia Brasileira**. 4<sup>o</sup> impressão. Rio de Janeiro- RJ: Editora Nova Fronteira, cap.10, p.351-382, 2001.

SMITH, J.M.; ROUDYBUSH, T.E. Nutritional Disorders. In: ALTMAN, R.B., CLUBB, S.L., DORRESTEIN, G.M., QUESENBERY, K. **Avian Medicine and Surgery**. Philadelphia: W.B. Saunders Company, cap. 30, p. 501-516, 1997.

TAYLOR, E.J.; NOTT, H.M.R. e EARLE, K.E., Dietary Glycine: Its Importance in Growth and Development of the Budgerigar (*Melopsittacusundulatus*). **The Journal of Nutrition**, 124.12 (Dec 1994):

TONA, K; ONAGBESAN, O.; KETELAERE, B.D.; DECUYPERE, E.; BRUGGEMAN, V. Effects of Age of Broiler Breeders and Egg Storage on

Egg Quality, Hatchability, Chick Quality, Chick Weight, and Chick Posthatch Growth to Forty-Two Days. IN: **JAPR: Research Report**. Poultry Science Association, Inc. Pág.10-18. 2004.

TULLY, T.N., Jr. Birds. In: MITCHELL, M.A. e TULLY, T.N., Jr. **Manual of Exotic Pet Practicice**. St Louis: Sanders, Elsevier Science. Cap. 10, p.253- 287, 2009.

ULLREY, D.E.; ALLEN, M.E.; BAER, D.J..Formulated Diets Versus Seed Mixtures for Psittacines.**The Journal of Nutrition**, vol 121 (11 supplement), pS193-205, 1991.

USTUROI, A.; AVARVAREI, B..Reproductive and Productive Particularities in Stardard Type Undulated Budgerigars (*Melopsittacusundulatus*).**Bulletin UASVM Animal Science and Biotechnologie**, 68 (1-2),p. 302-309, ISSN 1843-5262, 2011.

WALLACH, J.D..Nutritional Diseases of Exotic Animals.**Journal American Veterinary Medicine Association**, Nov; 157(1-6), p583-597, 1970.

YORKE, K.. Hatchability of the Modern Exhibition Budgerigar, 2011. Disponível em:<<http://users.tpg.com.au/users/kyorke/Hatchability%20of%20the%20Modern%20Exhibition%20Budgerigar.pdf>> acesso em em 30 de outubro de 2016.