

**UFRRJ**  
**INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE**  
**CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

**DISSERTAÇÃO**

**ESTUDO MORFOMÉTRICO E HISTOLÓGICO DO TUBO  
GASTROESOFÁGICO DO PAPAGAIO VERDADEIRO  
(*Amazona aestiva* Linnaeus, 1758), AVES, PSITTACIFORMES,  
PSITTACIDAE EM CATIVEIRO E SUA IMPORTÂNCIA PARA A  
BIODIVERSIDADE.**

**JAQUELINE DA SILVA MACÊDO**

**2022**



**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO**  
**INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE**  
**CURSO DE PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

**ESTUDO MORFOMÉTRICO E HISTOLÓGICO DO TUBO**  
**GASTROESOFÁGICO DO PAPAGAIO VERDADEIRO**  
**(*Amazona aestiva* Linnaeus, 1758), AVES, PSITTACIFORMES,**  
**PSITTACIDAE EM CATIVEIRO E SUA IMPORTÂNCIA PARA A**  
**BIODIVERSIDADE.**

**JAQUELINE DA SILVA MACÊDO**

Sob a Orientação do Professor

**Ildemar Ferreira**

Coorientação da Professora

**Clarice Machado dos Santos**

Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, Área de concentração em biodiversidade animal.

**Seropédica, RJ**  
**Fevereiro de 2022**

Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro  
Biblioteca Central / Seção de Processamento Técnico

Ficha catalográfica elaborada  
com os dados fornecidos pelo(a) autor(a)

M113e      MACÊDO, JAQUELINE DA SILVA , 1984-  
ESTUDO MORFOMÉTRICO E HISTOLÓGICO DO TUBO  
GASTROESOFÁGICO DO PAPAGAIO VERDADEIRO (Amazona  
aestiva Linnaeus, 1758), AVES, PSITTACIFORMES,  
PSITTACIDAE EM CATIVEIRO E SUA IMPORTÂNCIA PARA A  
BIODIVERSIDADE / JAQUELINE DA SILVA MACÊDO. -  
Seropedica, 2022.  
50 f.: il.

Orientador: Ildemar Ferreira. .  
Coorientadora: Clarice Machado dos Santos.  
Dissertação (Mestrado). -- Universidade Federal  
Rural do Rio de Janeiro, Programa de Pós-Graduação em  
Biologia Animal, 2022.

1. Psittacidae. 2. sistema digestório. 3.  
morfologia. 4. células 5-HT. I. Ferreira. , Ildemar ,  
1951-, orient. II. Machado dos Santos, Clarice ,  
1980-, coorient. III Universidade Federal Rural do  
Rio de Janeiro. Programa de Pós-Graduação em Biologia  
Animal. IV. Título.

**UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO RIO DE JANEIRO  
INSTITUTO DE CIÊNCIAS BIOLÓGICAS E DA SAÚDE CURSO DE  
PÓS-GRADUAÇÃO EM BIOLOGIA ANIMAL**

**JAQUELINE DA SILVA MACÊDO**

*Dissertação submetida como requisito parcial para obtenção do grau de **Mestre em Ciências**, no Programa de Pós-Graduação em Biologia Animal, área de concentração em **Biodiversidade Animal**.*

*DISSERTAÇÃO APROVADA EM \_\_\_/\_\_\_/\_\_\_*

*Orientadores:*

*Prof. Ildemar Ferreira. Dr. UFRRJ*

*(Orientador)*

*Prof<sup>a</sup>. Clarice Machado dos Santos. Dr<sup>a</sup>. UFF*

*Examinadores:*

*Prof<sup>a</sup>. Ana Luiza Bastos. Dr<sup>a</sup>. UFF*

*Prof<sup>a</sup>. Aparecida Alves do Nascimento. Dr<sup>a</sup>. UFRRJ*

*Prof. Luciano da Silva Alonso Dr. UFRRJ*

## ***DEDICATÓRIA***

*A todos aqueles que direta ou indiretamente contribuíram para a realização deste trabalho.*

## AGRADECIMENTOS

A presente dissertação não poderia chegar ao final sem o precioso apoio de várias pessoas. Em primeiro lugar, não posso deixar de agradecer a Deus, minha gratidão e apreço a todos aqueles que, direta ou indiretamente, contribuíram para que esta tarefa se tornasse uma realidade. A todos quero manifestar os meus sinceros agradecimentos.

Aos meus pais Luiz Antônio e Risonete pelo amor incondicional, por terem priorizado minha educação e valores, renunciaram aos seus sonhos para que eu pudesse realizar o meu, partilho a alegria deste momento, modelos em que procuro me espelhar sempre. Aos meus, irmãos Luciana e Vinícius meus irmãos amados pelas vibrações, tento sempre ser um orgulho para vocês. Aos meus avós (*in memoriam*), que onde quer que estejam, nunca deixaram de me amar e apoiar meus sonhos.

Ao meu orientador Professor Doutor Ildemar Ferreira, por toda a paciência, empenho com que sempre me orientou neste trabalho e em todos aqueles que realizei durante minha formação superior. Muito obrigada por me ter corrigido quando necessário sem nunca me desmotivar.

A minha coorientadora Professora Doutora Clarice Machado dos Santos cuja sua contribuição neste trabalho foi imprescindível. Fico imensamente grata pelas suas revisões, pela sua enorme disponibilidade e paciência em me auxiliar nas mais diversas questões que surgiram.

Aos Professores e amigos Prof. Dr. Marcelo Abidu, Andriele, Carlos Augusto, Ricardo Alvarez, Thamara Mendonça e Karen por me ajudarem na criação e estímulo, mesmo quando o cansaço parecia me abater e, principalmente, pela confiança e o carinho de sempre.

Aos Professores e funcionários do Programa de Pós-graduação em Biologia Animal da UFRRJ, guardo imensa gratidão a cada ensinamento e orientação somada a este trabalho.

Aos funcionários do Centro de Triagem de Animais Silvestres do Rio de Janeiro (CETAS-RJ), agradeço o carinho e seriedade a que foi aceito este trabalho.

Aos meus amigos, não citarei todos os nomes, mas há aquelas pessoas especiais que diretamente me ajudaram e incentivaram nessa caminhada Juliana, Thais, Theylla.

À Lúcia Maciel cujo apoio, amizade, e todas as preces estiveram presentes.

Ao meu namorado André Vasconcelos, que mesmo participando no final dessa conclusão, me deu forças para não desistir.

Aos meus amigos do laboratório de Ornitologia da UFRRJ, em especial Lucas Andrade, companheiro de estudos e surtos, rrsrs.

As estagiarias do laboratório de ensino e pesquisa de histologia e embriologia comparada (LEPHEC) da Universidade Federal Fluminense pela ajuda na confecção das lâminas histológicas e divulgação em congresso deste trabalho.

Aos membros da banca examinadora, professores Ana Luiza, Aparecida Alves, Luciano Alonso que aceitaram compor minha banca de defesa, pelas sugestões e análises significativas às quais tentarei atender na versão definitiva do texto.

A CAPES pelo apoio financeiro, o ***presente trabalho foi realizado com apoio da Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior – Brasil (CAPES) – Código de Financiamento 001.***

*“A sola do pé conhece toda a sujeira da estrada” (provérbio africano)*

## RESUMO

MACÊDO, Jaqueline da Silva. **Estudo morfométrico e histológico do tubo gastroesofágico do Papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva* Linnaeus, 1758), Aves, Psittaciformes, Psittacidae em cativeiro e sua importância para a biodiversidade.** 2022. 51 p. Dissertação (Programa de Pós-graduação em Biologia Animal). Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2022.

Este trabalho teve como objetivo descrever aspectos morfológicos do tubo gastroesofágico de *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758). Foram descritos os órgãos: esôfago porção cervical, Inglúvio, esôfago porção torácica, proventrículo e ventrículo, visando acrescentar novas informações acerca da morfologia do trato digestório, contribuindo assim na conservação, através de estudos “*ex-situs*” e no manejo e clínica desta espécie. Estes animais são considerados dispersores de sementes, contribuindo para o equilíbrio ecológico. Apesar de sua importância no ecossistema, ele está listado com perigo iminente de extinção. As informações adquiridas do esôfago, inglúvio, proventrículo e ventrículo do *A. aestiva* apresentam semelhanças histológicas entre aves de outros grupos taxonômicos, no entanto, características interespecíficas foram observadas quando comparadas com referências a estudos já realizados em outras espécies, isso inclui no esôfago a ausência de glândulas mucosas, acúmulo de melanócitos no epitélio, e distribuição de células produtoras de serotonina (5-HT) no proventrículo e ventrículo. Não houve diferença significativa entre os dois sexos de *A. aestiva* quando comparamos as médias do comprimento total da ave e comprimento dos seguimentos dos órgãos: esôfago porção cervical, inglúvio, esôfago porção torácica, proventrículo e ventrículo. Essas características podem ser a adaptação funcional do hábito alimentar, o que contribui para a morfologia comparada de aves e com informações para a pesquisa aplicada, servindo como espécie referência, além de contribuir para o manejo destes animais em Centros conservacionistas, Criatórios, e Reservas Ecológicas. Devido às particularidades relacionadas aos diferentes tipos de dieta, principalmente nas aves silvestres, o estudo morfológico é fundamental para o conhecimento dos aspectos relacionados à fisiologia e estudos da filogenia do sistema digestório de aves selvagens.

Palavras-Chave: Psittacidae, sistema digestório, morfologia, células 5-HT.

## ABSTRACT

MACÊDO, Jaqueline da Silva. Morphometric and histological study of the gastroesophageal tube of the Blue-fronted Parrot (*Amazona aestiva* Linnaeus, 1758), Birds, Psittaciformes, Psittacidae in captivity and their importance for biodiversity. 2022. 56 p. Dissertation (Postgraduate Program in Animal Biology). Institute of Biological and Health Sciences, Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ. 2022

This research aimed to describe morphological aspects of the gastroesophageal tract of *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758). Structures were described to add new information about the morphology of the digestive tract, thus contributing to conservation, through "ex-situ" studies and in the management and clinical study of this species. These animals are considered seed dispersers, contributing to ecological balance. Despite its importance in the ecosystem, it is listed in imminent danger of extinction. The information acquired from the esophagus, ingluvies, proventricle and ventricle of the *A. aestiva* presents histological similarities among birds from other taxonomic groups, however, interspecific characteristics were observed when compared with references to studies already conducted in other species, this includes the absence of mucous glands, accumulation of melanocytes in the epithelium, alternations of muscle fibers and elastic fibers in significant amounts in muscle tissue in the structure of ingluvies, and distribution of serotonin-producing cells (5-HT) in the proventricle and ventricle. The p-value indicates that there was no significant difference between the two sexes of *A. aestiva* when comparing the means of the total length of the bird and length of the organ segments: cervical esophagus, inluvium, thoracic esophagus, proventriculus and ventricle. The information was collected and compared with references to studies already conducted in other bird species. These characteristics may be the functional adaptation of the feeding habit, which contributes to the comparative morphology of birds and with information for applied research, serving as a reference species, in addition to contributing to the management of these animals in Conservation Centers, Breeders, and Ecological Reserves. Due to the particularities related to different types of diet, especially in wild birds, the morphological study is essential for the knowledge of aspects related to the physiology and studies of the phylogeny of the digestive system of wild birds.

Keywords: Psittacidae, digestive system, morphology, 5-HT cells.

## **Lista de abreviaturas**

**CETAS-RJ** – Centro de Triagem de Animais silvestres do Rio de Janeiro;

**ICMBio** – Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade.

## Lista de Figuras

- Figura 1.** Representação esquemática da proximidade filogenética entre *Gallus g. domesticus* e *A. aestiva* (Linnaeus, 1758) (Adaptado de: <http://www.lifeinharmony.me>). ..... 16
- Figura 2.** Esquema resumindo possíveis interações positivas e negativas entre psitacídeos e aptidão de organismos vegetais no ambiente, onde estas aves venham ocorrer. Um *feedback* potencial para outros processos ecológicos que atuam em população e nos níveis comunitários, demonstrado pelos seus envolvimento na estrutura e no funcionamento dos ecossistemas. (Adaptado de Blanco et al., 2018) ..... 17
- Figura 3.** A maior e a menor ave representante da Ordem Psittaciformes: (A) Arara jacinta (*Anodorhynchus hyacinthinus* Latham, 1790) – 100 cm; (B) Papagaio-pigmeu (*Micropsitta pusio* Sclater, 1866) – 8 cm. (Fonte: <https://www.inaturalist.org>) ..... 18
- Figura 4.** *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758). WikiAves – A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acesso em: <<http://www.wikiaves.com/2164226>> 02 janeiro 2022. .... 20
- Figura 5.** Mapa de distribuição geográfica do Papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva* Linnaeus, 1758), (Fonte: IUCN, acessado em dezembro 2021) ..... 21
- Figura 6.** Diferentes formas interespecíficas e intraespecíficas anatômicas de inglúvio. A) canário, B) pavão, C) periquito-australiano, D) pombo, E – H) várias formas observadas em uma cacatua. (Adaptado de Ritchie, Harrison and Harrison. Avian Medicine: principles and application, 1994)..... 23
- Figura 7.** Esquema de organização geral do tubo digestório. (Fonte: <https://www.unifal-mg.edu.br/histologiainterativa/>)..... 25
- Figura 8.** Observação das gônadas, ovários (A) e testículos (B) aparentes do papagaio verdadeiro, CETAS-RJ..... 28
- Figura 9:** Biometria externa e identificação dos espécimes de papagaio verdadeiro (CETAS-RJ).....
- Figura 10.** Ilustração indicando locais de coleta dos fragmentos da necrópsia do *A. aestiva*: (A) Esôfago porção cervical; (B) Inglúvio; (C) Esôfago porção torácica; (D) Proventrículo; (E) Ventrículo ..... 28
- Figura 11.** Desenho anatômico lateral direito, mostrando esôfago porção cervical, inglúvio e esôfago porção torácica; a sintopia do esôfago e inglúvio à traqueia, e linha principal (linha em cor verde) orientação de corte das lâminas do inglúvio. .... 30
- Figura 12.** Desenho lateral esquerda do proventrículo e ventrículo, mostrando morfologia anatômica e localização de cortes histológicos dos órgãos..... 32
- Figura 13.** Fotomicrografia do esôfago porção cervical de *A. aestiva*: muscular e submucosa (M+SBM), muscular (M), adventícia (ADV), camada basal com acúmulo de melanina (seta branca). Barra de calibração 50µm. Presença de uma mucosa revestida por um epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado (estrela). Observar adventícia com tecido conjuntivo frouxo e nervo (seta), dados de espessura muscular, maior valor longitudinal interna. HE. Barra de calibração 200µm ..... 32
- Figura 14.** Fotomicrografia do esôfago de *A. aestiva*: A- muscular e submucosa (M+SBM), muscular (M), adventícia (ADV). TG. Barra de calibração 200µm. B- camada basal com acúmulo de melanina (seta), epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado (estrela) ..... 33
- Figura 15.** Fotomicrografia do inglúvio do *A. aestiva*: A- fibras colágenas presentes no tecido conjuntivo denso não-modelado e submucosa adjacente definindo lâmina-própria/submucosa; camada muscular circular externa apresentando grande concentração de fibras elásticas entre fibras musculares. Barra de calibração 200µm; B- muscular e submucosa (M+SBM), muscular

(M), adventícia (ADV), fosseta (seta). Presença de uma mucosa revestida por um epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado. Observar adventícia com tecido conjuntivo frouxo, nervo e vasos sanguíneos (círculo). HE. Barra de calibração 500µm. C- camada muscular circular “mal definida” interna (CI) e outra bem espessa longitudinal externa (LE) (parede ventral). TG. Barra de calibração 50µm D- circular externa (CE) e longitudinal interna (LI) (parede dorsal) sendo observada também apenas a presença de músculo liso. HE. Barra de calibração 100µm..... 34

**Figura 16.** Fibras elásticas identificadas pela técnica de orceína; A- fibras colágenas presentes no tecido conjuntivo denso não-modelado e submucosa adjacente definindo própria/submucosa (Seta) Barra de calibração 50µm; B- camada muscular circular externa apresentando grande concentração de fibras elásticas entre fibras musculares (círculo). Barra de calibração 50µm. .... 35

**Figura 17.** Fotomicrografia de proventrículo de *A. aestiva*. A- glândula proventricular (GP) tubular ramificada revestida por epitélio cilíndrico simples (Seta). HE. Barra de calibração 50µm. B- mucosa do proventrículo com células oxintopépticas na lâmina própria (LP) e muscular da mucosa (MM). TG. Barra de calibração 50µm. C- glândula proventricular tubular ramificada revestida por epitélio cilíndrico simples (Seta). TG. Barra de calibração 50µm. D- Notar epitélio de revestimento AB positivo (seta) e LP com células oxintopépticas (circunferência). AB+ pH 1.0. Barra de calibração 200µm. .... 36

**Figura 18.** Fotomicrografia de proventrículo de *A. aestiva*. A- glândula proventricular tubular ramificada revestida por epitélio cilíndrico simples (Seta). TG. Barra de calibração 200µm. B- camada mucosa do proventrículo com câmaras coletoras das glândulas tubulares (estrela). TG. Barra de calibração 50µm ..... 38

**Figura 19.** Fotomicrografia de ventrículo de *A. aestiva*. A- camada mucosa pregueada (CM), camada submucosa (CSM) e espessa camada muscular (M). TG. Barra de calibração 200µm. B- mucosa do ventrículo com criptas na lâmina própria (\*), camada submucosa (CSM) e camada muscular (M). TG. Barra de calibração 50µm. C e D- Notar pregas da mucosa revestidas por epitélio cilíndrico simples (seta) e camada submucosa (CSM). HE. Barra de calibração 50µm ..... 38

**Figura 20.** Fotomicrografia de ventrículo de *A. aestiva*. A- cutícula, (CUT) representada por material acidófilo, seguida de mucosa pregueada (CM), submucosa (SM), camada muscular (M). HE. Barra de calibração 200µm. B- Notar fibras elásticas em toda extensão da camada submucosa (\*) e uma maior concentração a mucosa (acima da \*) notar pregas da mucosa revestidas por epitélio cilíndrico simples (seta). Orceína. Barra de calibração 50µm. C- Notar pregas revestidas por um epitélio alcian blue positivo (seta), Barra de calibração 50µm. D- Notar espessa camada muscular (M). AB+. Barra de calibração 200µm ..... 39

**Figura 21.** Fotomicrografia das células imunorreativas a serotonina no proventrículo. A e B- Observar células espalhadas ao longo de toda a glândula proventricular. Barra de calibração 50µm. C- Observar inumo marcação citoplasmática (círculo), forma predominantemente ovalada e tipo fechado. Barra de calibração 20µm. D- Fotomicrografia das células imunorreativas a serotonina no ventrículo (seta). Observar escassas células na glândula ventricular (cabeça de seta). Observar imunomarcação no tecido conjuntivo. Barra de calibração 100µm..... 40

**Figura 22.** Comparação entre médias de comprimento total do espécime, esôfago porção cervical, inglúvio, esôfago porção torácica, proventrículo, ventrículo entre os dois sexos de *A. aestiva*, considerando  $p < 0,05$  como significativo..... 41

## Lista de Tabelas

**TABELA 1.** Taxonomia do gênero *Amazona* presente no Brasil, segundo a lista CBRO 2015 (fonte de dados: ITIS) ..... 19

**TABELA 2.** Medidas biométricas do canal alimentar superior (cm) de *Amazona aestiva*, apreendidos pelo CETAS-IBAMA/RJ no período de 2017 a 2018 (Média  $\pm$  desvio padrão).....40

## SUMÁRIO

|   |           |
|---|-----------|
| <b>1. INTRODUÇÃO</b> .....  | <b>15</b> |
| <b>2. REVISÃO DE LITERATURA</b> .....                                   | <b>16</b> |
| 2.1. Ecologia e filogenética do <i>A. aestiva</i> .....                 | 16        |
| 2.2. Ordem Psittaciformes .....   | 17        |
| 2.3. Família Psittacidae e o gênero <i>Amazona</i> .....                | 18        |
| 2.4. <i>Amazona aestiva</i> (Linnaeus 1758) .....                       | 19        |
| 2.5. Anatomia do trato gastrointestinal das aves.....                   | 22        |
| 2.6. Histologia do digestório superior das aves.....                    | 24        |
| 2.6.1. Serotonina no Sistema Digestório.....                            | 26        |
| <b>3. OBJETIVOS</b> .....   | <b>27</b> |
| <b>4. MATERIAL E MÉTODOS</b> .....                                      | <b>27</b> |
| 4.1. Análise macroscópica .....   | 29        |
| 4.2. Coleta de fragmentos para avaliação histológica/microscópica ..... | 29        |
| 4.3. Preparação e coloração dos tecidos.....                            | 30        |
| 4.4. Imuno-histoquímica .....   | 31        |
| 4.5. Análise estatística .....  | 31        |
| <b>5. RESULTADOS</b> .....  | <b>31</b> |
| 5.1. Sintopia do trato gastrointestinal.....                            | 31        |
| 5.2. Histologia.....  | 33        |
| 5.2.1. Esôfago porção cervical.....                                     | 34        |
| 5.2.2. Inglúvio.....  | 34        |
| 5.2.3. Esôfago porção torácica.....                                     | 36        |
| 5.2.4. Proventrículo .....  | 36        |
| 5.2.5. Ventrículo.....  | 37        |
| 5.2.6. Imuno-histoquímica: análise de serotonina (5-HT) .....           | 39        |
| 5.2.7. Biometria dos segmentos do TGI.....                              | 40        |
| <b>6. DISCUSSÃO</b> .....   | <b>42</b> |
| <b>7. CONCLUSÃO</b> .....   | <b>44</b> |
| <b>8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS</b> .....                              | <b>45</b> |

## 1. INTRODUÇÃO

O conhecimento da morfologia de um indivíduo é imprescindível, atua como instrumento em estudos direcionados para preservação de espécies, pois auxiliam em informações essenciais sobre a alimentação, desenvolvimento, manutenção, comportamento e classificação do mesmo em um nicho (Moura et al., 2007). Os papagaios são considerados consumidores de dispersão e pré-dispersão de sementes e pólen (Renton et al. 2015; Toft & Wright 2015), além de colaborarem com outras aves que pastejam em solo, através de restos de plantas consumidas, que acabam servindo de alimento para outros organismos (Blanco et al., 2018).

O *Amazona aestiva* Linnaeus, 1758 é conhecido como o papagaio verdadeiro no Brasil, e em outros países como papagaio de frente azul. Papagaios são aves carinatas que compõem a ordem dos Psitaciformes, a Família Psittacidae, que inclui araras, maracanãs e periquitos. *A. aestiva* pertencente ao gênero *Amazona* apresenta uma distribuição geográfica ampla pela América do sul, nas florestas, estando ausente em áreas costeiras (IUCN, 2018). Apesar de sua importância ecológica, *A. aestiva* está listada como em perigo iminente de extinção, sendo uma das espécies nativas mais comercializadas ilegalmente no Brasil, pois são desejados como *pets* por possuírem aptidão de reproduzir sons, incluindo a voz humana, ou mesmo qualquer outro tipo de ruído artificial. Além disso, essas aves estão perdendo seu habitat devido ao desmatamento e incêndios florestais, fatores estes indicando uma predisposição a diminuição de indivíduos em seus biomas naturais (Schunck et al., 2011).

O sistema digestório das aves consiste: esôfago cranial, inglúvio ou papo, esôfago torácico, estômagos (proventrículo e ventrículo), intestinos, cavidade cloacal e suas glândulas acessórias (Bennett & Deem, 1996). O esôfago é um tubo muscular cuja função é transportar o alimento da cavidade oral para o estômago, onde ocorre a digestão parcial do alimento (Junqueira, 2018). O estômago das aves consiste em duas partes: uma porção glandular cranial nomeada como proventrículo e uma porção caudal muscular nomeada ventrículo ou moela. O proventrículo produz e libera a secreção gástrica composta basicamente por pepsinogênio, HCl e muco. O ventrículo é responsável pela digestão das proteínas e a ruptura mecânica. Algumas aves, como os psitacídeos, que dependem de uma dieta vegetal onde inclui desde inflorescências a sementes oleaginosas, possuem o ventrículo adaptado à redução mecânica de materiais mais rijos, por meio de poderoso desenvolvimento da camada muscular deste (Lumeij, 1994; König et al., 2016).

Os estudos morfológicos da estrutura do trato digestório direcionam, com argumentos concretos, a compreensão adaptativa no ambiente e aspectos fisiológicos dos vertebrados. O sistema digestório das aves apresenta uma vantagem especializada para o voo, devido a uma redução do tamanho e peso dos órgãos, quando comparado aos mamíferos. Além disso, as aves apresentam altas taxas metabólicas, refletidas na eficiência digestiva (O'Malley, 1997; Dyce, et al., 2010).

Os papagaios possuem um comportamento alimentar generalista, consumindo os recursos de acordo com a disponibilidade dos mesmos em determinado local (Sick, 2001; Paranhos et al., 2007; Silva, 2007). A alimentação em vida livre segue predominantemente o uso de sementes e polpa de frutos de inúmeras espécies silvestres e exóticas (Sick, 2001; Paranhos et al., 2007; Silva, 2007; Mendonça, 2010), utilizando também brotos, flores e folhas tenras devido à sazonalidade dos frutos (Sick, 2001; Ragusa Netto & Fecchio, 2006).

Devido às eventuais particularidades relacionadas aos diferentes tipos de dieta, principalmente nas aves silvestres, a fim de prover informações básicas para classificações taxonômicas, os organismos necessitam de entendimento comportamental e estrutural (fisiológico e anatômico), visto que a classificação de espécies na natureza foi adaptada através

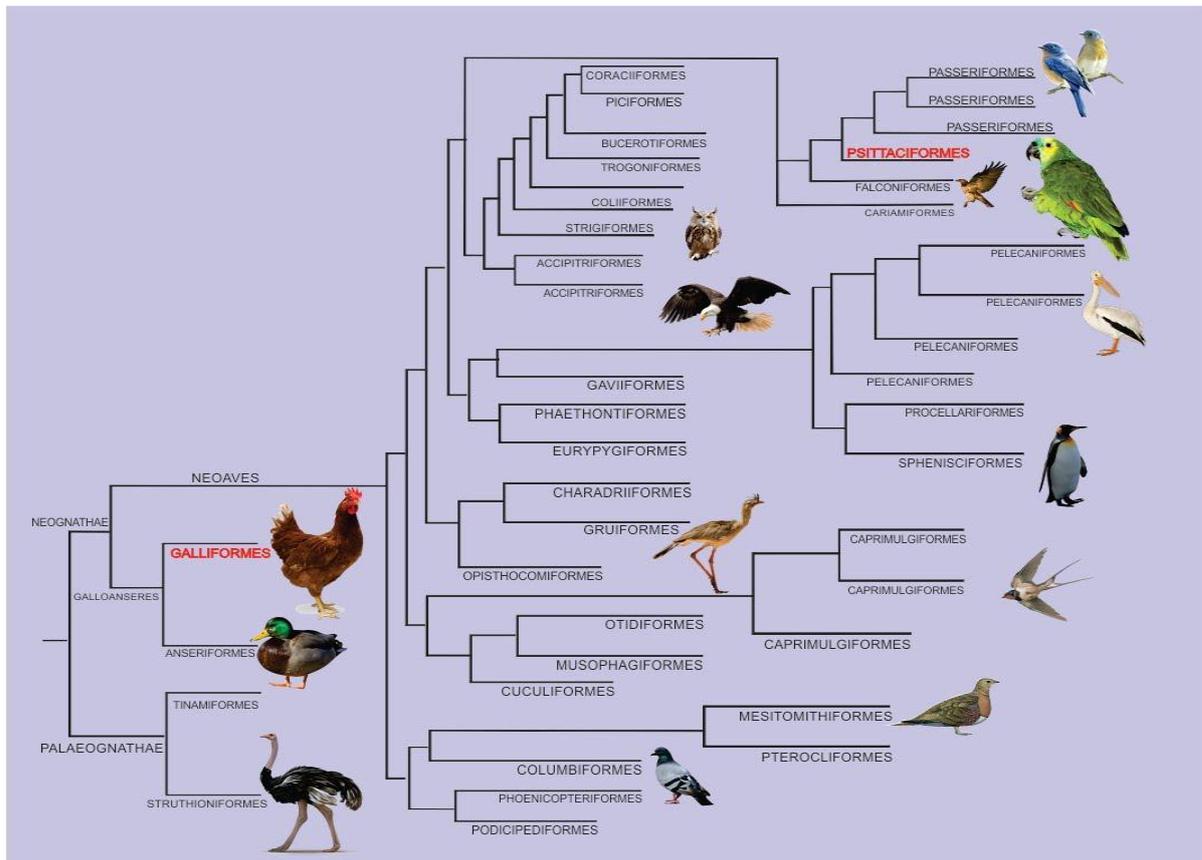
de parâmetros que seguem semelhanças morfológicas e as inserem em grupos específicos (Auricchio, 2005).

Os estudos sobre morfologia do sistema digestório de psitacídeos são raros, especialmente para os papagaios brasileiros (Carciofi, 1996), o que se torna limitante para um melhor direcionamento de suas necessidades nutricionais, assim como sua criação e preservação (Sanches et al., 2007).

## 2. REVISÃO DE LITERATURA

### 2.1 Ecologia e filogenia do *Amazona aestiva*

A proximidade filogenética é dada a partir da classificação taxonômica de estruturas semelhantes entre indivíduos (Figura 1), a fim de procurar um ancestral comum, uma nominata sobre trabalhos com este âmbito seria o de Bang (1966) que utilizou como base a dissecação e histologia para descrever estruturas do aparato olfativo de aves Procellariiformes, na qual o olfato teria influência no comportamento de alimentação e nidificação. Posteriormente, Bang (1971) discorre sobre 23 ordens de aves e suas respectivas anatomias funcionais do sistema olfativo, mensurando diferenças entre eles.

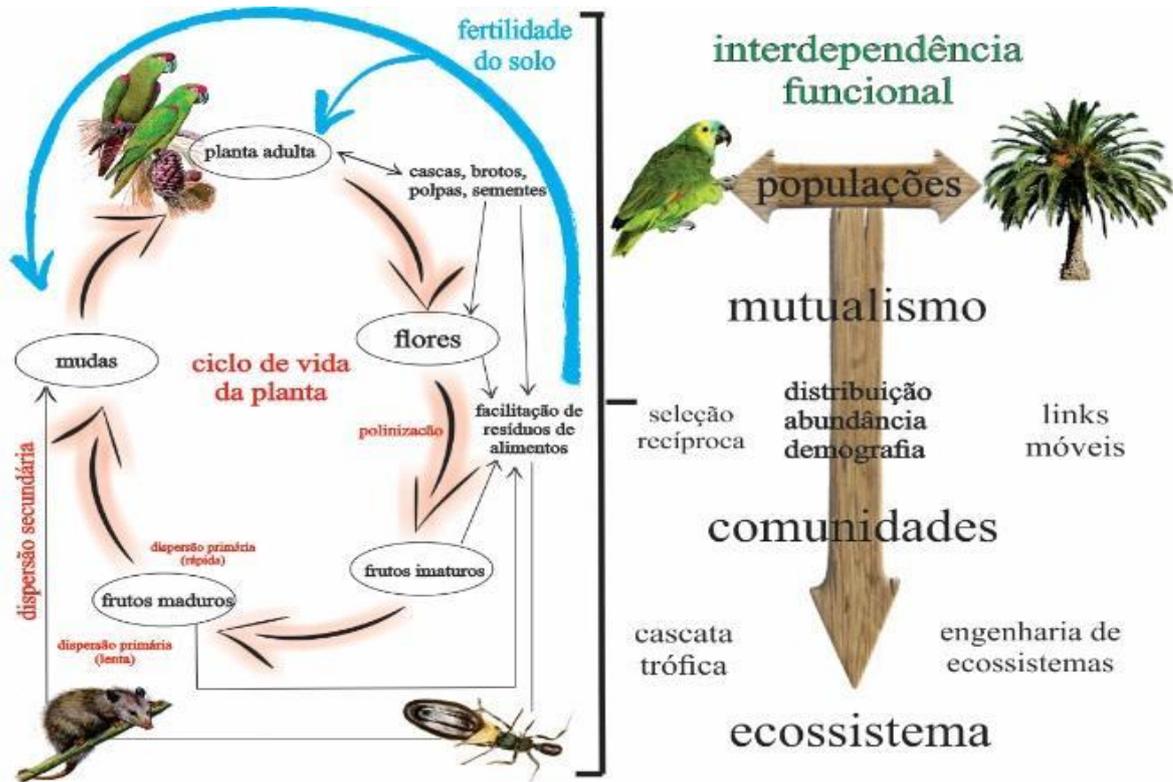


**Figura 1:** Representação esquemática da proximidade filogenética entre *Gallus g. domesticus* e *A. aestiva* (Linnaeus, 1758) (Adaptado de: <http://www.lifeinharmony.me>).

A espécie *Gallus gallus domesticus* (Linnaeus, 1758) foi a pioneira utilizada como referência nos estudos do tubo digestório muito utilizada como uma base generalista de informações morfológicas equivalentes às demais aves (George et al., 1998), mantendo a importância de mais estudos para melhor entendimento dentro dos clados filogenéticos, estudos

na ecologia e conservação de espécies (Dunning, 1993).

Esta base de informações morfológicas, além de direcionar melhor os estudos ao bem-estar animal, contribui para diminuir a perda do banco genético de biomas onde eles residem. Isto se justifica, pois os psitacídeos atuam tanto na dispersão, quanto na predação de algumas espécies vegetais, sendo assim, indivíduos que quando presentes em vida livre, atuam como um indicativo da preservação de nosso bioma, (Blanco et al 2018) (Figura 2).



**Figura 2:** Esquema resumindo possíveis interações positivas e negativas entre psitacídeos e aptidão de organismos vegetais no ambiente, onde estas aves venham ocorrer. Um *feedback* potencial para outros processos ecológicos que atuam em população e nos níveis comunitários, demonstrado pelos seus envolvimento na estrutura e no funcionamento dos ecossistemas. (Adaptado de Blanco et al., 2018).

## 2.2 Ordem Psittaciformes

O Comitê Brasileiro de Registros Ornitológicos (CBRO) reconheceu em 2015 a ocorrência de 1919 espécies de aves no território brasileiro, 30 delas sem evidências físicas. São 33 ordens, 103 famílias e 705 gêneros ocorrendo em todo país (Sick, 2001; Moura, 2007). Existem aproximadamente 344 espécies de psitacídeos no mundo, sendo encontradas 103 espécies na América do Sul das quais 87 ocorrem no Brasil, segundo a nova listagem do CBRO-2015. É importante lembrar que com a perda de seus habitats perante a crescente urbanização, inúmeras destas aves são criadas em cativeiro, na maioria das vezes sem finalidade econômica, como em Centros de Conservação da Vida Animal (Mapeli, 2003).

Historicamente nosso país já foi nomeado “Terra dos papagaios” desde 1500, evidenciando um país rico em Psittacidae (Rafinesque, 1815). Seguindo os estudos, a ordem Psittaciformes, apresenta uma rica fauna exuberante tanto em cores como tamanho. São aves dotadas de capacidades intelectuais, podendo se adaptar e aprender atividades estereotipadas

conforme a pressão que o ambiente sujeito lhe impõe. A maior ave desta ordem é a arara jacinta *Anodorhynchus hyacinthinus* (Latham, 1790), que possui em média 100 cm de comprimento total e a menor, o papagaio-pigmeu *Micropsitta pusio* (Sclater, 1866), com cerca de 8 cm de comprimento total (Figura 3).



**Figura 3:** A maior e a menor ave representante da Ordem Psittaciformes: (A) Arara jacinta (*Anodorhynchus hyacinthinus* Latham, 1790) – 100 cm; (B) Papagaio-pigmeu (*Micropsitta pusio* Sclater, 1866) – 8 cm. (Fonte: <https://www.inaturalist.org>).

### 2.3 Família Psittacidae e o gênero Amazona

Nesta família podemos observar aves, que dentre outras, encontram-se bem distribuídas pela zona equatorial do globo, se propagam de áreas subtropicais a áreas mais frias. O exemplo de local de ocorrência, apresentando temperaturas mais baixas, seria a Patagônia (Jenkins et al., 2013). Possuem cérebro bem desenvolvido, consideradas com algumas das aves mais inteligentes já descritas. É sem dúvida, um grupo de aves distintas das demais, tendo uma série de características específicas. Estas aves possuem a capacidade de imitação de sons e palavras, conseguindo até reproduzir estrofes inteiras, com grande fidelidade. São animais longevos, espécies com os maiores escores corporais, dentro desta família, podem viver mais de 50 anos. As características que as distinguem são: bicos altos e aduncos (curvados), mandíbula superior maior que a inferior e não totalmente fixada ao crânio, ligada por uma espécie de junta formada por tendões, que permitem movimentá-la para cima e para baixo, diferentemente das outras aves. A mandíbula inferior pode mover-se lateralmente, o que torna o bico dessas aves, um instrumento de apreensão e trituração genial e versátil, juntamente à sua língua ágil, formada por uma estrutura robusta de fibras musculares, existem também papilas gustativas. As pernas são providas de tarsos curtos e de quatro dedos zigodáctilos, dois virados para frente e dois para trás, perfeitos para pousar em ramos e para sustentar os alimentos e levá-los ao bico, o que é único entre as aves que possuem esta aptidão. A plumagem é rica e vistosa em cores, na maioria das espécies (Sick, 1986).

Outra característica interespecífica é a glândula uropigial, pouco desenvolvida e por isso não lubrifica devidamente as penas. São aves monogâmicas com casais inseparáveis formando-se quase sempre, para toda a vida. Nidificam invariavelmente nas cavidades pré-existent em barrancos ou árvores; seus ovos são brancos. Os filhotes nascem desprovidos de penas e “cegos”, sendo alimentados pelos progenitores no ninho durante um longo período. A dieta é, sobretudo, de origem vegetal, embora também utilizem alguns tipos de proteína animal, tais

como ovos não fecundados e insetos, especialmente durante a alimentação dos ninhegos. Na grande maioria das espécies encontradas nessa família, podemos dizer que são aves sociáveis, vivendo em bandos, afastando-se somente durante a época de reprodução, ou não (Sick, 1986).

O gênero *Amazona* é constituído por aves de médio porte, vistosas e robustas, possuindo cabeças grandes, asas largas e arredondadas, uma cauda, curta de formato arredondado ou quadrado, bico robusto e adunco, área em torno do olho desprovida de penas. São aves de cores e plumagens variáveis com características exclusivas a cada espécie, mas o verde é predominante deste gênero. São muito inteligentes e populares, de fácil domesticação e por isso comumente mantidos em cativeiro como animais de estimação (Sick, 1997), essa é uma das causas históricas do declínio de sua população (Almeida, 2016).

Segundo a proposta de organização taxonômica dos psitacídeos, sugerida por Joseph (2012), a família foi separada em tribos, refletindo relacionamentos inferidos de um consenso de filogenias recentes baseadas em análises de DNA e estudos morfológicos e comportamentais, por Schodde (2013), Dentro dessa classificação taxonômica, a espécie *Amazona aestiva* é classificada da seguinte forma: Superfamília Psittacoidea, Família Psittacidae, Subfamília Arinae, Tribo Androglossini e Gênero *Amazona* junto com *Pionopsitta*, *Pyrilia*, *Graydidascalus*, *Alipiopsitta*, *Pionus*, *Triclaria*. O gênero *Amazona* inclui 31 espécies (Tabela 1), sendo elas 24 presentes no Brasil, segundo a lista CBRO 2021

**Tabela 1:** Taxonomia do gênero *Amazona* presente no Brasil, segundo a lista CBRO 2015 (fonte de dados: ITIS):

| <i>Amazona</i> Lesson 1830   |                          |                  |
|------------------------------|--------------------------|------------------|
| Espécie                      | Autor & Ano              | Ano              |
| <i>Amazona aestiva</i>       | (Linnaeus, 1758)         | 1758             |
| <i>Amazona agilis</i>        | (Linnaeus, 1758)         | 1758             |
| <i>Amazona autumnalis</i>    | (Linnaeus, 1758)         | 1758             |
| <i>Amazona brasiliensis</i>  | (Linnaeus, 1758)         | 1758             |
| <i>Amazona collaria</i>      | (Linnaeus, 1758)         | 1758             |
| <i>Amazona festiva</i>       | (Linnaeus, 1758)         | 1758             |
| <i>Amazona leucocephala</i>  | (Linnaeus, 1758)         | 1758             |
| <i>Amazona amazonica</i>     | (Linnaeus, 1766)         | 1766             |
| <i>Amazona arausiaca</i>     | (Statius Muller, 1776)   | 1776             |
| <i>Amazona ventralis</i>     | (Statius Muller, 1776)   | 1776             |
| <i>Amazona versicolor</i>    | (Statius Muller, 1776)   | 1776             |
| <i>Amazona farinosa</i>      | (Boddaert, 1783)         | 1783             |
| <i>Amazona vittata</i>       | (Boddaert, 1783)         | 1783             |
| <i>Amazona albifrons</i>     | (Sparman, 1788)          | 1788             |
| <i>Amazona barbadensis</i>   | (Gmelin, 1788)           | 1788             |
| <i>Amazona ochrocephala</i>  | (Gmelin, 1788)           | 1788             |
| <i>Amazona dufresniana</i>   | (Shaw, 1812)             | 1812             |
| <i>Amazona vinacea</i>       | (Kuhl, 1820)             | 1820             |
| <i>Amazona xanthops</i>      | (Spix, 1824)             | 1824             |
| <i>Amazona pretrei</i>       | (Temminck, 1830)         | 1830             |
| <i>Amazona guildingii</i>    | (Vigors, 1837)           | 1837             |
| <i>Amazona auropalliata</i>  | (Lesson, 1842)           | 1842             |
| <i>Amazona mercenaria</i>    | (Tschudi, 1844)          | 1844             |
| <i>Amazona viridigenalis</i> | (Cassin, 1853)           | 1853             |
| <i>Amazona xantholora</i>    | (G. R. Gray, 1859)       | 1859             |
| <i>Amazona finschi</i>       | (P. L. Sclater, 1864)    | 1864             |
| <i>Amazona tucumana</i>      | (Cabanis, 1885)          | 1885             |
| <i>Amazona oratrix</i>       | Ridgway, 1887            | 1887             |
| <i>Amazona rhodocorytha</i>  | (Salvadori, 1890)        | 1890             |
| <i>Amazona imperialis</i>    | Richmond, 1899           | 1899             |
| <i>Amazona kawalli</i>       | Grantsau & Camargo, 1989 | 1989             |
| Espécie tipo                 | <i>Amazona farinosa</i>  | (Boddaert, 1783) |

#### 2.4 *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758)

O Papagaio-verdadeiro (*Amazona aestiva* Linnaeus, 1758) (Figura 4) apresenta diferentes nomes populares tais como: acamatanga, acamatanga, ageru, ajuruetê, ajurujurá, camatanga, curau, papagaio-comum, papagaio-curau, papagaio-de-frente-azul e trombeteiro. Mede 85 cm, pesa 400 g, apresenta fronte e losos azuis e o amarelo da cabeça estende-se por

cima e por detrás dos olhos contornando-os. Por conseguinte, espelho, encontro e bases das retrizes (normalmente não visíveis) são escarlates e alguns indivíduos predominantemente amarelos. Imaturos podem ter a cabeça toda verde, cor da íris dos adultos é amarelo-laranja (macho) ou vermelho-laranja (fêmeas, destacando-se um fino anel externo vermelho), os imaturos têm íris marrom uniforme. Sua cauda é longa e larga, bico alto e “curvado” bico “redondo”, maxilar bem móvel, articulada ao crânio possibilitando movimentos extras aumentando a potência do bico.

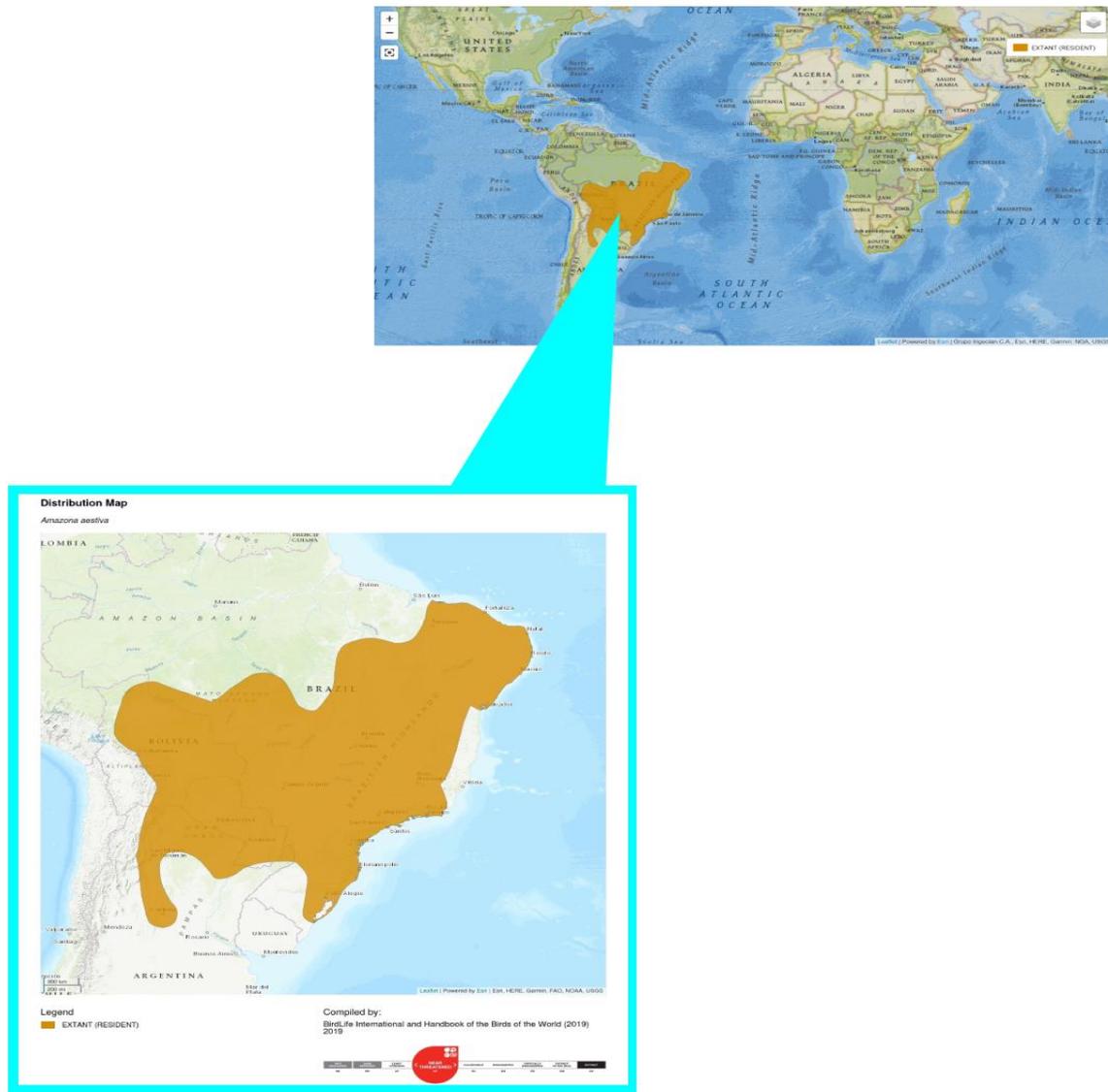


**Figura 4:** *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758). WikiAves – A Enciclopédia das Aves do Brasil. Acesso em: <<http://www.wikiaves.com/2164226>> 02 janeiro 2022.

O papagaio-verdadeiro, assim como outros psitacídeos, pode viver em torno de 80 anos, acompanhado, ou não, do seu par inicial. O período de reprodução destas aves tem duração de cinco meses, podendo resultar em quatro ovos por estação. Os ovos são chocados por um tempo aproximado de trinta dias. O Inglúvio, também conhecido como pão ou papo, é usado para armazenar a ceva por horas para os filhotes. Os filhotes saem do ninho aproximadamente 60

dias após seu nascimento, tornando-se independentes. A maturidade sexual é atingida geralmente aos cinco anos de idade (Sick, 2001).

Encontrado frequentemente no interior do país, Paraguai, norte da Argentina e Bolívia nas matas úmidas ou seca, palmais, beira de rio, ausente nas áreas litorâneas (Figura 5). Segundo Stotz et al. (1996), esta espécie é descrita como “bastante comum”, no entanto, Del Hoyo et al. (1997) mostra as tendências globais da população que não foram quantificadas, mas há evidências de um declínio populacional.



**Figura 5:** Mapa de distribuição geográfica do Papagaio verdadeiro (*Amazona aestiva* Linnaeus, 1758), (Fonte: IUCN, acessado em dezembro 2021).

## 2.5 Anatomia do trato gastrointestinal das aves:

O sistema digestório inclui estruturas imprescindíveis para a digestão. Inicialmente encontramos a cavidade oral (bico ou boca, língua, orofaringe), seguida por um esôfago cranial, papo ou inglúvio, esôfago caudal, estômago proventrículo (estômago químico), ístmo, ventrículo (estômago mecânico) ou moela, intestino delgado (duodeno proximal,

duodeno distal, jejuno e íleo), intestino grosso, cavidade cloacal e os órgãos glandulares (glândulas salivares, fígado e pâncreas) que não fazem parte do tubo, mas secretam substâncias dentro dele via ductos conectando os órgãos ao tubo gastrointestinal (TGI) (Bennett; Deem, 1996).

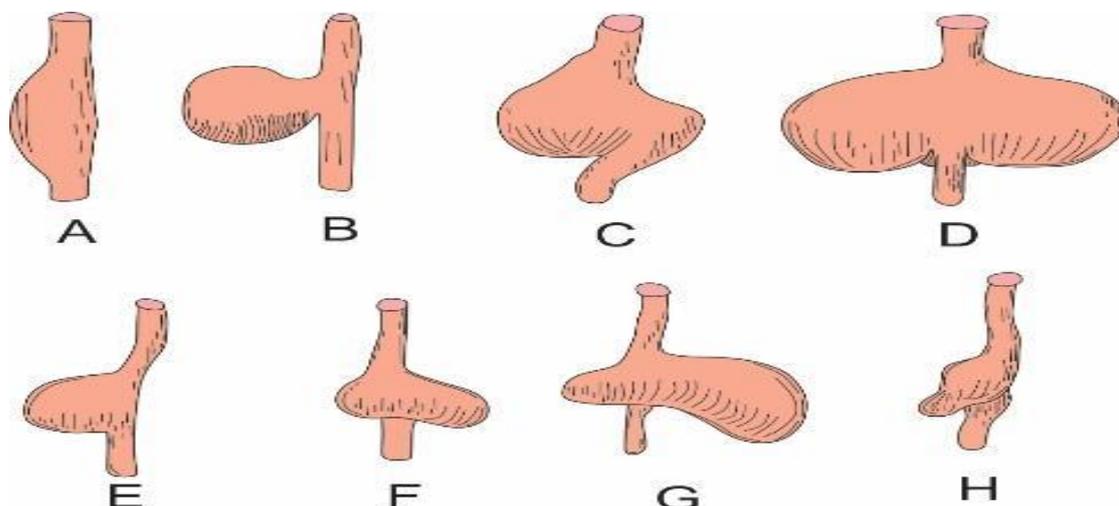
Anatomicamente, o sistema digestório das aves exibe menores variações entre as espécies quando comparadas com mamíferos. Os órgãos do sistema digestório são relativamente leves, o que contribui para uma adaptação essencial, característica dos animais que voam. Possuem taxas metabólicas altas, eficientes para uma digestão rápida (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010).

O início do trato digestório das aves é composto por um bico com uma parte óssea, um estojo córneo (ranfoteca), uma formação dérmica consistente e vascular (O'Malley, 2005). A orofaringe é uma cavidade que possui em comum dois sistemas: o digestório e o respiratório, que vai do bico dorsalmente pelo palato duro e meio ventral com a língua até a entrada do esôfago (Dyce et al., 2010).

O esôfago é um conduto muscular oco, longo com diâmetro variável, provocado pelo peristaltismo com a passagem do bolo alimentar. Sua lâmina própria apresenta uma quantidade significativa de glândulas mucosas (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010), o mesmo é subdividido em porção cervical e porção torácica, localizado anatomicamente no início da orofaringe, seguindo pela área cervical ventral, esôfago porção cervical, dorsalmente a traqueia e os músculos cervicais, durante seu percurso desvia-se para a direita, mantendo esta posição até a cavidade celomática (McClelland, 1986). O esôfago porção torácica projeta-se diretamente à esquerda do plano mediano no proventrículo (King, 1986; Ritchie et al., 1994; Dyce et al., 2010).

O Inglúvio origina-se da dilatação da porção mediana da parede ventral ou posterior do esôfago, o mesmo possui uma morfologia semelhante ao do esôfago, sendo um alargamento afusado, desproporcional, com características intraespecíficas nas espécies, com ausência de glândulas mucosas, com função estocar alimentos por um curto período de tempo (George et al., 1998). Essa estrutura é observada principalmente em aves granívoras, pois ajuda na umidificação dos grãos e são ausentes em aves insetívoras. Aves como corujas, pinguins, avestruzes, tucanos e gaivotas não observamos o inglúvio, desta maneira o alimento ao ser consumido por estas aves, direciona-se sem interrupções para o proventrículo. (King, 1986; Ritchie et al., 1994; O'Malley, 2005; Almeida, 2006; Cubas, 2006; Tully, 2009; Arent, 2010; Dyce et al., 2010). Tanto o esôfago como o inglúvio estão localizados na tela subcutânea ou hipoderme. São palpáveis e passíveis de laceração por estarem em uma parte do corpo muito aparente. São estruturas frágeis a alimentos rijos e desproporcionais ao seu diâmetro; não possuem atividade química especializada em seus compartimentos, apesar de a amilase salivar poder começar a digestão de carboidratos (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010). Vale ressaltar que, diferentemente dos psitacídeos, na maioria das aves o papo é apenas um alargamento fusiforme do esôfago (Figura 6), como, por exemplo, em gansos e patos (King, 1986; Ritchie et al., 1994; O'Malley, 2005; Almeida, 2006; Cubas, 2006; Tully, 2009; Arent, 2010; Dyce et al., 2010). Na parte final da entrada do tórax a parede ventral do esôfago de frangos, por exemplo, e de muitas outras aves expande-se do pescoço para a esquerda para formar o inglúvio, também podendo ocorrer uma protuberância do lado direito, estando em contato com os músculos peitorais. Esta característica não é encontrada em todas as espécies de aves (Schmidt et al.; 2003). Ainda não foi comprovado a existência de atividades químicas, significativas, no inglúvio assim como no esôfago, apesar de a amilase salivar começar a digestão de carboidratos (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010). Em espécies de pombos encontramos o leite de papo, que consiste em descamação das células epiteliais mais lipídios, que em contato com o alimento ingerido pelo adulto é regurgitado para alimentar os filhotes (Ritchie et al., 1994; Werther, 2004;

O'Malley, 2005; Werther, 2006; Aren't, 2010; Dyce et al., 2010). O bolo alimentar move-se do inglúvio para o proventrículo por ação reflexa, dependendo da plenitude gástrica. A classificação da estrutura inglúvio depende de sua atuação e conformação, temos duas denominações: uma expansão temporária de esôfago denominada papo falso, um divertículo permanente e especializado, o papo verdadeiro (George et al., 1998).



**Figura 6:** Diferentes formas interespecíficas e intraespecíficas anatômicas de inglúvio. A) canário, B) pavão, C) periquito-australiano, D) pombo, E – H) várias formas observadas em uma cacatua. (Adaptado de Ritchie, Harrison and Harrison. *Avian Medicine: principles and application*, 1994).

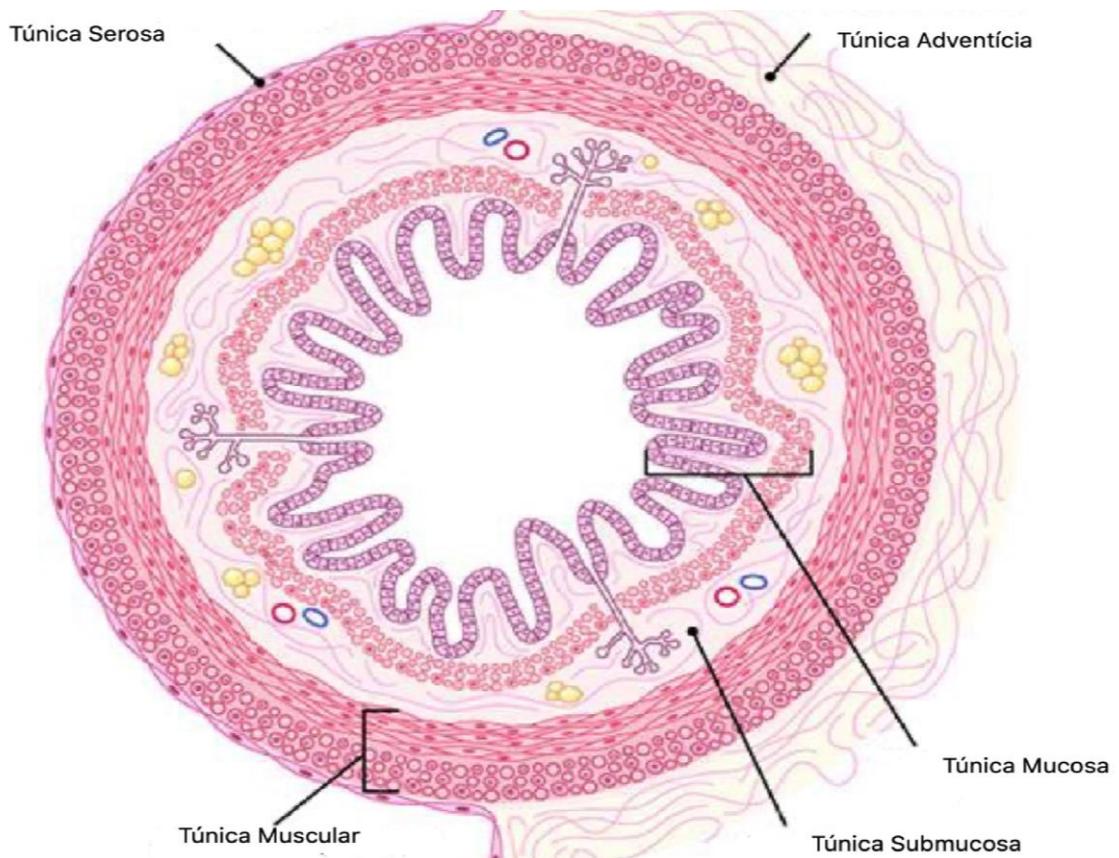
O estômago muda sua conformação anatômica seguindo uma dieta seletiva entre espécies. As aves podem ser classificadas, segundo sua alimentação habitual, como carnívoras e piscívoras, sendo o estômago uma estrutura de estocagem para a digestão química, proveniente de uma dieta menos rija e de mais fácil digestão. Nas espécies herbívoras o estômago é adaptado para redução mecânica de alimentos muito rijos; formado por uma musculatura poderosa com caracteres distintos (Dyce et al., 2010). O estômago de aves herbívoras é dividido em duas câmaras distintas, sendo uma glandular denominada proventrículo, onde ocorre a digestão enzimática, e uma muscular, denominada ventrículo (Schwarze, 1980), responsável pela maceração dos alimentos (Pough et al., 1999). A mucosa do estômago mecânico é bem espessa (Schmidt et al., 2003) e recoberto por uma bainha de colina. Estas câmaras são divididas por um istmo que se resume em uma constrição da parede do órgão (Ritchie et al., 1994; Dyce et al., 2010).

O proventrículo encontra-se ventralmente em contato com o lobo esquerdo do fígado (Arent, 2010; Dyce et al., 2010). Já em outra descrição (Santos et al., 2012), para aves da ordem Psittaciformes, fala-se que a posição do ventrículo se dá em contato com a metade caudal do lobo pulmonar esquerdo, parte do lobo pulmonar direito e das alças intestinais. Possui forma fusiforme, alongada e com as extremidades mais estreitas que o centro, com cerca de 4 cm de comprimento, dependendo do tamanho da espécie de ave. Logo em seguida surge o istmo, estreitando a passagem do lúmen da cavidade, seguido da moela ou ventrículo, que possui um maior tamanho em diâmetro, consideravelmente mais rijo, por conter espessas massas musculares que se inserem em centros tendíneos, um em cada superfície no órgão. Possui um formato lentiforme, que lembra uma lente de vidro, em aves herbívoras e piscívoras. Em sua composição existem também músculos mais delgados, encontrados recobrendo os sacos cegos, que por sua vez, são formados no seu interior alongado e aumentado, nominados como sacos

cegos cranial e caudal. O mesmo é mais caudal referente ao proventrículo; encontra-se em contato com o fígado, o esterno e com a parte caudal da parede abdominal lateral esquerda, sendo que o saco cego cranial se conecta com o proventrículo e o caudal encontra-se adjacente ao duodeno, estando à direita do plano mediano da ave (Arent, 2010; Dyce et al., 2010).

## **2.6 Histologia do digestório superior das aves:**

A estrutura histológica dos órgãos tubulares de modo geral consiste em uma parede circundada por 4 camadas distintas: mucosa, submucosa, muscular e serosa. A camada mucosa é constituída por epitélio de revestimento e lâmina própria onde o tecido conjuntivo frouxo é rico em vasos sanguíneos e linfáticos e células musculares lisas, podendo apresentar glândulas e tecido linfóide. A muscular da mucosa, geralmente, é constituída em duas subcamadas delgadas de células musculares lisas, circular interna e longitudinal externa. Na camada submucosa é observado tecido conjuntivo com muitos vasos sanguíneos, linfáticos e plexo nervoso submucoso (Plexo de Meissner) podendo também conter tecido linfóide. A camada muscular possui células musculares lisas orientadas em espiral, camada próxima ao lúmen com orientação geralmente circular e subcamada externa maior na parte longitudinal. Entre ambas se observa o plexo nervoso mioentérico (plexo de Auerbach) e tecido conjuntivo contendo vasos sanguíneos e linfáticos, ricas em fibras pré-ganglionares e pós-ganglionares do sistema nervoso autônomo e algumas sensoriais. A serosa, camada mais externa, é formada por camada delgada de tecido conjuntivo frouxo, e epitélio pavimentoso simples, mesotélio ou adventícia, composta por: tecido conjuntivo propriamente dito e tecido adiposo contendo vasos e nervos (Figura 7).



**Figura 7:** Esquema de organização geral do tubo digestório. (Fonte: <https://www.unifal-mg.edu.br/histologiainterativa/>).

No esôfago, a lâmina própria apresenta uma quantidade significativa de glândulas mucosas (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010). Segundo George e colaboradores (1998), o esôfago consiste em um epitélio estratificado pavimentoso, podendo ser fortemente queratinizado. Em contraste com os mamíferos, as glândulas esofágicas são encontradas na mucosa e não na submucosa, elas são tubulosas, e produzem muco para lubrificação do bolo alimentar. Na mucosa encontramos também acúmulos de tecido linfóide nodular ou difuso, muitas vezes, intimamente associado com as glândulas e seus ductos. A muscular da mucosa varia entre espécies, em relação ao número de camadas, podendo ser encontradas uma ou duas unidades (Monteiro et al., 2009). Ainda em relação à orientação dos feixes de fibras musculares, logo abaixo da muscular da mucosa situa-se a submucosa subsequente encontramos a túnica muscular, formada de camadas circular interna e longitudinal externa, recoberta pela adventícia. No segmento caudal do esôfago de patos, por exemplo, observa-se uma grande quantidade de tecido linfóide, denominado de tonsila esofágica, estruturas que retêm em seus interiores glóbulos brancos (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010).

Seguindo o tubo esofágico encontramos o inglúvio, uma estrutura formada a partir do epitélio do esôfago, porém sem apresentar as glândulas de muco.

O proventrículo possui uma mucosa esbranquiçada, diferindo da cor avermelhada da mucosa do esôfago, é um epitélio cilíndrico secretor de muco. Possui macroscopicamente diversas papilas em sua mucosa, através das quais passam ductos coletores vindos de uma

camada espessa de glândulas, visíveis ao corte e na microscopia. Existem dois tipos de células epiteliais nas glândulas do proventrículo: as células oxintopépticas, as quais produzem ácido clorídrico e pepsinogênio, e as células epiteliais que produzem muco (King, 1986; Ritchie et al., 1994; O'Malley, 2005; Tully, 2009; Dyce et al., 2010).

O istmo é a transição do proventrículo para o ventrículo. Consiste em uma estrutura delgada e menos rígida, que por sua vez é formada por uma camada chamada cutícula, não glandular. A mesma reveste internamente a moela e se estende até o istmo em algumas espécies de papagaios (Ritchie et al., 1994; Dyce et al., 2010).

O ventrículo ou moela possui uma mucosa fina, porém resistente, revestida por epitélio cilíndrico simples, e abaixo uma lâmina própria com glândulas tubulares simples, cuja secreção se solidifica na superfície (King, 1986; Ritchie et al., 1994; O'Malley, 2005; Tully, 2009; Dyce et al., 2010). Outros trabalhos relatam uma mucosa com epitélio cilíndrico com criptas e glândulas tubulosas simples ou ramificadas, arranjadas de forma condensada. Células secretoras possuem forma cubóides ou colunares, com núcleos em posição central, em um citoplasma granular e acidófilo.

O material de revestimento interno da moela é acelular, produzido por essas glândulas, desenvolvendo uma substância glicoproteica denominada placa de secreção, antes chamada de "Kolin" (George et al., 1998). A secreção é modificada pelo pH baixo proveniente do ácido clorídrico do proventrículo e forma uma rígida cutícula de colina (complexo carboidrato-proteína). Esta cutícula é pregueada, áspera, e constantemente depositada pelas glândulas subjacentes à medida que se perde material estrutural da mesma. Pode possuir uma coloração amarelo-esverdeada devido ao refluxo de bile proveniente do duodeno (King, 1986; Ritchie et al., 1994; O'Malley, 2005; Tully, 2009; Dyce et al., 2010).

Microscopicamente, observa-se uma estrutura contendo um aspecto laminado em direção horizontal com estrias perpendiculares. Na mucosa encontra-se uma camada de fibras elásticas e colágenas circundando-a, formando um estrato compacto, sendo limitada externamente na submucosa frouxa. Na formação da túnica muscular aparece uma camada circular interna bem desenvolvida, sendo a camada longitudinal externa estreita e recobrimdo este conjunto de túnica muscular forma-se uma serosa típica (George et al., 1998). Em espécimes granívoros e em algumas espécies de papagaios raramente observa-se areia, ingerida por aves para ajudar na maceração de alimentos rijos. Estas aves debicam, descascando e consequentemente trituram no bico o alimento, para facilitar na deglutição e digestão, sendo a estrutura do ventrículo, formada por uma musculatura mais fina que as demais aves. (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010).

Na camada submucosa do TGI é observado um tecido conjuntivo com muitos vasos sanguíneos, linfáticos e plexo nervoso submucoso, Plexo de Meissner, podendo também conter tecido linfóide. Esta cadeia de neurônios interconectados controlam principalmente a secreção gastrointestinal e o fluxo sanguíneo local do sistema nervoso entérico (Guyton & Hall, 1997).

A camada muscular possui tecido conjuntivo contendo vasos sanguíneos e linfáticos, rica em fibras pré e pós-ganglionares do sistema nervoso autônomo e algumas sensoriais. Por fim a camada serosa que contém uma camada delgada de tecido conjuntivo frouxo, um epitélio pavimentoso simples, o Mesotélio, ou adventícia um tecido conjuntivo e adiposo contendo vasos e nervos. O inglúvio ou papo é formado por uma morfologia igual à do resto do esôfago, exceto pela ausência de glândulas mucosas.

### **2.6.1 Serotonina no Sistema Digestório**

Processos fisiológicos, em destaque a interação entre os sistemas imune, endócrino e nervoso do trato digestório, estão intimamente relacionados com a serotonina. A serotonina é uma amina biogênica, derivada do triptofano que está presente em células enterocromafins da

mucosa intestinal participando de diversas funções gastrointestinais, agindo no sistema nervoso entérico com o controle da atividade motora normal; regulação na ingestão de comida; crescimento celular; secreção e sensação do bolo alimentar presente na luz do tubo digestivo. (Hasler, 2009). A atuação do sistema serotoninérgico no comportamento das aves com regulação da resposta imune inata e adaptativa, patogênese de doenças gastrointestinais e crescimento celular tem sido analisado através do uso de precursores, liberadores, agonistas, antagonistas e inibidores da recaptção de serotonina (Shea et al., 1990).

Em aves as células enterocromafins contendo serotonina estão distribuídas no trato gastrointestinal assim como em mamíferos, porém em quantidades menores (Kitazawa et al., 2006). Sua distribuição é rara em proventrículo e ventrículo; presente na parte superior do íleo e reto, duodeno, principalmente nas criptas e vilosidades (Watanabe et al., 1987; Rawdone & Andrew, 1999).

Os estudos que descrevem a distribuição das células secretoras de serotonina no tubo gastrointestinal em psitacídeos ainda são escassos.

### 3. OBJETIVOS

- Geral

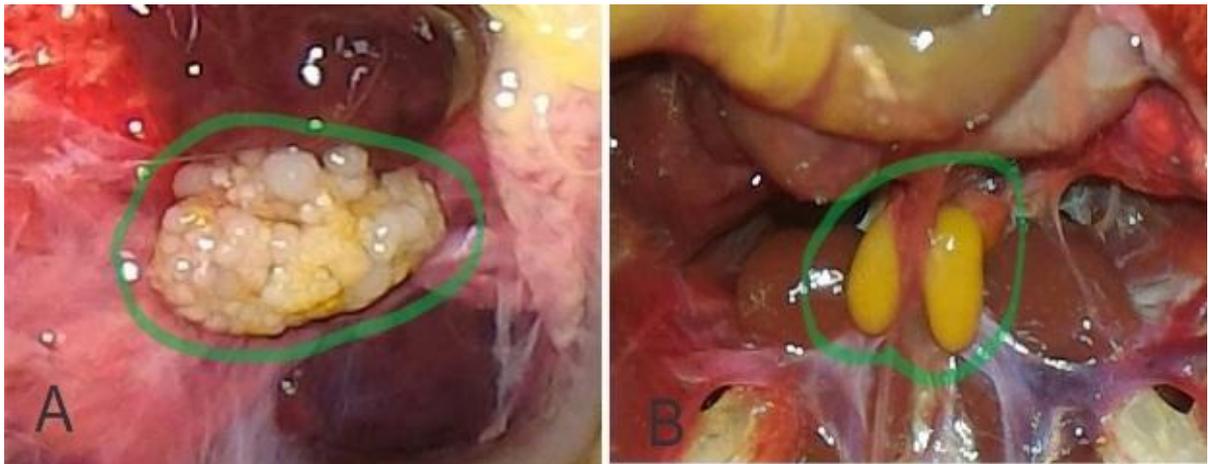
Descrever o esôfago, inglúvio, proventrículo e ventrículo de *Amazonas aestiva* (LINNAEUS, 1758), através de análise anatômica, histoquímica e imuno-histoquímica.

- Específicos

Analisar e comparar, com dados da literatura, as informações intraespecíficas e interespecíficas obtidas do tubo gastroesofágico do *A. aestiva* entre táxons de aves.

### 4. MATERIAIS E MÉTODOS

Foram utilizados dez espécimes, cinco machos e cinco fêmeas de *A. aestiva*, que possuíam tamanhos e idades diferentes. As aves foram doadas do Centro de Triagem de Animais Silvestres do Rio de Janeiro (CETAS-RJ), para a Área de Anatomia Animal e Laboratório de Ornitologia do Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde (ICBS) da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro, (Números das licenças: 13/18-CT/RJ; 28/18-CT/RJ; 36/16-CT/RJ.). A sexagem foi feita através de observações macroscópicas das gônadas encontradas nas aves (Figura 8) (Sick, 1997); estas aves vieram a óbitos e não possuem históricos fornecidos pelo local de origem. O estudo ocorreu durante o período do programa de pós-graduação de 2018 a 2020. Os animais do CETAS são mantidos com dieta controlada, sendo 70-80% dieta natural complementada por alimentação extrusada. Todas as aves utilizadas para o trabalho não mostraram lesões aparentes no trato gastroesofágico durante inspeção pós-mortem. As carcaças foram usadas para preparação de peças taxidermizadas e as vísceras foram utilizadas nesse estudo.



**Figura 8:** Observação das gônadas, ovários (A) e testículos (B) aparentes do papagaio verdadeiro, CETAS-RJ.

Foi realizada a biometria de todos os espécimes (Figura 9), registrando dados como comprimento total, da ave, esôfago porção cervical, inglúvio, esôfago porção torácica, proventrículo, ventrículo dos sexos de *A. aestiva* com utilização de fita métrica (cm) e paquímetro (Western PRO®). As aves foram dissecadas no Laboratório de aulas práticas de Anatomia Animal no Instituto de Veterinária e Instituto de Ciências Biológicas e da Saúde, ambos da Universidade Federal Rural do Rio de Janeiro. Todo o TGI foi retirado e imediatamente fixado em solução de formol a 10%. Após a retirada do TGI as carcaças foram congeladas para produção de peças taxidermizadas ou recolocadas em solução de formol a 10%.



**Figura 9:** Biometria externa e identificação dos espécimes de papagaio verdadeiro (CETAS-RJ).

#### **4.1 Análise macroscópica**

Os órgãos do trato gastroesofágico foram analisados quanto a sua holotopia (que indica a localização do órgão no animal) e sintopia (que correlaciona relação de proximidade ou vizinhança entre as estruturas orgânicas) (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010).

A nomenclatura anatômica adotada foi baseada na Nomina Anatomica Avium (Baumel et al., 1993). Foram realizados registros fotográficos com câmera digital FinePix S4000, de todo o Tubo gastroesofágico (TGE). Os dados mensurados para biometria externa e interna de cada órgão foram tabulados em planilhas e representados com médias ponderadas entre comprimento total do animal e órgão dele.

#### **4.2 Coleta de fragmentos para avaliação histológica/microscópica**

Os animais doados foram previamente congelados, técnica utilizada no CETAS-RJ pós-morte para conservação. Após descongelamento foi feita a fixação dos fragmentos do esôfago, inglúvio, estômagos (proventrículo e ventrículo) (Figura 10), por imersão em formol neutro tamponado à 10% e levados ao Laboratório de Ensino e Pesquisa de Histologia e Embriologia Comparada (LEPHEC) da Universidade Federal Fluminense.



**Figura 10:** Ilustração indicando locais de coleta dos fragmentos da necrópsia do *A. aestiva*: (A) Esôfago porção cervical; (B) Inglúvio; (C) Esôfago porção torácica; (D) Proventrículo; (E) Ventrículo.

#### 4.3 Preparação e coloração dos tecidos

Fragmentos de necropsia de TGI foram encaminhados para o LEPHEC, fixados em formaldeído tamponado a 10%. Em seguida, o material foi submetido ao procedimento da técnica histológica para inclusão em parafina, que inclui as seguintes etapas: desidratação (concentrações crescentes de álcool etílico: álcool 70%, 90% e 100% (2 banhos), 40 minutos cada), clarificação em xilol (2 banhos sucessivos de 30 min. cada), inclusão em parafina líquida (dois banhos à 60 °C) e emblocamento em parafina. Posteriormente, cortes de 5 µm de espessura foram confeccionados com o auxílio de um micrótomo modelo LUPETEC, sendo estes coletados em lâminas e levados à estufa a 37°C para secagem. Os cortes foram submetidos à técnica de coloração da Hematoxilina-Eosina (HE) (Lillie & Fullmer, 1976) e ao método de Tricrômio de Gomori com a finalidade de caracterizar a morfologia geral do órgão. A coloração com alcian blue (AB) 8GX em pH 1,0 (Kiernan, 1990) foi empregada para a demonstração de glicoconjugados sulfatados e carboxilados. A coloração ácida periódico reativo de Schiff (PAS) foi empregada para detectar Glicoconjugados neutros.

#### **4.4 Imuno-histoquímica**

Os cortes foram lavados com tampão fosfato (PBS) 0.05M (pH 7.4), seguido de incubação com o anticorpo primário anti-serotonina (S 5545-Sigma-Aldrich, Inc.) overnight a 4 °C em câmara úmida, as lâminas foram lavadas com tampão fosfato (PBS) 0.05M (pH 7.4). O Sistema Vision DuoFLEX (SK11021) foi utilizado como anticorpo secundário por 30 minutos em temperatura ambiente em câmara úmida. Imunorreação positiva foi identificada após incubação com 3,3' Diaminobenzidina (DAB) (Dakocytomation 003222) e contra corado com hematoxilina Delafield. Imagens digitais das lâminas foram usadas com auxílio da câmera Leica ICC50 HD montada no microscópio Leica DM500.

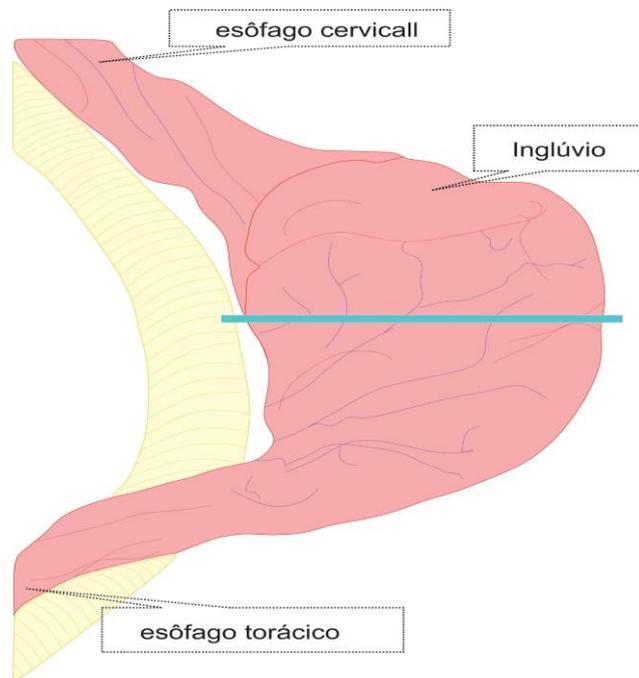
#### **4.5 Análise estatística**

A biometria foi realizada após formalização dos segmentos do trato digestório e uma comparação entre as médias de comprimento total do espécime, comprimento dos segmentos do esôfago porção cervical, inglúvio, esôfago porção torácica, proventrículo, ventrículo entre os dois sexos de *A. aestiva*, considerando  $p < 0,05$  como significativo. A análise estatística foi realizada através do Software GraphPad Prism 5®. O valor de P é uma probabilidade que mede a evidência contra a hipótese nula. Um valor de P menor fornece uma evidência mais forte contra a hipótese nula. Para comparação das médias do comprimento dos segmentos dos órgãos entre os dois sexos foi utilizado o Teste t não pareado, considerando  $p < 0,05$  como significativo. A análise estatística foi realizada através do Software GraphPad Prism 5®.

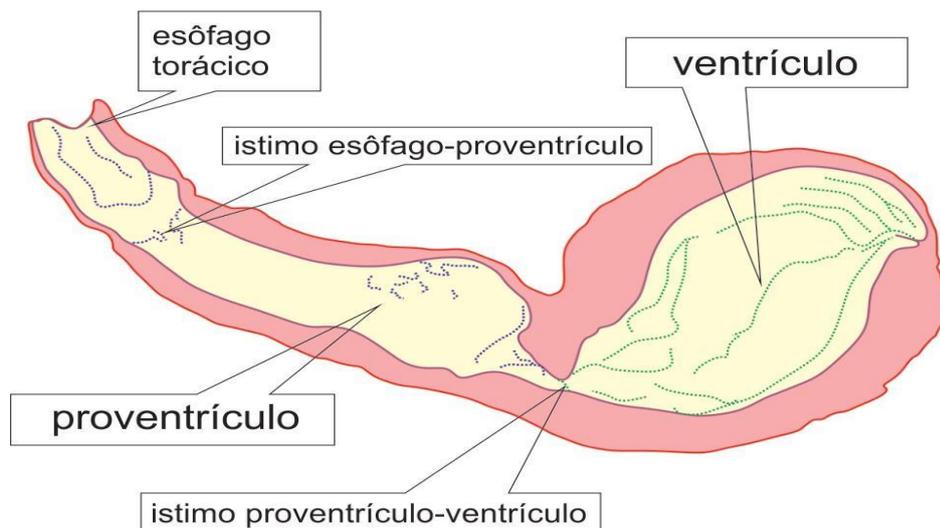
### **5. RESULTADOS**

#### **5.1 Sintopia do trato gastrointestinal**

Topograficamente o esôfago encontra-se entre os músculos cervicais e a traqueia, sendo que o esôfago porção cervical, em sua porção imediatamente cranial à entrada celomática, dilata-se formando o inglúvio, o qual encontra-se ventralmente posicionado à traqueia (Figura 11). Entrando na cavidade celomática, o tubo gastroesofágico (TGE) torna-se o esôfago porção torácica sofrendo um leve enforcamento do canal, dando início ao proventrículo, separando-se do ventrículo, por um istmo.



**Figura 11:** Desenho anatômico lateral direito, mostrando esôfago porção cervical, Inglúvio e esôfago porção torácica; a sintopia do esôfago e Inglúvio à traqueia, e linha principal (linha em cor verde) orientação de corte das lâminas do Inglúvio.

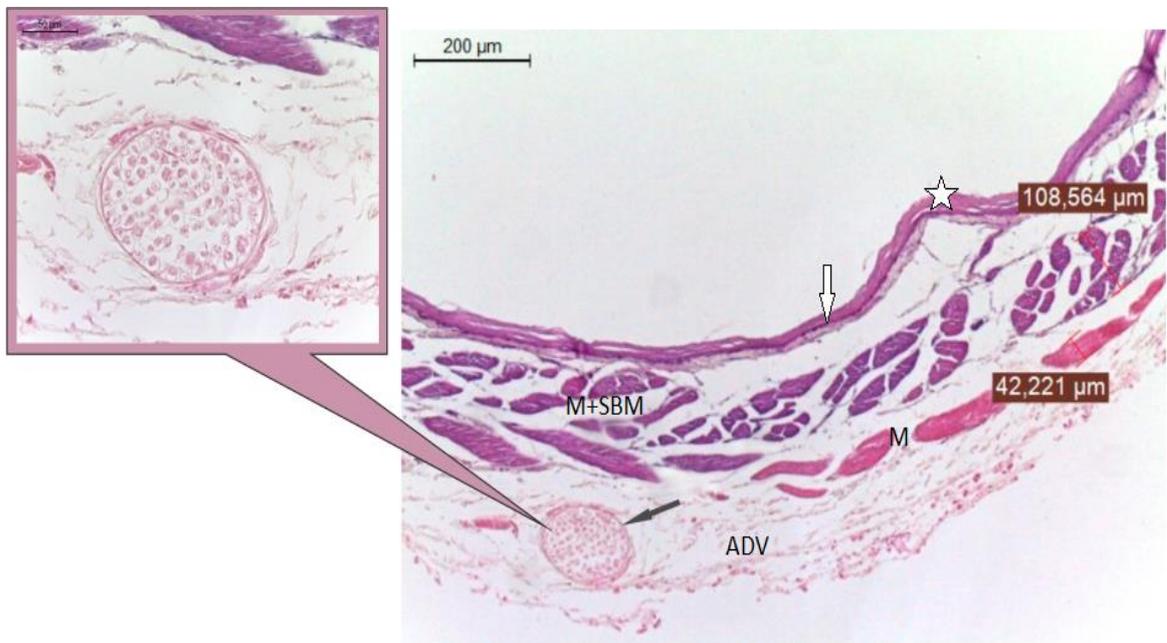


**Figura 12:** Desenho lateral esquerda do proventrículo e ventrículo, mostrando morfologia anatômica e localização de cortes histológicos dos órgãos.

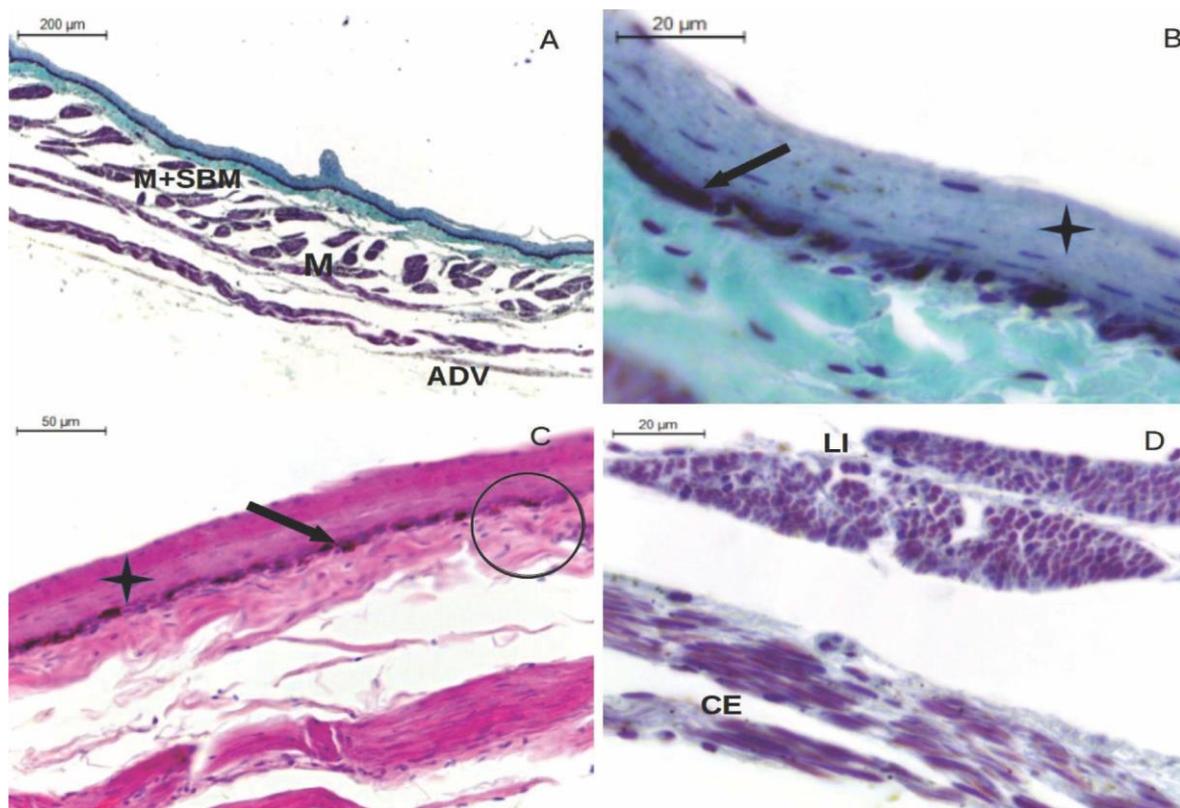
## 5.2 Histologia

### 5.2.1 Esôfago porção cervical

O esôfago proximal apresentou três camadas bem definidas: mucosa+submucosa, muscular e adventícia (Figura 13). No órgão foi observada a presença de uma mucosa revestida por um epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado (Figura 14A). Na camada basal deste epitélio nota-se um acúmulo de melanina (Figuras 14 A, B, C). A lâmina própria apresenta um tecido conjuntivo denso não-modelado que não se separa da submucosa adjacente pela muscular da mucosa, sendo então definida como lâmina própria/submucosa. Esta camada é delgada e não foi observada a presença de glândulas mucosas (Figura 14C). A muscular apresenta duas camadas de músculos lisos (Figura 14D); uma longitudinal interna e outra circular externa (Figura 14D). A última camada compreende a adventícia formada por tecido conjuntivo frouxo com a presença de vasos sanguíneos, linfáticos e plexo nervoso. Reação aos métodos PAS Ph 1,0 e AB não foi observada para nenhuma das camadas descritas.



**Figura 13:** Fotomicrografia do esôfago porção cervical de *A. aestiva*: muscular e submucosa (M+SBM), muscular (M), adventícia (ADV), camada basal com acúmulo de melanina (seta branca). Barra de calibração 50µm. Presença de uma mucosa revestida por um epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado (estrela). Observar adventícia com tecido conjuntivo frouxo e nervo (seta), dados de espessura muscular, maior valor longitudinal interna. HE. Barra de calibração 200µm

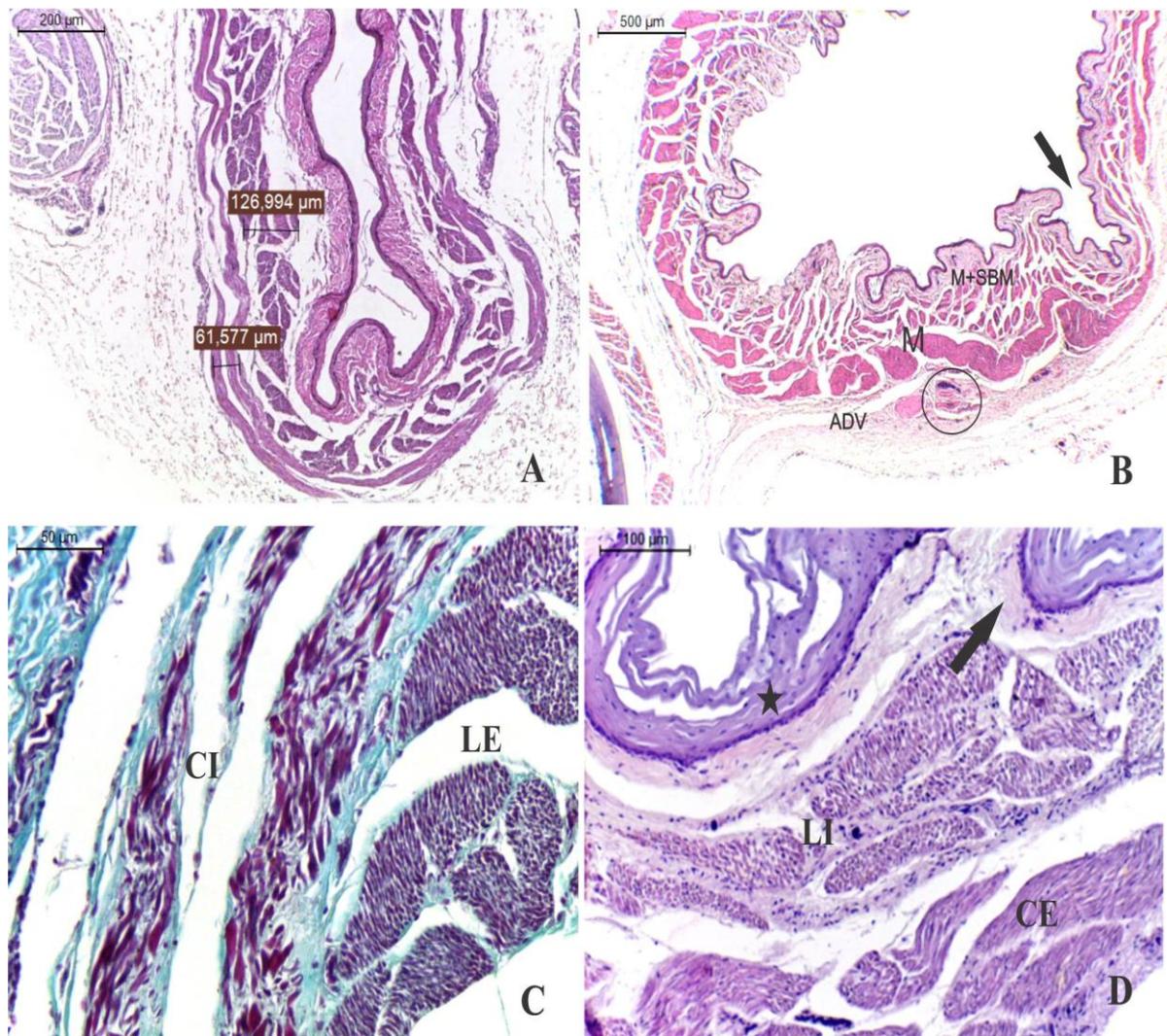


**Figura 14** Fotomicrografia do esôfago de *A. aestiva*: A-muscular e submucosa (M+SBM), muscular (M), adventícia (ADV). TG. Barra de calibração 200µm. B- Camada basal com acúmulo de melanina (seta), epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado (estrela).

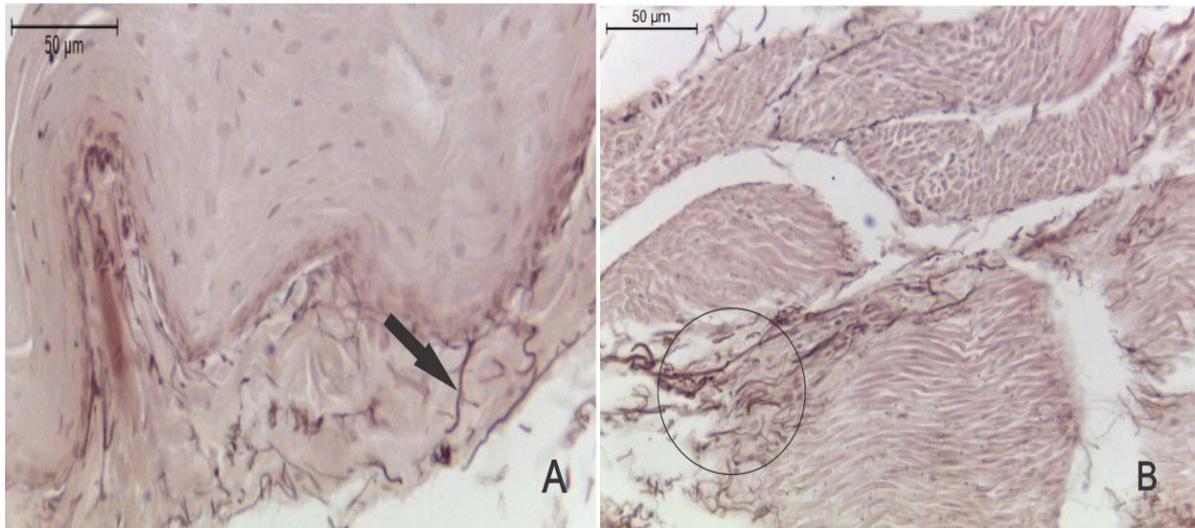
Um alargamento progressivo da porção mediana da parede ventral, posterior ao esôfago, é observada na macroscopia; microscopicamente a mesma região não apresentou alteração na estrutura de suas camadas, sendo está igual à porção anterior do esôfago, entretanto, observa-se um aumento discreto nas camadas musculares. Não houve reação ao método do PAS e alcian blue em nenhuma camada. A mucosa apresenta-se pregueada e revestida pelo epitélio estratificado pavimentoso não queratinizado. A lâmina própria / submucosa foi semelhante à do esôfago porção cervical.

### 5.2.2 Inglúvio

Foram observadas diferenças quanto à disposição, em regiões distintas, das fibras musculares na camada muscular, sendo: uma contínua ao esôfago circular “mal definida” interna e outra bem espessa longitudinal externa (parede ventral) (Figura 15A). Na área descrita como saco cego do inglúvio, forma-se a parede ventral onde há maior dilatação dessa estrutura, uma inversão na disposição das camadas foi observada (Figuras 15 C, D), passando para uma circular externa e longitudinal interna (parede dorsal), sendo observada também apenas a presença de músculo liso. Observa-se notório aumento das camadas musculares na região do inglúvio. Este aumento é principalmente devido ao espessamento da camada muscular externa. Nenhuma reação aos métodos PAS e AB foi observada para as camadas descritas. Foram identificadas, no inglúvio, fibras elásticas pela técnica da Orceína em grande quantidade entre fibras musculares. O epitélio sofre invaginações em direção a lâmina própria, formando dobras. Também foram identificadas fibras colágenas pela técnica de Orceína (Figuras 16 A e B).



**Figura 15:** Fotomicrografia do Inglúvio do *A. aestiva*: A- fibras colágenas presentes no tecido conjuntivo denso não-modelado e submucosa adjacente definindo lâmina-própria/submucosa; camada muscular circular externa apresentando grande concentração de fibras elásticas entre fibras musculares. Barra de calibração 200μm; B- muscular e submucosa (M+SBM), muscular (M), adventícia (ADV), fosseta (seta). Presença de uma mucosa revestida por um epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado. Observar adventícia com tecido conjuntivo frouxo, nervo e vasos sanguíneos (círculo). HE. Barra de calibração 500μm. C- Camada muscular circular “mal definida” interna (CI) e outra bem espessa longitudinal externa (LE) (parede ventral). TG. Barra de calibração 50μm D- circular externa (CE) e longitudinal interna (LI) (parede dorsal) sendo observada também apenas a presença de músculo liso. HE. Barra de calibração 100μm.



**Figura 16:** Fibras elásticas identificadas pela técnica de orceína; A- fibras colágenas presentes no tecido conjuntivo denso não-modelado e submucosa adjacente definindo própria/submucosa (Seta) Barra de calibração 50µm; B- Camada muscular circular externa apresentando grande concentração de fibras elásticas entre fibras musculares (círculo). Barra de calibração 50µm.

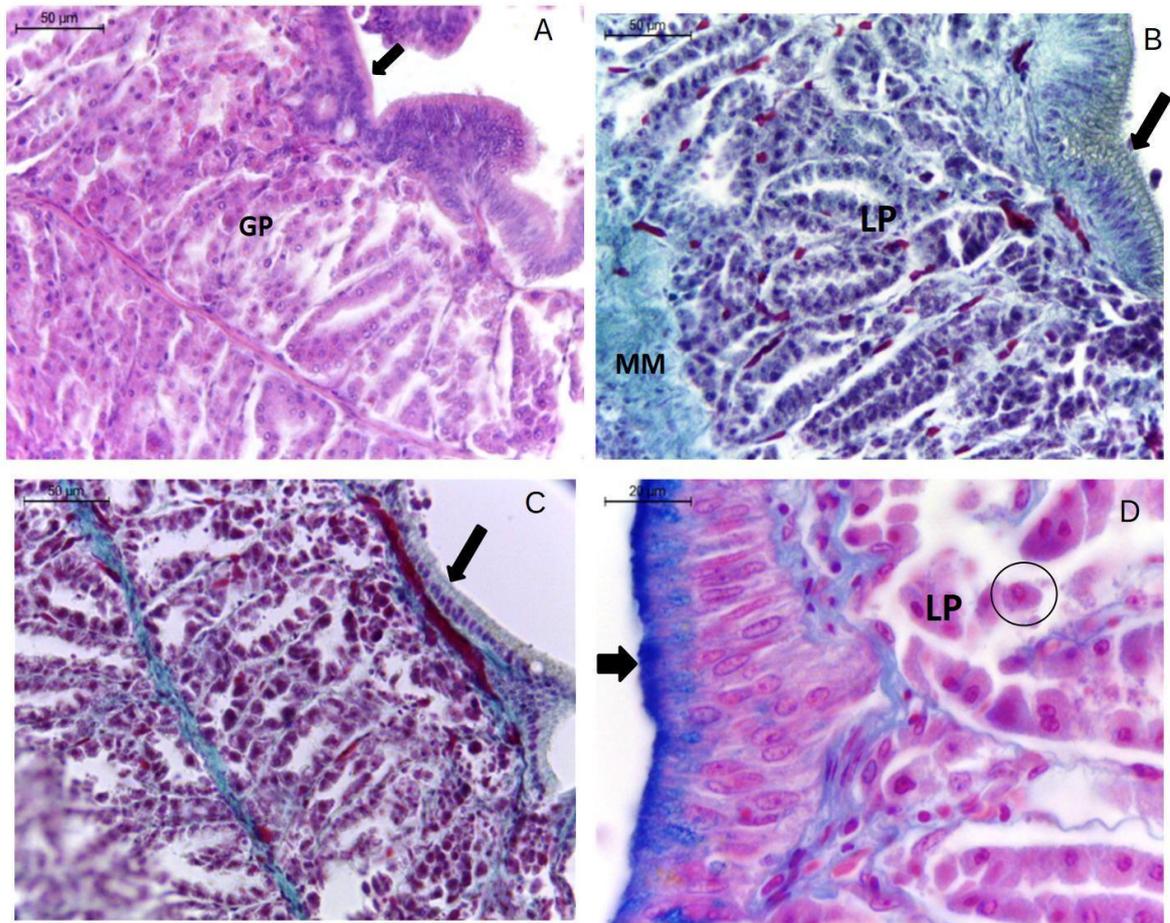
### 5.2.3 Esôfago porção torácica

O esôfago porção torácica apresentou semelhanças ao esôfago porção cervical, três camadas bem definidas: Mucosa+submucosa, muscular e adventícia. Neste foi observada a presença de uma mucosa revestida por um epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado. Na camada basal deste epitélio nota-se um acúmulo de melanina. A lâmina própria apresenta um tecido conjuntivo denso não-modelado que não se separa da submucosa adjacente pela muscular da mucosa, portanto definimos como lâmina própria/submucosa. Esta camada é delgada, não sendo observada a presença de glândulas mucosas nesta. A camada muscular apresenta duas camadas de músculo liso. Uma longitudinal interna e outra circular externa. A última camada é a adventícia, formada por tecido conjuntivo frouxo, com a presença de vasos e nervos. Não houve reação ao método do PAS e alcian blue em nenhuma camada. A camada (cutícula) que reveste internamente a moela se estende até o istmo como descritos em algumas espécies de papagaios (Ritchie et al., 1994; Dyce et al., 2010).

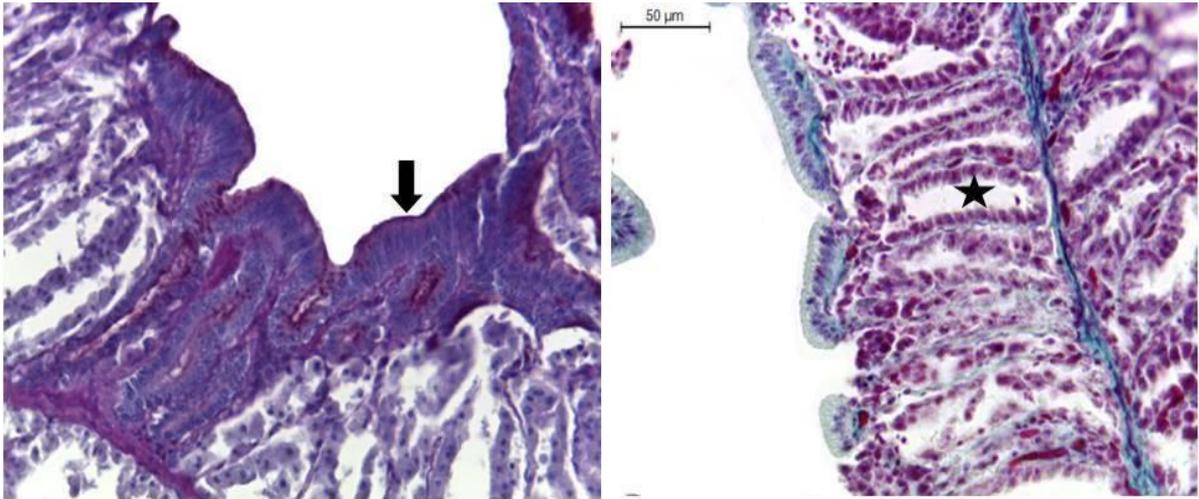
### 5.2.4 Proventrículo

A mucosa do proventrículo consiste em uma delgada camada contendo pequenas pregas e sulcos revestidos por um epitélio cilíndrico simples (Figura 17A). A lâmina própria é composta por uma camada de tecido conjuntivo frouxo, contínua com a submucosa adjacente. Na submucosa encontram-se as glândulas pró-ventriculares poligonais separadas por tecido conjuntivo denso, são glândulas multilobulares ramificadas, cada uma composta por uma câmara coletora para acúmulo de secreção, que por sua vez é eliminada no lúmen proventricular através dos ductos coletores, visíveis na seção do proventrículo. Essas glândulas esvaziam seu conteúdo para um ducto amplo revestido por epitélio cilíndrico simples (Figura 17A), possuem um único tipo de célula acidófilas chamadas oxintopépticas, (produtoras de HCL e pepsinogênio) de núcleo esférico e basal (Figura 17D). A camada muscular é composta por três camadas de músculo liso. Uma circular interna, outra longitudinal média mais espessa e outra circular externa delgada. A transição do proventrículo para o ventrículo não apresenta glândulas

em sua delgada e menos rígida parede.



**Figura 17:** Fotomicrografia de proventrículo de *A. aestiva*. A- Glândula proventricular (GP) tubular ramificada revestida por epitélio cilíndrico simples (Seta). HE. Barra de calibração 50 $\mu$ m. B- Mucosa do proventrículo com células oxintopépticas na lâmina própria (LP) e muscular da mucosa (MM). TG. Barra de calibração 50 $\mu$ m. C- Glândula proventricular tubular ramificada revestida por epitélio cilíndrico simples (Seta). TG. Barra de calibração 50 $\mu$ m. D- Notar epitélio de revestimento AB positivo (seta) e LP com células oxintopépticas (circunferência). AB+ pH 1.0. Barra de calibração 200 $\mu$ m.

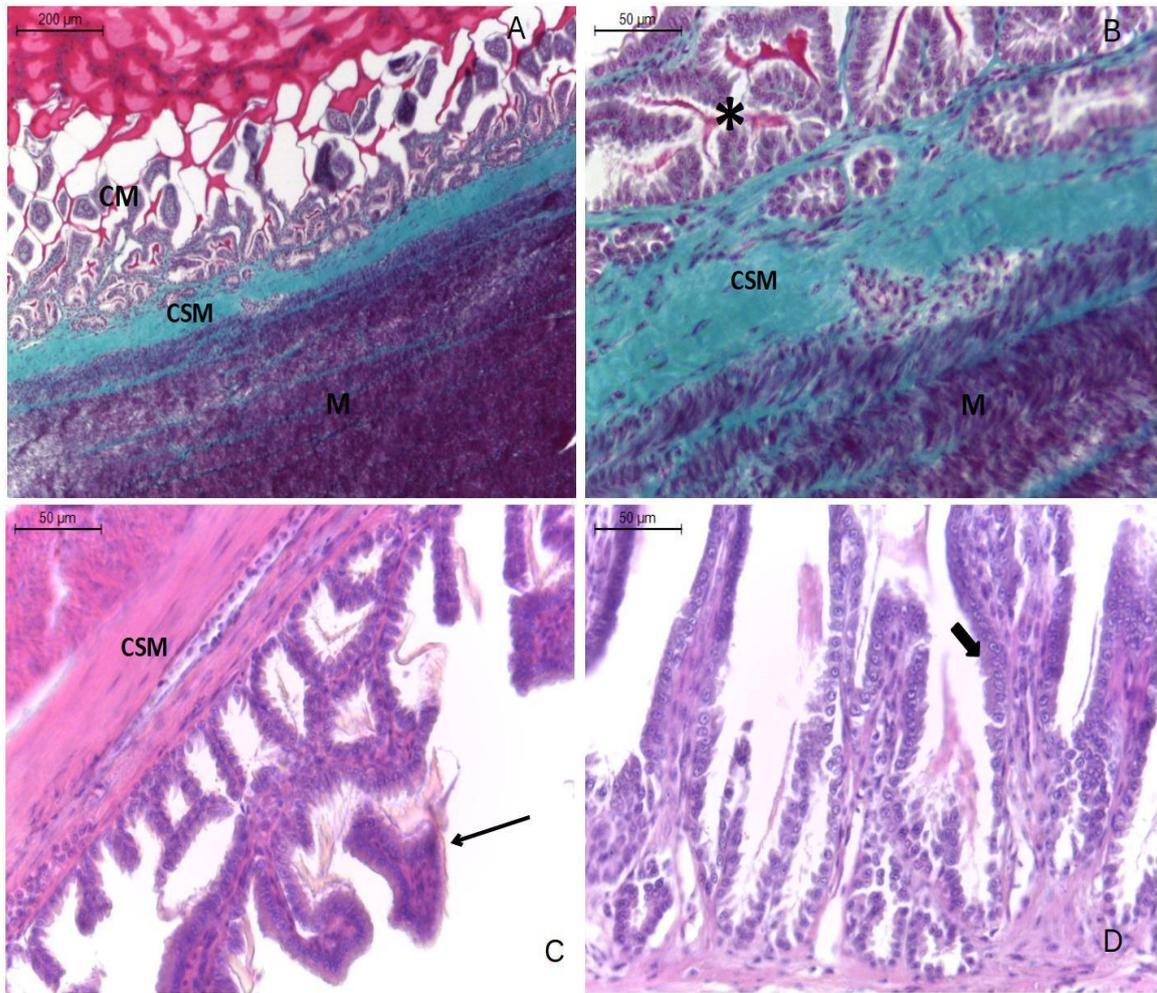


**Figura 18:** Fotomicrografia de proventrículo de *A. aestiva*. Glândula proventricular tubular ramificada revestida por epitélio cilíndrico simples (Seta).TG. Barra de calibração 200 $\mu$ m. B- Camada mucosa do proventrículo com câmaras coletoras das glândulas tubulares (estrela). TG. Barra de calibração 50 $\mu$ m.

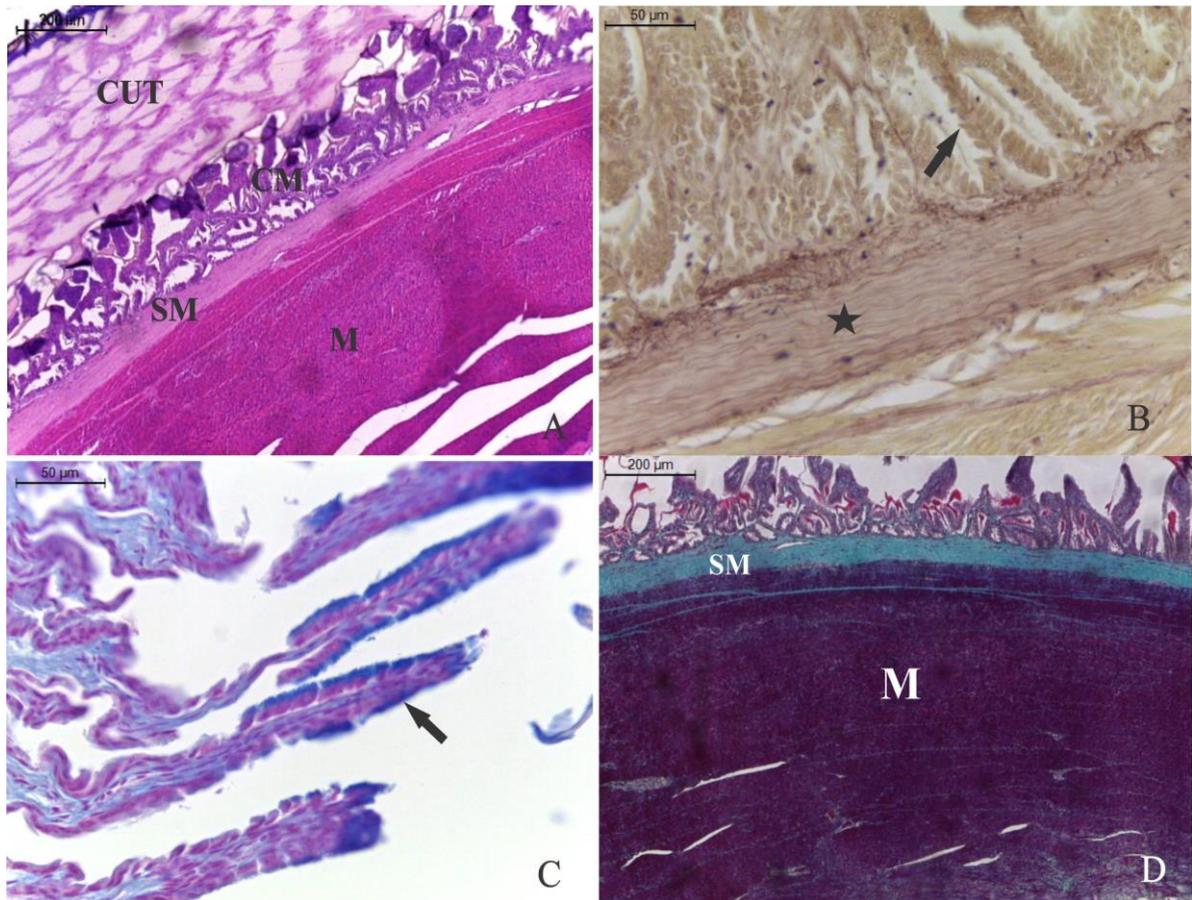
### 5.2.5 Ventriculo

O ventrículo possui uma camada mucosa com inúmeras pregas ramificadas entre si revestidas por um epitélio cilíndrico simples PAS-, fracamente AB+ e na sua base nota-se a formação de criptas, revestidas por epitélio cilíndrico, cuja secreção forma a cutícula. Uma espessa camada, ou cutícula, representada por material acidófilo AB+ revestindo toda mucosa. A submucosa, constituída por tecido conjuntivo denso, possui delicadas fibras elásticas. A camada muscular é espessa, formada por fibras musculares lisas.

O ventrículo compreende três camadas bem definidas, mucosa, submucosa e muscular (Figura 19A). A camada mucosa contém numerosas dobras ramificadas revestidas por um epitélio cilíndrico simples (Figura 19 C e D), que é coberto por uma camada espessa de cutícula secretada pelas glândulas mucosas na lâmina própria (Figura 20). O epitélio apresentou reação negativa para PAS e positiva para AB apenas nas superfícies das pregas (Figura 20C). A submucosa consiste em tecido conjuntivo denso. A camada muscular é espessa, formada por fibras musculares lisas.



**Figura 19:** Fotomicrografia de ventrículo de *A. aestiva*. A- Camada mucosa pregueada (CM), camada submucosa (CSM) e espessa camada muscular (M). TG. Barra de calibração 200µm. B- Mucosa do ventrículo com criptas na lâmina própria (\*), camada submucosa (CSM) e camada muscular (M). TG. Barra de calibração 50µm. C e D- Notar pregas da mucosa revestidas por epitélio cilíndrico simples (seta) e camada submucosa (CSM). HE. Barra de calibração 50µm.

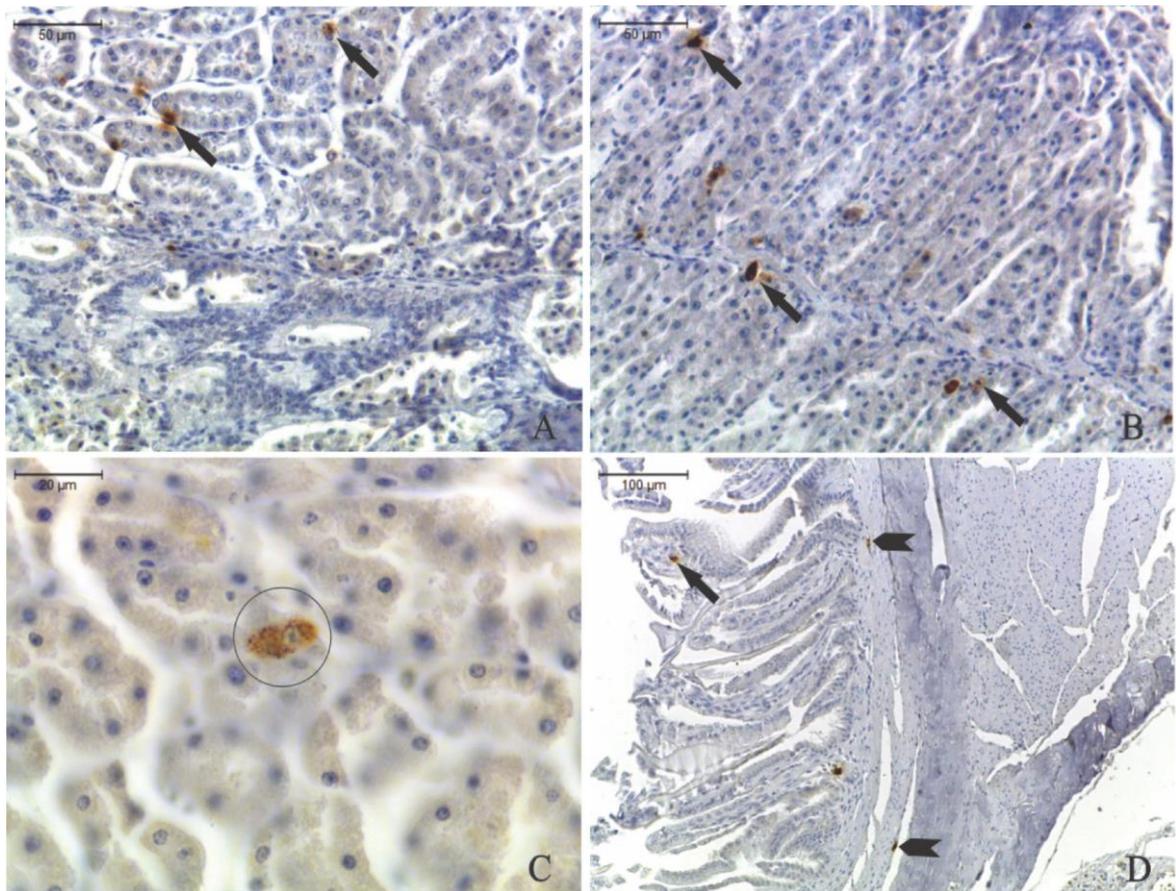


**Figura 20:** Fotomicrografia de ventrículo de *A. aestiva*. A- Cutícula, (CUT) representada por material acidófilo, seguida de mucosa pregueada (CM), submucosa (SM), camada muscular (M). HE. Barra de calibração 200µm. B- Notar fibras elásticas em toda extensão da camada submucosa (\*) e uma maior concentração a mucosa (acima da \*) notar pregas da mucosa revestidas por epitélio cilíndrico simples (seta). Orceína. Barra de calibração 50µm. C- Notar pregas revestidas por um epitélio alcian blue positivo (seta), Barra de calibração 50µm. D. Notar espessa camada muscular (M). AB+. Barra de calibração 200µm.

### 5.2.6 Imuno-histoquímica: análise de serotonina (5-HT)

No esôfago e inglúvio não foram observadas células secretoras de 5-HT. No proventrículo, as células secretoras de 5-HT estão dispersas nas glândulas pró-ventriculares localizadas na base e no ápice da mucosa pregueada do proventrículo (Figura 21A), e não foram observadas no epitélio do revestimento. Essas células são do tipo fechado, isto é, sem a presença de processos citoplasmáticos evidentes (Figuras 21B, C), e são predominantemente de forma oval, também observadas no tecido conjuntivo ao redor das glândulas.

No ventrículo, as células secretoras eram escassas e observadas apenas na base da glândula ventricular, bem como no tecido conjuntivo adjacente (Figura 21D), não apresentando forma bem definida e apresentando-se como do tipo fechado.



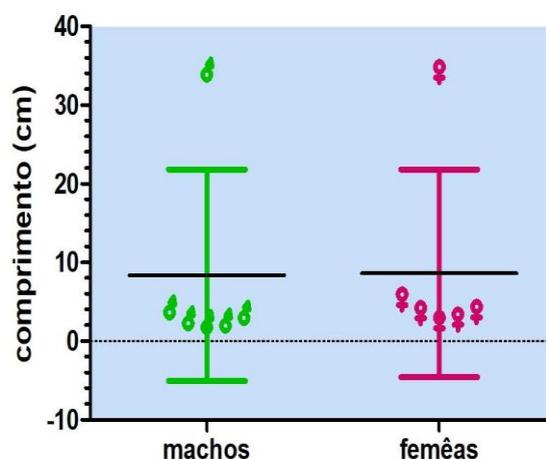
**Figura 21:** Fotomicrografia das células imunorreativas a serotonina no proventrículo. A e B- Observar células espalhadas ao longo de toda a glândula proventricular. Barra de calibração 50µm. C- Observar inumo marcação citoplasmática (círculo), forma predominantemente ovalada e tipo fechado. Barra de calibração 20µm. D. Fotomicrografia das células imunorreativas a serotonina no ventrículo (seta). Observar escassas células na glândula ventricular (cabeça de seta). Observar imunomarcção no tecido conjuntivo. Barra de calibração 100µm.

### 5.2.7 Biometria dos segmentos do TGI

Utilizando uma coluna (A) machos X (B) fêmeas de *A. aestiva*, a análise dos dados utilizando o teste t com correção de Welch não pareados, obtivemos o valor de  $P = 0,9735$ , a diferença entre as médias não foram estatisticamente significativas, entre os dois sexos de *A. aestiva* quando comparamos as médias do comprimento total da ave e comprimento dos seguimentos do esôfago porção cervical, inglúvio, esôfago porção torácica, proventrículo, ventrículo.

**Tabela 2:** Medidas biométricas do canal alimentar superior (cm) de *Amazona aestiva*, apreendidos pelo CETAS-IBAMA/RJ no período de 2017 a 2018 (Média ± desvio padrão)

| Indivíduo       | Sexo | Comprimento total (cm) | esôfago      |               | esôfago celomático |                    | Proventrículo (cm) | Ventrículo (cm) |
|-----------------|------|------------------------|--------------|---------------|--------------------|--------------------|--------------------|-----------------|
|                 |      |                        | cranial (cm) | Inglúvio (cm) | celomático (cm)    | Proventrículo (cm) |                    |                 |
| AAE1            | F    | 32                     | 5,5          | 3,5           | 2,2                | 2,5                | 5,3                |                 |
| AAE12           | F    | 36,5                   | 4,6          | 3,9           | 2,5                | 2,5                | 2,1                |                 |
| AAE7            | F    | 35                     | 5,5          | 3,5           | 2,2                | 2,5                | 5,3                |                 |
| AAE3            | F    | 34                     | 5,9          | 3,8           | 2,3                | 4                  | 3                  |                 |
| AAE4            | F    | 33,5                   | 4,9          | 3,7           | 2,4                | 2,1                | 2,2                |                 |
| Média ±         |      | 34,2                   | 5,28         | 3,68          | 2,32               | 2,72               | 3,58               |                 |
| Desvio Padrão ± |      | 1,24                   | 0,424        | 0,144         | 0,104              | 0,512              | 1,376              |                 |
| AAE5            | M    | 35                     | 5            | 3,8           | 2,2                | 2,3                | 3                  |                 |
| AAE6            | M    | 32                     | 3            | 4,3           | 2,5                | 3,5                | 2,5                |                 |
| AAE10           | M    | 35,5                   | 5,4          | 3,5           | 2,1                | 3                  | 3,5                |                 |
| AAE11           | M    | 33                     | 3            | 2,9           | 2,1                | 1,8                | 2                  |                 |
| AAE2            | M    | 37                     | 5            | 3,5           | 3                  | 3,9                | 2,1                |                 |
| Média ±         |      | 34,5                   | 4,28         | 3,6           | 2,38               | 2,9                | 2,62               |                 |
| Desvio Padrão ± |      | 1,6                    | 1,024        | 0,36          | 0,296              | 0,68               | 0,504              |                 |



**Figura 22:** Comparação entre médias de comprimento total do espécime, esôfago porção cervical, inglúvio, esôfago porção torácica, proventrículo, ventrículo entre os dois sexos de *A. aestiva*, considerando  $p < 0,05$  como significativo.

## 6. DISCUSSÃO

Os animais utilizados no presente estudo foram submetidos a procedimentos técnicos para identificações morfológicas a partir do esôfago porção cervical até o ventrículo do *A. aestiva*. Observando a anatomia do tubo digestório em relação à topografia entre aves Psittaciformes, foram observadas poucas variações (Santos et al., 2012). Estes apresentaram semelhanças histológicas entre as aves herbívoras, no entanto características intraespecíficas foram observadas, contribuindo para o estudo da filogenia do sistema digestório de aves silvestres. A respeito da topografia e as estruturas anatômicas abordadas nesse trabalho,

observamos variações morfológicas menores entre espécies de aves, quando comparadas com as variações que foram descritas entre mamíferos (O'Malley, 2005; Dyce et al., 2010). Anatomicamente o tubo digestório em relação à topografia entre aves Psittaciformes, foram observadas poucas variações (Santos et al., 2012). Verificamos que houve similitudes entre o TGE. de *G. gallus domesticus* (Dyce 2010), emas (*Rhea americana*) (Rodrigues et al. 2012) e periquitos australianos (*Melopsittacus undulatus*) (Matsumoto et al. 2009), *Cyanoloxia brissonii cyanoides*, Lichtenstein, 1823 (Firmino et al. 2013), *Struthio camelus* Linnaeus, 1758 (Monteiro et al 2009) e *Rupornis magnirostris* Gmelin, 1788 (Firmino et al. 2014).

A estrutura do esôfago consiste em uma mucosa revestida por epitélio estratificado não queratinizado estratificado encontrado em mamíferos e outras aves, como *Cyanoloxia brissonii cyanoides*, Lichtenstein, 1823 (Firmino et al., 2013), *Struthio camelus* Linnaeus, 1758 (Monteiro et al., 2009) e *Rupornis magnirostris* Gmelin, 1788 (Firmino et al., 2014). No entanto, intensa queratinização foi relatada neste epitélio em *Coragyps atratus* brasiliensis Bonaparte, 1850 (David et al. 1992). Em *A. aestiva*, a camada basal apresenta acúmulo de melanina, o que pode ser uma característica interespecífica, dada a ausência de outros relatos na literatura. A lâmina própria não se separa da submucosa adjacente através da muscular da mucosa, por isso foi definida como a lâmina própria / submucosa. Isso é evidente em jovens *Struthio camelus* (Monteiro et al., 2009) e *R. magnirostris* (Firmino et al. 2014). Em *A. aestiva*, a lâmina própria é fina e não possui glândulas mucosas, como observado em *R. magnirostris* (Firmino et al., 2014). Em *R. magnirostris* (Firmino et al., 2014) a camada muscular compreende dois feixes musculares; o mais interno, circular e o externo, longitudinal. Esse arranjo foi invertido em *A. aestiva*, onde foram observados um músculo longitudinal interno e um externo circular do músculo.

Uma justificativa sobre a ausência de glândulas mucosas no esôfago do *A. aestiva* seria: a semelhança com a morfologia de outras aves, observada na maioria dos vertebrados (George et al., 1998), onde na literatura as aves possuem uma camada de glândulas salivares, não bem definidas, dispostas pela orofaringe. Na parte ventral da cavidade oral, teto, existem pequenos agregados de glândulas maxilares e palatinas, já no assoalho da boca encontra-se glândulas mandibulares e linguais. A produção da saliva, utilizada no início da digestão, é liberada pela estimulação parassimpática que é bem desenvolvida em aves que consomem alimentos secos, como sementes ou insetos. A saliva das aves é densa, um muco bem consistente justificado pelo tipo alimentação destes animais, responsável por lubrificar o alimento e ajudar na taxa de passagem. (O'Malley, 2005; Cubas, 2006).

A estrutura do inglúvio pode ser simplesmente um aumento fusiforme do esôfago, dependendo da espécie, podem ser observados dois tipos de expansão esofágica: uma temporária, denominada papo falso encontrada em aves insetívoras e um divertículo permanente e especializado, em gansos, patos e galinhas, chamado de verdadeiro inglúvio, como observado em papagaios (George et al., 1998; Schmidt et al., 2003). Em aves granívoras, essa distensão é maior. Nos papagaios, é bem dilatado e ajuda a umidificar os alimentos de grãos (King, 1986; Ritchie et al., 1994; Almeida, 2006; O'Malley, 1997; Arent, 2010; Cubas, 2006; Tully, 2009; Dyce et al., 2010). O inglúvio apresenta semelhanças histológicas com o esôfago, embora seja observado um espessamento de sua parede muscular e uma inversão de seus feixes musculares na curvatura anterolateral. Em sua porção final, ao lado do esôfago porção torácica, ele novamente reduz seu tamanho e volta a seguir a mesma orientação muscular do esôfago. Como observado para *A. aestiva*, em *R. magnirostris* (Firmino et al., 2014) não há glândulas na lâmina própria do inglúvio, diferentemente das características encontradas nas perdizes de *Rhynchotus rufescens* (Rossi et al., 2006), que apresentam glândulas na lâmina própria do inglúvio, ocorrendo redução somente neste, em relação ao esôfago. Atividades químicas significativas ainda não foram comprovadas no inglúvio ou no esôfago, embora a

amílase salivar inicie a digestão de carboidratos nessas porções (O'Malley, 1997; Dyce et al., 2010).

O estômago é dividido em duas câmaras distintas: uma glandular chamada proventrículo, que se encontra ventralmente, e uma câmara muscular, chamada ventrículo, apresentando um diâmetro maior (Figura 3). Santos (2012) e colaboradores, descreveram poucas variações anatômicas entre as três aves Psittaciformes observadas, a saber: *Amazona aestiva* Linnaeus, 1758, *Aratinga leucophthalma* Statius Muller, 1776 e *Aratinga aurea* Gmelin, 1788.

O proventrículo geralmente apresenta mucosa esbranquiçada, diferente da cor avermelhada da mucosa esofágica. (Dyce, K.M.; Sack, W. O.; Wersing, C. J. G. 2010; King, 1986; O'Malley, 1997; Ritchie et al., 1994; Tully, 2009). Essa porção do estômago apresenta um epitélio colunar alto e plissado, constituído por mucosa típica do revestimento gástrico, como observado em *R. magnirostris* (Firmino et al. 2014). A camada submucosa é preenchida com glândulas multilobulares, cada uma composta por uma câmara coletora para acúmulo de secreção, que por sua vez é eliminada no lúmen proventricular através dos ductos coletores, visíveis na seção do proventrículo. Dois tipos de células epiteliais estão presentes nas glândulas pró-ventriculares de *A. aestiva*, as células oxinticopépticas, que produzem ácido clorídrico e pepsinogênio, funcionalmente homólogas às células parietais e principais encontradas em mamíferos (George et al., 1998) e epitelial produtora de muco. (Dyce et al., 2010; King, 1986; O'Malley, 1997; Ritchie et al., 1994; Tully, 2009). A submucosa é estreita cercada por uma túnica muscular, que compreende apenas duas camadas em *R. magnirostris* (Firmino et al. 2014) e três feixes de músculos lisos em *A. aestiva*.

O ventrículo é maior em diâmetro comparado ao proventrículo, com formato lentiforme em aves herbívoras e piscívoras. Observa-se mucosa delgada, porém resistente, revestida por epitélio cúbico constituído por glândulas tubulares, cuja secreção solidifica na superfície (Dyce et al., 2010; King, 1986; O'Malley, 1997; Ritchie et al., 1994; Tully, 2009). O material interno de revestimento de moela é acelular, produzido por essas glândulas, que produzem uma substância de glicoproteína chamada placenta de secreção, anteriormente denominada "Koilin" (George et al., 1998), que é modificada pelo baixo pH do ácido clorídrico proventricular, formando uma cutícula rígida de colina (complexo carboidrato-proteína).

Foi observada a presença de células secretoras de 5-HT dispersas em *A. aestiva* no proventrículo, presentes em quantidades menores no ventrículo. Essas células raramente são relatadas na literatura de aves, embora sua distribuição seja conhecida como rara no proventrículo e ventrículo, presente na parte superior do íleo e reto e abundante no duodeno, especialmente em criptas e vilosidades (Rawdon & Andrew, 1999; Watanabe et al., 1987). O 5-HT está relacionado a processos fisiológicos, principalmente a interação entre os sistemas imunológico, endócrino e nervoso do TGE. No passeriforme, tico-tico, *Zonotrichia capensis subtorquata* Statius Muller, 1776, estas células enteroendócrinas foram observadas ao longo das glândulas proventriculares e ventriculares (Mendes et al., 2009), também relatadas na saíra-sete-cores *Tangara seledon* Statius Muller, 1776 (Cardoso et al., 2013).

As características anteriormente descritas, podem ser a adaptação funcional do hábito alimentar, o que contribui para a morfologia comparada de aves e com informações para a pesquisa aplicada, servindo como base para procedimentos clínico-cirúrgicos em que venha a se utilizar esta espécie como modelo experimental, além de contribuir com informações que podem ser úteis para o manejo e sanidade destes animais em centro conservacionistas, criatórios, e reservas ecológicas devido às particularidades relacionadas aos diferentes tipos de dieta, principalmente nas aves silvestres.

## 7. CONCLUSÕES

O esôfago, o inglúvio, o proventrículo e o ventrículo na Amazônia aestiva, são morfológicamente semelhantes às aves de outros grupos taxonômicos, embora características intraespecíficas sejam observadas. Estes incluem, a ausência de glândulas mucosas, acúmulo de melanócito no epitélio esofágico, alternâncias de fibra muscular na estrutura do inglúvio e a distribuição de células produtoras de serotonina (5-HT) no proventrículo e ventrículo. Essas características podem ser adaptação funcional do hábito alimentar, o que contribui para estudos de filogenia sobre o sistema digestivo de aves selvagens e estudos futuros envolvendo biologia da conservação

## 8. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

- ALMEIDA, C. B. [WA2164226, *Amazona aestiva* (Linnaeus, 1758)]. WikiAves-A **Enciclopédia das Aves do Brasil**, 2016. Disponível em: <<http://www.wikiaves.com/2164226>> Acesso em: 17 set. 2020.
- ALMEIDA, M. A.; STRUTHIONIFORMES (Ema, Avestruz) In: CUBAS Z. S.; SILVA J. C. R.; CATÃO-DIAS J. L. **Tratado de animais selvagens medicina veterinária**. Editora Roca, São Paulo, 136-157p. 2006.
- ARENT, L. R. Anatomia e fisiologia das aves. in: COLVILLE, T.; BASSERT, J.M. Anatomia e fisiologia clínica para medicina veterinária. (2) ed. **Elsevier Saunders**, Rio de Janeiro, 414-454 p. 2010.
- AURICCHIO, P.; NOGUEIRA-NETO, P. **História evolutiva de primates: análise filogenética de *Callicebus Thomas***, 1993 (Primates – Pitheciidae – Callicebinae). Universidade de São Paulo, São Paulo, 2005.
- BANG, B. G. The olfactory apparatus of tubenosed bird (Procellariiformes). **Acta Anat.**, v.65, p. 391-415. 1966
- BANG, B. G. Functional anatomy of the olfactory system in 23 orders of birds. **Acta Anat. Supl.** 58, p. 1-76. 1971.
- BAUMEL J. J. Handbook of Avian Anatomy: Nomina anatomica avium. 2nd ed. **Nuttall Ornithological Club**, Cambridge. 779 p. 1993.
- BENNETT, A. R.; DEEM, S. L. O. Sistema gastrointestinal das aves. **I. Compêndio Educação Continuada para o Médico Veterinário**, Flórida, v. 1, n. 1, p. 50-56, 1996.
- BirdLife International and Handbook of the Birds of the World. *Amazona aestiva***. The IUCN Red List of Threatened Species. 2016. Version 2018-1. ><http://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.20163.RLTS.T22686332A93107322.en>. Acesso em: 05 Dez. de 2021.
- BLANCO, G.; HIRALDO, F.; TELLA, J. L. Ecological functions of parrots: An integrative perspective from plant life cycle to ecosystem functioning. **Emu**, v. 118, n. 1, p. 36–49, 2018.

CARCIOFI, A. C. **Avaliação de dieta à base de sementes e frutas para papagaios (*Amazona* sp): determinações da seletividade dos alimentos, consumo, composição nutricional, digestibilidade e energia metabolizável.** 1996. 104 f. Dissertação (Mestrado) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, São Paulo, 1996.

CARDOSO T. R. D. PINHEIRO N.L., MOTA D.L., YAMADA J. Identificação e localização das células endócrinas dos estômagos de *Tangara seledon* (Müller, 1776) (Passeriformes: Thraupinae) através de estudo imunocitoquímico. *Revista de Ciências da Vida*, 21(1/2), 75-83. 2013.

CATROXO, M. H. B., LIMA, M. A. I., & CAPPELLARO, C. E. M. P. D. M. Histological aspects of the stomach (proventriculus and gizzard) of the red-capped cardinal (*Paroaria gularis gularis*, Linnaeus, 1766). *Revista chilena de anatomía*, 15 (1), 19-27. 1997 .doi:<https://dx.doi.org/10.4067/S0716-98681997000100003>.

CUBAS, Z. S. Piciformes (tucano, araçari, pica-pau). in: CUBAS Z. S.; SILVA J. C. R.; CATÃO-DIAS J. L. **Tratado de animais selvagens medicina veterinária.** editora Roca, São Paulo, 210-221. 2006.

DEL HOYO, J., ELLIOTT, A., SARGATAL, J. **Handbook of the Birds of the World, vol. 4: Sandgrouse to Cuckoos.** Lynx Edicions, Barcelona, Spain. 1997.

DUNNING JR, J.B. **Handbook of avian body masses.** Boca Raton, CRC Press. Inc. 1993.

DYCE, K. M.; SACK, W. O.; WERSING, C. J. G. **Tratado de anatomia veterinária.** Rio de Janeiro: Elsevier Editora Ltda, v.(4):834p. 2010.

FIRMINO, M. O.; SIQUEIRA, R. S.; LUNA, A. L.; CAVALCANTE, T. A.; GUERRA, M. S. F.; GUERRA, R. R. Biometria externa, avaliação corpórea e morfologia do canal alimentar de azulão (*Cyanoloxia brissonii cyanoides*, lichtenstein, 1823). **Revista Agropecuária Técnica**, João Pessoa, v.34 (1):p. 1-8. 2013.

FIRMINO, M. O, SIQUEIRA, R. S., LUNA, A., CAVALCANTE, T. A., & GUERRA, R. R. Caracterização biométrica externa, avaliação corpórea e caracterização histológica do trato gastrintestinal de gaviões-carijó (*Rupornis magnirostris*) apreendidos pelo CETAS/IBAMA na Paraíba. **Biotemas**, V. 27(1), p.101-108. 2014. doi:<https://doi.org/10.5007/2175-7925.2014v27n1p101>.

GEORGE, L. L.; ALVES, C. E. R.; CASTRO, R. R. L. **Histologia comparada**. 2. ed., ed. Roca, São Paulo, p. 286.1998.

GUYTON, A. C. HALL, J. E. **Tratado de Fisiologia Médica**. 9ª ed. Guanabara Koogan. 1997. Pgs. 717, 718.

HASLER, W. L. Serotonin and the gi tract. *current gastroenterology reports*. v.11, p.383-391, 2009.

International Committee On Veterinary Gross Anatomical Nomenclature. **Nomina Anatomica veterinaria**. 5ed. New York, 2012.

IUCN. **Amazona aestiva**. red list of threatened species. Version 2018-1. <http://maps.iucnredlist.org>. Accessed 05 September 2018.

JENKINS, CLINTON N.; PIMM, STUART L.; JOPPA, LUCAS N. Global patterns of terrestrial vertebrate diversity and conservation. **Proceedings of the National Academy of Sciences**, v. 110, n. 28, p. E2602-E2610, 2013.

JOSEPH, L.; TOON, A.; S, E.E; WRICHT, F.T. & SCHODDE, R. A revised nomenclature and classification for family-group taxa of parrots (Psittaciformes). **Zootaxa 3205** © Magnolia Pres. 2012.

JUNQUEIRA, L.C; CARNEIRO, J. **Histologia básica-15**. ed, Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 2018.

KIERNAN, J. **Histological And Histochemical Methods: Theory And Practice**. Oxford: Pergamom Press, P.150. 1990.

KING, A.S. Introdução às Aves. In: GETTY, R. **Anatomia Dos Animais Domésticos**. v.2.(5). Guanabara koogan, Rio de Janeiro, p.1677-1962.1986.

KITAZAWA, T.; UKAI, H.; KOMORI, S.; TANEIKE, T. pharmacological characterization of 5- hydroxytryptamine induced contraction in the chicken gastrointestinal tract. *Autonomic & Autacoid Pharmacology*, v.26, p.157-168, 2006.

KOLB, E. **Fisiologia veterinária**. 4. ed. Rio de Janeiro, Guanabara Koogan, 1984. 612p.

König, J.E.; Korb, Rüdiger, Liebich, H-G. **Avian Anatomy – Textbook and Colour Atlas**. 2nd ed. 5m Publishing. 2016.

LILLIE R. D, FULMER H. M. **Técnica histoquímica histopatológica e prática**. Mcgraw-Hill, Nova York. 1976.

Lumeij, J. T. Nephrology. In: Ritchie B.W; Harrison, G. J; Harrison, L. R. Avian Medicine: Principles and Application, Lake Worth, Wingers. 1994.

MAPELI, E. B. et al. Infecções naturais por helmintos em perdizes (*Rhynchotus rufescens* Temminck, 1815) de cativeiro, no município de Jaboticabal, estado de São Paulo. **Arq Inst Biol**, v. 70, n. 4, p. 415-418, 2003.

MATSUMOTO F. S., CARVALHO A. F., FRANCIOLLI A. L. R., FAVARON P. O., MIGLINO M. A. & AMBRÓSIO C. E. Topografia e morfologia das vísceras do periquito- -australiano (*Melopsittacus undulatus* Shaw, 1805). **Ciênc. Anim. Bras.** 10(4):1263-1270. 2009.

MCLELLAND, J. **Digestive system**. Rio de janeiro: Guanabara koogan, v.5, p.1445-1464. 1986.

MENDES R. M, DO NASCIMENTO A. A, DOS SANTOS C. M, CARDOSO T. R, PINHEIRO N. L, SALES A. Immunocyto chemical Study Of The Endocrine Cells In The Stomach And Duodenum Of *Zonotrichia Capensis* Subtorquata (Passeriformes, Emberizidae) **ACTA Histochemica.**; 111(1):83–92. 2009. Doi:<https://doi.org/10.1016/J.Acthis.2008.02.003>.

MENDONÇA, T. P. **Predação e Dispersão de Sementes pelos Psitacídeos *Aratinga leucophthalma* e *Aratinga áurea***. Monografia, Instituto de Floresta, Universidade Federal Rural da Universidade federal Rural do Rio de Janeiro, Seropédica, RJ, 2010.

MONTEIRO, C. M. R., DE SOUZA, N. T. M., DE CARVALHO, R. G., & DE SOUZA, W. M. Análise histológica do trato gastrintestinal de avestruzes jovens (*struthio camelus* linnaeus, 1758). **Biotemas**, v. 22 (3), p.149-155, 2009.

MOURA, L. N.; VIELLIARD, J.; SILVA, M. L. **Flutuação populacional e comportamento reprodutivo do papagaio-do-mangue *Amazona amazonica***. in: MARTINEZ, J.; PRESTES, N. Biologia da conservação: estudo de caso com o papagaio-charão e outros papagaios no Brasil. Passo Fundo: Universidade De Passo fundo, p. 223-238. 2008. doi: <https://doi.org/10.1676/09-013.1>

MOURA, L. N., VIELLIARD, J. M. E., & SILVA, M. L. Flutuação populacional e comportamento reprodutivo do Papagaio-do-mangue (*Amazona amazonica*). Biologia da

Conservação: estudo de caso com o Papagaio-charaoe outros papagaios brasileiros (J. Martinez and NP Prestes, Editors). UPF Editora, Passo Fundo, Brazil, 223-238.O'Malley, B. (1997).

**Avian anatomy and physiology**. 2008. doi: <https://doi.org/10.1016/B978-0-7020-2782-6.50009-0>.

PARANHOS, S. J; ARAUJO, C, B; MARCONDES-MACHADO, L.O. Comportamento alimentar do Periquito-de-encontro-amarelo (*Brotogeris chiriri*) no interior do estado de São Paulo, Brasil. **Revista Brasileira de Ornitologia**, 2007.

CUBAS Z. S.; SILVA J. C. R.; CATÃO-DIAS J. L. Tratado de animais selvagens medicina veterinária. editora Roca, São Paulo,210-221. 2006.

PIMM, S. L., JENKINS, C. N., ABELL, R., BROOKS, T. M., GITTLEMAN, J. L., JOPPA, L. N., & SEXTON, J. O. The biodiversity of species and their rates of extinction, distribution, and protection. **Science**, v. 344, n. 6187, p. 1246752, 2014.

RAFINESQUE-SCHMALTZ, C. S. Analyse de la Nature ou Tableau de l'univers et des corps organises. The author, **Palerme**, 224 pp.1815.

Ragusa-Netto J, Fecchio A Plant food resources and the diet of a parrot community in a gallery forest of the Southern Pantanal (Brazil). **Braz J Biol** 66:1021–1032, 2006.

RAWDON B. B; ANDREW A. Gut Endocrine Cells In Birds: An Overview, With particular reference to the chemistry of gut peptides and the distribution, ontogeny, embryonic origin and differentiation of the endocrine cells. **Progress In Histochemistry And Cytochemistry**, V.34,P 3-82. 1999.

RENTON, K., SALINAS-MELGOZA, A., DE LABRA-HERNÁNDEZ, M. Á., E DE LA PARRA-MARTÍNEZ, S. M. Resource requirements of parrots: nest site selectivity and dietary plasticity of Psittaciformes. **Journal of Ornithology**, 156, 73–90. 2015. <https://doi.org/10.1007/s10336-015-1255-9>.

RITCHIE, B.W.; HARRISON, G.J.; HARRISON, , L.R. **Avian Medicine: principles and application**. ed. Wingers Publishing, Florida, p.1384. 1994.

RODRIGUES M.N, OLIVEIRA G.B, SILVA R.S.B, TIVANE C, ALBUQUERQUE J.F.G, MIGLINO M.A, et al. **Microscopical features of the digestive tract in the rhea (*Rhea americana americana*, Linnaeus, 1758)**. **Current Microscopy Contributions to Advances in**

**Science and Technology** (A.Méndez-Vilas. Ed.) 2012; 723-728. Disponível em <http://www.formatex.info/microscopy5/book/723-728.pdf>.

ROSSI, J.R.; BARALDI-ARTONI, S.M.; OLIVEIRA, D.; CRUZ, C.; SAGULA, A.; PACHECO, M.R ARAÚJO, M.L.; Morphology of o esophagus and crops of the *Partridge rhyngotus rufescens* (tiramidae). **ACTA scientarium biological sciences**, Maringá, v.28,(2), p.165-168. 2006. doi: <https://doi.org/10.4025/actascibiolsci.v28i2.1041>.

SANCHES, E. G.; AZEVEDO, V. G.; COSTA, M. R. Criação da garoupa-verdadeira *Epinephelus marginatus* (Lowe, 1834) (Teleostei, Serranidae) alimentada com rejeito de pesca e ração úmida em tanques-rede. **Atlântica**, v. 29, n. 2, v. 121-126, 2007.

SANTOS, A. L. Q.; SOUZA, R. R.; MENEZES, T. L.; FERREIRA, C. H.; OLIVEIRA, S. H. P.; KAMINISHI, A. P. S.; ANDRADE, M. B.; NASCIMENTO, L. R. Anatomia comparada do tubo de diferentes aves da ordem Psittaciformes. **Pubvet**, Londrina, 6, (13). 2012.

SCHMIDT, R. E.; REAVILL, D. R.; PHALEN, D. N. **Pathology of pet and aviary birds**. ames: **blackwell publishig**., P67-93.2003.

SCHUNCK, F., SOMENZARI, M., LUGARINI, C., & SOARES, E. S. Plano de ação nacional para a conservação dos papagaios da mata atlântica. **Espécies Ameaçadas**, p.128.2011.

SCHWARZE, E. Compêndio de anatomia veterinária – anatomia de las aves. Zaragoza: **Acribia**, 1980. 212p.

SHEA, M.M.; MENCH, J.A.; THOMAS, O.P. The effect of dietary tryptophan on aggressive behavior in developing and mature broiler breeder males. **Poultry Science**, v.69, p.1664-1669. 1990.

SICK, H. **Ornitologia Brasileira**. Editora Nova Fronteira, 4º impressão, Rio de Janeiro, 922. 2001.

SICK, H. **Ornitologia Brasileira**. revista ed. Rio de Janeiro: Editora Nova Fronteira, p. 113-360. 1997.

SILVA, P. A. Predação de sementes por periquitos *Brotogeris chiriri* (Psittacidae) em *Chorisia speciosa* (Bombacaceae). **Revista Brasileira de Ornitologia** 15:1, 127-129. 2007.

SNYDER, N., & KEPLER, C. The parrots of Luquillo: Natural history and conservation of the Puerto Rican Parrot. Western Foundation of Vertebrate Zoology, Los Angeles, CA USA AND JW WILEY. 1976. Sexual size dimorphism in hawks and owls in North America. *Ornithol. Monogr*, v.20. 1987.

STOTZ, D. F.; FITZPATRICK, J. W.; PARKER, T. A.; MOSKOVITS, D. K. **Neotropical birds: ecology and conservation.** University of Chicago Press, Chicago. 1996.

TOFT, C. A., AND WRIGHT, T. F. **‘Parrots of the Wild: A Natural History of the World’s Most Captivating Birds.’** (Univ. of California Press: Oakland).2015.

TULLY, T.N. BIRDS. IN: MITCHELL, M.A.; TULLY, T.N. **Manual of exotic pet practice.** Ed. Elsevier Saunders, p.250-298. 2009.

VINK-NOOTEBOOM, M., LUMEIJ, J. T., & WOLVEKAMP, W. T. C. Radiography and image-intensified fluoroscopy of barium passage through the gastrointestinal tract in six healthy Amazon parrots (*Amazona aestiva*). **Veterinary Radiology and Ultrasound**, v.44(1), p.43–48. 2003.doi: <https://doi.org/10.1111/j.1740-8261.2003.tb01447.x>.

WATANABE, T.; CHIIHAZAWA, H.; CHUNGSAMARNYART, N.; FUJIOKA, T.; YAMADA, J. Serotonin-storing cells of the chicken duodenum: Light, fluorescence and electron microscopy, and immunohistochemistry. **Cell And Tissue Research**, (247), p.25-32. 1987.

WILSON, D. E.; REEDER, D. M. **Manual Species of the World: a taxonomic and geographic reference.** 2. ed. Washington: Smithsonian Institute Press, 1993.