



MINISTÉRIO DA EDUCAÇÃO
UNIVERSIDADE FEDERAL RURAL DO SEMI-ÁRIDO
PRÓ-REITORIA DE PESQUISA E PÓS-GRADUAÇÃO
PROGRAMA DE PÓS-GRADUAÇÃO EM CIÊNCIA ANIMAL
DOUTORADO EM CIÊNCIA ANIMAL

Mariana Almeida Lima

**Morfologia da superfície lingual de odontocetos (Mammalia: Cetartiodactyla,
Delphinidae)**

MOSSORÓ-RN
2025

Mariana Almeida Lima

**Morfologia da superfície lingual de odontocetos (Mammalia: Cetartiodactyla,
Delphinidae)**

Tese apresentada ao Doutorado em Ciência Animal do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Doutor em Ciência Animal.

Linha de Pesquisa: Morfofisiologia e Biotecnologia Animal

Orientador: Prof. Dr. Moacir Franco de Oliveira

MOSSORÓ-RN

2025

© Todos os direitos estão reservados a Universidade Federal Rural do Semi-Árido. O conteúdo desta obra é de inteira responsabilidade do (a) autor (a), sendo o mesmo, passível de sanções administrativas ou penais, caso sejam infringidas as leis que regulamentam a Propriedade Intelectual, respectivamente, Patentes: Lei nº 9.279/1996 e Direitos Autorais: Lei nº 9.610/1998. O conteúdo desta obra tomar-se-á de domínio público após a data de defesa e homologação da sua respectiva ata. A mesma poderá servir de base literária para novas pesquisas, desde que a obra e seu (a) respectivo (a) autor (a) sejam devidamente citados e mencionados os seus créditos bibliográficos.

L732m Lima, Mariana Almeida.
Morfologia da superfície lingual de odontocetos
(Mammalia: Cetartiodactyla, Delphinidae) /
Mariana Almeida Lima. - 2025.
97 f. : il.

Orientador: Moacir Franco de Oliveira.
Tese (Doutorado) - Universidade Federal Rural
do Semi-árido, Programa de Pós-graduação em
Ciência Animal, 2025.

1. Delfinídeos. 2. Golfinho. 3. Histologia. 4.
Histoquímica. 5. Ultraestrutura. I. Oliveira,
Moacir Franco de, orient. II. Título.

Ficha catalográfica elaborada por sistema gerador automático em conformidade
com AACR2 e os dados fornecidos pelo(a) autor(a).
Biblioteca Campus Mossoró / Setor de Informação e Referência
Bibliotecária: Keina Cristina Santos Sousa e Silva
CRB: 15/120

O serviço de Geração Automática de Ficha Catalográfica para Trabalhos de Conclusão de Curso (TCC's) foi desenvolvido pelo Instituto de Ciências Matemáticas e de Computação da Universidade de São Paulo (USP) e gentilmente cedido para o Sistema de Bibliotecas da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (SISBI-UFERSA), sendo customizado pela Superintendência de Tecnologia da Informação e Comunicação (SUTIC) sob orientação dos bibliotecários da instituição para ser adaptado às necessidades dos alunos dos Cursos de Graduação e Programas de Pós-Graduação da Universidade.

Mariana Almeida Lima

**Morfologia da superfície lingual de odontocetos (Mammalia: Cetartiodactyla,
Delphinidae)**

Tese apresentada ao Doutorado em Ciência Animal do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal da Universidade Federal Rural do Semi-Árido como requisito para obtenção do título de Doutor em Ciência Animal.

Linha de Pesquisa: Morfofisiologia e Biotecnologia Animal

Defendida em: 29 / 04 / 2025.

BANCA EXAMINADORA

Moacir Franco de Oliveira, Prof. Dr. (UFERSA)
Presidente

Fernanda Loffler Niemeyer Attademo, Profª Dra. (UFERSA)
Membro Examinador

Radan Elvis Matias de Oliveira, Prof. Dr. (UFERSA)
Membro Examinador

Simone Almeida Gavilan, Profª Dra. (UFRN)
Membro Examinador

Daniel Solon Dias de Farias, Dr. (CEMAM)
Membro Examinador

*Por todo o amor, compreensão e força que recebi,
dedico este mais alto título da minha educação à
minha família e aos amigos que caminharam lado a
lado comigo neste sonho.*

AGRADECIMENTOS

Aos meus **pais, Fátima Regina Santos Almeida e Flávio José de Lima Silva**, minha eterna gratidão. Desde sempre, me incentivaram e me proporcionaram todas as oportunidades para que eu pudesse conquistar meus sonhos, tanto pessoais quanto profissionais. **Painho, o senhor é a minha grande inspiração de vida e de profissão. Se hoje estou alcançando essa conquista, foi porque tive o senhor como exemplo. Tenho orgulho de toda a sua trajetória e me espelho nela todos os dias. Mainha, a senhora é o meu maior exemplo de ser humano, sempre disposta a me ajudar, sem medir esforços para nada, e me ensinando a enxergar o melhor lado de cada situação.**

Se hoje chego até aqui, é por causa da educação, dos valores e do amor incondicional que vocês me deram. Um agradecimento especial à **mainha**, que esteve ao meu lado nas idas e vindas para Mossoró, me dando todo o suporte necessário. Com ela, esse percurso se tornou mais leve e menos cansativo.

Ao meu **orientador, Moacir Franco de Oliveira**, agradeço profundamente pela confiança e por ter sido um verdadeiro guia neste doutorado. **Um exemplo de orientador**, sempre disponível para auxiliar e orientar, mesmo diante de tantas responsabilidades. Obrigada por toda paciência, dedicação e por cada ensinamento transmitido ao longo dessa jornada.

Ao meu **grande amigo/irmão, Radan Elvis Matias de Oliveira**, não há palavras suficientes para expressar minha gratidão. **Sem você, eu não teria chegado até aqui.** Obrigada por me apoiar, ensinar cada processo, segurar minha mão em todos os momentos e, acima de tudo, por nunca me deixar desistir. Sua dedicação, paciência e generosidade em ajudar a todos ao seu redor são uma verdadeira inspiração.

À minha **irmã, Stella Almeida Lima**, por essa parceria de vida, pelo apoio incondicional e por sempre torcer por mim. Seu carinho e incentivo foram fundamentais nessa caminhada.

Ao meu **noivo, Daniel Cardoso Pereira**, que esteve ao meu lado em todos os momentos, ouvindo, aconselhando e me dando forças. Obrigada por renunciar a tantos finais de semana para estar comigo nos momentos mais intensos do doutorado. Seu apoio incondicional fez toda a diferença.

Agradeço imensamente ao **Projeto Cetáceos da Costa Branca (PCCB/UERN)** e ao **Centro de Estudos e Monitoramento Ambiental (CEMAM)**, assim como a toda equipe, sem os quais minha pesquisa não teria sido possível.

Aos meus colegas do Laboratório de Morfofisiologia Animal Aplicada (LABMORFA), Antônio Lopes da Silva Neto, Isadora Raquell Soares de Queiroz e Euziele Oliveira de Santana, por todo apoio ao longo do processo. Um agradecimento especial à Rysónely Maclay de Oliveira, que me acompanhou em tantos momentos, ficando até tarde no laboratório – sua parceria foi essencial.

Agradeço também a Emanuel Lucas Bezerra Rocha, por tornar mais leves os momentos na UFERSA e em Mossoró. Sou igualmente grata à Fernanda Loffler Niemayer Attademo e à Ana Bernadete Lima Fragoso, pelos conhecimentos compartilhados e por toda a ajuda prestada ao longo dessa jornada.

À Universidade Federal Rural do Semi-Árido (UFERSA), por meio do Programa de Pós-Graduação em Ciência Animal (PPGCA), pela formação profissional que me proporcionou.

À Coordenação de Aperfeiçoamento de Pessoal de Nível Superior (CAPES), pelo financiamento da minha bolsa de doutorado e pelo incentivo à pesquisa no Brasil.

A todos que, de alguma forma, contribuíram para essa conquista, meu mais sincero agradecimento.

*A mente que se abre a uma nova ideia jamais
voltará ao seu tamanho original.*

Albert Einsten

RESUMO

Os cetáceos são mamíferos adaptados ao ambiente aquático, e essas adaptações representam um notável nível de evolução. Em contrapartida, ainda existem lacunas quanto aos aspectos morfológicos adaptativos nesses animais, incluindo a morfologia da língua, a qual fornece informações essenciais para compreender a relação morfológica ao longo do curso evolutivo, refletido pela dieta, habitat e função. Nesse sentido, esta tese tem como objetivo descrever a morfologia da língua de odontocetos encalhados vivos que foram a óbito durante a reabilitação, ou de animais mortos encontrados durante o monitoramento de praias realizado pelo Projeto Cetáceos da Costa Branca, nas praias do litoral do Rio Grande do Norte, Brasil. Para isso, foram realizadas dissecações macroscópicas, análises em microscopia de luz, histoquímica e microscopia eletrônica de varredura (MEV) em quatro espécies de odontocetos (*Globicephala macrorhynchus*, *Grampus griseus*, *Stenella clymene* e *Stenella longirostris*). Macroscopicamente, línguas mais espessas e arredondadas foram observadas nas espécies que se alimentam por sucção (*G. macrorhynchus* e *G. griseus*), enquanto línguas delgadas e alongadas foram características daquelas que utilizam preensão raptorial (*S. clymene* e *S. longirostris*). Microscopicamente, todas as línguas apresentaram mucosa com epitélio escamoso estratificado queratinizado, glândulas linguais com diferentes distribuições na lâmina própria e uma camada muscular bem desenvolvida. Foram identificados dois tipos de papilas linguais: marginais e valadas. As papilas marginais variaram em número e forma, enquanto as valadas estavam organizadas em padrão de 'V' na raiz da língua. Não foram identificados botões gustativos nas papilas analisadas. A análise histoquímica revelou a presença de células serosas e mucosas com diferentes composições. A MEV evidenciou estruturas de superfície compatíveis com queratinócitos e poros glandulares. Os resultados sugerem que as diferenças morfológicas estão associadas às estratégias alimentares, evidenciando adaptações funcionais da língua ao comportamento alimentar de cada espécie. Estudos adicionais com um maior número de amostras e em diferentes estágios ontogenéticos poderão aprofundar o conhecimento sobre o papel da língua na ecologia alimentar desses cetáceos.

Palavras-chave: delfinídeos; golfinho; histologia; histoquímica; ultraestrutura.

ABSTRACT

Cetaceans are mammals adapted to the aquatic environment, and these adaptations represent a remarkable level of evolutionary advancement. However, there are still gaps in understanding of adaptive morphological aspects in these animals, including tongue morphology, which provides essential information for understanding morphological relationships throughout evolutionary history, as reflected by diet, habitat, and function. In this context, the aim of this thesis is to describe the tongue morphology of odontocetes that either stranded alive and died during rehabilitation or were found dead during beach monitoring activities conducted by the Projeto Cetáceos da Costa Branca along the coast of Rio Grande do Norte, Brazil. To achieve this, macroscopic dissections, light microscopy, histochemistry, and scanning electron microscopy (SEM) analyses were performed on four species of odontocetes (*Globicephala macrorhynchus*, *Grampus griseus*, *Stenella clymene*, and *Stenella longirostris*). Macroscopically, thicker and more rounded tongues were observed in species that feed by suction (*G. macrorhynchus* and *G. griseus*), while thinner and elongated tongues characterized those that employ raptorial feeding (*S. clymene* and *S. longirostris*). Microscopically, all tongues exhibited a mucosa with keratinized stratified squamous epithelium, lingual glands with varying distribution within the lamina propria, and a well-developed muscular layer. Two types of lingual papillae were identified: marginal and vallate. Marginal papillae varied in number and shape, whereas vallate papillae were arranged in a ‘V’ pattern at the root of the tongue. Taste buds were not identified in the analyzed papillae. Histochemical analysis revealed the presence of both serous and mucous cells with different compositions. SEM showed surface structures consistent with keratinocytes and glandular pores. The results suggest that morphological differences are associated with feeding strategies, highlighting functional adaptations of the tongue to the feeding behavior of each species. Further studies with a larger number of samples and across different ontogenetic stages may deepen our understanding of the role of the tongue in the feeding ecology of these cetaceans.

Keywords: delphinids; dolphin; histology; histochemistry; ultrastructure.

LISTA DE FIGURAS

CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS

Figura 1. Imagens da língua de uma espécie de odontoceto (*Stenella longirostris*) demonstrando as divisões das regiões pra realização das análises macroscópicas e morfométricas.....35

Figura 2. Delineamento da metodologia realizada para análise das amostras através de Microscopia de Luz.37

Figura 3. Delineamento da metodologia realizada para análise das amostras através de Microscopia Eletrônica de Varredura.....38

CAPÍTULO 2 - SPINNER DOLPHIN (*Stenella longirostris*) TONGUE MORPHOLOGY

Figure 1. Macroscopical Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongue images. (a) Dorsal view of the lingual surface. Bar: 4.0 cm. (b, c, d) Anterior portion of the calf, juvenile and adult tongue, respectively, indicating marginal papillae regression throughout aging. Bar: 2.0 cm. Legend: apex (1); body (2); root (3); marginal papillae (4); vallate papillae (5); tongue border with the esophagus (6); median sulcus (7).....57

Figure 2. Light microscopy images of Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongues. (a) Marginal papillae present in the anterolateral lingual region, in longitudinal section (Bar: 200 µm). (b) Higher magnification of Figure 2a, detailing the marginal papilla mucosa epithelium layers (Bar: 20 µm). (c) Longitudinal section of the lingual body, depicting all layers. (Bar: 200 µm). (d) Longitudinal section of the lingual body, indicating connective tissue (loose and dense) and collagen fibers (Bar: 100 µm). (e) Longitudinal section of the lingual root, indicating the vallate papilla (asterisk) (Bar: 200 µm). (f) Detail of Figure 2e, indicating mixed lingual glands in the vallate papilla (Bar: 20 µm). Legend: mucosa (muc), lamina propria (lap), loose connective tissue (lct), dense connective tissue (dct), dermal papillae (dp), perimysium (pe), muscular layer (mus), keratinizing stratified squamous epithelium (kss), stratum basale (sb), stratum spinosum (ss), stratum granulosum (sg), stratum corneum (sc), lingual glands (gla), serous lingual gland (se), mucous lingual gland (mu), lingual gland duct (du), gland duct

opening (arrowhead), blood vessel (v), nerve (n). Stains: Hematoxylin and eosin (a,b,c,e,f); Masson's trichrome (d). 59

Figure 3. Histochemistry images of the mixed lingual glands of Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongues. (a) Compound tubuloacinar glands located on the lingual root (Bar: 100 µm). (b) Higher magnification of Figure 3a, showing a detail of a gland subunit (Bar: 20 µm). (c) Higher magnification of Figure 3b, showing the detail of the PAS-positive serous acini (se) and Alcian blue-positive mucous acini (mu) (Bar: 10 µm). Histochemical staining: Periodic acid-Schiff (PAS) and Alcian blue. 61

Figure 4. Scanning electron microscopy images of Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongues. (a) Marginal papillae located in the anterolateral region of the lingual apex. (b) Higher magnification of Figure 4a, indicating pentagonal or hexagonal disk-shaped keratinocytes and keratin protrusions (arrowhead). (c) Lingual gland openings in the middle lingual region. (d) Higher magnification of Figure 4c, detailing a lingual gland duct opening. (e) Vallate papilla located in the lingual root region. (f) Higher magnification of Figure 4e, detailing lingual gland duct cavities and openings (arrows). 63

CAPÍTULO 3 – LINGUAL SURFACE MORPHOLOGY IN DELPHINIDS: STRUCTURAL ADAPTATIONS TO FEEDING STRATEGIES

Figure 1. Macroscopy assessment of the tongue of four delphinid species. (a) Dorsal view of the tongue surface of *Stenella clymene*. (b) Dorsal view of the tongue surface of *Stenella longirostris*. (c) Dorsal view of the tongue surface of *Globicephala macrorhynchus*. (d) Dorsal view of the tongue surface of *Grampus griseus*. Legend: apex (1); body (2); root (3); marginal papillae (4); vallate papillae (5). Bar: 5.0 cm. 78

Figure 2. Light microscopy and histochemistry of the tongues of the four dolphin species analyzed herein. (a) Histological layers of the tongue of *Grampus griseus*. (Bar: 100 µm). (b) Higher magnification of Figure 2a, showing the details of the layers of the mucosal epithelium. (Bar: 20 µm). (c) Longitudinal section of the body region of the tongue of *Stenella longirostris*, showing the histochemical reactions of the compound tubuloacinar lingual glands. (Bar: 200 µm). (d) Detail of Figure 2c, showing the serous and mucous acini of the lingual gland. (Bar: 10 µm). (e) Longitudinal section of the root region of the tongue of *Globicephala*

macrorhynchus, showing the serous tubuloacinar lingual gland opening its ducts into the vallate papilla. (Bar: 200 μ m). (f) Detail of figure 2e, where the serous acini can be observed. (Bar: 10 μ m). Legend: mucosa (muc), lamina propria (lap), dermal papillae (asterisks), muscular layer (mus), keratinized stratified squamous epithelium (kss), stratum basale (sb), stratum spinosum (ss), stratum granulosum (sg), stratum corneum (sc), lingual glands (gla), serous acini (se), mucous acini (mu), lumen of the mucous glands (lu), lingual gland duct (du), gland duct opening (arrowhead), vallate papilla (arrow), blood vessel (v), nerve (n). Stainings: Hematoxylin and eosin (a,b,e,f); Periodic acid-Schiff and Alcian blue (c,d).....80

Figure 3. Scanning electron microscopy of the tongue of the four dolphin species analyzed herein. (a) Marginal papillae located in the right anterolateral tongue apex region in *Grampus griseus*. (b) Pentagon- or hexagon-shaped keratinocytes and keratin protrusions (arrowheads) in the tongue apex region in *Globicephala macrorhynchus*. (c) Pore-shaped lingual gland openings in the medial tongue region (arrows) in *Stenella clymene*. (d) Higher magnification of Figure 3c, detailing the lingual gland duct opening. (e) Vallate papilla located in the tongue root region in *Grampus griseus*. (f) Higher magnification of Figure 3e, detailing the lingual gland duct opening (arrows).....83

Figure 4. Schematic illustration of the tongues of the four dolphin species analyzed herein, indicating the pore (opening) distributions in the lingual gland ducts. (a) and (b) correspond to *Stenella clymene* and *Stenella longirostris*, respectively, in which the pores are distributed on the tongue body and root regions. (c) and (d) correspond to *Globicephala macrorhynchus* and *Grampus griseus*, respectively, in which pores are restricted to the tongue root region. Legend: apex (1); body (2); root (3). Bar: 5.0 cm.84

LISTA DE TABELAS

CAPÍTULO 1 – CONSIDERAÇÕES GERAIS

Tabela 1. Informações dos espécimes de odontocetos analisados entre 2016 e 2024, incluindo local de encalhe (Rio Grande do Norte), comprimento total (centímetros), estágio de desenvolvimento e sexo. Fonte: PCCB-UERN, 2024. 34

Tabela 2. Morfometria em centímetros (cm) da língua dos odontocetos analisados..... 36

CAPÍTULO 2 - SPINNER DOLPHIN (*Stenella longirostris*) TONGUE MORPHOLOGY

Table 1. Individual data for the Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) specimens used for morphological tongue descriptions obtained from the State University of Rio Grande do Norte (PCCB-UERN) Costa Branca Cetacean Project..... 54

Table 2. Tongue morphometry of Spinner dolphins (*Stenella longirostris*) belonging to different age groups. 56

CAPÍTULO 3 – LINGUAL SURFACE MORPHOLOGY IN DELPHINIDS: STRUCTURAL ADAPTATIONS TO FEEDING STRATEGIES

Table 1. Sex, age, size, feeding strategies and stranding data of the four dolphin species analyzed herein concerning morphological tongue descriptions..... 75

Table 2. Tongue morphometry of the four dolphin species analyzed herein..... 79

Table 3. Histochemistry results of the lingual glands of the four dolphin species analyzed herein using Periodic Acid-Schiff (PAS) and Alcian blue (AB)..... 81

LISTA DE ABREVIATURAS E SIGLAS

AB	Alcian blue
CEMAM	Centro de Estudos e Monitoramento Ambiental
TM	Tricômio de Masson
HCl	Ácido Clorídrico
HE	Hematoxilin e Eosina
IBAMA	Instituto Brasileiro do Meio Ambiente e dos Recursos Naturais Renováveis
ICMBio	Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade
NaCl	Cloreto de Sódio
PAS	Ácido Periódico de Schiff
TM	Tricrômico de Masson
PCCB	Projeto Cetáceos da Costa Branca
MEV	Microscopia Eletrônica de Varredura
UERN	Universidade do Estado do Rio Grande do Norte
UFERSA	Universidade Federal Rural do Semi-Árido

LISTA DE SÍMBOLOS

©	Copyright
®	Marca registrada
%	Porcentagem
°C	Graus Centígrados

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	19
2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA	21
2.1. Aspectos biológicos dos odontocetos	21
2.1.1. Anatomia geral	21
2.1.2. Distribuição e habitat	23
2.1.3. Reprodução	24
2.1.4. Hábito alimentar	25
2.2. Morfologia da língua	26
2.2.1. Considerações gerais sobre a língua dos mamíferos	26
2.2.2 Morfologia da língua dos mamíferos aquáticos	28
3. HIPÓTESES	32
4. OBJETIVOS	33
4.1 Objetivo Geral	33
4.2. Objetivos Específicos	33
5. METODOLOGIA	34
5.1 Animais	34
5.2 Análise macroscópica e morfométrica	35
5.3 Microscopia de Luz	36
5.5 Análise da Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)	38
REFERÊNCIAS	39
CAPÍTULO 2 - SPINNER DOLPHIN (<i>Stenella longirostris</i>) TONGUE MORPHOLOGY	52
CAPÍTULO 3 - LINGUAL SURFACE MORPHOLOGY IN DELPHINIDS: STRUCTURAL ADAPTATIONS TO FEEDING STRATEGIES	73
6. CONSIDERAÇÕES FINAIS	94
ANEXO A – COMPROVANTE DE SUBMISSÃO DO ARTIGO NA REVISTA ANATOMIA, HISTOLOGIA, EMBRYOLOGIA	96
ANEXO B – COMPROVANTE DE SUBMISSÃO DO ARTIGO NA REVISTA MICROSCOPY AND MICROANALYSIS	97
ANEXO C – CERTIFICADOS DE PUBLICAÇÃO DOS RESUMOS EM CONGRESSO NACIONAL	98

1. INTRODUÇÃO

Atualmente, são reconhecidas 94 espécies de cetáceos no mundo (COMMITTEE ON TAXONOMY, 2024). No Brasil, já foram registradas 46 dessas espécies, das quais oito pertencem à subordem dos mysticetos e 38 à dos odontocetos (MIRANDA et al., 2019). Esse grupo de animais, são considerados sentinelas ambientais, pois muitas espécies ocupam o topo da cadeia trófica, possuem longa expectativa de vida, baixas taxas reprodutivas e apresentam uma espessa camada de gordura que acumula contaminantes lipofílicos provenientes do meio externo (GUBBINS, 2002; FLORES, 2010). Alterações nesses padrões podem indicar mudanças de médio a longo prazo no ecossistema (MOORE, 2008). Embora já existam diversas pesquisas sobre aspectos biológicos dos cetáceos, como distribuição, abundância e ocorrência de doenças, ainda existem lacunas sobre sua morfologia, informações fundamentais para o estabelecimento de critérios de planejamento e análise de estratégias de conservação (FLORES, 2010).

Esses animais são mamíferos com origem terrestre que, ao longo do processo evolutivo, desenvolveram importantes adaptações morfológicas à vida aquática, tornando-se totalmente restritos a esse ambiente (REIDENBERG; LAITMAN, 2007). Entre essas adaptações, destacam-se a forma fusiforme do corpo, a perda parcial dos pelos cutâneos, a redução e modificação dos membros torácicos, a regressão dos membros pélvicos e o desenvolvimento de uma nadadeira caudal adaptada para a natação eficiente (NAM et al., 2017; GOLDBOGEN; MADSEN, 2018). Outra adaptação marcante dos cetáceos é o reposicionamento das narinas no topo da cabeça, formando o espiráculo, uma estrutura que permite uma respiração eficiente na superfície da água, evitando a entrada de água nos pulmões e minimizando o esforço necessário para emergir (MAUST-MOHL et al., 2018; GIL et al., 2022; REIDENBERG; LAITMAN, 2024).

Compreender as características morfológicas do trato digestório de mamíferos aquáticos é essencial para avaliar como as espécies interagem com seu habitat (PINHEIRO et al., 2024). Nesse contexto, a morfologia da língua tem se destacado como um campo relevante para investigar as adaptações desses animais ao ambiente aquático (GUIMARÃES et al., 2011; KIENLE et al., 2015; BARBOZA; LARKIN, 2020; MELO et al., 2024). Estudos anteriores descreveram a morfologia lingual em pinípedes (YOSHIMURA; SHINDOH; KOBAYASHI, 2002; ERDOĞAN et al., 2015), sirênios (LEVIN; PFEIFFER, 2002; BARBOZA; LARKIN, 2020; MELO et al., 2024) e em diversas espécies de cetáceos (FERRANDO et al., 2010;

GUIMARÃES et al., 2011; WATANABE et al., 2024), destacando variações estruturais associadas a hábitos alimentares específicos e a diferentes condições ambientais.

A morfologia da cavidade orofaríngea em cetáceos, incluindo a língua, reflete a diversidade de suas estratégias alimentares, como preensão raptorial, alimentação por sucção e filtragem (WERTH, 2000; MARSHALL; GOLDBOGEN, 2015; BERTA; LANZETTI, 2020). Em delfínídeos, essas estratégias são principalmente categorizadas como preensão raptorial, na qual a presa é ativamente capturada com os dentes (FERRANDO et al., 2010), e alimentação por sucção, na qual a língua desempenha um papel essencial na criação de pressão negativa para a ingestão do alimento (WERTH, 2000; FERRANDO et al., 2010).

A maioria dos odontocetos apresenta apenas dois tipos de papilas linguais: marginais e valadas (KASTELEIN; DUBBELDAM, 1990; FERRANDO et al., 2010; WERTH; CROMPTON, 2023). As papilas marginais, localizadas ao longo da margem anterolateral da língua, tendem a desaparecer com o tempo, pois sua presença está associada à idade do animal (KASTELEIN; DUBBELDAM, 1990; WERTH; CROMPTON, 2023). Já as papilas valadas estão dispostas na superfície dorsolateral da raiz da língua, organizadas em forma de V e caracterizadas por uma série de concavidades lineares. Em adultos da maioria das espécies, essas papilas não apresentam botões gustativos (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1978b; KUZNETZOV, 1990; PFEIFFER et al., 2001; SHINDO et al., 2008; FERRANDO et al., 2010).

Estudos histológicos confirmaram a presença de botões gustativos em neonatos e juvenis de *Tursiops truncatus* (KUZNETZOV, 1990), juvenis de *Stenella coeruleoalba* (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1978b) e filhotes de *Mesoplodon stejnegeri* (SHINDO et al., 2008), sempre associados às papilas valadas. Por outro lado, análises conduzidas em indivíduos adultos de diversas espécies, como *S. coeruleoalba* (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1978b; FERRANDO et al., 2010), *T. truncatus* (KUZNETZOV, 1990; FERRANDO et al., 2010), *Globicephala melas* (PFEIFFER et al., 2001), *Grampus griseus*, *Ziphius cavirostris* (FERRANDO et al., 2010) e *M. stejnegeri* (SHINDO et al., 2008), não identificaram a presença desses botões, sugerindo uma possível involução ou perda funcional do paladar com o amadurecimento.

A decisão de investigar a morfologia lingual em espécies específicas neste estudo foi motivada pelas divergências encontradas na literatura quanto à presença de botões gustativos em odontocetos. Conforme já mencionado, a maioria das espécies adultas descritas até o momento não apresenta essas estruturas. Assim, este trabalho propôs analisar quatro espécies de delfínídeos ainda não investigadas sob essa perspectiva, com o objetivo de verificar se compartilham o mesmo padrão morfológico observado em outras espécies do grupo.

2. FUNDAMENTAÇÃO TEÓRICA

2.1. Aspectos biológicos dos odontocetos

2.1.1. Anatomia geral

Os odontocetos, assim como os demais cetáceos, são mamíferos aquáticos que se caracterizam por serem placentários, possuírem glândulas mamárias produtoras de leite e apresentarem os sentidos do tato, da visão e da audição bem desenvolvidos (GEISLER et al., 2014; SONG et al., 2020; BOECK; COZZI; GRAČ, 2023). Os olhos dos odontocetos são adaptados para a visão subaquática, apresentando características como esclera espessa e retina especializada, embora haja variação significativa entre as espécies (BOECK; COZZI; GRAČ, 2023). A lente ocular desses animais é maleável, permitindo a modificação de sua forma conforme o meio, o que possibilita uma visão eficiente tanto dentro quanto fora da água. Além disso, a pupila possui ampla capacidade de dilatação e contração, favorecendo a adaptação a diferentes condições de luminosidade (BENEDITTO; SICILIANO; RAMOS, 2010; BOECK; COZZI; GRAČ, 2023).

Estas espécies, assim como outros grupos de mamíferos aquáticos, apresentam diversas adaptações morfológicas associadas ao aparelho digestório, a exemplo de uma grande quantidade de dentes cônicos, que surgem após a lactação (WERTH; LOCH; FORDYCE, 2020; STEER, et al., 2023). Essa diversidade de caracteres anatômicos e fisiológicos nas funções digestivas dos cetáceos se refletem em métodos variados de forrageamento e mecanismos de alimentação, incluindo mordidas, alimentação por sucção e alimentação por filtração (MARSHALL; GOLDBOGEN, 2015).

A maioria dos odontocetos possui uma única dentição (monofiodontia), frequentemente com alta contagem de dentes (polodontia) e formato uniforme (homodontia). Algumas formas extintas e raras apresentam dentes mais variados (heterodontes), incluindo dentes semelhantes a presas ou com raízes duplas, refletindo uma ampla gama de adaptações alimentares (BOESSENECKER et al., 2017; LAMBERT et al., 2018; COSTE; FORDYCE; LOCH, 2023; VÉLEZ-JUARBE, 2023). Esses dentes são empregados principalmente para a captura de presas, ao contrário da maioria dos mamíferos, onde a dentição é utilizada para mastigação (MIRANDA et. al, 2019).

Outro aspecto característico da morfologia dos odontocetos é a presença do orifício respiratório, denominado de espiráculo, localizado no topo da cabeça, como uma adaptação ao

processo de respiração (MAUST-MOHL et al., 2018; GIL et al., 2022; REIDENBERG; LAITMAN, 2024). Este apresenta uma abertura externa, mas internamente se ramifica em dois ramos e funciona como uma válvula, que se abri quando o animal sobe para respirar e se fecha antes dele submergir (COZZI; HUGGENBERGER; OELSCHLAEGER, 2016; GIL et al., 2022; REIDENBERG; LAITMAN, 2024).

Os golfinhos possuem um corpo aerodinâmico e fusiforme, com uma transição suave da cabeça para a tromba, reduzindo a resistência à água e o arrasto durante a natação. Esse formato é uma adaptação fundamental para a vida aquática e é compartilhado com outros animais marinhos que nadam rapidamente (PABST, 1996; HUANG et al., 2024). As nadadeiras dorsal e caudal são adaptadas à água e não apresentam estrutura óssea, apenas cartilagem e estão associadas a funções de equilíbrio e orientação (NAM et al., 2017; GOLDBOGEN; MADSEN, 2018). A nadadeira caudal tem posição horizontal, apresenta um pedúnculo caudal muito musculoso e é responsável pela propulsão do corpo (COZZI; HUGGENBERGER; OELSCHLAEGER, 2016).

Seus crânios são altamente variáveis em tamanho e formato, influenciados por fatores ecológicos como estratégia alimentar e ecolocalização. O comprimento e o formato do rostro (focinho) estão ligados ao tipo de presa e ao método de alimentação, com algumas espécies adaptadas para alimentação por sucção e outras para alimentação por raptoria ou combinada. (HARPER et al., 2008; MONTEIRO FILHO et al., 2013; BOESSENECKER et al., 2017; LAMBERT et al., 2018; COSTE; FORDYCE; LOCH, 2023; VÉLEZ-JUARBE, 2023).

Todos os odontocetos vivos utilizam a ecolocalização, produzindo sons de alta frequência por meio de estruturas nasais especializadas e modulando-os com o melão (um órgão adiposo na testa). Este sistema é altamente eficiente para navegação e caça em águas escuras ou turvas (GEISLER; COLBERT; CAREW, 2014; SONG et al., 2020).

Os odontocetos possuem uma espessa camada de gordura para isolamento, fluabilidade e armazenamento de energia. A composição e a estrutura da gordura variam de acordo com a espécie, o habitat e o tamanho do corpo, com adaptações para mergulhos profundos e ambientes frios (KOOPMAN, 2007).

O dimorfismo sexual em golfinhos pode ser identificado externamente pela disposição dos orifícios urogenital e anal, além do umbigo, todos localizados na região ventral do corpo. Em ambos os sexos, o umbigo está posicionado cranialmente, seguido pelos orifícios genital e anal. No entanto, nas fêmeas, o orifício genital é mais longo e localiza-se entre duas fendas mamárias, sendo seguido posteriormente pelo orifício anal. Já nos machos, o orifício genital encontra-se mais próximo do umbigo e mais distante do orifício anal. Essa diferença anatômica

permite a identificação do sexo em observações visuais próximas, sendo especialmente útil em estudos de campo e no manejo de animais (MURPHY; ROGAN, 2006; NGQULANA; HOFMEYR; PLÖN, 2017).

2.1.2. Distribuição e habitat

Os odontocetos ocorrem em todos os oceanos e em ambientes aquáticos marinhos ou de água doce, com exceção das regiões polares, ocupando, assim, uma ampla variedade de habitats (SILVA, 2008; PERRIN, 2008; SILVA JÚNIOR, 2020). Essa diversidade de ambientes se reflete na distribuição das espécies: algumas são exclusivamente de água doce, como *Inia geoffrensis* (boto-cor-de-rosa) (SILVA, 2008), enquanto outras habitam apenas o ambiente oceânico, como *Stenella longirostris* (golfinho-rotador), *Stenella clymene* (golfinho-de-Clymene), *Globicephala macrorhynchus* (baleia-piloto-de-peitorais-curtas) e *Grampus griseus* (golfinho-de-Risso) (PERRIN, 2008; SILVA JÚNIOR, 2020).

O golfinho-de-Clymene é uma espécie oceânica endêmica do Atlântico tropical e subtropical, com distribuição restrita a esse oceano. Sua ocorrência é confirmada em águas profundas e pelágicas, principalmente entre o Atlântico Ocidental (Golfo do México, Caribe, costa do Brasil) e o Atlântico Oriental (África Ocidental e Central) (FERTL et al., 2003; MORENO et al., 2005; WEIR et al., 2014).

O golfinho-rotador possui uma das distribuições mais amplas entre os pequenos cetáceos, ocorrendo em águas tropicais e subtropicais de todos os oceanos. Sua principal característica ecológica é a forte adaptação ao ambiente pelágico, com preferência por águas profundas próximas à plataforma continental, mas também utiliza habitats costeiros, especialmente em ilhas e atóis (LESLIE; MORIN, 2018; LAMMERS, 2019).

A baleia-piloto-de-peitorais-curtas apresenta uma distribuição ampla em águas tropicais e subtropicais, sendo encontrada principalmente em regiões oceânicas profundas e próximas a ilhas. Sua presença é registrada em diversos oceanos, com populações distintas e padrões de residência variados (VAN CISE et al., 2016; VAN CISE et al., 2019).

O golfinho-de-Risso ocorre em todos os oceanos, com registros entre aproximadamente 64°N e 46°S, sendo ausente em águas polares. Apesar de ser encontrado tanto em áreas costeiras quanto oceânicas, há uma forte preferência por águas temperadas de talude continental e regiões de canyons submarinos, geralmente entre 300 e 1500 metros de profundidade, com maior densidade entre 30° e 45° de latitude (JEFFERSON et al., 2014; CHICOTE; AMIGÓ; GAZO, 2023).

A respeito dessa distribuição, no estado do Rio Grande do Norte, um levantamento realizado no período de janeiro de 2010 a dezembro de 2019 registrou 16 espécies de odontocetos, incluindo indivíduos de habitats costeiros e oceânicos, como a cachalote (*Physeter macrocephalus*), cachalote-pigmeu (*Kogia breviceps*), cachalote-anão (*Kogia sima*), boto-cinza (*Sotalia guianensis*), falsa orca (*Pseudorca crassidens*), golfinho-nariz-de-garrafa (*Tursiops truncatus*), golfinho-rotador (*Stenella longirostris*), golfinho-pintado-pantropical (*Stenella attenuata*), golfinho-cabeça-de-melão (*Peponocephala electra*), golfinho-de-Clymene (*Stenella clymene*), golfinho-pintado-do-atlântico (*Stenella frontalis*), orca-pigméia (*Feresa attenuata*), baleia-piloto-de-peitorais-curtas (*Globicephala macrorhynchus*), golfinho-de-dentes-rugosos (*Steno bredanensis*) e golfinho-de-risso (*Grampus griseus*) (LIMA et al., 2021).

De acordo com a União Internacional para a Conservação da Natureza (IUCN), as quatro espécies de golfinhos analisadas neste estudo: *G. macrorhynchus* (baleia-piloto-de-nadadeira-curta), *G. griseus* (golfinho-de-Risso), *S. clymene* (golfinho-de-Clymene) e *S. longirostris* (golfinho-rotador), estão atualmente classificadas como “Pouco Preocupante” (Least Concern). (IUCN, 2025).

2.1.3. Reprodução

Nos odontocetos, a maturação sexual ocorre de forma tardia. Em geral, essas espécies apresentam uma estratégia reprodutiva poligâmica, na qual machos e fêmeas copulam com múltiplos parceiros, caracterizando um processo de seleção sexual baseado na competição espermática (GREEN et al., 2015; SILVA JÚNIOR, 2020; CHIVERS; DANIL, 2023). Em geral, os odontocetos possuem período gestacional de cerca de 10 a 13 meses; porém, as espécies maiores, como orcas, golfinhos pilotos e cachalotes, costumam apresentar períodos que variam de 12 a 17 meses (FRAZER; HUGGETT, 2009). Quase todas as espécies de odontocetos geram apenas um filhote por gestação, sendo gestações múltiplas (como gêmeos) extremamente raras (<1 %) (MANN, 2019). Após o parto, as fêmeas dedicam-se intensamente aos cuidados parentais, enquanto os machos tendem a maximizar seu sucesso reprodutivo ao acasalar com o maior número possível de fêmeas (MESNICK; RALLS, 2008).

2.1.4. Hábito alimentar

A dieta dos odontocetos é estritamente carnívora, mas apresenta grande diversidade conforme a espécie, o habitat e a disponibilidade de presas, consomem principalmente peixes, cefalópodes (como lulas e polvos) e, em menor escala, crustáceos, com variações marcantes entre espécies e regiões (SEKIGUCHI; KLAGES; BEST, 1992; WANG et al., 2012). Algumas espécies alimentam-se de outros mamíferos marinhos, como focas e lontras marinhas, ou até mesmo de cetáceos de grande porte (MARSHALL; PYENSON, 2019).

A alimentação dos cetáceos se inicia com a amamentação e, dependendo da espécie, essa fase pode durar entre seis e doze meses. Contudo, à medida que o animal se desenvolve, são adicionados itens de origem animal à dieta, de modo que se tornam carnívoros, dada a ingestão de alimentos como peixes, lulas e camarões (SILVA JÚNIOR, 2020).

Muitos golfinhos e botos apresentam flexibilidade alimentar, ajustando suas presas de acordo com a disponibilidade local e com as variações ambientais. No entanto, algumas espécies exibem maior especialização trófica e, por isso, são mais suscetíveis a perturbações no ecossistema (CLOYED et al., 2021; VITAL et al., 2024). Além disso, a composição da dieta pode variar em função da oferta de presas e das estações do ano (CLOYED et al., 2021; ZHANG et al., 2023; VITAL et al., 2024).

Os animais consumidos na dieta variam em textura, como polvos de pele macia e gelatinosos até peixes musculosos e de escamas duras. Também variam em mobilidade, como os mariscos e lulas, com propulsão a jato (BARROS; CLARKE, 2008). Essa dieta pode variar ao longo das estações e durante as fases da vida, dependendo da disponibilidade de presas, necessidades nutricionais e facilidade de captura (BARROS; CLARKE, 2008; BERTA; SUMICH; KOVACS, 2015).

As quatro espécies de odontocetos analisadas neste estudo apresentam dietas variadas, adaptadas às suas estratégias alimentares e aos nichos ecológicos que ocupam. A baleia-piloto-de-nadadeira-curta é reconhecida por sua dieta especializada, composta principalmente por cefalópodes como lulas e polvos. A alimentação é predominantemente teutofágica, com adaptações para capturar presas em mergulhos profundos e ambientes oceânicos. Diversos estudos de conteúdo estomacal mostram que lulas oceânicas, especialmente de famílias como Enoploteuthidae, Ommastrephidae e Histioteuthidae, são as principais presas. Espécies como *Brachoteuthis riisei*, *Taonius pavo* e *Histioteuthis reversa* são frequentemente encontradas (MINTZER et al., 2008; LUNA et al., 2024).

O golfinho-de-Risso também apresenta uma dieta altamente especializada em cefalópodes, especialmente lulas e polvos de águas profundas, o que influencia fortemente seu padrão de distribuição em ambientes oceânicos profundos. A dieta desta espécie é composta quase exclusivamente por cefalópodes, com destaque para famílias como Histioteuthidae, Ommastrephidae e Argonautidae (LUNA et al., 2021; CARLUCCI et al., 2024).

O golfinho-de-Clymene apresenta uma dieta generalista, alimentando-se principalmente de peixes e cefalópodes, com variações regionais e comportamentos de forrageamento adaptativos. Sua dieta é composta principalmente por pequenos peixes pelágicos como mictófidos (família Myctophidae) e cefalópodes, e a espécie utiliza estratégias coordenadas de caça, tanto diurnas quanto noturnas, aproveitando a migração vertical de presas mesopelágicas (FERTL; SCHIRO; PEAKE, 1997; SAKYI et al., 2019).

O golfinho-rotador é um predador oportunista, com hábitos alimentares que se ajustam à disponibilidade de presas. Sua dieta é composta principalmente por peixes mesopelágicos, especialmente da família Myctophidae, e por lulas de pequeno porte, que são capturados durante mergulhos noturnos em águas profundas, chegando a até 400 metros de profundidade. Esse comportamento de forrageamento, altamente eficiente e frequentemente cooperativo, reflete uma adaptação às variações sazonais e espaciais na distribuição das presas (DOLAR et al., 2003; PONNAMPALAM et al., 2012).

2.2. Morfologia da língua

2.2.1. Considerações gerais sobre a língua dos mamíferos

A língua, estrutura integrante do aparelho digestório dos vertebrados, desempenha diversas funções essenciais, dentre as quais se destacam a capacidade de movimentar e manipular os alimentos durante os processos de mastigação e deglutição, a modulação vocal, o resfriamento corporal em algumas espécies, além de atuar como órgão sensorial responsável pela degustação (IWASAKI, 2002; KÖNIG; LIEBICH, 2004). Ela ocupa grande parte da cavidade oral, estendendo-se até a porção oral da faringe. É dividida em regiões representadas pela raiz, o corpo e o ápice, este último correspondendo a sua porção livre (IWASAKI, 2002). É constituída por músculos que oferecem a capacidade de realizar movimentos precisos, como os necessários à higiene, o enrolamento e manipulação de alimentos (IWASAKI, 2002; WERTH, 2007).

A língua juntamente com os dentes dos mamíferos desempenha um papel importante durante a alimentação e tem como principais características a presença de papilas, com funções mecânicas e gustativas, e um epitélio lingual pavimentoso estratificado queratinizado (CIENA et al., 2013; DAVYDOVA et al., 2017; IGBOKWE; MBAJIORGU, 2019). Embora a estratificação seja uma característica comum a todas as partes do epitélio oral de mamíferos, a queratinização está normalmente relacionada à mucosa oral mastigatória que circunda a parte dorsal do corpo lingual e pode estar relacionada a oferecer resistência contra danos e desgastes ao tecido (STERN, 1980).

A maioria dos mamíferos apresenta quatro tipos de papilas linguais: filiformes, fungiformes, foliadas e valadas (IWASAKI, 2002). Um dos principais fatores que influenciam a variação na morfologia, distribuição e tipos dessas papilas é a dieta do animal (PASTOR et al., 2008). Em geral, a queratinização do epitélio lingual nos mamíferos tem início com o surgimento das papilas não gustativas, correspondentes às papilas filiformes, pouco antes do nascimento (DOUGBAG, 1987). Por outro lado, as papilas gustativas, como as fungiformes, foliadas e valadas, desenvolvem-se em um estágio embrionário anterior, independentemente do processo de queratinização do epitélio (FARBMAN, 1965). Essas papilas recebem tal denominação por apresentarem poros gustativos, onde estão localizados os botões gustativos, responsáveis pela detecção dos diferentes sabores (IWASAKI, 2002).

As papilas gustativas estão distribuídas por uma ampla área das superfícies dorsal e lateral da língua (NICKEL; SCHUMMER; SEIFERLE, 1973; MYERS et al., 1995; BARBOSA et al., 2020; REGINATO et al., 2020; TOMIATE et al., 2022), indicando que a língua é fundamental tanto para a alimentação quanto para a percepção gustativa (IWASAKI, 2002).

Na língua, estão presentes as glândulas linguais, estruturas exócrinas localizadas na musculatura ou na base da língua, que podem ser classificadas, de acordo com a natureza de sua secreção, em mucosas, serosas ou mistas (GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK et al., 2023). As glândulas mucosas secretam muco, uma substância viscosa rica em glicoproteínas que atua na lubrificação da cavidade oral, facilitando a deglutição e a movimentação do alimento (GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK et al., 2020; GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK et al., 2023; RASHWAN et al., 2024). Já as glândulas serosas produzem uma secreção aquosa rica em enzimas, como a lipase lingual, que participa do início da digestão de lipídios (GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK et al., 2023; HARADA et al., 2023). Em geral, essas glândulas estão associadas às papilas gustativas, especialmente às papilas valadas e foliadas, contribuindo para o ambiente adequado à percepção gustativa (AGUNGPRIYONO et al., 1995;

GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK et al., 2020; GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK et al., 2023).

2.2.2 Morfologia da língua dos mamíferos aquáticos

A transição do ambiente terrestre para o aquático, observada em diferentes linhagens de mamíferos, resultou em profundas modificações anatômicas e fisiológicas, especialmente no sistema estomatognático, que inclui a língua (IWASAKI, 2002). A morfologia da língua em mamíferos aquáticos reflete adaptações às exigências de alimentação, percepção sensorial e manipulação de presas em meio submerso (WERTH; CROMPTON, 2023). Ao longo da evolução, as funções relacionadas à preensão e à mastigação, predominantes em muitos mamíferos terrestres, foram progressivamente substituídas por mecanismos de sucção, filtragem ou captura ativa de presas aquáticas, influenciando diretamente a estrutura, o tipo de papilas linguais e a presença de glândulas associadas (WERTH, 2000; IWASAKI, 2002; WERTH; LOCH; FORDYCE, 2020; WERTH; CROMPTON, 2023). Embora esses grupos compartilhem um ancestral terrestre comum, sirênios, pinípedes e cetáceos seguiram caminhos evolutivos distintos, resultando em diferentes padrões morfológicos da língua, de acordo com suas respectivas estratégias alimentares e modos de vida aquáticos (YOSHIMURA; SHINDOH; KOBAYASHI, 2002; MELO et al., 2024; WERTH; CROMPTON, 2023).

Os sirênios, grupo que inclui os peixes-bois (*Trichechus manatus*) e o dugongo (*Dugong dugon*), apresentam uma língua espessa, musciosa e relativamente curta em relação ao comprimento da cavidade oral, o que facilita a manipulação de grandes quantidades de vegetação aquática (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1980; LEVIN; PFEIFFER, 2002; MELO et al., 2024). A superfície dorsal é recoberta por papilas filiformes, fungiformes e foliadas. As papilas filiformes concentram-se na região do ápice; as papilas fungiformes estão localizadas tanto no ápice quanto nas regiões laterais da língua; e as papilas foliadas situam-se na porção dorsolateral da raiz da língua. A mucosa é revestida por epitélio pavimentoso estratificado queratinizado, com presença de glândulas tubuloacinares compostas, que auxiliam na lubrificação da cavidade oral durante o consumo de plantas submersas, além de botões gustativos nas papilas foliadas (LEVIN; PFEIFFER, 2002; MELO et al., 2024). Um quarto tipo de papila mecânica, denominada lentiforme, foi descrito recentemente na subespécie *Trichechus manatus manatus*, estando localizada na superfície dorsal da língua (MELO et al., 2024).

Os pinípedes, como o leão-marinho-da-Califórnia (*Zalophus californianus californianus*) (YOSHIMURA; SHINDOH; KOBAYASHI, 2002) e o lobo-marinho-sul-americano (*Arctocephalus australis*) (ERDOĞAN et al., 2015), exibem uma língua robusta, geralmente longa e musciosa, o que contribui para a deglutição eficiente de presas inteiras, já que, em geral, não ocorre mastigação. Em ambas as espécies, são observados três tipos de papilas linguais: filiformes, fungiformes e valadas. A língua é recoberta principalmente por papilas filiformes, com grau variável de queratinização, refletindo suas dietas carnívoras generalistas e a necessidade de manipular presas escorregadias, como peixes e moluscos. As papilas gustativas, como as fungiformes, estão presentes em menor número e distribuídas principalmente na porção anterior da língua, enquanto as papilas valadas localizam-se na raiz da língua. Os botões gustativos estão presentes no topo das papilas fungiformes e no ápice das papilas valadas (YOSHIMURA; SHINDOH; KOBAYASHI, 2002; ERDOĞAN et al., 2015).

A língua dos cetáceos apresenta importantes adaptações morfofuncionais relacionadas ao ambiente aquático e às estratégias alimentares. Nos neonatos, ela desempenha um papel essencial durante a amamentação, sendo responsável por gerar pressão negativa na cavidade oral para facilitar a sucção do leite materno. Em algumas espécies adultas, com hábitos alimentares baseados na sucção, a língua continua exercendo essa função na captura de presas pequenas. Além disso, a língua contribui para o processo de deglutição, conduzindo o alimento diretamente à faringe, o que é particularmente importante considerando que muitas espécies engolem suas presas inteiras, sem mastigação (WERTH; CROMPTON, 2023). Outras funções atribuídas à língua incluem sua participação em mecanismos respiratórios e na produção ou manipulação de bolhas, associando-se a necessidades ecológicas e comportamentais específicas de determinadas espécies (ZAHN; WARTZOK, 2000).

Os mysticetos, possuem uma língua de grandes dimensões, espessa e extremamente muscular, desempenhando um papel fundamental no mecanismo de alimentação por filtração (WERTH; POTVIN, 2016; WERTH; CROMPTON, 2023; WATANABE et al., 2024). Durante a alimentação, a língua é utilizada para expulsar a água ingerida através das barbatanas, retraindo os pequenos organismos filtrados, como krill e pequenos peixes. As glândulas linguais são pouco desenvolvidas, pois o alimento é deglutido com muita água, dispensando lubrificação intensa (WERTH; POTVIN, 2016; WERTH; CROMPTON, 2023). Essas características refletem um grau avançado de especialização morfológica associado à alimentação por filtração em grande escala (WERTH; POTVIN, 2016).

Um estudo realizado com a língua de quatro fetos de baleias-minke (*Balaenoptera acutorostrata*) identificou que as papilas marginais foram as únicas papilas linguais

visivelmente desenvolvidas em todos os espécimes. Essas projeções são hipotetizadas como estruturas auxiliares no processo de sucção durante o período de amamentação. Não foram observados sulco terminal nem sulco mediano na superfície lingual. Todas as amostras apresentavam epitélio pavimentoso estratificado não queratinizado, e não foram identificados botões gustativos ou quaisquer estruturas associadas à percepção do paladar. Diante disso, os autores sugeriram que a gustação, nessa espécie, não desempenha um papel essencial na alimentação (WATANABE et al., 2024).

Nos odontocetos, a língua ocupa grande parte do assoalho da boca, estendendo-se rostralmente até a sínfise mandibular e apresentando o ápice livre (WERTH, 2004). Toda a mucosa lingual é revestida por epitélio pavimentoso estratificado queratinizado (FERRANDO et al., 2010; WERTH; CROMPTON, 2023). A maioria dos odontocetos apresenta apenas dois tipos de papilas linguais: marginais e valadas. Essa condição é observada em espécies como a toninha-comum (*Phocoena phocoena*), o golfinho-nariz-de-garrafa (*T. truncatus*), o golfinho-de-Commerson (*Cephalorhynchus commersonii*), o golfinho-riscado (*S. coeruleoalba*), o golfinho-de-Risso (*G. griseus*) e a baleia-bicuda-de-Cuvier (*Z. cavirostris*) (YAMASAKI et al., 1978a; KUZNETZOV, 1990; KASTELEIN; DUBBELDAM, 1990; PFEIFFER et al., 2001; SHINDO et al., 2008; FERRANDO et al., 2010; WERTH; CROMPTON, 2023).

As papilas marginais, que são observadas ao longo da margem anterolateral da língua, desaparecem após determinado período, uma vez que, sua presença está associada à idade do animal (KASTELEIN; DUBBELDAM, 1990; WERTH; CROMPTON, 2023). Essas papilas desempenham papel fundamental durante a amamentação, auxiliando a formação de um sulco mediano que direciona o leite para o esôfago (KASTELEIN; DUBBELDAM, 1990).

As papilas valadas em cetáceos odontocetos estão localizadas na superfície dorsolateral da raiz da língua, apresentando uma disposição em V e sendo caracterizadas por uma série de concavidades lineares, sem a presença de botões gustativos (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1978b; KUZNETZOV, 1990; PFEIFFER et al., 2001; SHINDO et al., 2008).

Estudos indicam que, em odontocetos, a gustação não desempenha um papel essencial na seleção alimentar durante a fase adulta. Evidências histológicas mostram que botões gustativos foram identificados apenas em neonatos e juvenis de *T. truncatus* (KUZNETZOV, 1990), juvenis de *S. coeruleoalba* (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1978b) e filhotes de *M. stejnegeri* (SHINDO et al., 2008) apenas nas papilas valadas. Por outro lado, análises histológicas realizadas em indivíduos adultos de diversas espécies, como *S. coeruleoalba* (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1978b; FERRANDO et al., 2010), *Physeter catodon* (BERZIN, 1971), *P. phocoena*, *C. commersonii* (KASTELEIN; DUBBELDAM, 1990),

Platanista gangetica (ARVY; PILLERI, 1970), *Pontoporia blainvillei* (YAMASAKI; SATOMI, 1976), *Tursiops truncatus* (KUZNETZOV, 1990; FERRANDO et al., 2010), *Globicephala melas* (PFEIFFER et al., 2001), *G. griseus*, *Z. cavirostris* (FERRANDO et al., 2010) e *M. stejnegeri* (YOSHIMURA; KOBAYASHI, 1997; SHINDO et al., 2008), não identificaram a presença de botões gustativos.

Estudos comportamentais realizados com *T. truncatus* sugerem que os indivíduos possuem sensibilidade a substâncias químicas solúveis em água, como extratos de peixe, especialmente os animais mais jovens, indicando a possibilidade de percepção do paladar (BOUCHARD et al., 2017; KREMERS et al., 2016). Em outra pesquisa realizada com a mesma espécie, foi relatado que os indivíduos conseguem distinguir o sabor da urina em relação ao sabor de alimentos que já possuem familiaridade. Essa capacidade foi interpretada como uma forma de gustação, possivelmente envolvendo a detecção de moléculas de ácidos graxos transportadas por proteínas urinárias principais através de receptores de gordura. Esta condição favorece o reconhecimento dos indivíduos, assim como outras informações como estado reprodutivo (BRUCK; WALMSLEY; JANIK, 2022).

Em odontocetos, grandes quantidades de glândulas tubuloacinares seromucosas estão presentes na lâmina própria da língua, especialmente nas regiões do corpo e da raiz, onde estão sempre associadas às papilas valadas (YAMASAKI; KOMATSU; KAMIYA, 1978b; PFEIFFER et al., 2001; SHINDO et al., 2008; FERRANDO et al., 2010; WERTH; CROMPTON, 2023). Essas glândulas estão relacionadas à produção intensificada de muco, desempenhando um papel fundamental na deglutição e na proteção da mucosa lingual contra atritos e lesões. Tal adaptação é particularmente importante, considerando que esses animais ingerem suas presas inteiras, exigindo maior proteção e eficiência no processo de deglutição (FERRANDO et al., 2010).

3. HIPÓTESES

3.1 – A língua de odontocetos delfínídeos apresenta características morfológicas distintas, não compartilhando determinadas estruturas comuns a outros mamíferos marinhos;

3.2 – A morfologia da língua dos odontocetos delfínídeos apresenta variações ontogenéticas quanto o formato e presença de papilas marginais;

3.3 – A morfologia da língua nos odontocetos delfínídeos analisados varia entre as espécies, quanto à forma, tamanho e estruturas macroscópicas e microscópicas;

3.4 – As variações morfológicas observadas na língua de diferentes espécies de odontocetos delfínídeos estão relacionadas às suas distintas estratégias alimentares, refletindo adaptações funcionais específicas ao tipo de presa e ao modo de captura.

4. OBJETIVOS

4.1 Objetivo Geral

Descrever e comparar a morfologia da superfície lingual de quatro espécies de odontocetos delfínídeos: a baleia-piloto-de-nadadeira-curta (*Globicephala macrorhynchus*), o golfinho-de-Risso (*Grampus griseus*), o golfinho-de-Clymene (*Stenella clymene*) e o golfinho-rotador (*Stenella longirostris*).

4.2. Objetivos Específicos

- a. Descrever macroscopicamente a língua de espécies de odontocetos, por meio de amostras de animais encalhados;
- b. Identificar variações interespecíficas da morfologia da língua de odontocetos;
- c. Caracterizar microscopicamente as estruturas presentes na língua de diferentes espécies de odontocetos, quanto a presença de papilas e botões gustativos;
- d. Verificar variações ontogenéticas na morfologia da língua dos odontocetos;
- e. Inferir relações morfológicas adaptativas da língua dos odontocetos em função das diferentes estratégias alimentares.

5. METODOLOGIA

5.1 Animais

Para as análises macroscópica e microscópica da língua dos odontocetos, foram utilizados cetáceos encontrados mortos em Código 2 de decomposição (GERACI; LOUNSBURY, 2005; IBAMA, 2005), entre os anos de 2016 e 2024 no litoral do Rio Grande do Norte. Os resgates foram realizados pelo Projeto Cetáceos da Costa Branca da Universidade do Estado do Rio Grande do Norte (UERN) (autorização IBAMA nº 02022.000050/2013-97 e SISBIO nº 13694-15) em parceria com o Centro de Estudos e Monitoramento Ambiental (CEMAM) (SISBIO nº 74019-6) (Tabela 1).

Tabela 1. Informações dos espécimes de odontocetos analisados entre 2016 e 2024, incluindo local de encalhe (Rio Grande do Norte), comprimento total (centímetros), estágio de desenvolvimento e sexo. Fonte: PCCB-UERN, 2024.

Data	Espécie	Estágio de decomposição	Local de encalhe	Latitude e Longitude	Comprimento total	Estágio de desenvolvimento	Sexo
28/12/2016	<i>Stenella longirostris</i>	Decomposição com órgãos intactos	Praia de Alagamar - Grossos	5,576879 - 35,227874	84,3	Filhote	Fêmea
10/04/2019	<i>Globicephala macrorhynchus</i>	Início de decomposição	Praia de Zumbi-Rio do Fogo	5.304775 - 35.366128	157	Juvenil	Fêmea
22/07/2019	<i>Grampus griseus</i>	Início de decomposição	Praia de Cajarana - São Bento do Norte	5,0619444 - 35,9023611	136	Juvenil	Fêmea
28/08/2019	<i>Stenella longirostris</i>	Início de decomposição	Praia de Gameleira - Touros	5.2417307 - 35.402059	190	Adulto	Macho
23/01/2022	<i>Stenella clymene</i>	Início de decomposição	Praia dos Artistas - Natal	5.7811582 - 35.19283	199	Adulto	Macho
09/02/2024	<i>Stenella longirostris</i>	Início de decomposição	Praia de Jacumã - C. Mirim	5,576879 - 35,227874	133	Juvenil	Fêmea

As línguas foram coletadas durante os procedimentos de necropsia realizados no Museu de Ciências Morfológicas da Universidade Federal do Rio Grande do Norte (MCM/UFRN). Após a coleta, as amostras foram fixadas em solução de formol a 10% e, em seguida, encaminhadas ao Laboratório de Morfofisiologia Animal Aplicada da Universidade Federal Rural do Semi-Árido (LABMORFA/UFERSA), onde foram processadas para análises em microscopia óptica e microscopia eletrônica de varredura.

5.2 Análise macroscópica e morfométrica

A descrição macroscópica das estruturas da língua foi realizada *ex situ*, sendo observadas quanto à forma e dimensões. A documentação fotográfica foi feita com o uso de um aparelho celular iPhone 12 (Apple Inc., EUA). As descrições seguiram os princípios da anatomia descritiva, conforme a terminologia estabelecida pela *Nomina Anatomica Veterinaria* (2017). As análises morfométricas abrangeram as medidas de comprimento total e das larguras do ápice, corpo e raiz da língua, expressas em centímetros, utilizando-se um paquímetro digital de 150 mm (MTX-316119, MTX, Rússia). Os dados obtidos foram apresentados como média aritmética (Figura 1).

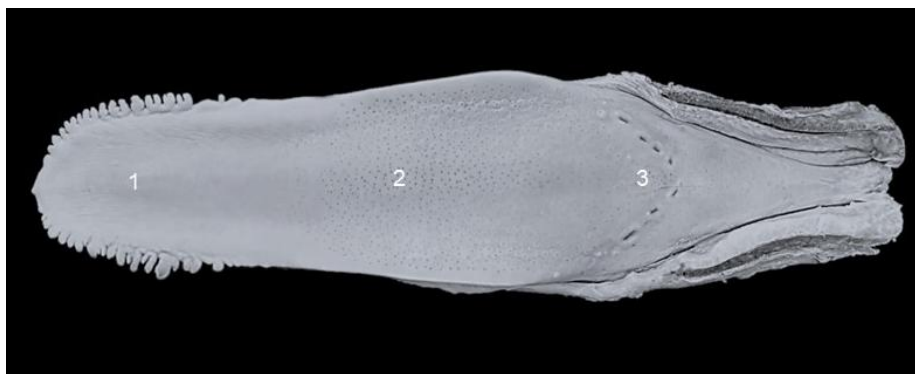


Figura 1. Imagem da língua de odontoceto (*Stenella longirostris*) demonstrando as divisões das regiões para realização das análises macroscópicas e morfométricas. Legenda: ápice (1); corpo (2); raiz (3).

Tabela 2. Morfometria em centímetros (cm) da língua dos odontocetos analisados.

Espécie	Faixa etária	Comprimento curvilíneo (cm)	Largura do ápice (cm)	Largura do corpo (cm)	Largura da raiz (cm)
<i>Stenella longirostris</i>	Adulto	17	3,4	4	4,6
<i>Stenella longirostris</i>	Filhote	10	2,4	2,3	2,5
<i>Stenella longirostris</i>	Juvenil	14	2,8	3,4	4
<i>Globicephala macrorhynchus</i>	Juvenil	15,8	4,8	6	5,2
<i>Stenella clymene</i>	Adulto	15,9	2,1	5,2	4,5
<i>Grampus griseus</i>	Juvenil	13,6	3,9	4,1	4,2

A documentação fotográfica foi realizada por meio de uma câmera digital Nikon modelo Canon T6. Os resultados foram expressos com base em anatomia descritiva conforme a nomenclatura descrita no *International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature* (2017) e os resultados comparados com a literatura referente a estudos com odontocetos e outros mamíferos aquáticos.

5.3 Microscopia de Luz

Para esta análise, fragmentos das línguas com aproximadamente 0,5 mm² foram fixados em formaldeído a 10%. As técnicas histológicas recomendadas por Tolosa et al. (2003) foram utilizadas para a preparação das amostras destinadas à microscopia de luz. Após a fixação, os fragmentos foram lavados em água corrente para a remoção do excesso de fixador e, em seguida, submetidos ao processo de desidratação, sendo imersos em álcoois de concentrações crescentes. O processo foi iniciado com álcool 50%, mantido “overnight”, seguido por uma bateria de álcoois nas concentrações de 70%, 80%, 90%, 95% e 100%, com imersão de uma hora em cada concentração.

Após a desidratação, os fragmentos foram então diafanizados por imersão em dois banhos de xilol por uma hora cada, a fim de garantir o clareamento e a completa retirada do álcool. Em sequência foi realizada a parafinização por imersão em parafina histológica (Synt®,

granulada, com ponto de fusão 58°C a 62°C) em estufa a temperatura de 60°C, sendo que o primeiro banho tinha duração de 12h “over night” e o segundo banho, duração de uma hora. Após esta etapa as amostras foram incluídas em uma nova parafina para confecção dos blocos, finalizando assim, o processo de parafinização.

Para obtenção das seções histológicas, os blocos foram seccionados, retirando-se cortes de cinco micrômetros de espessura, com o auxílio de micrótomo (LEICA RM 2125 RT), que foram aderidos a lâminas de vidro e levados à estufa a 60°C por até seis horas para desparafinização.

Após esse tempo as lâminas foram submetidas a dois banhos de xilol por dez minutos cada e, em seguida foram reidratados em álcool absoluto, 95%, 70% e em água corrente, durante três minutos em cada álcool para completa hidratação. Em seguida, para identificar e caracterizar estruturas distintas presentes nas amostras de língua, foram utilizadas técnicas com a hematoxilina e eosina (HE) para identificação dos tecidos, enquanto o ácido periódico de Schiff (PAS) e o azul de Alcian (AB) foram adotados para verificar a natureza de secreção das glândulas linguais. O tricômio de Masson (TM) foi utilizado para identificar fibras colágenas. Ao término de cada técnica, as lâminas foram montadas com Permount® (FISH-SP15-500) e após secas e limpas foram analisadas e descritas com auxílio de microscópio óptico (Olympus CX 31 RBSFA), sendo as imagens analisadas e fotomicrografadas (Leica ICC50 HD).

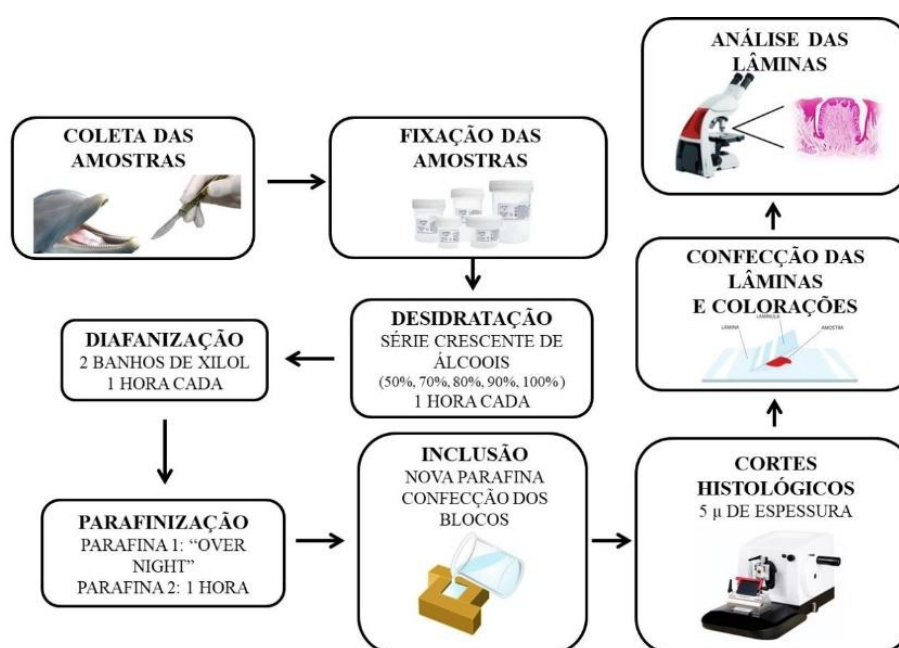


Figura 2. Delineamento da metodologia realizada para análise das amostras através de Microscopia de Luz.

5.5 Análise da Microscopia Eletrônica de Varredura (MEV)

Para esta análise, fragmentos das línguas com cerca de 0,5mm² foram coletadas e fixados em solução de formaldeído a 10%. Em seguida, as amostras foram lavadas três vezes em tampão fosfato de sódio 0,1M e pH 7,4 durante 10 minutos e pós-fixadas em tetróxido de ósmio 1% tamponado com fosfato de sódio 0,1M e pH 7,4, por 2h.

Posteriormente, as amostras foram tratadas com HCl 20% em estufa a 60 °C por 20 min. Em seguida, foram realizadas três lavagens em tampão e duas com água destilada e na sequência o material foi desidratado em série crescente de álcool 50%, 70%, 90% (uma vez de 5 min em cada concentração) e 100% (três vezes de 10 min cada).

Em seguida, o material foi seco em aparelho de ponto crítico (Quorum K 850) utilizando gás carbônico (CO₂), montado em suporte do ponto de amostra (Stub) para metalização com ouro por “sputtering” e observado em microscópio eletrônico de varredura (TESCAN VEJA 3 LMU).

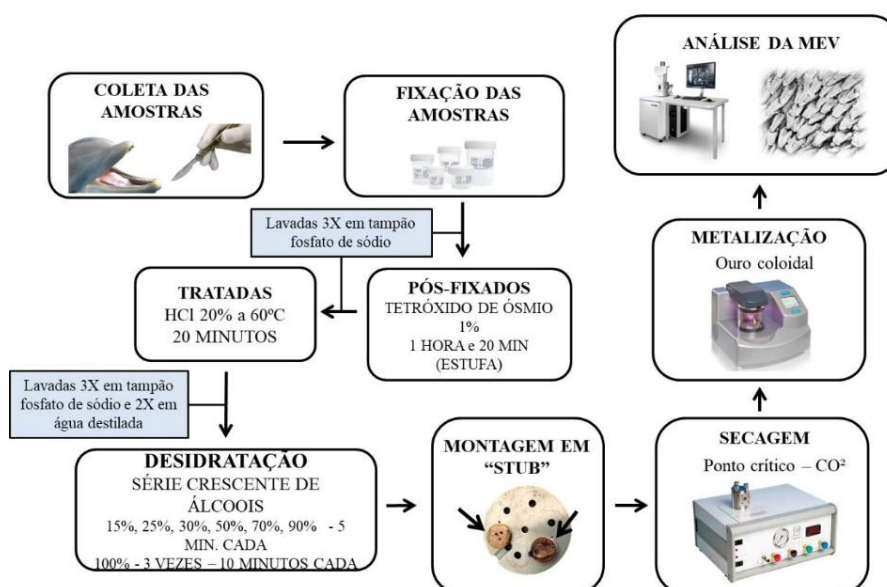


Figura 3. Delineamento da metodologia realizada para análise das amostras através de Microscopia Eletrônica de Varredura.

Com as imagens obtidas foram realizadas as comparações morfológicas das estruturas presentes nas línguas entre as espécies e estágios de desenvolvimento dos exemplares coletados.

REFERÊNCIAS

AGUNGPRIYONO, S. et al. Morphology of the dorsal lingual papillae in the lesser mouse deer, *Tragulus javanicus*. **Journal of Anatomy**, v. 187, p. 635–640, 1995.

ARVY, L.; PILLERI, G. The tongue of *Platanista gangetica* and remarks on the Cetacean tongue. **Investigations on Cetacea**. v. 2, p. 75-70, 1970.

BARBOSA, G. K. et al. Structural and ultrastructural characteristics of the tongue of the Collared Peccary (*Pecari tajacu*, Linnaeus, 1758). **Anatomia Histologia Embryologia**, v. 49, n. 4, p. 532-540, 2020.

BARBOZA, M. L.; LARKIN, I. V. Functional morphology of the taste buds of Florida manatee, *Trichechus manatus latirostris*. **Marine Mammal Science**, v. 36, p. 939–952, 2020.

BARROS, N. B.; CLARKE, M. R. Diet. In: PERRIN, W. F.; THEWISSEN, H. G. M.; WÜRSIG, B. (Eds). **Encyclopedia of Marine Mammals**. Second Edition. San Diego, Academic Press, 2008. p. 311-316.

BENEDITTO, A. P. M. Di; SICILIANO, S.; RAMOS, R. M. A. **Cetáceos: introdução à biologia e metodologia básica para o desenvolvimento de estudos**. Rio de Janeiro. Fundação Oswaldo Cruz, 2010. 102p.

BERTA, A.; LANZETTI, A. Feeding in marine mammals: An integration of evolution and ecology through time. **Palaeontologia Electronica**, 23, a40, 2020.

BERTA, A.; SUMICH, J. L.; KOVACS, K. M. **Marine mammals: Evolutionary biology**. 3rd edition. Oxford Academic Press, 2015. 726p.

BERZIN, A. A., "**Sperm whale**", Piseh. promishlennost, Moscow (Russian). 1971.

BOECK, M.; COZZI, B.; GRAIČ, J. Interspecies Retinal Diversity and Optic Nerve Anatomy in Odontocetes. **Animals**, v. 13, n. 21, p. 3430, 2023.

BOESSENECKER, R. et al. A toothless dwarf dolphin (Odontoceti: Xenorophidae) points to explosive feeding diversification of modern whales (Neoceti). **Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences**, v. 284, n. 1861, p. 20170531, 2017.

BOUCHARD, B. et al. Do bottlenose dolphins display behavioural response to fish taste? **Applied Animal Behaviour Science**, v. 194, p. 120–126. 2017.

BRUCK, J. N.; WALMSLEY, S. F.; JANIK, V. M. Cross-modal perception of identity by sound and taste in bottlenose dolphins. **Science Advances**, v. 8, n. 20, p. eabm7684, 2022.

CARLUCCI, R. et al. Estimations of length-weight relationships and consumption rates of odontocetes in the Mediterranean Sea from stranding data. **Estuarine, Coastal and Shelf Science**, v. 298, p. 108622, 2024

CHICOTE, C. A.; AMIGÓ, N.; GAZO, M. Submarine canyons as key habitats to preserve Risso's dolphin (*Grampus griseus*) populations in the northwestern Mediterranean Sea. **Frontiers in Marine Science**, v. 10, p. 1-11, 2023.

CHIVERS, S. J., DANIL, K. Interspecific Comparison of Reproductive Strategies. In: WÜRSIG, B., ORBACH, D.N. (eds), **Sex in Cetaceans**. Springer, Cham, 2023.

CIENA, A. P. et al. Structural and ultrastructural features of the agouti tongue (*Dasyprocta aguti* Linnaeus, 1766). **Journal of Anatomy**, v. 223, n. 2, p. 105-193. 2013.

CLOYED, C.S. et al. Interaction between dietary and habitat niche breadth influences cetacean vulnerability to environmental disturbance. **Ecosphere**, v. 12, n. 9, p. e03759, 2021.

COMMITTEE ON TAXONOMY. *List of marine mammal species and subspecies*. **Society for Marine Mammalogy**, 2024. Disponível em: www.marinemammalscience.org. Acesso em 4 de março de 2025.

COSTE, A.; FORDYCE, R.; LOCH, C. A new fossil dolphin with tusk-like teeth from New Zealand and an analysis of procumbent teeth in fossil cetaceans. **Journal of the Royal Society of New Zealand**, v. 54, p. 738 – 757, 2023.

COZZI, B.; HUGGENBERGER, S.; OELSCHLAEGER, H. **Anatomy of dolphins: Insights into body structure and function**. Elsevier Science, 2016. Disponível em: <https://www.perlego.com/book/1814331/anatomy-of-dolphins-insights-into-body-structure-and-function-pdf>. Acesso em 4 de março de 2025.

DAVYDOVA, L. et al. Anatomical and morphological aspects of papillae, epithelium, muscles, and glands of rats' tongue: Light, scanning, and transmission electron microscopic study. **Interventional Medicine & Applied Science**, v. 9, n. 3, p. 168-177, 2017.

DOLAR, M. et al. Comparative feeding ecology of spinner dolphins (*Stenella longirostris*) and fraser's dolphins (*Lagenodelphis hosei*) in the sulu sea. **Marine Mammal Science**, v. 19, p. 1-19, 2003.

DOUGBAG, A. E. I-S. Scanning electron microscopic studies of the morphogenesis of the lingual gustatory papillae of camel (*Camel dromedarius*) I. Morphogenesis of the fungiform papillae. **Zeitschrift für mikroskopisch-anatomische Forschung**, v. 101, p. 881–892, 1987.

ERDOĞAN, S.; VILLAR ARIAS, S.; PÉREZ, W. Morphology of the Lingual Surface of South American Fur Seal (*Arctocephalus australis*) and Sea Lion (*Otaria flavescens*). **Microscopy Research and Technique**, v. 78, p. 140–147, 2015.

FARBMAN, A. I. Electron microscope study of the developing taste bud in rat fungiform papilla. **Developmental Biology**, v. 11, p. 110–135, 1965.

FERRANDO, T. et al. The tongue morphology and lingual gland histochemistry of Ligurian Sea odontocetes. **Marine Mammal Science**, v. 26, p. 588–601, 2010.

FERTL, D. et al. Distribution of the Clymene dolphin *Stenella clymene*. **Mammal Review**, v. 33, p. 253-271, 2003.

FERTL, D.; SCHIRO, A.; PEAKE, D. Coordinated feeding by Clymene dolphins (*Stenella clymene*) in the Gulf of Mexico. **Aquatic Mammals**, v. 23, n. 2, p. 111-112, 1997.

FLORES, P. A. C. Espécies-alvo do PAN pequenos cetáceos. In: ROCHA-CAMPOS, C. C.; CÂMARA, I. G.; PRETTO, D. J. (Org.) **Plano de ação nacional para a conservação dos mamíferos aquáticos – pequenos cetáceos**. Brasília: Instituto Chico Mendes de Conservação da Biodiversidade, ICMBIO, 2010.

FRAZER, J.F.D.; HUGGETT, A. ST. G. Specific foetal growth rates of cetaceans. **Journal of Zoology**, v. 169, p. 111-126, 2009.

GEISLER, J.; COLBERT, M.; CAREW, J. A new fossil species supports an early origin for toothed whale echolocation. **Nature**, v. 508, p. 383-386, 2014.

GERACI, J. R.; LOUNSBURY, V. J. **Marine Mammals Ashore: A Field Guide for Strandings**. Second Edition, National Aquarium in Baltimore, Baltimore, 2005.

GIL, K. N.; VOGL, A. W.; SHADWICK, R. E. Anatomical mechanism for protecting the airway in the largest animals on earth. **Current Biology**, v. 32, p. 898-903, 2022.

GOLDBOGEN, J.; MADSEN, P. The evolution of foraging capacity and gigantism in cetaceans. **Journal of Experimental Biology**, v. 221, p. 11, p. jeb166033, 2018.

GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK, K. et al. Comparative Study of Lingual Papillae, Lingual Glands and Lyssa of the Tongue of Selected Wild Felids (Carnivora, Felidae) in Biological Aspects. **Biology**, v. 12, n. 4, p. 516, 2023.

GOŹDZIEWSKA-HARŁAJCZUK, K. et al. Microstructure of the Surface of the Tongue and Histochemical Study of the Lingual Glands of the Lowland Tapir (*Tapirus terrestris* Linnaeus, 1758) (Perissodactyla: Tapiridae). **Animals**, v. 10, n. 12, p. 2297, 2020.

GREEN, M. L.; HERZING, D. L.; BALDWIN, J. D. Molecular assessment of mating strategies in a population of Atlantic spotted dolphins. **PLoS One**, v. 10, n. 2, p. e0118227, 2015.

GUBBINS, C. M. Association pattern so fresident bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*) in a South Carolina estuary. **Aquatic Mammals**. v. 28, p. 24-31, 2002.

GUIMARÃES, J. P. et al. Light and Scanning Electron Microscopic Study of the Tongue in the Estuarine Dolphin (*Sotalia guianensis* van Bénédén, 1864). **Zoological Science**, v. 28, n. 8, p. 617-622, 2011.

HARADA, K., et al. Lectin histochemistry of posterior lingual glands of developing rats. **Scientific Reports**, v. 13, n. 1, p. 10365, 2023.

HARPER, C. J. et al. Morphology of the melon and its tendinous connections to the facial muscles in bottlenose dolphins (*Tursiops truncatus*). **Journal of Morphology**, v. 269, n. 7, p. 820–839, 2008.

HUANG, X. et al. Numerical Simulation of Bionic Underwater Vehicle Morphology Drag Optimisation and Flow Field Noise Analysis. **Journal of Marine Science and Engineering**, v. 12, n. 8, p. 1373, 2024.

IBAMA. **Protocolo de Conduta para Encalhes de Mamíferos Aquáticos** / Rede de Encalhe de mamíferos Aquáticos do Nordeste. Recife, Edições IBAMA. 2005. 298p.

IGBOKWE, C. O.; MBAJIORGU, F. E. Anatomical and scanning electron microscopic study of the tongue in the African giant pouched rats (*Cricetomys gambianus*, Waterhouse). **Anatomia, Histologia, Embryologia**, v. 48, p. 455-465, 2019.

INTERNATIONAL COMMITTEE ON VETERINARY GROSS ANATOMICAL NOMENCLATURE. **Nomina Anatomica Veterinaria. 6th edn.** Knoxville: World Association on Veterinary Anatomist, 2017. 160 p.

IWASAKI, S. Evolution of the structure and function of the vertebrate tongue. **Journal of Anatomy**, v. 201, n. 1, p. 1–13, 2002.

IUCN - **International Union for Conservation of Nature**, 2025. Disponível em: <<https://www.iucnredlist.org/>>, Acessado em: 2025.

JEFFERSON, T. A. et al. Global distribution of Risso's dolphin *Grampus griseus*: a review and critical evaluation. **Mammal Review**, v. 44, p. 56-68, 2014.

KASTELEIN, R. A.; DUBBELDAM, J. L. Marginal papillae on the tongue of the Harbour porpoise (*Phocoena phocoena*), Bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) and Commerson's dolphin (*Cephalorhynchus commersonii*). **Aquatic Mammals**, v. 15, p. 158–170, 1990.

KIENLE, S. S. et al. Tongue and Hyoid Musculature and Functional Morphology of a Neonate Gray Whale (Cetacea, Mysticeti, *Eschrichtius robustus*). **The Anatomical Record**, v. 298, p. 660–674, 2015.

KÖNIG, H. E.; LIEBICH H. J. **Anatomia dos Animais Domésticos: texto e atlas colorido**. Vol. 2., Porto Alegre, RS, Artmed, 2004.

KOOPMAN, H. Phylogenetic, ecological, and ontogenetic factors influencing the biochemical structure of the blubber of odontocetes. **Marine Biology**, v. 151, p. 277-291, 2007.

KREMERS, D. et al. Sensory perception in cetaceans: Part II—promising experimental approaches to study chemoreception in dolphins. **Frontiers in Ecology and Evolution**, v. 4, p. 1-9, 2016.

KUZNETZOV, V. B. Chemical Sense of Dolphins: Quasi-Olfaction. In: THOMAS, J. A.; KASTELEIN, R.A. (eds). p. 481–503. **Sensory Abilities of Cetaceans**. Boston, MA: Springer, 1990.

LAMBERT, O. et al. A new odontocete (toothed cetacean) from the Early Miocene of Peru expands the morphological disparity of extinct heterodont dolphins. **Journal of Systematic Palaeontology**, v. 16, p. 1016 – 1081, 2018.

LAMMERS, M. O. Spinner Dolphins of Islands and Atolls. In: WÜRSIG, B. (eds), **Ethology and Behavioral Ecology of Odontocetes**. **Ethology and Behavioral Ecology of Marine Mammals**. Springer, Cham, 2019.

LESLIE, M. S.; MORIN, P. A. Structure and phylogeography of two tropical predators, spinner (*Stenella longirostris*) and pantropical spotted (*S. attenuata*) dolphins, from SNP data. **Royal Society Open Science**, v. 5, p. 171615, 2018.

LEVIN, M. J.; PFEIFFER, C.J. Goss and Microscopic Observations on the Lingual Structure of the Florida Manatee *Trichechus manatus latirostris*. **Anatomia, Histologia, Embryologia**, v.31, n. 5, p. 278-285, 2002.

LIMA, S. A. et al. Diversidade e distribuição espacial de mamíferos marinhos no Rio Grande do Norte (Brasil). **Meio Ambiente (Brasil)**, v.3, n.3. p. 046-057, 2021.

LUNA, A. et al. Early prey intake of a short-finned pilot whale (*Globicephala macrorhynchus* Gray, 1846, Cetacea: Delphinidae) in the Canary Islands. **Ecology and Evolution**, v. 14, n. 3, p. 1-12, 2024.

LUNA, A. et al. Cephalopods in the diet of Risso's dolphin (*Grampus griseus*) from the Mediterranean Sea: A review. **Marine Mammal Science**, v. 38, n. 2, p. 725-741, 2021.

MANN, J. Maternal Care and Offspring Development in Odontocetes. In: WÜRSIG, B. (ed.), **Ethology and Behavioral Ecology of Odontocetes. Ethology and Behavioral Ecology of Marine Mammals**. Springer, Cham, 2019. p. 95–116.

MARSHALL, C. D.; GOLDBOGEN, J. A. Feeding Behavior. In: CASTELLINI, M. A.; MELLISH, J.-A (Eds.). **Marine Mammal Physiology: Requisites for Ocean Living**. Raton: CRC Press, 2015. p. 137–162.

MARSHALL, C. D.; PYENSON, N. D. Feeding in Aquatic Mammals: An Evolutionary and Functional Approach. In: BELS, V.; WHISHAW, I. (eds), **Feeding in Vertebrates. Feeding in Vertebrates. Fascinating Life Sciences**. Springer, Cham, 2019. p. 743–785.

MAUST-MOHL, M.; REISS, D.; REIDENBERG, J. S. A Comparison of Common Hippopotamus (Artiodactyla) and Mysticete (Cetacea) Nostrils: An Open and Shut Case. **The Anatomical Record**, v. 302, p. 693–702, 2018.

MELO, L. I. S. et al. Antillean manatee (*Trichechus manatus manatus* Linnaeus, 1758) Tongue Morphology and Adaptive Herbivorous Implications. **Microscopy and Microanalysis**, v30, p. 160-168. <https://doi.org/10.1093/micmic/ozad135>. (2024).

MESNICK, S. L.; RALLS, K. Mating Systems. In: PERRRIN, W. F.; THEWISSEN, H. G. M.; WÜRSIG, B. (Eds). **Encyclopedia of Marine Mammals**. San Diego, Academic Press, 2008. p. 712-719.

MINTZER, V. et al. Stomach contents of mass-stranded short-finned pilot whales (*Globicephala macrorhynchus*) from North Carolina. **Marine Mammal Science**, v. 24, p. 290-302, 2008.

MIRANDA, A. V. et al. **Guia Ilustrado de Identificação de Cetáceos e Sirênios do Brasil**. Brasília: ICMBio/CMA, 2019. Disponível em: www.icmbio.gov.br/cma/images/stories/guia_ilustrado_de_identificacao_de_cetaceos_e_sirenios_do_brasil_icmbio_cma.pdf. Acesso em: 4 de março de 2025.

MONTEIRO FILHO, E. L. A. et al. **Guia ilustrado de Mamíferos Marinhos do Brasil**. Cananéia: Instituto de Pesquisas Cananéia – IPeC, 2013. 106 p.

MOORE, S. E. Marine mammals as ecosystem sentinels. **Journal of Mammology**, v. 89, n. 3. p. 534–540. 2008.

MORENO, I. et al. Distribution and habitat characteristics of dolphins of the genus *Stenella* (Cetacea: Delphinidae) in the southwest Atlantic Ocean. **Marine Ecology Progress Series**, v. 300, p. 229-240, 2005.

MURPHY, S.; ROGAN, E. External morphology of the short-beaked common dolphin, *Delphinus delphis*: growth, allometric relationships and sexual dimorphism. **Acta Zoologica**, v. 87, p. 315-329, 2006.

MYERS, W. E. et al. Visualizing taste papillae in vivo with scanning electronmicroscopy of a high resolution cast. **Chemical Senses**, v. 20, p. 1–8, 1995.

NAM, K. et al. Analysis of the FGF gene family provides insights into aquatic adaptation in cetaceans. **Scientific Reports**, v. 7, p. 40233, 2017.

NGQULANA, S.; HOFMEYR, G.; PLÖN, S. Sexual dimorphism in long-beaked common dolphins (*Delphinus capensis*) from KwaZulu-Natal, South Africa. **Journal of Mammalogy**, v. 98, p. 1389 – 1399, 2017.

NICKEL, R.; SCHUMMER, A.; SEIFERLE, E. **The Viscera of the Domestic Mammals**. Berlin: Verlag Paul Parey, 1973.

PABST, D. Morphology of the subdermal connective tissue sheath of dolphins: a new fibre-wound, thin-walled, pressurized cylinder model for swimming vertebrates. **Journal of Zoology**, v. 238, p. 35-52, 1996.

PASTOR, J. F.; BARBOSA, M.; PAZ, F. J. Morphological study of the lingual papillae of the giant panda (*Ailuropoda melanoleuca*) by scanning electron microscopy. **Journal of Anatomy**, v. 212, p. 99-105, 2008.

PERRIN, W. F. Spinner Dolphin. In: PERRIN, W, F.; WURSIG, B. THEWISSEN, J. G. M. **Encyclopedia of Marine Mammals**. Estados Unidos. Elsevier, 2008. p. 1100-1003.

Pinheiro, R. T. N. et al. Morphological analysis of the digestive tract of Antillean manatee (*Trichechus manatus manatus*, Linnaeus, 1758) in northeast Brazil. **LAJAM**, v. 19, p. 1-10, 2024.

PFEIFFER, D. C.; A. WANG, J. N.; PFEIFFER, C. J. Lingual ultrastructure of the long-finned pilot whale (*Globicephala melas*). **Anatomia, Histologia Embryologia**, v. 30, p. 359–365. 2001.

PONNAMPALAM, L. et al. Stomach contents of small cetaceans stranded along the Sea of Oman and Arabian Sea coasts of the Sultanate of Oman. **Journal of the Marine Biological Association of the United Kingdom**, v. 92, p. 1699 – 1710, 2012.

RASHWAN, A. et al. A novel immunofluorescence study of Lingual Salivary Glands in the Egyptian Tortoise (*Testudo kleinmanni*) and its ecological significance. **Tissue & cell**, v. 90, p. 102517, 2024.

REIDENBERG, J. S.; LAITMAN, J. T. Discovery of a low Frequency sound source in Mysticeti (*baleen whales*): Anatomical establishment of a vocal fold homolog. **The Anatomical Record**, v. 290, p. 745-760, 2007.

REIDENBERG, J. S.; LAITMAN, J. T. Review of respiratory anatomy adaptations in whales. **The Anatomical Record**, v. 308, p. 1179 – 1213, 2024.

REGINATO, G. S. et al. Morphological and ultrastructural characteristics of the tongue of Wild Boar. **European Journal of Histochemistry**, v. 64, p. 156-163, 2020.

SAKYI, R. et al. Stomach Content Analysis and Concentrations of Chemical Pollutants in the Clymene Dolphin (*Stenella Clymene*, Gray 1846) from the Coastal Waters of Ghana. **Fisheries and Aquaculture Journal**, v. 10, n. 1, p. 1-7, 2019.

SEKIGUCHI, K.; KLAGES, N.T.W.; BEST, P.B. Comparative analysis of the diets of smaller odontocete cetaceans along the coast of southern Africa. **African Journal of Marine Science**, v. 12, p. 843-861, 1992.

SHINDO, J.; YAMADA, T. K.; YOSHIMURA, K.; & KAGEYAMA, I. Morphology of the tongue in a newborn Stejneger's beaked whale (*Mesoplodon stejnegeri*). **Okajimas Folia Anatomica Japonica**, v.84, p.121–124, 2008.

SILVA JÚNIOR, J. M. Os Golfinhos. In: SILVA JÚNIOR, J. M. **Golfinhos do Nordeste do Brasil**. 1ª ed. Fernando De Noronha: Centro Golfinho Rotador, 2020. p. 9-45.

SILVA, V. M. F. Amazon River Dolphin. In: PERRIN, W, F.; WURSIG, B. THEWISSEN, J. G. M. **Encyclopedia of Marine Mammals**. Estados Unidos. Elsevier, 2008. p. 26-27.

SONG, Z. C. et al. Biosonar emission characteristics and beam control of odontocetes. **Acta Physica Sinica**, v. 69, n. 15, p. 154301, 2020

STEER, K.E. et al. The function of the mammal extrinsic tongue musculature in the transition from suckling to drinking. **Integrative and Comparative Biology**, v. 63, n. 3, p. 641-652, 2023.

STERN, I. B. Oral mucous membrane. In: **Orban's Oral Histology and Embryology**. 7. ed. Bhaskar SN, pp. 261–335. St. Louis: Mosby Co, 1980.

TOLOSA, E. M. C. et al. **Manual de Técnicas para Histología Normal e Patológica**. 2. ed. Barueri: Manole, 2003. 331 p.

TOMIATE, A. N. et al. Structural and Ultrastructural Characteristics of the Spix's Yellow-Toothed Cavy (Wagler, 1831) Tongue. **Microscopy And Microanalysis**, v. 1, p. 1-8, 2022.

VAN CISE, A. et al. Oceanographic barriers, divergence, and admixture: Phylogeography and taxonomy of two putative subspecies of short-finned pilot whale. **Molecular Ecology**, v. 28, p. 2886 – 2902, 2019.

VAN CISE, A. et al. Redrawing the map: mtDNA provides new insight into the distribution and diversity of short-finned pilot whales in the Pacific Ocean. **Marine Mammal Science**, v. 32, p. 1177-1199, 2016.

VÉLEZ-JUARBE, J. New heterodont odontocetes from the Oligocene Pysht Formation in Washington State, U.S.A., and a reevaluation of Simocetidae (Cetacea, Odontoceti). **PeerJ**, v. 11, p. e15576, 2023.

VITAL, N. et al. Feeding habits of the Guiana dolphin, *Sotalia guianensis* (Van Bénédén, 1864) (Cetacea: Delphinidae) in Sepetiba and Ilha Grande bays, southeastern Brazil. **Regional Studies in Marine Science**, v. 73, p. 103446, 2024.

WANG, M.C. et al. Food partitioning among three sympatric odontocetes (*Grampus griseus*, *Lagenodelphis hosei*, and *Stenella attenuata*). **Marine Mammal Science**, v. 28, n. 2, p. 143-157, 2012.

WATANABE, H. et al. Anatomical investigation of the common minke whale fetal tongue reveals papillae marginales and glands. **Fisheries Science**, v. 90, p. 953–968. 2024.

WEIR, C. R. et al. Clymene dolphins (*Stenella clymene*) in the eastern tropical Atlantic: distribution, group size, and pigmentation pattern, **Journal of Mammalogy**, v 95, n. 6, p. 1289–1298, 2014.

WERTH, A. J. Adaptations of the cetacean hyolingual apparatus for aquatic feeding and thermoregulation. **The Anatomical Record**, v. 290, p. 546-568, 2007.

WERTH, A. A kinematic study of suction feeding and associated behavior in the long-finned pilot whale, *Globicephala melas* (Traill). **Marine Mammal Science**, v. 16, p. 299-314, 2000.

WERTH, A. J. Functional Morphology of the Sperm Whale (*Physeter macrocephalus*) Tongue, with Reference to Suction Feeding. **Aquatic Mammals**, v. 30, n. 3, p. 405–418, 2004.

WERTH, A. J.; CROMPTON, A. W. Cetacean tongue mobility and function: A comparative review. **Journal of Anatomy**, v. 243, p. 343-373, 2023.

WERTH, A. J.; POTVIN, J. Baleen Hydrodynamics and Morphology of Cross-Flow Filtration in Balaenid Whale Suspension Feeding. **PLoS ONE**, v. 11, n. 2, e0150106, 2016.

WERTH, A.J.; LOCH, C.; FORDYCE, R.E. Enamel microstructure in Cetacea: a case study in evolutionary loss of complexity. **Journal of Mammalian Evolution**, v. 27, p. 789–807. 2020.

YAMASAKI, F.; KOMATSU, S.; KAMIYA, T. Papillary projections at the lingual margin in the striped dolphin, *Stenella coeruleoalba*, with Special Reference to Their Development and Regression. **Journal of Morphology**, v. 157, n. 1, p. 33–47, 1978a.

YAMASAKI, F.; KOMATSU, S.; KAMIYA, T. Taste buds in the pits at the posterior dorsum of the tongue of *Stenella coeruleoalba*. **Scientific Reports of the Whales Research institute**, v. 30, p. 285-290, 1978b.

YAMASAKI, F.; KOMATSU, S.; KAMIYA, T. A comparative morphological study on the tongues of manatee and dugong (Sirenia). **Scientific Reports of the Whales Research institute**, v. 32, p. 127-144, 1980.

YAMASAKI, F.; SATOMI, H. The tongue of Franciscana (La Plata Dolphin) *Pontoporia blainvillei*. **Okajimas Folia Anatomica Japonica**, v. 53, p. 77–92, 1976.

YOSHIMURA, K.; KOBAYASHI, K. A comparative morphological study on the tongue and the lingual papillae of some marine mammals — Particularly of four species of odontoceti and zalophus. **Shigaku = Odontology**, v. 85, n. 3, p. 385-407, 1997.

YOSHIMURA, K.; SHINDOH, J.; KOBAYASHI, K. Scanning electron microscopy study of the tongue and lingual papillae of the california sea lion (*Zalophus californianus californianus*). **The Anatomical Record**, v. 267, p. 146–153, 2002.

ZAHN, G. W.; WARTZOK, D. The Morphology of the Tongue in Cetaceans: Anatomical Considerations and Functional Implications. **Marine Mammal Science**, v. 16, n. 1, p. 34-52, 2000.

ZHANG, X. et al. Multilocus DNA metabarcoding diet analyses of small cetaceans: a case study on highly vulnerable humpback dolphins and finless porpoises from the Pearl River Estuary, China. **Integrative Zoology**, v. 18, n. 1, p. 183-198, 2023.

CAPÍTULO 2 - SPINNER DOLPHIN (*Stenella longirostris*) TONGUE MORPHOLOGY

ARTIGO EXPERIMENTAL

ARTIGO SUBMETIDO NA REVISTA: ANATOMIA, HISTOLOGIA, EMBRYOLOGIA

QUALIS: Quadriênio 2017–2020: A4

FATOR DE IMPACTO 2024: 1.0

SUMMARY

Tongue morphology assessments contribute to the understanding of evolutionary processes associated to feeding habits. In this sense, this study aimed to describe Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongue morphology and understand possible morphological associations with its feeding habits. Macroscopic dissections and optical and scanning electron microscopy analyses of three Spinner dolphin tongues were performed. The tongues are elongated and exhibit a dorsal surface divided into three regions, namely apex (free), body and root. Two types of lingual papillae, marginal and vallate, were identified. Microscopically, the tongue is composed by the mucosa, lamina propria, and a muscle layer. The mucosa is lined by a keratinized stratified squamous epithelium. No taste buds were identified in any of the identified lingual papillae. The lamina propria is formed by loose and dense connective tissue and contains compound tubuloacinar glands with serous and mucous cells whose ducts open on the lingual surface. serous cells were positively stained by PAS, whereas mucous glands were positively stained by Alcian blue. The muscle layer is composed of striated skeletal tissue, displaying bundles in different directions. Thus, Spinner dolphin tongues are similar to those of other odontocetes, with only two types of lingual papillae, presence of many lingual glands and the absence of taste buds, suggesting that its main function is to aid in swallowing whole prey.

Keywords: Histochemistry; Histology; Morphophysiology; Papillae; Scanning electron microscopy.

INTRODUCTION

Cetaceans are mammals adapted to both freshwater and marine aquatic environments, depending on the species, categorized as mysticetes (whales) and odontocetes (dolphins) (Guo et al., 2024; Santos, 2022). Through a distinctive evolutionary process, these animals have developed unique characteristics, such as the ability to swim, adapted pulmonary respiration, and echolocation, making them truly distinct from their terrestrial ancestors (Berta & Lanzzetti, 2020; Santos, 2022). The Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) is a marine cetacean found globally in tropical and subtropical waters, including in Brazil, mainly on the continental shelf and slope, including oceanic islands. It is currently classified as of Least Concern (LC) both in Brazil (Braulik & Reeves, 2018) and internationally (IUCN) (Domit et al., 2023).

The feeding habits of different species belonging to different taxonomic groups are usually determined by detecting food texture and flavor (Sharaby et al., 2014). Cetacean diets include fish, cephalopods, invertebrates, and even other marine mammals, such as pinnipeds and marine mustelids, as well as other cetaceans (Werth, 2000; Marshall & Pyenson, 2019). The main *S. longirostris* dietary components are fish, cephalopods and small crustaceans (Silva et al., 2007). The anatomy and digestive physiology of cetaceans reflect their varied foraging methods and feeding mechanisms, including biting, suction feeding, and filter feeding (Berta & Lanzzetti, 2020; Marshall & Goldbogen, 2015; Werth, 2000).

The oropharyngeal cavity plays essential roles in vertebrates, including food intake and other activities associated to feeding behavior (Druzinsky & Brainerd, 2001; Ferraz et al., 2023; Werth & Crompton, 2023; Melo et al., 2024). The tongue morphology of aquatic mammals, particularly the dorsal surface, has been widely investigated (Werth, 2004; Guimarães et al., 2011; Barboza & Larkin, 2020; Werth & Crompton, 2023; Melo et al., 2022), highlighting its importance in understanding the feeding and ecological adaptations of different species. However, specific *S. longirostris* tongue morphology assessments are scarce. In this sense, this study aimed to describe the tongue morphology of this species and discuss potential morphological associations with feeding habits.

MATERIAL AND METHODS

Animals

The tongues of three *S. longirostris* individuals, one calf, one juvenile and one adult, were analyzed. The samples were obtained through the rescue of stranded cetaceans and their collection, when dead, by the Cetaceans of Costa Branca Project (IBAMA authorization no. 02022.000050/2013-97 and SISBIO no. 13694-15), in partnership with the State University of Rio Grande do Norte (UERN) and the Center for Environmental Studies and Monitoring (CEMAM) (SISBIO no. 74019-6), located on the coast of the state of Rio Grande do Norte, Northeastern Brazil (Table 1). After tongue collection during necropsy processes, the samples were sent to the Applied Animal Morphophysiology Laboratory (LABMORFA/UFERSA) for processing and optical and scanning electron microscopy analyses.

Table 1. Individual data for the Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) specimens used for morphological tongue descriptions obtained from the State University of Rio Grande do Norte (PCCB-UERN) Costa Branca Cetacean Project.

Species	Sex	Age	Total length (cm)	Stranding site and date
<i>Stenella longirostris</i>	Male	Adult	190	Gameleira Beach – Touros, RN -5,241944 and -35,402027 28/08/2019
	Male	Juvenile	133	Jacumã Beach - Ceará Mirim, RN -5,576879 and -35,227874 09/02/2024
	Female	Calf	84.3	Alagamar Beach – Grossos, RN -4.913111 and -37.189361 28/12/2016

Macroscopical assessment

Macroscopic descriptions of the Spinner dolphin tongues were performed during routine necroscopic examinations of animals that died due to stranding, among other causes, during the study period. The tongues were analyzed and described in terms of shape, biometry, and topographic relationships. Photographic documentation was obtained, and tongue fragments were collected for microscopic processing. The results are described based on the International

Committee for Veterinary Anatomical Nomenclature (2017) and compared with studies performed in cetaceans and other aquatic mammals.

Optical microscopy analysis

Histological techniques recommended by Tolosa et al. (2003) were applied for optical microscopy sample preparation. Sections approximately 5 μm thick were obtained using a LEICA RM 2125 RT® microtome, adhered to glass slides and left in an oven at 60 °C overnight. The slides were then stained with hematoxylin and eosin for histological evaluations and Masson's trichrome to identify collagen fibers, analyzed under a LEICA DM 500 HD optical microscope coupled to a LEICA ICC50W camera. Images were obtained using the LAS EZ Ink software. Histological naming followed International Committee on Veterinary Histological Nomenclature (2017).

Histochemical analysis

Tissue samples were coated with Periodic Acid Schiff (PAS) and Alcian blue (pH 2.5) for histochemical observations aiming to identify neutral and acidic mucins, respectively (Behmer et al., 1976).

Scanning Electron Microscopy (SEM) analysis

The tongue samples were fixed in 2.5% glutaraldehyde buffered with 0.1 mol L⁻¹ sodium phosphate at pH 7.4 at 4°C, washed three times in a 0.1 mol L⁻¹ sodium phosphate buffer at pH 7.4 for 10 min, post-fixed in 2% osmium tetroxide buffered with 0.1 mol L⁻¹ sodium phosphate at pH 7.4 for 1 h and left 20 min in an oven. They were then treated with 20% HCl at 60 °C for 20 min, washed three times with 0.1M sodium phosphate buffer at pH 7.4 and two times with distilled water for 10 minutes each to remove surface mucus, and dehydrated in an increasing ethanol series of 15%, 25%, 30%, 50%, 70%, 90% (once for 5 min at each concentration) and 100% (three times for 10 min each). The material was then dried employing a critical point Quorum K 850 apparatus using carbon dioxide (CO₂) and mounted on a stub sample point holder (PELCO Tabs™, Ted Pella, Inc., Redding, CA, USA) for gold metallization by sputtering (Q150R ES, Quorum Technologies Ltd., Laughton, East Sussex, UK). The images

were captured with a secondary SEM electron detector (TESCAN VEJA 3 LMU, Tescan, Czech Republic), operating with a 10kV electron beam.

RESULTS

Macroscopy analysis

The tongues of the three animals are dorsolaterally coated by a specialized mucosa, elongated in shape, with a dorsal surface divided into three regions, namely the apex (anterior and free portion), body (middle portion), and root (posterior portion). The measurements for these regions are displayed in Table 2. The posterior region is wide and narrowed toward the anterior portion (Figure 1a). The anterolateral region is marked by marginal papillae of varying shapes and lengths in all three specimens. In the adult individual, these papillae were rudimentary and fewer in number, while the calf specimen exhibited a greater number of these structures (Figures 1b, 1c, 1d). The entire lingual surface is smooth, and small pores are distributed dorsally in the body and root regions, corresponding to the lingual gland openings. A series of linear concavities, three to four on each side, called vallate papillae, form a V-shaped pattern on the dorsolateral surface of the lingual root (Figure 1a). A median groove is present in the calf, but not in the juvenile and adult specimens (Figure 1b).

Table 2. Tongue morphometry of Spinner dolphins (*Stenella longirostris*) belonging to different age groups.

Species	Age	Sex	Total length (cm)	Apex width (cm)	Body width (cm)	Root width (cm)
<i>Stenella longirostris</i>	Calf	Female	10	2.4	2.3	2.5
	Juvenile	Male	14	2.8	3.4	4
	Adult	Male	17	3.4	4	4.6

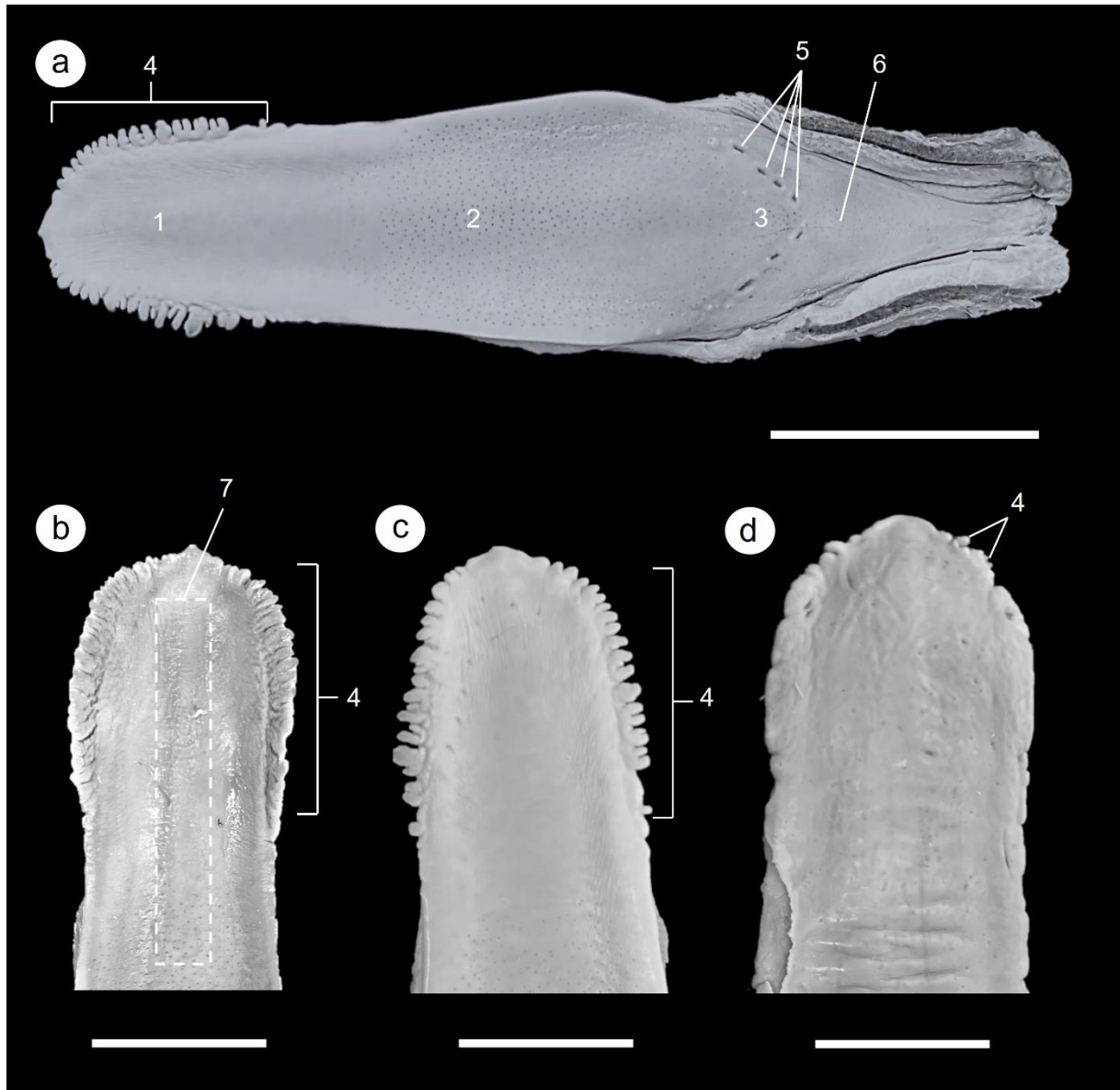


Figure 1. Macroscopical Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongue images. (a) Dorsal view of the lingual surface. Bar: 4.0 cm. (b, c, d) Anterior portion of the calf, juvenile and adult tongue, respectively, indicating marginal papillae regression throughout aging. Bar: 2.0 cm. Legend: apex (1); body (2); root (3); marginal papillae (4); vallate papillae (5); tongue border with the esophagus (6); median sulcus (7).

Microscopy analyses

Microscopically, the tongue is formed by three distinct layers, the mucosa, the lamina propria and a muscle layer (Figures 2a, 2c). The mucosa is lined by a keratinized stratified squamous epithelium covering the entire dorsal and lateral tongue surfaces. The epithelium presents four types of cellular strata, the stratum basale, the stratum spinosum, the stratum

granulosum and the stratum corneum. The stratum basale, in direct contact with the basal lamina, encompasses cylindrical or cuboidal cells with large, spherical nuclei, while stratum spinosum cells are polygonal or slightly flattened as they distance themselves from the stratum basale, and contain large, spherical nuclei. Stratum granulosum cells are flatter and more elongated, containing cytoplasmatic keratohyalin granules and fusiform and relatively smaller nuclei. Finally, stratum corneum cells are flattened and anucleated (Figure 2b). The marginal papillae observed in longitudinal section are formed by keratin, with a wide base and pointed apex (Figure 2a). Vallate papillae, on the other hand, are characterized by depressions containing multiple pores of mixed lingual glands inside (Figure 2e). No taste buds were identified in any of the analyzed lingual papillae.

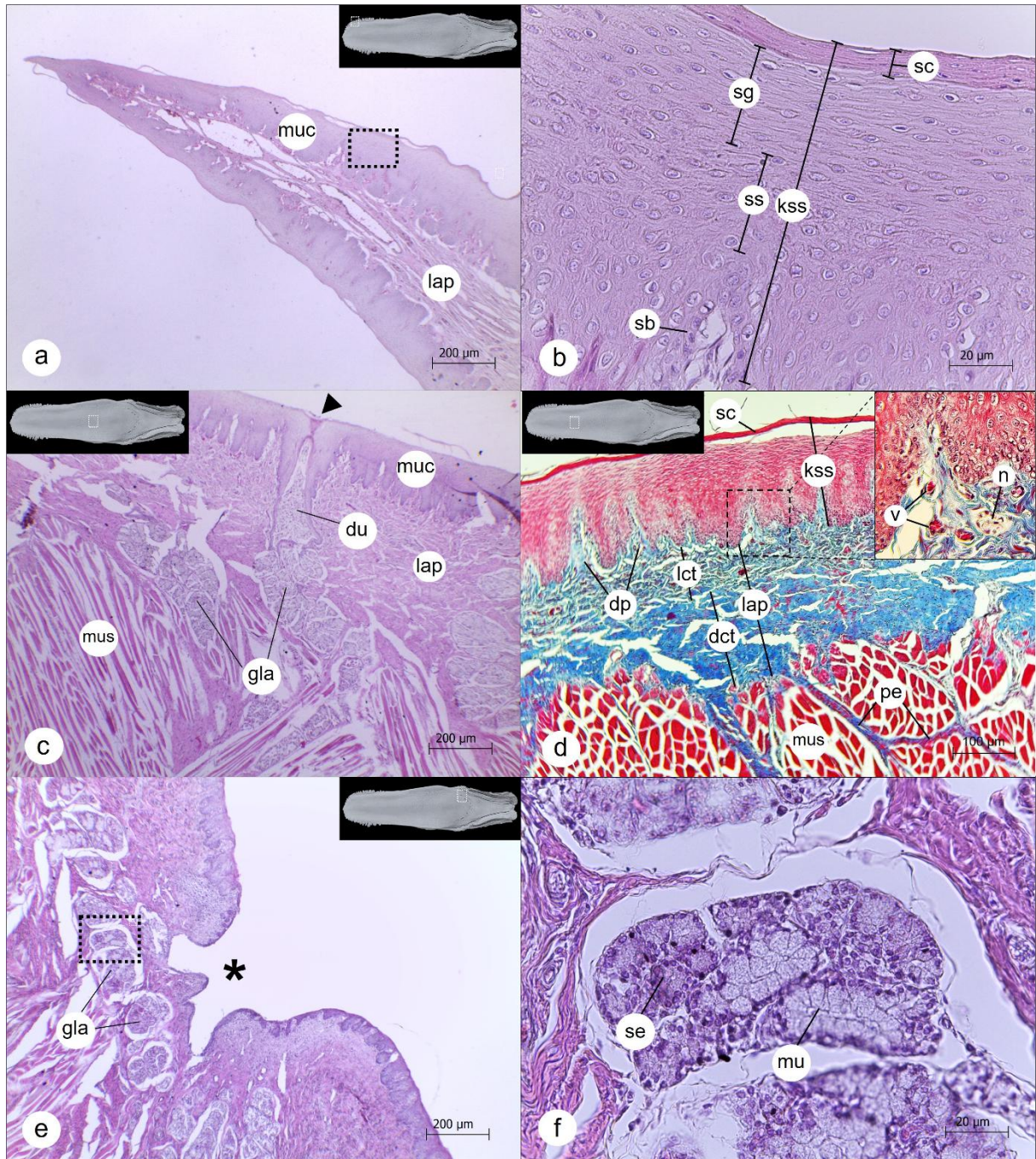


Figure 2. Light microscopy images of Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongues. (a) Marginal papillae present in the anterolateral lingual region, in longitudinal section (Bar: 200 µm). (b) Higher magnification of Figure 2a, detailing the marginal papilla mucosa epithelium layers (Bar: 20 µm). (c) Longitudinal section of the lingual body, depicting all layers. (Bar: 200 µm). (d) Longitudinal section of the lingual body, indicating connective tissue (loose and dense) and collagen fibers (Bar: 100 µm). (e) Longitudinal section of the lingual root, indicating the vallate papilla (asterisk) (Bar: 200 µm). (f) Detail of Figure 2e, indicating mixed lingual glands in the vallate papilla (Bar: 20 µm). Legend: mucosa (muc), lamina propria (lap), loose connective tissue (lct), dense connective tissue (dct), dermal papillae (dp), perimysium (pe),

muscular layer (mus), keratinizing stratified squamous epithelium (kss), stratum basale (sb), stratum spinosum (ss), stratum granulosum (sg), stratum corneum (sc), lingual glands (gla), serous lingual gland (se), mucous lingual gland (mu), lingual gland duct (du), gland duct opening (arrowhead), blood vessel (v), nerve (n). Stains: Hematoxylin and eosin (a,b,c,e,f); Masson's trichrome (d).

The lamina propria is composed of loose connective tissue, directly in contact with the lingual mucosa and dense connective tissue just below. The loose connective tissue forms numerous dermal papillae along the entire tongue length, extending into the epidermis and forming an irregular interface between these layers, while the dense connective tissue forms the covering of the muscle fibers. Collagen-type fibers were identified in the connective tissue by Masson's trichrome staining, with a greater predominance of these fibers in the dense connective tissue compared to loose connective tissue (Figure 2d). Compound tubuloacinar glands located in the lamina propria body and root regions contain serous and mucous cells. Serous cells are pyramidal, with well-defined boundaries and a basophilic cytoplasm, with spherical nuclei predominantly at the cell base. Mucous cells are also pyramidal, but with a visible lumen in the center, a voluminous cytoplasm and a flattened nucleus in the basal region. The ducts of these glands open on the lingual surface (Figures 2c, 2e, 2f). serous glands were positively stained with PAS, whereas mucous glands were positively stained with Alcian blue (Figure 3). The muscle layer, located just below the lamina propria, is composed of a striated skeletal muscle tissue, with transverse, longitudinal and oblique bundles. Blood vessels and nerves are observed both in the lamina propria and between the muscle fibers (Figures 2d).

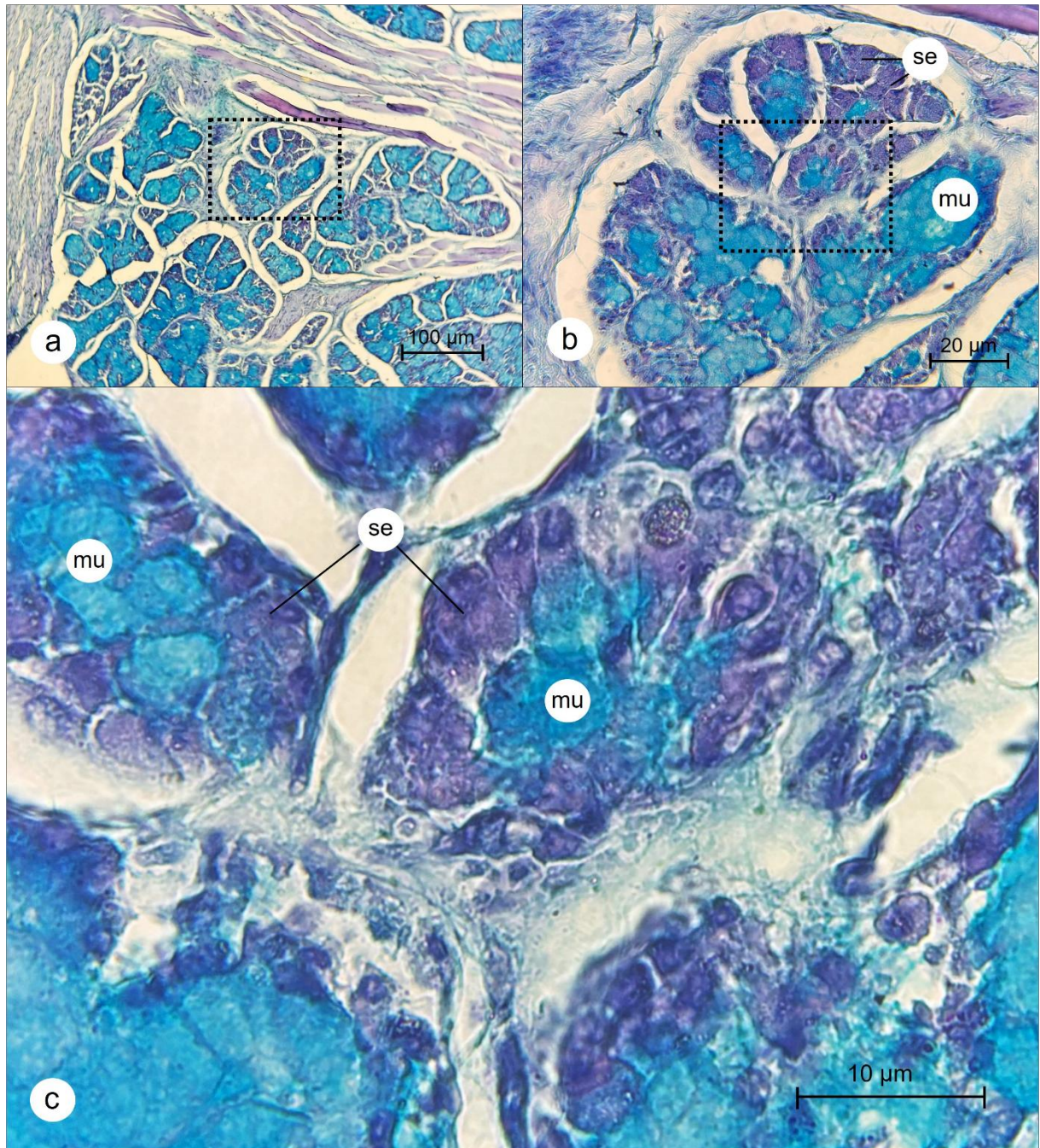


Figure 3. Histochemistry images of the mixed lingual glands of Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongues. (a) Compound tubuloacinar glands located on the lingual root (Bar: 100 μm). (b) Higher magnification of Figure 3a, showing a detail of a gland subunit (Bar: 20 μm). (c) Higher magnification of Figure 3b, showing the detail of the PAS-positive serous acini (se) and Alcian blue-positive mucous acini (mu) (Bar: 10 μm). Histochemical staining: Periodic acid-Schiff (PAS) and Alcian blue.

The SEM analysis revealed pentagonal or hexagonal disk-shaped keratinocytes containing keratin protrusions covering the entire tongue and marginal papillae surfaces

(Figures 4a, 4b). Marginal papillae, in dorsal view, exhibit rounded ends when analyzed by SEM, but when observed in longitudinal section under an optical microscope, display pointed ends. Small pores were observed distributed on the dorsal and dorsolateral surfaces of the lingual body and root regions, respectively, corresponding to the salivary gland ducts identified by optical microscopy (Figures 4c, 4d). Vallate papillae are ellipsoidal and composed of a central cavity formed by several small cavities, from which the lingual gland ducts of the root region emerge (Figures 4e, 4f).

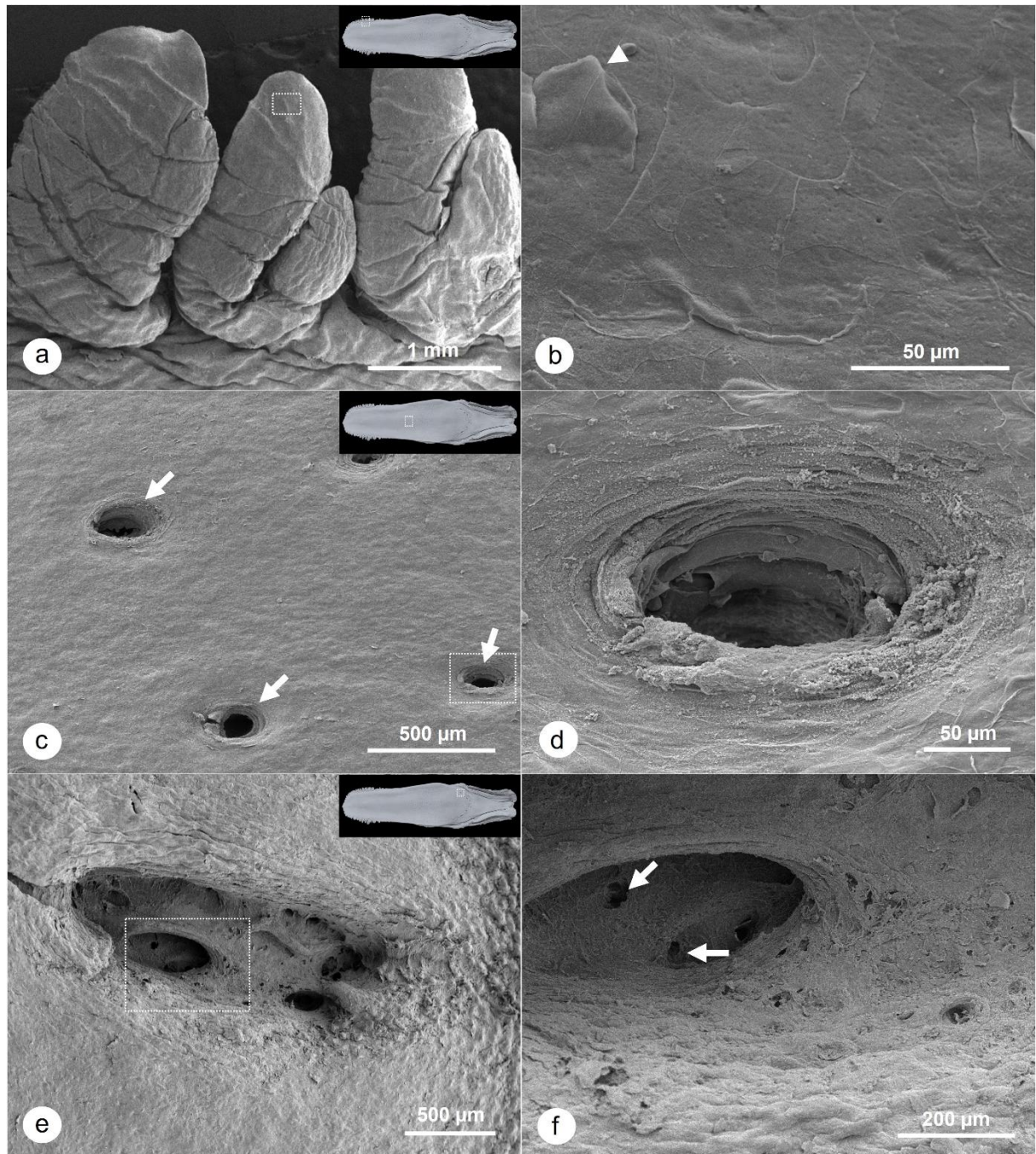


Figure 4. Scanning electron microscopy images of Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongues. (a) Marginal papillae located in the anterolateral region of the lingual apex. (b) Higher magnification of Figure 4a, indicating pentagonal or hexagonal disk-shaped keratinocytes and keratin protrusions (arrowhead). (c) Lingual gland openings in the middle lingual region. (d) Higher magnification of Figure 4c, detailing a lingual gland duct opening. (e) Vallate papilla located in the lingual root region. (f) Higher magnification of Figure 4e, detailing lingual gland duct cavities and openings (arrows).

DISCUSSION

The tongue morphology of marine mammals is closely associated with their specific feeding adaptations (Levin & Pfeiffer, 2002; Erdoğan et al., 2015; Kienle et al., 2015; Barboza & Larkin, 2020; Melo et al., 2022). For example, lingual taste buds allow animals to detect different flavors and taste prey (Yoshimura et al., 2002; Barboza & Larkin, 2020). In addition, the tongues of some whales and seals exhibit grooves and ridges that aid in holding and filtering food items, such as krill or small fish (Yoshimura et al., 2007; Kienle et al., 2015). The tongue of the California sea lion (*Zalophus californianus californianus*) and the southern fur seal (*Arctocephalus australis*), for example, contain filiform papillae, which are useful for holding slippery prey, such as fish and squid, more easily (Yoshimura et al., 2002; Erdoğan et al., 2015). The tongue of some odontocete species is smooth and devoid of taste buds, which may indicate an adaptation mainly to aid in swallowing, since these animals do not chew and swallow their prey whole through a suction process (Marshall & Pyenson, 2019; Werth et al., 2020; Werth & Crompton, 2023). Thus, tongue morphology comprises an important adaptation factor to the specific diets of each marine mammal species.

The keratinization noted on the Spinner dolphin lingual mucosa is a feature reported for all marine mammal groups, including cetaceans (Guimarães et al., 2011), pinnipeds (Yoshimura et al., 2002; Erdoğan et al., 2015) and sirenians (Levin & Pfeiffer, 2002; Barboza & Larkin, 2020; Melo et al., 2022). This keratinization is associated with the masticatory oral mucosa, which covers the dorsal part of the tongue, providing greater resistance against tissue damage during the chewing process (Oliveira et al., 2022). In Spinner dolphins, this adaptation may be directly associated to this species feeding strategy, which involves swallowing whole prey (Werth et al., 2020), providing additional protection against abrasion and friction.

Aquatic mammal assessments have identified four types of lingual papillae in manatees: filiform, lentiform, fungiform, and foliate (Yamasaki et al., 1980; Levin & Pfeiffer, 2002; Barboza & Larkin, 2020; Melo et al., 2022), while only three types of lingual papillae have been described in pinnipeds, such as filiform, fungiform, and vallate papillae in California sea lions (*Zalophus californianus californianus*) (Yoshimura et al., 2002). In contrast, most odontocetes present only two types of lingual papillae, marginal and vallate (Kastelein & Dubbeldam, 1990; Ferrando et al., 2010; Werth & Crompton, 2023), similar to the findings reported herein for the three investigated Spinner dolphin specimens.

Marginal papillae, which are observed along the anterolateral margin of the tongue, disappear after a certain period, since their presence is associated with animal aging (Kastelein

& Dubbeldam, 1990; Werth & Crompton, 2023). This type of papilla, observed in all three analyzed individuals was present in high amounts in the calf specimen, visibly larger compared to the papillae in the juvenile and adult specimens. According to Kastelein and Dubbeldam (1990), these papillae play a fundamental role during breastfeeding, helping in the development of a median groove that directs the mother's milk to the esophagus. It is possible that their arrangement does not form a groove *per se*, but that it still serves as a means of retaining breast milk during the breastfeeding process, forming a channel by promoting anterolateral tongue surface folding, as these papillae are basically arranged along the entire free portion of the tongue, corresponding to the apex region.

Vallate papillae in odontocete cetaceans are located on the dorsolateral surface of the lingual root, in a V-shaped arrangement, characterized by a series of linear concavities, lacking taste buds (Yamasaki et al., 1978; Kuznetzov, 1990; Pfeiffer et al., 2001; Shindo et al., 2008). This was also observed in the present study. In contrast, the morphostructural vallate papillae characteristics, such as shape and arrangement, of terrestrial mammals, such as rats, dogs, donkeys and buffaloes, vary significantly between species, presenting specificities associated with different feeding habits (Sharaby et al., 2014). Although the vallate papillae of cetaceans are not directly involved in flavor perception, an abundant presence of seromucous tubuloacinar glands associated with these structures has been noted (Yamasaki et al., 1978; Pfeiffer et al., 2001; Shindo et al., 2008; Ferrando et al., 2010; Werth & Crompton, 2023). The high amounts of these glands may be associated to an intensified mucus production, playing an important role in swallowing and protecting the tongue against friction and potential injuries, especially considering that these cetaceans swallow their prey whole, requiring greater protection and efficiency during the swallowing process (Ferrando et al., 2010).

In fact, no taste buds were detected in any of the Spinner dolphin specimens analyzed herein. However, previous research confirms the presence of taste buds in the vallate papillae only of other dolphin species, such as *Tursiops truncatus* neonates and juveniles (Kuznetzov, 1990), *Stenella coeruleoalba* juveniles (Yamasaki et al., 1978), and *Mesoplodon stejnegeri* calves (Shindo et al., 2008). On the other hand, histological analyses performed on adult specimens of several species, such as *S. coeruleoalba* (Yamasaki et al., 1978; Ferrando et al., 2010), *Tursiops truncatus* (Kuznetzov, 1990), *Globicephala melas* (Pfeiffer et al., 2001), *Grampus griseus*, *Z. cavirostris* (Ferrando et al., 2010) and *Mesoplodon stejnegeri* (Shindo et al., 2008), did not identify the presence of taste buds. The absence of these structures in adults, in contrast to their presence in neonates and juveniles, suggests possible regression throughout ontogenetic cetacean development, indicating that these structures play a more relevant

functional role during early life stages, associated with breastfeeding. Possibly, individuals learn which prey to consume through taste and gradually come to recognize them by appearance (Kastelein & Dubbeldam, 1990). These findings reinforce the hypothesis that taste may not be an essential sense in food selection during odontocete adulthood, gradually being replaced by other, more developed, sensory capabilities, such as echolocation (DeRuiter et al., 2009; Wright et al., 2021).

Glandular openings in the middle and posterior portions of Spinner dolphin tongues were observed. According to Ferrando et al. (2010), the amount and distribution of lingual glands may be related to the texture of the prey consumed by each species. Those authors report that cetaceans that feed on fish, such as *S. coeruleoalba*, whose prey has a rougher texture and is more difficult to swallow, present a higher number of saliva-secreting lingual glands. In contrast, species such as *G. griseus*, that feed on squid – a softer and easier-to-swallow prey – display a lower number of these glands. Since the species analyzed herein belongs to the same genus as *S. coeruleoalba* and exhibits similar morphological tongue features and feeding habits, our findings seem to support these hypotheses.

Acidic and neutral mucins secreted by the mucous and serous tubuloacinar lingual salivary glands, respectively, are abundant in the lamina propria of the Spinner dolphin's lingual mucosa and play important roles. These glycoproteins not only act as food lubricants, protecting the oral mucosa from mechanical abrasions, but also contribute to the defense of the gastrointestinal tract. These mucins are also associated with protective proteins secreted by the epithelium, either through direct molecular interactions or by providing an aqueous and viscous-elastic medium, which allows these proteins to perform their defensive functions (Som & Brandwein, 2011; Croix et al., 2011).

CONCLUSION

Spinner dolphin tongues are similar to that of most odontocetes, characterized by only two types of lingual papillae, presence of many lingual glands and the absence of taste buds. Despite this species dietary diversity, Spinner dolphin tongues are not morphologically adapted to perceive flavors. Their main function is to aid in swallowing whole prey, a process facilitated by the presence of mixed lingual glands. Although no taste buds were identified in this species, the possibility that these animals are capable of perceiving flavors cannot be completely ruled out, as taste mechanoreceptors with different structures than the classic button shape, which perform this function, may exist.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors would like to thank the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES, Financial Code 001), the Postgraduate Program in Animal Science (PPGCA-UFERSA), the Instituto Chico Mendes de Pesquisa and Biodiversity Conservation National Center for Research and Conservation of Aquatic Mammals of the (CMA/ICMBio), the Costa Branca Cetaceans Project at the Rio Grande do Norte State University (PCCB/UERN), and the Center for Environmental Studies and Monitoring (CEMAM).

CONFLICT OF INTEREST

The authors declare no potential conflicts of interest concerning the research, authorship, and publication of this article.

DATA AVAILABILITY STATEMENT

The data that support the findings of this study are available on request from the corresponding author. The data are not publicly available due to privacy or ethical restrictions.

REFERENCES

- Barboza, M. L., & Larkin, I. V. (2020). Functional morphology of the taste buds of Florida manatee, *Trichechus manatus latirostris*. *Marine Mammal Science*, 36, 939–952. <https://doi.org/10.1111/mms.12692>
- Behmer, O. A., Tolosa, E. M. C., & Freitas Neto, A. G. (1976). Manual de técnicas para histologia normal e patológica. São Paulo, SP: Editora da Universidade de São Paulo.
- Berta, A., & Lanzetti, A. (2020). Feeding in marine mammals: An integration of evolution and ecology through time. *Palaeontologia Electronica*, 23, a40. <https://doi.org/10.26879/951>

Braulik, G., & Reeves, R. (2018). *Stenella longirostris*. The IUCN Red List of Threatened Species 2018: e.T20733A156927622. <https://dx.doi.org/10.2305/IUCN.UK.2018-2.RLTS.T20733A156927622.en>. Accessed on 27 February 2025.

Croix, J. A., Carbonero, F., Nava, G. M., Russell, M., Greenberg, E., & Gaskins, H. R. (2011). On the relationship between sialomucin and sulfomucin expression and hydrogenotrophic microbes in the human colonic mucosa. *PLoS One*, 6, 1-8. <https://doi.org/10.1371/journal.pone.0024447>

DeRuiter, S. L., Bahr, A., Blanchet, M. A., Hansen, S. F., Kristensen, J. H., Madsen, P. T., Tyack, P. L., & Wahlberg, M. (2009). Acoustic behaviour of echolocating porpoises during prey capture. *Journal of Experimental Biology*, 212, 3100–3107. <https://doi.org/10.1242/jeb.030825>

Domit, C., Azevedo, A. F., Meirelles, A. C. O., Souza, D. A., Attademo, F. L. N., Silva, F. J. L., Tullio, J., Groch, K. R., Oliveira, L. R., Wedekin, L. L., Carrion, M., Cremer, M. J., Marcondes, M. C. C., Fruet, P., Oliveira, R. H. T., Botta, S., Silva, V. M. F., Gravena, W., & Luna, F. O. (2023). *Stenella longirostris* (Gray, 1828). Sistema de Avaliação do Risco de Extinção da Biodiversidade - SALVE. <https://doi.org/10.37002/salve.ficha.14520.2>

Druzisky, K. A., & Brainerd, E. L. (2001). Buccal oscillation and lung ventilation in a semi-aquatic turtle, *Platysternon megacephalum*. *Zoology*, 104, 143–152. <https://doi.org/10.1078/0944-2006-00015>

Erdoğan, S., Villar Arias, S. & Pérez, W. (2015). Morphology of the Lingual Surface of South American Fur Seal (*Arctocephalus australis*) and Sea Lion (*Otaria flavescens*). *Microscopy Research and Technique*, 78, 140–147. <https://doi.org/10.1002/jemt.22456>

Ferrando, T., Caresano, F., Ferrando, S., Gallus, L., Wurtz, M., & Tagliafierro, G. (2010). The tongue morphology and lingual gland histochemistry of Ligurian Sea odontocetes. *Marine Mammal Science*, 26, 588-601. <https://doi.org/10.1111/j.1748-7692.2010.00383.x>

Ferraz, R. S., Corrêa, L. A. D., Calvet, M. C. R., Santiago, P. M. M., Teófilo, T. S., Oliveira, R. E. M., Martins, A. L., Barreto, L. N., & Silva, M. M. L. (2023). Morphological tongue and

palate characterizations in *Trachemys adiutrix* (Vanzolini, 1995) turtles. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 52, 519–527. <https://doi.org/10.1111/ahe.12908>

Guimarães, J. P., Mari, R. B., Marigo, J., Rosas, F. C. W., & Watanabe, I. (2011). Light and Scanning Electron Microscopic Study of the Tongue in the Estuarine Dolphin (*Sotalia guianensis* van Bénédén, 1864). *Zoological Science*, 28, 617–622. <https://doi.org/10.2108/zsj.28.617>

Guo, B., Sun, Y., Wang, Y., Zhang, Y., Zheng, Y., Xu, S., Yang, G., Ren, W. (2024). Evolutionary genetics of pulmonary anatomical adaptations in deep-diving cetaceans. *BMC Genomics*, 25, 1–15. <https://doi.org/10.1186/s12864-024-10263-9>

International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature (2017). Hannover: World Association of Veterinary Anatomists.

International Committee on Veterinary Histological Nomenclature (2017). Hannover: World Association of Veterinary Anatomists.

Kastelein, R. A., & Dubbeldam, J. L. (1990). Marginal papillae on the tongue of the Harbour porpoise (*Phocoena phocoena*), Bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) and Commerson's dolphin (*Cephalorhynchus commersonii*). *Aquatic Mammals*, 15, 158–170.

Kienle, S. S., Ekdale, E. G., Reidenberg, J. S., & Deméré, T. A. (2015). Tongue and Hyoid Musculature and Functional Morphology of a Neonate Gray Whale (Cetacea, Mysticeti, *Eschrichtius robustus*). *The Anatomical Record*, 298, 660–674. <https://doi.org/10.1002/ar.23107>

Kuznetzov, V. B. (1990). Chemical Sense of Dolphins: Quasi-Olfaction. In: Thomas, J. A., & Kastelein, R.A. (eds). pp 481–503. *Sensory Abilities of Cetaceans*. Boston, MA: Springer. https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-1-4899-0858-2_34

Levin, M. J., & Pfeiffer, C. J. (2002). Gross and microscopic observations on the lingual structure of the Florida manatee *Trichechus manatus latirostris*. *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 31, 278–285. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0264.2002.00387.x>

Marshall, C. D., & Goldbogen, J. A. (2015). Feeding Behavior. In M. A. Castellini, & J.-A. Mellish (Eds.). (pp. 137–162). *Marine Mammal Physiology: Requisites for Ocean Living*. Raton: CRC Press.

Marshall, C. D., & Pyenson, N. D. (2019). Feeding in Aquatic Mammals: An Evolutionary and Functional Approach. In: Bels, V., & Whishaw, I. (eds). pp. 743–785. *Feeding in Vertebrates*. Boston, MA: Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-030-13739-7_19

Melo, L. I. S., Oliveira, R. E. M., Sousa, A. C. F. C., Oliveira, R. M., Lima, M. A., Fragoso, A. B. L., Silva, F. F. L., Attademo, F. L. N., Luna, F. O., Pereira, A. F., & Oliveira, M. F. (2024). Antillean manatee (*Trichechus manatus manatus* Linnaeus, 1758) Tongue Morphology and Adaptive Herbivorous Implications. *Microscopy and Microanalysis*, 30, 160-168. <https://doi.org/10.1093/micmic/ozad135>.

Oliveira, R. E. M., Attademo, F. L. N., Sousa, A. C. F. C., Magalhães, M. S., Oliveira, R. M., Moura, C. E. B., Silva, A. R., Pereira, A. F., Fragoso, A. B. L., Silva, F. J. L., & Oliveira, M. F. (2022). Oropharyngeal cavity floor morphology in *Eretmochelys imbricata* (Testudines: Cheloniidae) hatchlings and evolutionary implications. *The Anatomical Record*, 306, 343-353. <https://doi.org/10.1002/ar.25061>

Pfeiffer, D. C., Wang, A., Nicolas, J., & Pfeiffer, C. J. (2001). Lingual ultrastructure of the long-finned pilot whale (*Globicephala melas*). *Anatomia, Histologia, Embryologia*, 30, 359-65. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0264.2001.00352.x>

Santos, M. C. D. O. (2022). Orca é baleia ou golfinho? As perguntas mais comuns sobre os cetáceos finalmente respondidas. Ubatuba, SP: LABCMA.

Sharaby, A. A., Gendy, S. A., Alsafy, M. A., Nomir, A. G., & Wakisaka, S. (2014). Morphological variations of the vallate papillae in some mammalian species. *Anatomical Science International*, 89, 161-170. <https://doi.org/10.1007/s12565-013-0215-9>

Shindo, J., Yamada, T. K., Yoshimura, K., & Kageyama, I. (2008). Morphology of the tongue in a newborn Stejneger's beaked whale (*Mesoplodon stejnegeri*). *Okajimas Folia Anatomica Japonica*, 84, 121–124. <https://doi.org/10.2535/ofaj.84.121>

Silva, J. M. Jr., Silva, F. J. L., Sazima, C., & Sazima, I. (2007). Trophic relationships of the spinner dolphin at Fernando de Noronha Archipelago, SW Atlantic. *Scientia Marina*, 71, 505–511. <https://doi.org/10.3989/scimar.2007.71n3505>

Som, P., & Brandwein-Gensler, M. (2011). Anatomy and pathology of the salivary glands. In *Head and Neck Imaging*. Som, P. & Curtin, H. St. Louis, USA: Elsevier.

Tolosa, E. M. C., Rodrigues, C. J., Behmer, O. A., & Freitas Neto, A. G. (2003). Manual de Técnicas para Histologia Normal e Patológica. Barueri, SP: Manole.

Werth, A. (2000). A kinematic study of suction feeding and associated behavior in the long-finned pilot whale, *Globicephala melas* (Traill). *Marine Mammal Science*, 16, 299–314. <https://doi.org/10.1111/j.1748-7692.2000.tb00926.x>

Werth, A. J. (2004). Functional Morphology of the Sperm Whale (*Physeter macrocephalus*) Tongue, with Reference to Suction Feeding. *Aquatic Mammals*, 30, 405–418. <https://doi.org/10.1578/AM.30.3.2004.405>

Werth, A. J., Crompton, A. W. (2023). Cetacean tongue mobility and function: A comparative review. *Journal of Anatomy*, 243, 343–373. <https://doi.org/10.1111/joa.13876>

Werth, A. J., Loch, C., & Fordyce, R. E. (2020) Enamel microstructure in Cetacea: a case study in Evolutionary loss of complexity. *Journal of Mammalian Evolution*, 27, 789–805. <https://doi.org/10.1007/s10914-019-09484-7>

Wright, B. M., Deecke, V. B., Ellis, G. M., Trites, A. W., & Ford, J. K. B. (2021). Behavioral context of echolocation and prey-handling sounds produced by killer whales (*Orcinus orca*) during pursuit and capture of Pacific salmon (*Oncorhynchus* spp.). *Marine Mammal Science*, 37, 1428–1453. <https://doi.org/10.1111/mms.12836>

Yamasaki, F., Komatsu, S., & Kamiya, T. (1978). Taste buds in the pits at the posterior dorsum of the tongue of *Stenella coeruleoalba*. *The Scientific Reports of the Whales Research institute*, 30, 285-290. <https://www.icrwhale.org/pdf/SC030285-290.pdf>

Yamasaki, F., Komatsu, S., & Kamiya, T. (1980). A comparative morphological study on the tongues of manatee and dugong (Sirenia). *The Scientific Reports of the Whales Research institute*, 32, 127-144. <https://www.icrwhale.org/pdf/SC032127-144.pdf>

Yoshimura, K., Shindo, J., Miyawaki, Y., Kobayashi, K., & Kageyama, I. (2007). Scanning electron microscopic study on the tongue and lingual papillae of the adult Spotted seal, *Phoca largha*. *Okajimas Folia Anatomica Japonica*, 84, 83-97. <https://doi.org/10.2535/ofaj.84.83>

Yoshimura, K., Shindoh, J., & Kobayashi, K. (2002). Scanning electron microscopy study of the tongue and lingual papillae of the california sea lion (*Zalophus californianus californianus*). *The Anatomical Record*, 267, 146–153. <https://doi.org/10.1002/ar.10093>

CAPÍTULO 3 - LINGUAL SURFACE MORPHOLOGY IN DELPHINIDS: STRUCTURAL ADAPTATIONS TO FEEDING STRATEGIES

ARTIGO EXPERIMENTAL

ARTIGO SUBMETIDO NA REVISTA: MICROSCOPY AND MICROANALYSIS

QUALIS: Quadriênio 2017-2020: A2

FATOR DE IMPACTO (2024): 3.0

Abstract

Tongue morphology in cetaceans may reflect functional adaptations related to different feeding strategies. In this context, this study compared the lingual surface morphology of four delphinids (*Globicephala macrorhynchus*, *Grampus griseus*, *Stenella clymene* and *Stenella longirostris*) that exhibit different feeding strategies. Macroscopic dissections, light microscopy analyses, histochemistry and scanning electron microscopy (SEM) were performed on four tongues, one from each species. Macroscopically, thicker and rounder tongues were observed in suction-feeder species (*G. macrorhynchus* and *G. griseus*), while thin and elongated tongues were characteristic of raptorial prehension-feeders (*S. clymene* and *S. longirostris*). Microscopically, all tongues presented a mucosa with keratinized stratified squamous epithelium, lingual glands with different distributions in the lamina propria and a well-developed muscular layer. Marginal and vallate papillae varied in number and shape, with the latter arranged in a V-shaped pattern on the tongue root. Histochemistry analyses revealed the presence of serous and mucous cells with different compositions, while SEM assessments indicated surface structures compatible with keratinocytes and glandular pores. The findings suggest that the morphological differences observed herein are associated with specific feeding strategies, evidencing functional tongue adaptations to different feeding habitat behaviors.

Keywords: Anatomy. Cetaceans. Histochemistry. histology. lingual papillae.

INTRODUCTION

Delphinids are a family of odontocete cetaceans (Jefferson & LeDuc, 2018), recognized for their high cognitive abilities, social behavior, and complex communication systems (Kuczaj et al., 2009). This family is the most diverse among cetaceans, comprising over 38 species (Committee on Taxonomy, 2024). Members of this family exhibit a range of feeding strategies, including cooperative hunting and the use of echolocation to detect prey, and inhabit diverse marine environments, from shallow coastal waters to deep pelagic zones (Heithaus & Dill, 2009).

Understanding the morphological characteristics of the digestive tract of aquatic mammals is essential to assess how species interact with their habitat (Pinheiro et al., 2024). In this context, tongue morphology has been noted as a relevant field to investigate the adaptations of these animals to the aquatic environment (Guimarães et al., 2011; Kienle et al., 2015; Barboza & Larkin, 2020; Melo et al., 2024). Previous studies have described lingual morphology in pinnipeds (Yoshimura et al., 2002; Erdoğan et al., 2015), sirenians (Levin & Pfeiffer, 2002; Barboza & Larkin, 2020; Melo et al., 2024) and several cetacean species (Ferrando et al., 2010; Guimarães et al., 2011; Watanabe et al., 2024), highlighting structural variations associated with specific feeding habits and environmental conditions.

The morphology of the oropharyngeal cavity in cetaceans, including the tongue, reflects the diversity of their foraging strategies, such as raptorial biting, suction feeding, and filter feeding (Werth, 2000; Marshall & Goldbogen, 2015; Berta & Lanzetti, 2020). In delphinids, these strategies are mainly categorized as raptorial prehension, in which prey is actively captured with the teeth (Ferrando et al., 2010), and suction feeding, where the tongue plays an essential role in creating negative pressure for food ingestion (Werth, 2000; Ferrando et al., 2010). In this context, this study aimed to describe and compare the morphology of the lingual surface in four delphinid species with different feeding strategies, namely the short-finned Pilot whale (*Globicephala macrorhynchus*) and Risso's dolphin (*Grampus griseus*), both suction-feeders, and the Clymene dolphin (*Stenella clymene*) and Spinner dolphin (*Stenella longirostris*), both raptorial prehension-feeders, investigating potential structural adaptations associated with different feeding strategies.

MATERIAL AND METHODS

Delphinid specimens

The tongues of *G. macrorhynchus*, *G. griseus*, *S. clymene* and *S. longirostris* individuals were analyzed herein, comprising one specimen from each species. The animals were obtained during the rescue operations of stranded and dead cetaceans, sampled by the Center for Environmental Studies and Monitoring (CEMAM) (SISBIO no. 74019-6), in collaboration with the Costa Branca Cetaceans Project, of the State University of Rio Grande do Norte (PCCB-UERN) (SISBIO no. 13694-15), in Brazil. The samplings took place on the coast of the state of Rio Grande do Norte, in the Northeastern region of the country (Table 1).

Table 1. Sex, age, size, feeding strategies and stranding data of the four dolphin species analyzed herein concerning morphological tongue descriptions.

Species	Sex	Age range	Straight length (cm)	Feeding strategy	Stranding location and date
<i>Globicephala macrorhynchus</i>	Male	Juvenile	157	Suction	Zumbi Beach-Rio do Fogo-RN -5.241944 e -35.402027 15/01/2019
<i>Grampus griseus</i>	Male	Juvenile	136	Suction	Cajarana Beach -São Bento do Norte-RN -5.061944 -35.9023611 10/04/2019
<i>Stenella clymene</i>	Female	Adult	199	Raptorial prehension	Artistas Beach -Natal-RN -5.7811582 -35.19283 22/07/2019
<i>Stenella longirostris</i>	Male	Adult	190	Raptorial prehension	Gameleira Beach-Touros-RN -5.241944 e -35.402027 28/08/2019

Necropsies were performed at the Museum of Morphological Sciences of the Federal University of Rio Grande do Norte (UFRN). After tongue collection during the necropsy process, the samples were sent to the Applied Animal Morphophysiology Laboratory

(LABMORFA/UFERSA), for processing and morphological assessments employing macroscopical and microscopical techniques.

Macroscopical analyses

Macroscopic tongue descriptions were performed during the necropsy examinations, in which the tongues were analyzed and described in terms of shape and biometrics. Photographic documentation was obtained using a Canon T6 camera, and fragments of each tongue were collected and processed for microscopic analyses. The results were described based on the Veterinary Anatomical Nomenclature of the International Committee (2017) and compared with studies performed on cetaceans and other aquatic mammals.

Light microscopy analyses

Samples were histologically prepared for light microscopy analyses according to Tolosa et al. (2003). Sections measuring 5 μm in thickness were obtained using a LEICA RM 2125 RT® microtome, adhered to glass slides and left in an oven at 60 °C for up to six hours. The slides were then stained with hematoxylin and eosin for histological evaluations, analyzed using a LEICA DM 500 HD light microscope coupled to a LEICA ICC50W camera. Images were obtained using LAS EZ Ink software. Histological naming followed by the International Committee on Veterinary Histological Nomenclature (2017).

Histochemistry analyses

The prepared tissue sections were also stained with Periodic Acid-Schiff (PAS) and Alcian blue (AB) to identify neutral and acidic mucins, respectively (Behmer et al., 1976).

Scanning Electron Microscopy (SEM) analyses

For this technique, tongue samples fixed in 2.5% glutaraldehyde buffered with 0.1 mol L⁻¹ sodium phosphate at pH 7.4 at 4°C, washed three times in 0.1 mol L⁻¹ sodium phosphate buffer at pH 7.4 for 10 minutes and post-fixed in 2% osmium tetroxide buffered with 0.1 mol L⁻¹ sodium phosphate at pH 7.4 for 1h and 20 min in an oven. They were then treated with 20% HCl at 60 °C for 20 min and washed again three times with the buffer and twice in distilled

water to remove surface mucus (Oliveira et al., 2022a), and dehydrated in an increasing ethanol series (15%, 25%, 30%, 50%, 70%, 90%), once for 5 min at each concentration, and finally, at 100%, three times for 10 min each. The material was then dried using a critical point apparatus (Quorum K 850) using carbon dioxide (CO₂) and mounted on a stub sample point holder (PELCO TabsTM, Ted Pella, Inc., Redding, CA, USA) for gold metallization by sputtering (Q150R ES, Quorum Technologies Ltd., Laughton, East Sussex, UK). Images were captured with a secondary electron detector in the SEM apparatus (TESCAN VEJA 3 LMU, Tescan, Czech Republic) operating with a 10kV electron beam.

RESULTS

The tongues of the four delphinid species varied in shape, with more pronounced differences between species that adopt different feeding strategies. The two suction-feeders (*G. macrorhynchus* and *G. griseus*) have thicker tongues with rounded edges, while the Raptorial prehension-feeders (*S. clymene* and *S. longirostris*) exhibit thinner and more elongated tongues (Fig. 1).

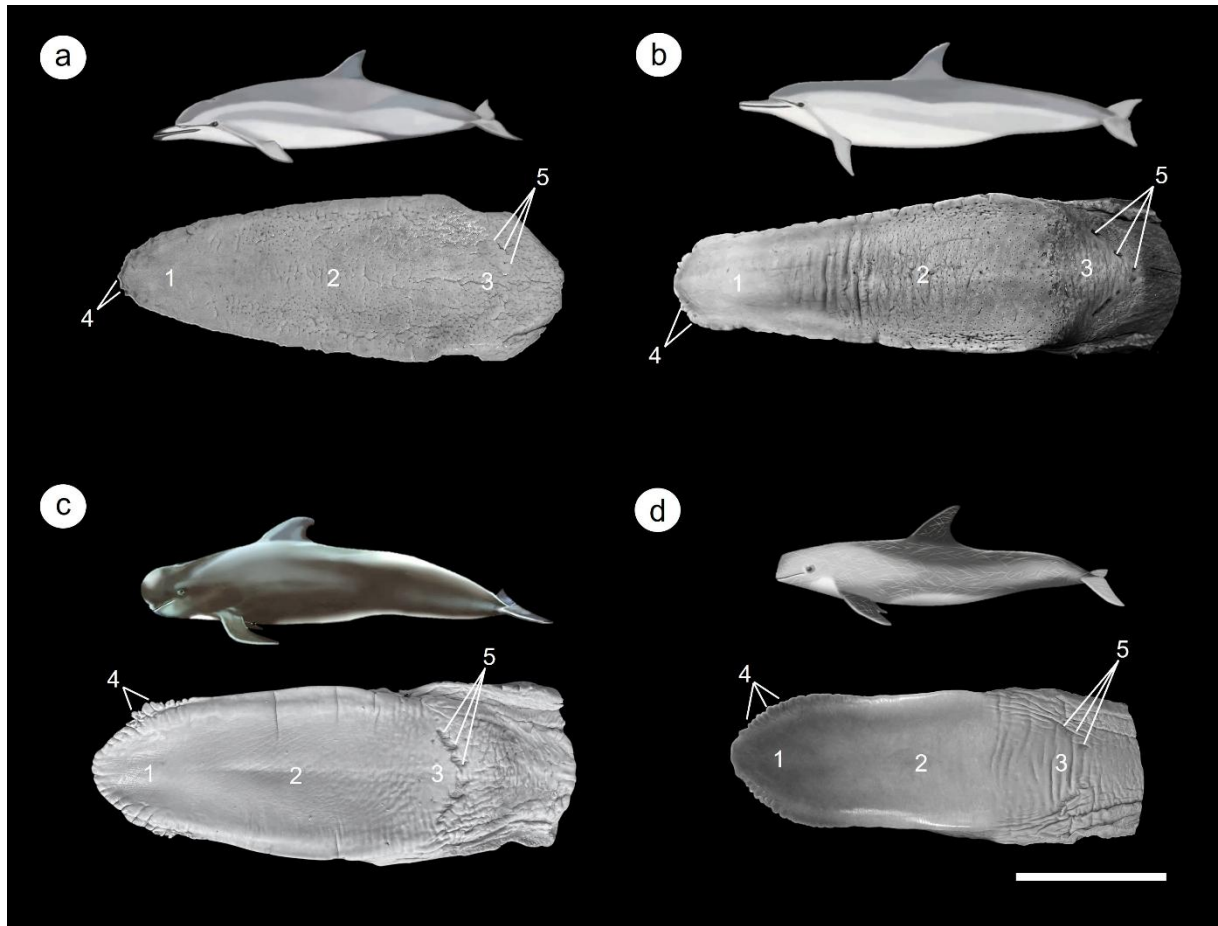


Figure 1. Macroscopy assessment of the tongue of four delphinid species. (a) Dorsal view of the tongue surface of *Stenella clymene*. (b) Dorsal view of the tongue surface of *Stenella longirostris*. (c) Dorsal view of the tongue surface of *Globicephala macrorhynchus*. (d) Dorsal view of the tongue surface of *Grampus griseus*. Legend: apex (1); body (2); root (3); marginal papillae (4); vallate papillae (5). Bar: 5.0 cm.

All species exhibit tongues with a dorsal surface divided into three regions, the apex, body and root. The apex is the most mobile portion, the body is the central portion in contact with the palate, and the root is the most caudal portion of the tongue, inserted into the mandible and the hyoid bone. The tongue measurements of each species are detailed in Table 2. The anterolateral region of the tongue is characterized by the presence of marginal papillae with varying shapes and lengths between species. In adults, these papillae are rudimentary and fewer in number. The caudal region exhibits a series of linear concavities, called vallate papillae, organized in a V pattern in all species. The entire tongue surfaces are smooth, containing small pores distributed dorsally in the body and root regions in *S. clymene* and *S. longirostris* and restricted exclusively to the root region in *G. macrorhynchus* and *G. griseus* (Fig. 1).

Table 2. Tongue morphometry of the four dolphin species analyzed herein.

Species	Sex	Age range	Straight length (cm)	Apex length (cm)	Body length (cm)	Root length (cm)
<i>Globicephala macrorhynchus</i>	Male	Juvenile	15.8	4.8	6	5.2
<i>Grampus griseus</i>	Male	Juvenile	13.6	2.1	5.2	4.5
<i>Stenella clymene</i>	Female	Adult	15.9	3.9	4.1	4.2
<i>Stenella longirostris</i>	Male	Adult	17	3.4	4	4.6

Microscopically, the tongues of the four species are formed by three distinct layers, represented by the mucosa, lamina propria and muscular layer (Fig. 2a). The mucosa is lined by keratinized stratified squamous epithelium covering the entire dorsal and lateral tongue surface. The epithelium presents four types of cellular strata, the stratum basale, stratum spinosum, stratum granulosum and stratum corneum. The stratum basale, in direct contact with the basal lamina, is composed of cylindrical or cuboidal cells with large, spherical nuclei. The cells of the stratum spinosum are polygonal or slightly flattened as they distance themselves from the stratum basale, containing large, spherical nuclei. Cells in the stratum granulosum are flatter and more elongated and contain keratohyalin granules in their cytoplasm. The nuclei of these cells are fusiform and relatively smaller compared to those of the other cells. Cells are flattened and anucleated in the stratum corneum (Fig. 2b).

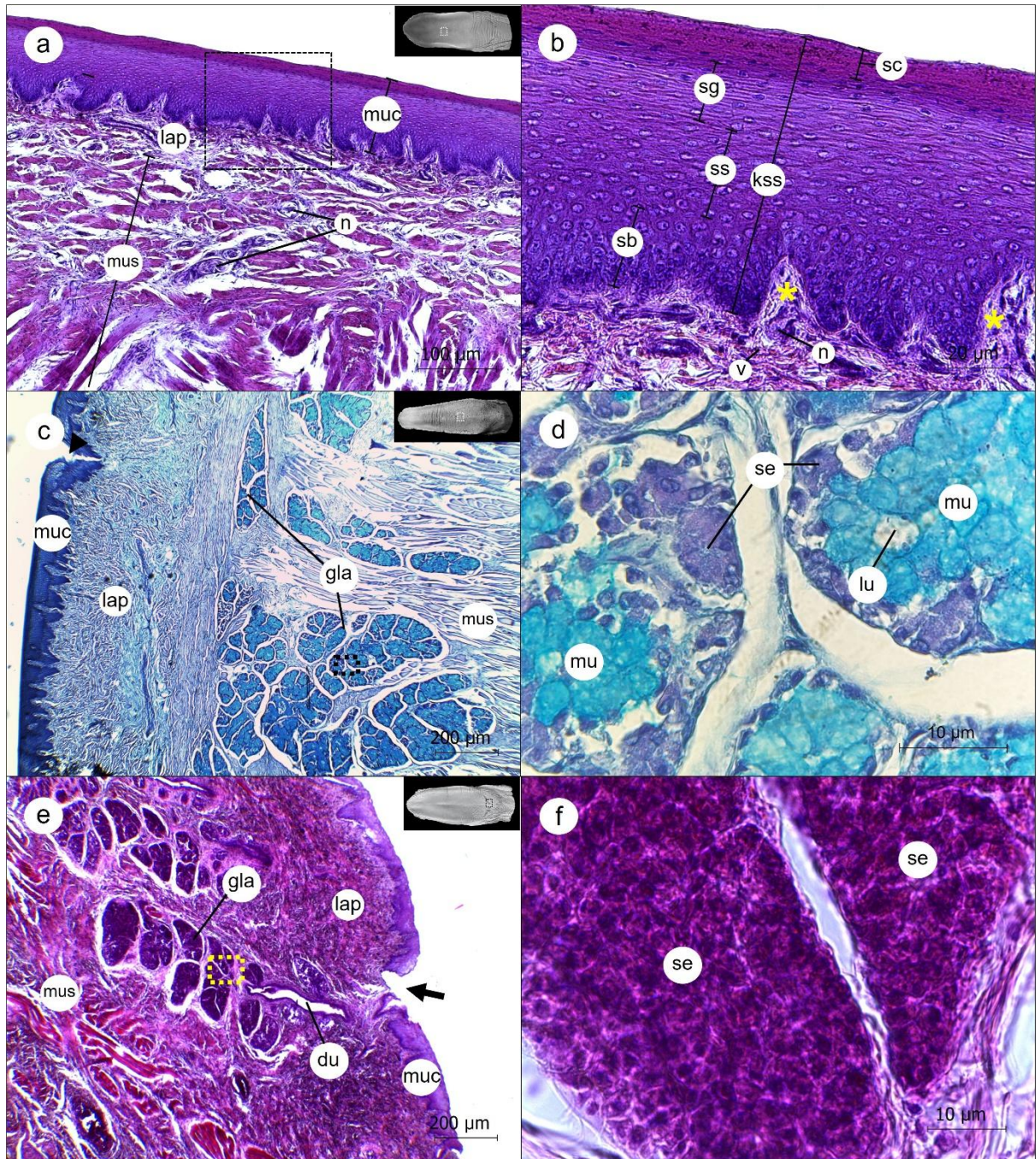


Figure 2. Light microscopy and histochemistry of the tongues of the four dolphin species analyzed herein. (a) Histological layers of the tongue of *Grampus griseus*. (Bar: 100 µm). (b) Higher magnification of Figure 2a, showing the details of the layers of the mucosal epithelium. (Bar: 20 µm). (c) Longitudinal section of the body region of the tongue of *Stenella longirostris*, showing the histochemical reactions of the compound tubuloacinar lingual glands. (Bar: 200 µm). (d) Detail of Figure 2c, showing the serous and mucous acini of the lingual gland. (Bar: 10 µm). (e) Longitudinal section of the root region of the tongue of *Globicephala macrorhynchus*, showing the serous tubuloacinar lingual gland opening its ducts into the vallate papilla. (Bar: 200 µm). (f) Detail of figure 2e, where the serous acini can be observed. (Bar: 10

µm). Legend: mucosa (muc), lamina propria (lap), dermal papillae (asterisks), muscular layer (mus), keratinized stratified squamous epithelium (kss), stratum basale (sb), stratum spinosum (ss), stratum granulosum (sg), stratum corneum (sc), lingual glands (gla), serous acini (se), mucous acini (mu), lumen of the mucous glands (lu), lingual gland duct (du), gland duct opening (arrowhead), vallate papilla (arrow), blood vessel (v), nerve (n). Stainings: Hematoxylin and eosin (a,b,e,f); Periodic acid-Schiff and Alcian blue (c,d).

The marginal papillae of all analyzed tongues are composed of the same epithelium as the lingual mucosa and the lamina propria. The vallate papillae presented depressions containing multiple pores of the lingual glands located in the lamina propria and in the muscle layer (Fig. 2e). No taste buds were identified in the analyzed papillae.

The lamina propria of the tongues of all four species consist of loose connective tissue forming numerous dermal papillae along the entire length of the tongue, which invaginate into the epidermis and form an irregular interface between these two layers (Fig. 2b). Compound tubuloacinar glands were observed in the body and root regions of the tongue lamina propria in *S. clymene* and *S. longirostris*. These glands contain serous cells forming semi-moons and mucous cells grouped in tubular arrangements (Figs. 2c and 2d). In *G. griseus*, these glands are restricted to the tongue root region, while only serous tubuloacinar glands were identified in *G. macrorhynchus*, also limited to the root (Figs. 2e and 2f). The serous cells are pyramidal with well-defined boundaries delimiting the basophilic cytoplasm, which contains predominantly basal spherical nuclei. The mucous cells are also pyramidal but exhibit a visible central lumen. The cytoplasm is voluminous, and the flattened nucleus is located in the basal region. The ducts of these glands open on the lingual surface. It is important to note that serous cells were positively stained with PAS, while mucous cells were positively stained with Alcian blue (Table 3) (Figs. 2c and 2d).

Table 3. Histochemistry results of the lingual glands of the four dolphin species analyzed herein using Periodic Acid-Schiff (PAS) and Alcian blue (AB).

Species	Mucous glands		Serous glands	
	PAS	AB	PAS	AB
<i>Globicephala macrorhynchus</i>	*	*	Positive	Negative
<i>Grampus griseus</i>	Negative	Positive	Positive	Negative
<i>Stenella clymene</i>	Negative	Positive	Positive	Negative

<i>Stenella longirostris</i>	Negative	Positive	Positive	Negative
* Absence of mucous glands				

The muscle layer is supported by the lamina propria and is composed of striated skeletal muscle tissue represented by transverse, longitudinal and oblique bundles. Blood vessels and nerves are noted in the lamina propria and between the muscle fibers (Figs. 2a, 2b, 2c and 2e).

The SEM analyses indicated that the marginal papillae, in dorsal view, exhibit rounded ends (Fig. 3a). Pentagon- or hexagonal-shaped keratinocytes containing keratin protrusions cover the entire surface of the tongue and marginal papillae (Fig. 3b). Small pores are distributed on the dorsal and dorsolateral surfaces, respectively the body and root regions of *S. clymene* and *S. longirostris*, corresponding to the duct openings of the lingual glands identified by the light microscopy technique. In *G. griseus* and *G. macrorhynchus*, these pores are restricted to the root region (Figs. 3c, 3d, and 4). The vallate papillae are ellipsoidal and consist of a central cavity formed by small depressions, from which lingual gland ducts emerge, visible as pores. These glands are located specifically in tongue root region (Figs. 3e and 3f).

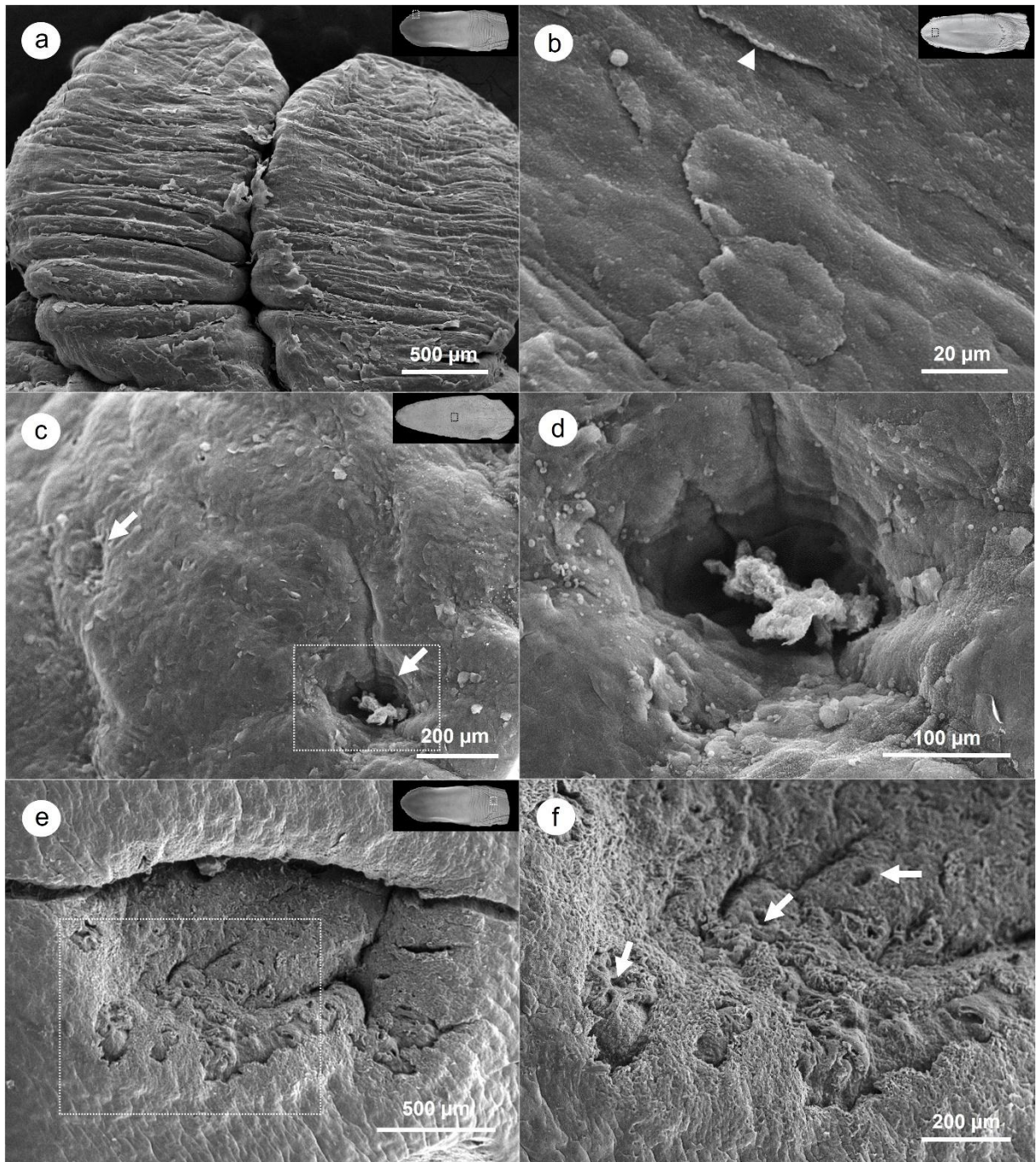


Figure 3. Scanning electron microscopy of the tongue of the four dolphin species analyzed herein. (a) Marginal papillae located in the right anterolateral tongue apex region in *Grampus griseus*. (b) Pentagon- or hexagon-shaped keratinocytes and keratin protrusions (arrowheads) in the tongue apex region in *Globicephala macrorhynchus*. (c) Pore-shaped lingual gland openings in the medial tongue region (arrows) in *Stenella clymene*. (d) Higher magnification of Figure 3c, detailing the lingual gland duct opening. (e) Vallate papilla located in the tongue root region in *Grampus griseus*. (f) Higher magnification of Figure 3e, detailing the lingual gland duct opening (arrows).

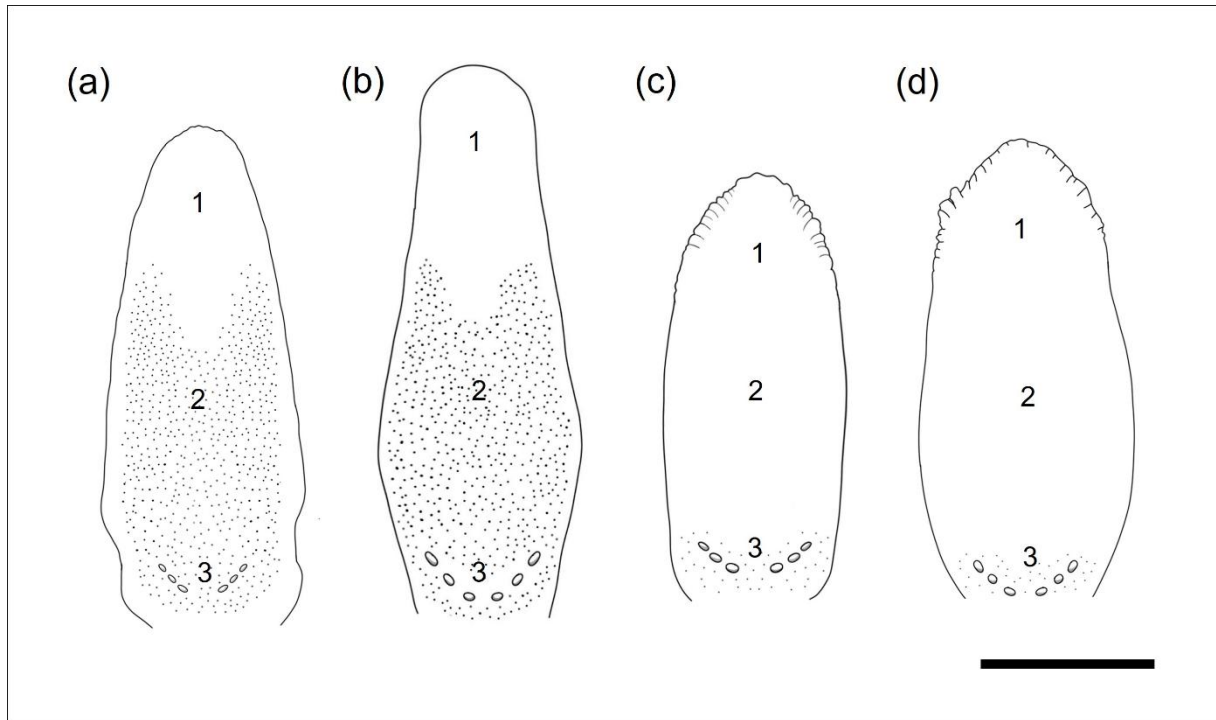


Figure 4. Schematic illustration of the tongues of the four dolphin species analyzed herein, indicating the pore (opening) distributions in the lingual gland ducts. (a) and (b) correspond to *Stenella clymene* and *Stenella longirostris*, respectively, in which the pores are distributed on the tongue body and root regions. (c) and (d) correspond to *Globicephala macrorhynchus* and *Grampus griseus*, respectively, in which pores are restricted to the tongue root region. Legend: apex (1); body (2); root (3). Bar: 5.0 cm.

DISCUSSION

The tongue morphology of marine mammals is closely associated with their feeding adaptations (Levin & Pfeiffer, 2002; Erdoğan et al., 2015; Kienle et al., 2015; Barboza & Larkin, 2020; Melo et al., 2024). The keratinization of the tongue mucosa of the four dolphin species analyzed herein is, thus, an adaptive characteristic been reported in all marine mammal taxa, such as pinnipeds (Yoshimura et al., 2002; Yoshimura et al., 2007; Erdoğan et al., 2015), sirenians (Yamasaki et al., 1980; Levin & Pfeiffer, 2002; Barboza & Larkin, 2020; Melo et al., 2024), and other odontocete species (Ferrando et al., 2010; Guimarães et al., 2011). This keratinization is associated with the masticatory oral mucosa, which covers the dorsal part of the tongue, providing greater resistance against tissue damage during the chewing process (Oliveira et al., 2022b). In delphinids, this adaptation may be directly associated to their feeding

strategy, which involves swallowing whole prey (Werth et al., 2020), providing additional protection against abrasion and friction.

Most odontocetes present only two types of lingual papillae, marginal and vallate (Kastelein & Dubbeldam, 1990; Ferrando et al., 2010; Werth & Crompton, 2023). Marginal papillae, located along the anterolateral tongue margin, tend to disappear over time, associated with aging (Kastelein & Dubbeldam, 1990; Werth & Crompton, 2023). These papillae were observed in all four species in the present study, being particularly abundant in juveniles (*G. macrorhynchus* and *G. griseus*). Furthermore, the marginal papillae in juveniles were visibly larger compared to adult species (*S. clymene* and *S. longirostris*), also suggesting an association with age. This has been also postulated for other delphinid species, such as the harbour porpoise (*Phocoena phocoena*) and the bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) (Kastelein & Dubbeldam, 1990). In that study, marginal papillae were observed on the tongue of a one-month-old, still-suckling *Phocoena phocoena* calf, which were reduced in size in adults and completely absent in a very old individual. Similarly, a 2-week-old *Tursiops truncatus* calf exhibited larger papillae compared to a 14-year-old animal, with papillae present up to approximately 13 years of age. By 16 years, the papillae had disappeared, and individuals older than 28 had none remaining. The authors also noted that the irregular shape of the papillae in older animals appeared to support the hypothesis that their disappearance results from wear caused by swallowing prey throughout their lifetimes. A dual function of the papillae was proposed, namely, to prevent milk from seeping out of the buccal cavity during suckling, and later to aid in feeding in a fully aquatic environment by acting as a barrier between the surrounding water and the oral cavity during prey ingestion. In another assessment, more evident marginal papillae were noted in young Franciscana dolphins (*Pontoporia blainvillei*) specimens compared to adults (Yamasaki et al., 1976), further corroborating age differences for this anatomical structure.

In general, the vallate papillae in odontocete cetaceans are located on the dorsolateral surface of the tongue root, presenting a V-shaped arrangement and characterized by a series of linear concavities, usually without the presence of taste buds (Yamasaki et al., 1978; Kuznetsov, 1990; Pfeiffer et al., 2001; Shindo et al., 2008). This same pattern was observed in the specimens analyzed herein. Although the vallate papillae of cetaceans are not directly involved in taste perception, an abundant presence of associated compound tubuloacinar glands is observed in most cetacean species (Yamasaki et al., 1978; Pfeiffer et al., 2001; Shindo et al., 2008; Ferrando et al., 2010; Werth & Crompton, 2023). In contrast, only *G. macrorhynchus* presented serous tubuloacinar glands restricted exclusively to this region. The V-shaped

arrangement of the vallate papillae suggests a phylogenetic relationship between mammals, considering that this anatomical pattern is recurrent among different species (Iwasaki, 2002; Iwasaki et al., 2019).

No taste buds were observed in any of the tongues of the analyzed species, similar to histological analyses performed on adults of several species, such as *S. coeruleoalba* (Yamasaki et al., 1978; Ferrando et al., 2010), *Tursiops truncatus* (Kuznetsov, 1990; Ferrando et al., 2010), *Globicephala melas* (Pfeiffer et al., 2001), *Grampus griseus*, *Ziphius cavirostris* (Ferrando et al., 2010) and *Mesoplodon stejnegeri* (Shindo et al., 2008). On the other hand, these structures have been confirmed in both neonate and juvenile *Tursiops truncatus* (Kuznetsov, 1990) and *Stenella coeruleoalba* (Yamasaki et al., 1978) and in *Mesoplodon stejnegeri* calves (Shindo et al., 2008) associated with the vallate papillae, as well as in Burmeister's porpoise (*Phocoena spinipinnis*) although, in this case, they were specifically reported as vestigial (Loza et al., 2024). The absence of these structures in adults, in contrast to their presence in neonates and juveniles, suggests regression throughout cetacean ontogenetic development, indicating that these structures play a more relevant functional role in early life stages. Furthermore, the absence of taste buds in odontocetes may indicate that taste does not represent an essential sense in food selection during adulthood, being gradually replaced by other sensory capabilities, such as echolocation (DeRuiter et al., 2009; Wright et al., 2021).

The relationship between lingual gland distribution and prey texture, as suggested by Ferrando et al. (2010), may contribute to the interpretation of our findings. Those authors observed that cetaceans that feed on fish, which are rougher in texture and more difficult to swallow than squid, for example, have a greater number of saliva-secreting lingual glands, while species that consume squid, which are softer and easier to ingest, have a smaller number of these glands. Similarly, our results indicated a greater number of glandular openings in the body and root portions of the tongue in *S. clymene* and *S. longirostris*, species that feed predominantly on fish through the raptorial feeding strategy, when compared to *G. macrorhynchus* and *G. griseus*, teutophagous species that feed preferentially on squid, in which the glands were observed only in the region of the root of the tongue. These findings suggest that the distribution of lingual glands may be associated with the need for lubrication during ingestion, reinforcing the influence of prey texture on the morphology and physiology of the tongue of delphinids.

Overfishing, climate-driven changes such ocean warming or acidification, pollution and other anthropogenic pressures, such as coastal development and trawling, among others have resulted in prey size and composition changes worldwide (Weiss et al., 1999; Bearzi et al.,

2006; Thompson et al., 2023; Queiros et al., 2024). This may lead to disruptions in the feeding efficiency of morpho-functionally adapted species, due to maladaptation of their specific morpho-functional adaptations (Thoral et al., 2021), such as the tongue structure and gland distribution analyzed in this study. For example, delphinid species adapted to catching and swallowing soft-bodied prey may be forced to consume tougher or more abrasive prey as their preferred food becomes scarcer. This, in turn, may negatively affect their nutritional status, growth, reproductive output, and, ultimately, population viability. As a result, dolphin species with highly specialized feeding strategies are likely to be more vulnerable than generalist feeders, as noted for several taxa (Dennis et al., 2011; Smith & Reeves, 2012; Laske et al., 2018), making morphology-based insights especially valuable for identifying species at higher ecological risk.

Still in a context of climate change and increasing ocean temperature variability, thermoregulatory tongue adaptations have been reported for mysticete whales, such as vascular retia and submucosal adipose tissue for heat exchange and energy storage (Werth et al., 2007), both well-documented in balaenid and eschrichtiid species. Studies in odontocetes, including dolphins are, however, still lacking, even though occupy a range of thermal habitats during foraging and diving activities. Thus, investigating these specific features may provide insights into how delphinids maintain physiological balance in dynamic marine environments, especially in the face of climate change and increasing ocean temperature variability, and are suggested for future studies.

CONCLUSION

Several structural variations reflecting specific functional adaptations associated with the type of feeding of each dolphin species were observed in this study. Suction-feeders such as *G. macrorhynchus* and *G. griseus* have thicker tongues, with glands concentrated in the root region, suggesting greater tongue participation in the generation of negative pressure. Raptorial prehension-feeders, such as *S. clymene* and *S. longirostris*, on the other hand, have thinner and longer tongues, with glands distributed in the body and root tongue regions, which may be related to mucosa lubrication and protection during active prey capture. Additional studies with a larger number of samples and at different ontogenetic stages, also assessing more structures than those reported herein, may further knowledge on the role of the tongue in the feeding ecology of these cetaceans.

ACKNOWLEDGEMENTS

The authors would like to thank the Coordination for the Improvement of Higher Education Personnel (CAPES, Financial Code 001), the Postgraduate Program in Animal Science (PPGCA-UFERSA), the Costa Branca Cetaceans Project at the Rio Grande do Norte State University (PCCB-UERN), and the Center for Environmental Studies and Monitoring (CEMAM).

REFERENCES

- Barboza ML & Larkin IV (2020). Functional morphology of the taste buds of Florida manatee, *Trichechus manatus latirostris*. *Mar Mammal Sci* **36**, 939–952. <https://doi.org/10.1111/mms.12692>
- Bearzi G, Politi E, Agazzi S & Azzellino A (2006). Prey depletion caused by overfishing and the decline of marine megafauna in eastern Ionian Sea coastal waters (central Mediterranean). *Biol Conserv* **127**, 373–382. <https://doi.org/10.1016/j.biocon.2005.08.017>
- Behmer OA, Tolosa EMC & Freitas Neto AG (1976). Manual de técnicas para histologia normal e patológica. São Paulo, SP: Editora da Universidade de São Paulo.
- Berta A & Lanzetti A (2020). Feeding in marine mammals: An integration of evolution and ecology through time. *Palaeontol Electron* **23**, a40. <https://doi.org/10.26879/951>
- Committee on Taxonomy (2024). List of marine mammal species and subspecies. Anacortes, WA: Society for Marine Mammalogy.
- Dennis RLH, Dapporto L, Fattorini S & Cook LM (2011). The generalism-specialism debate: the role of generalists in the life and death of species. *Biol J Linn Soc* **104**, 725–737. <https://doi.org/10.1111/j.1095-8312.2011.01789.x>
- DeRuiter SL, Bahr A, Blanchet MA, Hansen SF, Kristensen JH, Madsen PT, Tyack PL & Wahlberg M (2009). Acoustic behaviour of echolocating porpoises during prey capture. *J Exp Biol* **212**, 3100–3107. <https://doi.org/10.1242/jeb.030825>

Erdoğan S, Arias SV & Pérez W (2015). Morphology of the Lingual Surface of South American Fur Seal (*Arctocephalus australis*) and Sea Lion (*Otaria flavescens*). *Microsc Res Tech* **78**, 140–147. <https://doi.org/10.1002/jemt.22456>

Ferrando T, Caresano F, Ferrando S, Gallus L, Wurtz M & Tagliafierro G (2010). The tongue morphology and lingual gland histochemistry of Ligurian Sea odontocetes. *Mar Mammal Sci* **26**, 588-601. <https://doi.org/10.1111/j.1748-7692.2010.00383.x>

Guimarães JP, Mari RB, Marigo J, Rosas FCW & Watanabe I (2011). Light and Scanning Electron Microscopic Study of the Tongue in the Estuarine Dolphin (*Sotalia guianensis* van Bénédén, 1864). *Zool Sci* **28**, 617–622. <https://doi.org/10.2108/zsj.28.617>

Heithaus MR & Dill LM (2009). Feeding Strategies and Tactics. In *Encyclopedia of Marine Mammals*, Perrin, W.F., Würsig, B. & Thewissen, J.G.M. (Eds.), p. 414-423, Cambridge, MA: Academic Press. <https://doi.org/10.1016/b978-0-12-373553-9.00099-7>

International Committee on Veterinary Gross Anatomical Nomenclature (2017). Hannover, Germany: World Association of Veterinary Anatomists.

International Committee on Veterinary Histological Nomenclature (2017). Hannover, Germany: World Association of Veterinary Anatomists.

Iwasaki SI (2002). Evolution of the structure and function of the vertebrate tongue. *J Anat* **201**, 1–13. <https://doi.org/10.1046/j.1469-7580.2002.00073.x>

Iwasaki SI, Erdoğan S & Asami T (2019). Evolutionary Specialization of the Tongue in Vertebrates: Structure and Function. In *Feeding in Vertebrates: Evolution, Morphology, Behavior, Biomechanics*, Bels V & Whishaw I (Eds), pp. 333–384. Boston, MA: Springer. https://doi.org/10.1007/978-3-030-13739-7_10

Jefferson TA & LeDuc R (2018). Delphinids, Overview. In *Encyclopedia of Marine Mammals*, Würsig B, Thewissen JGM & Kovacs KM (Eds.), p. 242–246, Cambridge, MA: Academic Press. <https://doi.org/10.1016/B978-0-12-804327-1.00101-1>

Kastelein RA & Dubbeldam JL (1990). Marginal papillae on the tongue of the Harbour porpoise (*Phocoena phocoena*), Bottlenose dolphin (*Tursiops truncatus*) and Commerson's dolphin (*Cephalorhynchus commersonii*). *Aquat Mamm* **15**, 158–170.

Kienle SS, Ekdale EG, Reidenberg JS & Deméré TA (2015). Tongue and Hyoid Musculature and Functional Morphology of a Neonate Gray Whale (Cetacea, Mysticeti, *Eschrichtius robustus*). *Anat Rec* **298**, 660–674. <https://doi.org/10.1002/ar.23107>

Kuczaj II SA, Gory JD & Xitco Jr MJ (2009). How intelligent are dolphins? A partial answer based on their ability to plan their behavior when confronted with novel problems. *Jpn J Anim Psychol* **59**, 99–115. <https://doi.org/10.2502/janip.59.1.9>

Kuznetsov VB (1990). Chemical Sense of Dolphins: Quasi-Olfaction. In *Sensory Abilities of Cetaceans*, Thomas JA & Kastelein RA (Eds), pp. 481-503. Boston, MA: Springer. https://link.springer.com/chapter/10.1007/978-1-4899-0858-2_34

Laske SM, Rosenberger AE, Wipfli MS & Zimmerman CE (2018). Generalist feeding strategies in Arctic freshwater fish: A mechanism for dealing with extreme environments. *Ecol Freshw Fish* **27**, 767–784. <https://doi.org/10.1111/eff.12391>

Levin MJ & Pfeiffer CJ (2002). Gross and microscopic observations on the lingual structure of the Florida manatee *Trichechus manatus latirostris*. *Anat Histol Embryol* **31**, 278–285. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0264.2002.00387.x>

Loza CM, Zanuzzi CN, Andrini LB, Krmpotic CM, Scarano AC, Loureiro JP, Barbeito CG & Carlini AA (2024). Ecomorphological and Age-Related Adaptations in the Tongues of *Phocoena dioptrica* (Spectacled Porpoise) and *Phocoena spinipinnis* (Burmeister's Porpoise) (Phocoenidae: Cetacea). *Animals* **14**, 1-30. <https://doi.org/10.3390/ani14233481>

Marshall CD & Goldbogen JA (2015). Feeding Behavior. In *Marine Mammal Physiology: Requisites for Ocean Living*, Castellini MA & Mellish J-A (Eds.), pp. 137-162. Boca Raton, FL: CRC Press.

Melo LIS, Oliveira REM, Sousa ACFC, Oliveira RM, Lima MA, Fragoso ABL, Silva FFL, Attademo FLN, Luna FO, Pereira AF & Oliveira MF (2024). Antillean manatee (*Trichechus manatus manatus* Linnaeus, 1758) Tongue Morphology and Adaptive Herbivorous Implications. *Microsc Microanal* **30**, 160-168. <https://doi.org/10.1093/micmic/ozad135>

Oliveira REM, Attademo FLN, Sousa ACFC, Gurgel JVO, Magalhães MDS, Moura CEB, Fragoso ABL, Silva FJL & Oliveira MF (2022a). Morphological characterization of the digestive tube of hawksbill sea turtle (*Eretmochelys imbricata*) hatchlings. *Microsc Microanal* **28**, 2138–2149. <https://doi.org/10.1017/S143192762201234X>

Oliveira REM, Attademo FLN, Sousa ACFC, Magalhães MS, Oliveira RM, Moura CEB, Silva AR, Pereira AF, Fragoso ABL, Silva FJL & Oliveira MF (2022b). Oropharyngeal cavity floor morphology in *Eretmochelys imbricata* (Testudines: Cheloniidae) hatchlings and evolutionary implications. *Anat Rec* **306**, 343-353. <https://doi.org/10.1002/ar.25061>

Pfeiffer DC, Wang A, Nicolas J & Pfeiffer CJ (2001). Lingual ultrastructure of the long-finned pilot whale (*Globicephala melas*). *Anat Histol Embryol* **30**, 359-65. <https://doi.org/10.1046/j.1439-0264.2001.00352.x>

Pinheiro RTN, Oliveira REM, Freire ACB, Attademo FLN, Luna FO, Carvalho VL, Silva FJL & Gavilan SA (2024). Morphological analysis of the digestive tract of Antillean manatee (*Trichechus manatus manatus*, Linnaeus, 1758) in northeast Brazil. *LAJAM* **19**, 1-10. <https://www.lajamjournal.org/index.php/lajam/article/view/1621/583>

Queiros Q, McKenzie DJ, Dutto G, Killen S, Saraux C & Schull Q (2024). Fish shrinking, energy balance and climate change. *Sci Total Environ* **906**, 167310. <https://doi.org/10.1016/j.scitotenv.2023.167310>

Shindo J, Yamada TK, Yoshimura K & Kageyama I (2008). Morphology of the tongue in a newborn Stejneger's beaked whale (*Mesoplodon stejnegeri*). *Okajimas Folia Anat Jpn* **84**, 121–124. <https://doi.org/10.2535/ofaj.84.121>

Smith BD & Reeves RR (2012). River Cetaceans and Habitat Change: Generalist Resilience or Specialist Vulnerability? *J Mar Biol* **2012**, 1–11. <https://doi.org/10.1155/2012/718935>

Thompson MSA, Couce E, Schratzberger M & Lynam CP (2023). Climate change affects the distribution of diversity across marine food webs. *Glob Chang Biol* **29**, 6606-6619. <https://doi.org/10.1111/gcb.16881>

Thoral E, Queiros Q, Roussel D, Dutto G, Gasset E, McKenzie DJ, Romestaing C, Fromentin JM, Claire Saraux C & Teulier L (2021). Changes in foraging mode caused by a decline in prey size have major bioenergetic consequences for a small pelagic fish. *J Anim Ecol* **90**, 2289–2301. <https://doi.org/10.1111/1365-2656.13535>

Tolosa EMC, Rodrigues CJ, Behmer OA & Freitas Neto AG (2003). Manual de Técnicas para Histologia Normal e Patológica. Barueri, SP: Manole.

Watanabe H, Hirose A, Murase H & Nakamura G (2024). Anatomical investigation of the common minke whale fetal tongue reveals papillae marginales and glands. *Fish Sci* **90**, 953–968. <https://doi.org/10.1007/s12562-024-01806-w>

Weis JS, Smith GM & Zhou T (1999). Altered predator/prey behavior in polluted environments: implications for fish conservation. *Environ Biol Fishes* **55**, 43–51. <https://doi.org/10.1023/A:1007496528012>

Werth A (2000). A kinematic study of suction feeding and associated behavior in the long-finned pilot whale, *Globicephala melas* (Traill). *Mar Mammal Sci* **16**, 299-314. <https://doi.org/10.1111/j.1748-7692.2000.tb00926.x>

Werth AJ (2007). Adaptations of the cetacean hyolingual apparatus for aquatic feeding and thermoregulation. *Anat Rec* **290**, 546–568. <https://doi.org/10.1002/ar.20538>

Werth AJ, Crompton AW (2023). Cetacean tongue mobility and function: A comparative review. *J Anat* **243**, 343-373. <https://doi.org/10.1111/joa.13876>

Werth AJ, Loch C & Fordyce RE (2020) Enamel microstructure in Cetacea: a case study in Evolutionary loss of complexity. *J Mamm Evol* **27**, 789–805. <https://doi.org/10.1007/s10914-019-09484-7>

Wright BM, Deecke VB, Ellis GM, Trites AW & Ford JKB (2021). Behavioral context of echolocation and prey-handling sounds produced by killer whales (*Orcinus orca*) during pursuit and capture of Pacific salmon (*Oncorhynchus* spp.). *Mar Mammal Sci* **37**, 1428-1453. <https://doi.org/10.1111/mms.12836>

Yamasaki F, Komatsu S & Kamiya T (1978). Taste buds in the pits at the posterior dorsum of the tongue of *Stenella coeruleoalba*. *Sci Rep Whales Res Inst* **30**, 285-290. <https://www.icrwhale.org/pdf/SC030285-290.pdf>

Yamasaki F, Komatsu S & Kamiya T (1980). A comparative morphological study on the tongues of manatee and dugong (Sirenia). *Sci Rep Whales Res Inst* **32**, 127-144. <https://www.icrwhale.org/pdf/SC032127-144.pdf>

Yamasaki F, Satomi H, Kamiya T (1976). The tongue of Franciscana (La Plata dolphin), *Pontoporia blainvillei*. *Okajimas Folia Anat Jpn* **53**, 77-92. https://doi.org/10.2535/ofaj1936.53.2-3_77

Yoshimura K, Shindo J, Miyawaki Y, Kobayashi K & Kageyama I (2007). Scanning electron microscopic study on the tongue and lingual papillae of the adult Spotted seal, *Phoca largha*. *Okajimas Folia Anat Jpn* **84**, 83-97. <https://doi.org/10.2535/ofaj.84.83>

Yoshimura K, Shindoh J & Kobayashi K (2002). Scanning electron microscopy study of the tongue and lingual papillae of the california sea lion (*Zalophus californianus californianus*). *Anat Rec* **267**, 146–153. <https://doi.org/10.1002/ar.10093>

6. CONSIDERAÇÕES FINAIS

A presente tese contribuiu significativamente para o conhecimento da morfologia da superfície lingual de delfínídeos das espécies *Grampus griseus*, *Globicephala macrorhynchus*, *Stenella clymene* e *Stenella longirostris*.

A hipótese 1 foi confirmada, uma vez que se observou que a língua dos odontocetos analisados não possui estruturas comuns a outros mamíferos, como os botões gustativos. A hipótese 2 também se confirmou, considerando que a morfologia da língua apresenta variações ontogenéticas quanto ao formato e à presença de papilas marginais. Já a hipótese 3 teve sua validade sustentada pela observação de diferenças morfológicas entre as espécies de delfínídeos analisadas, tanto em relação à forma e ao tamanho, quanto às estruturas macroscópicas e microscópicas.

Observou-se que a língua dessas espécies é semelhante à de outros odontocetos, apresentando apenas dois tipos de papilas linguais e ausência de botões gustativos. No entanto, foram identificadas variações morfológicas relevantes entre as espécies, diretamente associadas às diferentes estratégias alimentares adotadas por cada grupo.

As espécies que se alimentam por sucção, como *G. griseus* e *G. macrorhynchus*, apresentaram línguas mais espessas, com glândulas concentradas na região da raiz, sugerindo um papel mais ativo da língua na geração de pressão negativa durante a alimentação. Por outro lado, as espécies que utilizam a preensão raptorial, como *S. clymene* e *S. longirostris*, apresentaram línguas mais longas e delgadas, com glândulas distribuídas ao longo do corpo e da raiz, o que pode estar relacionado à lubrificação da mucosa e à proteção durante a captura ativa das presas.

Embora não tenham sido identificados botões gustativos nos exemplares analisados, não se pode descartar a possibilidade de percepção gustativa mediada por mecanorreceptores com morfologia distinta da forma clássica em botão. Essa hipótese abre novas possibilidades para investigações futuras sobre os mecanismos sensoriais envolvidos na alimentação desses cetáceos, incluindo a realização de estudos moleculares voltados à identificação de genes relacionados à percepção gustativa.

Além disso, investigar as características morfológicas da língua pode fornecer subsídios valiosos sobre como os delfínídeos mantêm o equilíbrio fisiológico em ambientes marinhos dinâmicos, especialmente diante das mudanças climáticas, como o aquecimento ou a acidificação dos oceanos, onde resultam em mudanças no tamanho e na composição das presas em todo o mundo. Isso pode levar a interrupções na eficiência alimentar de espécies

morfofuncionalmente adaptadas, como a estrutura da língua e a distribuição das glândulas analisadas neste estudo.

**ANEXO A – COMPROVANTE DE SUBMISSÃO DO ARTIGO NA REVISTA
ANATOMIA, HISTOLOGIA, EMBRYOLOGIA**

SPINNER DOLPHIN (*Stenella longirostris*) TONGUE MORPHOLOGY

QUALIS: Quadriênio 2017–2020: A4

FATOR DE IMPACTO 2024: 1.0

17/04/2025, 12:46

iCloud Mail

De: Anatomia, Histologia, Embryologia aheoffice@wiley.com

Assunto: Manuscript submitted to Anatomia, Histologia, Embryologia

Data: 13 de março de 2025 às 16:42:41

Para: Mariana Almeida marianaalml@icloud.com

WILEY

Dear Mr. Mariana Almeida Lima,

We are pleased to inform you that the manuscript "Spinner dolphin (*Stenella longirostris*) tongue morphology" has been submitted to Anatomia, Histologia, Embryologia by Radan Elvis Matias de Oliveira.

Please note that during the review process, the submitting author is solely responsible for communicating with the journal and providing any requested updates.

If you believe you were incorrectly listed as a co-author, please contact the editorial office by replying to this email.

Kind regards,
Anatomia, Histologia, Embryologia

**ANEXO B – COMPROVANTE DE SUBMISSÃO DO ARTIGO NA REVISTA
MICROSCOPY AND MICROANALYSIS**

**LINGUAL SURFACE MORPHOLOGY IN DELPHINIDS: STRUCTURAL
ADAPTATIONS TO FEEDING STRATEGIES**

QUALIS: Quadriênio 2017-2020: A2

FATOR DE IMPACTO (2024): 3.0

17/04/2025, 12:47

iCloud Mail

De: Microscopy and Microanalysis onbehalfof@manuscriptcentral.com

Assunto: Microscopy and Microanalysis - MAM-25-067

Data: 15 de abril de 2025 às 1:15:51

Para: radan_elvis@hotmail.com

Cc: Mariana Almeida marianaalml@icloud.com, radan_elvis@hotmail.com,
niemeyerattademo@yahoo.com.br, rysonely@gmail.com,
alana.pereira@alunos.ufersa.edu.br, flaviolima@uern.br, danielsson_@hotmail.com,
simone.gavilan@ufm.br, rachel.hauser.davis@gmail.com, Moacir
Orientador moacir@ufersa.edu.br, alexsandra.pereira@ufersa.edu.br

15-Apr-2025

Dear Dr. Matias de Oliveira:

This email is a confirmation of the receipt of your manuscript entitled "Lingual Surface Morphology in Delphinids: Structural Adaptations to Feeding Strategies". Your manuscript has been assigned the following ID number: MAM-25-067.

An Editor will be in touch shortly. Thank you for submitting your manuscript to Microscopy and Microanalysis.

Sincerely,
Microscopy and Microanalysis
Editorial Office

Our Privacy Policy sets out how Oxford University Press handles your personal information, and your rights to object to your personal information being processed as part of our business activities. This policy also explains generally how we receive information about you: <https://global.oup.com/privacy?cc=gb>

ANEXO C – CERTIFICADOS DE PUBLICAÇÃO DOS RESUMOS EM CONGRESSO NACIONAL

Verifique o código de autenticidade 18213176.86162610.8881632.8.82131768616261088816328 em <https://www.even3.com.br/documentos>



Verifique o código de autenticidade 18213176.86162610.8838511.8.82131768616261088385118 em <https://www.even3.com.br/documentos>

