



Histomorfología e histoquímica del tubo digestivo en hembras de *Leptodactylus latinasus* (Anura: Leptodactylidae) durante el periodo reproductivo

Histomorphology and histochemistry of the digestive tract in female *Leptodactylus latinasus* (Anura: Leptodactylidae) during the reproductive period

Heredia Ojeda, Eliana Elizabeth¹; Franco José Pucci Alcaide²; Adriana Azucena Michel²; Ana Pucci Alcaide^{3*}

¹ Centro de Referencia para Lactobacilos (CERELA-CONICET), Batalla de Chacabuco 145, (4000) San Miguel de Tucumán, Tucumán, Argentina.

² Instituto de Morfología Animal, Dirección Zoología, Fundación Miguel Lillo. Miguel Lillo 251, (4000) San Miguel de Tucumán, Argentina.

³ Cátedra de Histología, Facultad de Ciencias Naturales e Inst. Miguel Lillo, Universidad Nacional de Tucumán. Miguel Lillo 205, (4000) San Miguel de Tucumán, Argentina.

* Autor de correspondencia: <anapucci@csnat.unt.edu.ar>

Resumen

El tubo digestivo digiere y absorbe los nutrientes necesarios para el aporte de energía. El estado funcional en el que se encuentran los órganos que lo conforman representa una asociación clara entre el hábitat y la fisiología del animal. El objetivo es analizar histológicamente las estructuras célula-tisulares del esófago, estómago, intestino delgado y grueso, a fin de aportar datos a la comprensión integral del sistema y su efecto sobre la biología reproductiva de la especie. Se diseccionaron 15 ejemplares hembra de *Leptodactylus latinasus*, los órganos fueron removidos, limpiados y procesados con la técnica histológica de rutina, los cortes se colorearon con Hematoxilina Eosina, Tricómico de Mallory; Alcian Blue a pH 0,5 y 2,5- Ácido Periódico Schiff. El análisis histomorfológico reveló la presencia de características compartidas con otras especies, sin embargo, la presencia de glándulas gástricas com-

➤ Ref. bibliográfica: Heredia Ojeda, E. E.; Pucci Alcaide, F. J.; Michel, A. A.; Pucci Alcaide, A. 2025. "Histomorfología e histoquímica del tubo digestivo en hembras de *Leptodactylus latinasus* (Anura: Leptodactylidae) durante el periodo reproductivo". *Acta Zoológica Lilloana* 69 (2): 513-549. DOI: <https://doi.org/10.30550/j.azl/2177>

➤ Recibido: 15 de abril 2025 – Aceptado: 23 de junio 2025.



➤ URL de la revista: <http://actazoolologica.lillo.org.ar>

➤ Esta obra está bajo una Licencia Creative Commons Atribución – No Comercial – Sin Obra Derivada 4.0 Internacional.

puestas por: 1) células mucosas del cuello, 2) células principales y 3) células parietales, parece ser un atributo no compartido por la mayoría de las especies. Por otra parte, en el análisis histoquímico se describen seis tipos de glándulas que se diferencian de acuerdo a la naturaleza química de su contenido. Este estudio demuestra que los ejemplares hembra de *Leptodactylus latinasus* presentan características histológicas a lo largo del tubo digestivo que le permiten una eficiente digestión y asimilación del alimento, la elevada actividad glandular observada mediante el análisis histoquímico refleja un momento de actividad en el proceso de alimentación durante el periodo reproductivo asegurando reservas energéticas que permitirán una puesta exitosa.

Palabras clave: Histología, Digestión, Glándulas gástricas, Reproducción.

Abstract

The digestive tract is responsible for the digestion and absorption of nutrients required for energy supply. The functional state of the organs that compose it reflects a clear association between the animal's habitat and its physiology. The aim of this study is to perform a histological analysis of the cellular and tissue structures of the esophagus, stomach, small intestine, and large intestine, in order to contribute to a comprehensive understanding of the system and its influence on the reproductive biology of the species. Fifteen female specimens of *Leptodactylus latinasus* were dissected; the organs were removed, cleaned, and processed using standard histological techniques. Tissue sections were stained with Hematoxylin and Eosin, Mallory's Trichrome, Alcian Blue at pH 0.5 and 2.5, and Periodic Acid-Schiff (PAS). The histomorphological analysis revealed features shared with other species; however, the presence of gastric glands composed of (1) mucous neck cells, (2) chief cells, and (3) parietal cells appear to be a trait not commonly observed in most species. Furthermore, the histochemical analysis identified six types of glands differentiated by the chemical nature of their contents. This study demonstrates that female *Leptodactylus latinasus* specimens exhibit histological characteristics along the digestive tract that enable efficient digestion and nutrient assimilation. The high glandular activity revealed by the histochemical analysis reflects an active feeding phase during the reproductive period, ensuring energy reserves that support successful egg-laying.

Keywords: Histology, Digestion, Gastric glands, Reproduction.

INTRODUCCIÓN

Leptodactylus latinasus (Jiménez de la Espada, 1875) es una especie pequeña perteneciente al grupo Fuscus del género *Leptodactylus*, conocida comúnmente como “ranita silbadora”. Morfológicamente, los machos adultos de esta especie poseen una longitud hocico-cloaca que varía entre 27 y 37,9 mm (Heyer, 1978), presentan un hocico espatulado y carecen de callosidades nupciales en pulgar y pecho. Por otra parte, las hembras son más grandes que los machos variando la longitud de su cuerpo entre 29,1 y 36,7 mm (Heyer, 1978). Su piel presenta una línea clara en la parte posterior de cada muslo, y tubérculos blancos en la superficie posterior del tarso y planta del pie, además, no presentan membranas interdigitales ni líneas claras en el labio superior y puede presentar o no pliegues laterales interrumpidos (Ponssa et al., 2019). Se distribuye en Argentina, Bolivia, Paraguay, sur de Brasil y Uruguay (Medina et al., 2016). En nuestro país existen registros para las provincias de Buenos Aires, Catamarca, Chaco, Córdoba, Corrientes, Entre Ríos, Formosa, Jujuy, La Pampa, Salta, Santa Fe, Santiago del Estero y Tucumán (Ponssa et al., 2019). Es una especie adaptada a medios disturbados que ovipone en ambientes antrópicos como terrenos baldíos y áreas cultivadas lo que representa una potencial amenaza por su exposición a contaminantes químicos, productos industriales, agroquímicos, etc. (Ponssa & Barrionuevo, 2008). Sin embargo, actualmente la especie se encuentra categorizada como especie de preocupación menor por la IUCN y como no amenazada en la Categorización de Anfibios de Argentina (Lavilla et al., 2004; Vaira et al., 2012).

El género *Leptodactylus* se caracteriza por depositar los huevos en nidos de espuma, los cuales a su vez son depositados en cámaras de barro construidas por el macho (Heyer, 1969a). Este modo de puesta funcionaría como un mecanismo de defensa contra depredadores (Menin & Giaretta, 2003; Giaretta & Kokubum, 2004) y para evitar la desecación de la puesta (Heyer, 1969b; Duellman & Trueb, 1986).

Es en estas cámaras donde se desarrollan los primeros estadios larvales, aún antes del comienzo de las primeras lluvias, y posteriormente las larvas completan su desarrollo en los charcos que se forman cuando comienza el período lluvioso. *L. latinasus* comienza a reproducirse temprano en la estación húmeda, cuando los cuerpos de agua temporales aún están secos (Ponssa et al., 2019). Estudios realizados sobre las gónadas en machos y hembras muestran características histomorfológicas e histoquímicas propias de la especie, así como también la relación de estas con el modo de puesta y las variables microambientales a las que se exponen (Gallardo, 1964; Pucci Alcaide et al., 2012; 2016; 2020). Los Anfibios Anuros presentan una notable diversidad biológica y una biología reproductiva estrechamente ligada a factores ambientales, como la temperatura y la disponibilidad de cuerpos de agua (Lavilla, 2018; Martori et al., 2002; Bernarde & Anjos, 1999).

Además, en muchas especies, el cortejo incluye señales acústicas emitidas por los machos, las cuales aportan información que influye en la elección de pareja (Antoniazzi et al., 2017).

Los vertebrados presentan una organización flexible que puede ajustarse a los cambios en las condiciones ambientales o demandas del medio interno. En este sentido se sabe que tanto el tamaño, así como la estructura y las propiedades funcionales del tracto gastrointestinal de los vertebrados pueden cambiar para adecuarse a las demandas (Starck, 2003).

El aparato digestivo de los vertebrados comprende órganos y estructuras cuyo propósito es capturar, ingerir y digerir el alimento para luego absorber los nutrientes que de él se obtienen y que serán utilizados para la dinámica energética, crecimiento, reproducción y acumulación de grasa (Duellman & Trueb, 1986; Stevens & Hume, 1995).

En anuros este aparato se divide en dos componentes: el tubo digestivo, que se extiende desde la cavidad oral hasta la cloaca e incluye las regiones: faringe, esófago, estómago, intestino delgado y grueso; y las glándulas accesorias como el hígado y el páncreas, que intervienen funcionalmente en el proceso de digestión mediante la producción y liberación de secreciones que facilita la digestión y absorción de los nutrientes (Duellman & Trueb, 1986; Vitt & Caldwell, 2014). Por muy distintos que parezcan ser, todos estos órganos comparten un diseño similar; ya que a lo largo del tubo digestivo histológicamente pueden distinguirse cuatro capas concéntricas o tunicas: mucosa, submucosa, muscular externa y serosa o adventicia (Flores & Aranzabal, 2002; Starck, 2003).

El estudio de los recursos alimenticios aporta información relacionada no sólo con los requerimientos energéticos de los individuos, sino que también permite analizar estrategias de la historia de vida relacionadas con la utilización de microhábitats (Martori et al., 1999). Según Secor (2001) y Birdsey et al. (2005) la dieta constituye una de las fuerzas selectivas más potentes de la evolución fenotípica. Teniendo en cuenta esto, podemos definir la flexibilidad digestiva como cualquier ajuste en los atributos digestivos (e.g., morfología, histología, fisiología) desarrollado frente a cambios en las condiciones ambientales (Naya et al., 2008). Para Moss (1974) y Sibly (1981) la flexibilidad digestiva surge del compromiso entre los beneficios de procesar el alimento con un tracto digestivo que posea determinados atributos y el costo de mantenerlo, a su vez, esta puede observarse en distintos niveles de organización, como ser el tiempo de retención del alimento (Derting & Bogue, 1993; López-Calleja et al., 1997), y la morfometría del tracto digestivo (Gross et al., 1985; Green & Millar, 1987), entre otros.

Los factores causantes de los cambios digestivos más estudiados han sido la cantidad y calidad del alimento, la temperatura ambiental y el estatus reproductivo (Starck 1999; McWilliams & Karasov, 2001). En este sentido, Secor & Diamond (2000) y Secor (2005) coinciden en que, para organismos ectotermos de diferentes especies, existe una correlación entre la frecuencia de alimentación y la capacidad de regular sus atributos

digestivos. Por lo tanto, es teóricamente esperable que los atributos del tracto digestivo se encuentren bajo fuertes presiones selectivas, ya que éstos representan el lazo funcional entre la ingesta de alimentos y la energía disponible para las funciones vitales, tales como, el crecimiento, supervivencia y reproducción (Secor, 2001).

Diversos autores han realizado estudios anatómo-histológicos de partes del tubo digestivo en diferentes especies de anfibios anuros; algunos de estos estudios están centrados exclusivamente en el esófago, tales como: Hirji & Nikundiwe (1982) en especies como: *Xenopus muelleri*, *Sclerophrys gutturalis*, *Phrynomantis bifasciatus*, *Ptychadena oxyrhynchus*, *Ptychadena porosissima*, *Phrynobatrachus acridoides*, *Chiromantis xerampelina*, *Leptopelis argenteus*, *Hylambates maculatus*, *Africalus stuhlmanni brachycnemis*, *Hyperolius argus*, *Hyperolius puncticulatus*, *Hyperolius tuberilinguis* y el estudio realizado por Santana & Menin (1997) en *Leptodactylus labyrinthicus*. Esto se debe a que el esófago es la porción del tubo digestivo que presenta más diferencias entre las especies. Pocos autores incluyen en sus estudios al estómago como: Geuze (1971) en *Pelophylax saharicus*; Gallego-Huidobro & Pastor (1996) en *Pelophylax perezi*; Liquori et al. (2002) en *Bufo viridis dionysi*; Castro et al. (2010) en *Lithobates catesbeianus* y Machado-Santos et al. (2014) en *Rhinella icterica*, ya que se considera que en todas las especies la estructura general de este órgano se mantiene. Sin embargo, son escasos los trabajos que incluyen el análisis histológico en el intestino delgado y grueso como Ferri et al. (2001) en *Amerana aurora*; Akat et al. (2014) en *Hyla orientalis*; Valverde et al. (2019) en *Boana albopunctata* y *Boana raniceps*. No obstante, hasta el presente no se registran datos descriptivos de la histología e histoquímica en el tubo digestivo de *L. latinasus*.

Para describir el sistema digestivo de la especie *Leptodactylus latinasus*, y dada la ausencia de información, este trabajo se enfocó en el análisis histológico e histoquímico de los órganos de su tubo digestivo. El estudio se realizó en hembras durante el periodo reproductivo, con el fin de relacionar la estructura y función de los órganos, con el propósito de aportar datos que permitan una comprensión integral del sistema digestivo y su posible vínculo con la biología reproductiva de la especie.

MATERIALES Y MÉTODOS

Los especímenes fueron colectados durante la fase preovulatoria del periodo reproductivo (diciembre-marzo) en los años 2007, 2008, 2011, 2013 y 2015 en las localidades de Lomas de Tafi, Tafi Viejo, San Pablo y Lules en el marco del Proyecto CUP Z-0075-1 del Instituto de Morfología Animal (FML). En este trabajo se empleó un total de 15 ejemplares de *Leptodactylus latinasus*, se extrajeron, mediante disección, los órganos del tubo digestivo (esófago, estómago, intestino delgado e intestino grueso) para ser procesados y posteriormente depositados en la Colección Histológica del Instituto

Tabla 1. Lista de especies examinadas. Colección Histológica del Instituto de Morfología Animal (Dirección de Zoología, Fundación Miguel Lillo).

Table 1. List of examined species. Histological Collection of the Institute of Animal Morphology (Department of Zoology, Miguel Lillo Foundation).

N° de colección (IMA-FML)	Fecha de colecta dd/mm/aa	Localidad de colecta
APLL0018	13/12/2007	San Pablo
APLL0019	27/02/2008	Lules
APLL0020	27/02/2008	Lules
APLL0021	27/02/2008	Lules
APLL0022	26/11/2008	San Pablo
APLL0023	27/11/2008	Lules
APLL0024	07/12/2008	Lules
APLL0027	29/12/2008	San Pablo
APLL0028	27/11/2009	Tafí Viejo
APLL0029	27/11/2009	Tafí Viejo
APLL0031	01/12/2011	Lomas de Tafí
APLL0032	11/12/2012	Lomas de Tafí
APLL0034	01/12/2013	Tafí Viejo
APLL0047	06/11/2015	Tafí Viejo
APLL0048	06/11/2015	Tafí Viejo

de Morfología Animal (Área Zoología, Fundación Miguel Lillo) (Fig. 1a; Tabla 1).

Las muestras fueron fijadas en formol bufferado (solución isotónica: formol 10% en buffer fosfato 0,2 M a pH 7,2. Una vez extraídos los órganos del tubo digestivo, se procedió a su limpieza para evitar que el contenido alimenticio presente en el tracto interfiera con el procesamiento adecuado de las muestras y su posterior análisis histológico (Fig. 1b y c). Luego, se deshidrataron en una batería de concentraciones ascendente de alcoholes etílicos y se aclararon en xilol, cómo medio de inclusión se usó Paraplast® (PF.56°-58°C).

Se realizaron cortes de 4 a 5 μm de espesor con micrótopo de deslizamiento (Zeiss HYRAX S30) y micrótopo de rotación (MICROM HM325). Las secciones se colorearon con Hematoxilina-Eosina (H-E), técnica histomorfológica empleada para la detección de los diferentes componentes celulares y tisulares según sus grupos ácidos y básicos. La coloración de Tricrómico de Mallory Azan (TM) permite realizar un análisis morfológico completo revelando fibras de colágeno, mucopolisacáridos ácidos y fibras musculares. Para la identificación de glicoconjugados (GAG) se utilizó Ácido Periódico-Schiff (PAS), esta técnica pone en evidencia glúcidos con diferentes grados de polimerización de acuerdo a la intensidad de la coloración que se exponen en orden creciente de una a tres cruces, correspondiendo esta última a moléculas de mayor peso y glicoconjugados altamente polimerizados. La identificación de glicoconjugados ácidos se realizó empleando Alcian Blue a pH 2,5 y 0,5 (AB) que permitió identificar glicosaminoglicanos (GAG) y proteoglicanos con diferentes grupos terminales; de tal forma



Figura 1. Macroscopía e histomorfología del tubo digestivo. (a) Macroscopía del tubo digestivo previo al tratamiento de limpieza. (b) Macroscopía del tubo digestivo posterior a la aplicación del tratamiento de limpieza. (c) Histomorfología general del tubo digestivo (H-E). **Abreviaturas:** Esófago (Esf); Estómago (Est); Intestino delgado (Id); Intestino grueso (Ig); Zona de transición (Zt). Hematoxilina-Eosina (H-E).

Figure 1. Macroscopy and histomorphology of the digestive tract. (a) Macroscopy of the digestive tract before the cleaning treatment. (b) Macroscopy of the digestive tract after the cleaning treatment. (c) General histomorphology of the digestive tract (H-E). **Abbreviations:** Esophagus (Esf); Stomach (Est); Small intestine (Id); Large intestine (Ig); Transition zone (Zt). Hematoxylin-Eosin (H-E).

que a pH 0,5 exhiben alcianofilia, predominantemente, mucosustancias sulfatadas y a pH 2,5 las carboxiladas, fosfatadas y sialiladas.

Las observaciones de morfología externa y las macrofotografías se realizaron bajo microscopía estereoscópica simple marca Leica EZ4 con cámara Sony Cyber-shot DSC-W100. Las observaciones celulo-tisulares y toma de microfotografías se realizaron en microscopios fotónicos trinocular de alta resolución: ZEISS Lab.A1 con cámara ZEISS AxioCam ERc5s (software ZEN 2012); Leica DM2000 con cámara Leica ICC50HD (software Leica LAZ V4.12) y cámara BASLER (software MICRO Visioner manual WSI 2021a).

RESULTADOS

Esófago

El esófago es un órgano tubular corto que se extiende desde la faringe hacia el estómago, estableciendo una conexión entre estos para el paso del alimento. En ausencia de alimento el esófago presenta una luz pequeña e irregular, observándose la formación de pliegues longitudinales de la mucosa y submucosa. La presencia de estos pliegues le brinda a este órgano una gran capacidad de distensión que permite el paso del alimento sin producir lesiones a nivel tisular (Fig. 1d).

Histomorfología del esófago.— Histomorfológicamente el esófago consta de 4 tunicas: la túnica mucosa se encuentra plegada y en contacto con el lumen, por debajo de la misma se encuentra la túnica submucosa compuesta de abundante tejido conectivo, subyacente a ésta se observa la túnica muscular y finalmente, la túnica más externa, la adventicia. (Fig. 2a-f).

El epitelio de revestimiento de la mucosa es pseudoestratificado cilíndrico ciliado y se compone de tres tipos celulares: a) las células germinativas o basales: se encuentran ubicadas en la base del epitelio y en constante proceso de división celular ya que su función es la de reemplazo de todos los tipos celulares. Las células germinativas son pequeñas, cuboidales y con citoplasma de naturaleza acidófila, con un núcleo ovoide y basófilo ubicado centralmente. Debido a que se encuentran en constante división es común observarlas agrupadas en grandes cantidades haciendo que los sectores en los que se encuentran revelen una basofilia marcada; b) células cilíndricas ciliadas: se destacan no sólo por su altura, sino también por las especializaciones de su región apical. Su forma cilíndrica se encuentra, en ocasiones, comprimida lateralmente por la presencia de células caliciformes cargadas de contenido, dándole un aspecto de reloj de arena. Las células cilíndricas poseen citoplasma acidófilo y núcleo ovoide de posición medio basal, basófilo, eucromático y con nucleolos prominentes. Con la coloración de H-E, en la región apical de estas células se observan largos cilios acidófilos y en el borde celular se distingue una fina banda de tinción oscura atribuida a

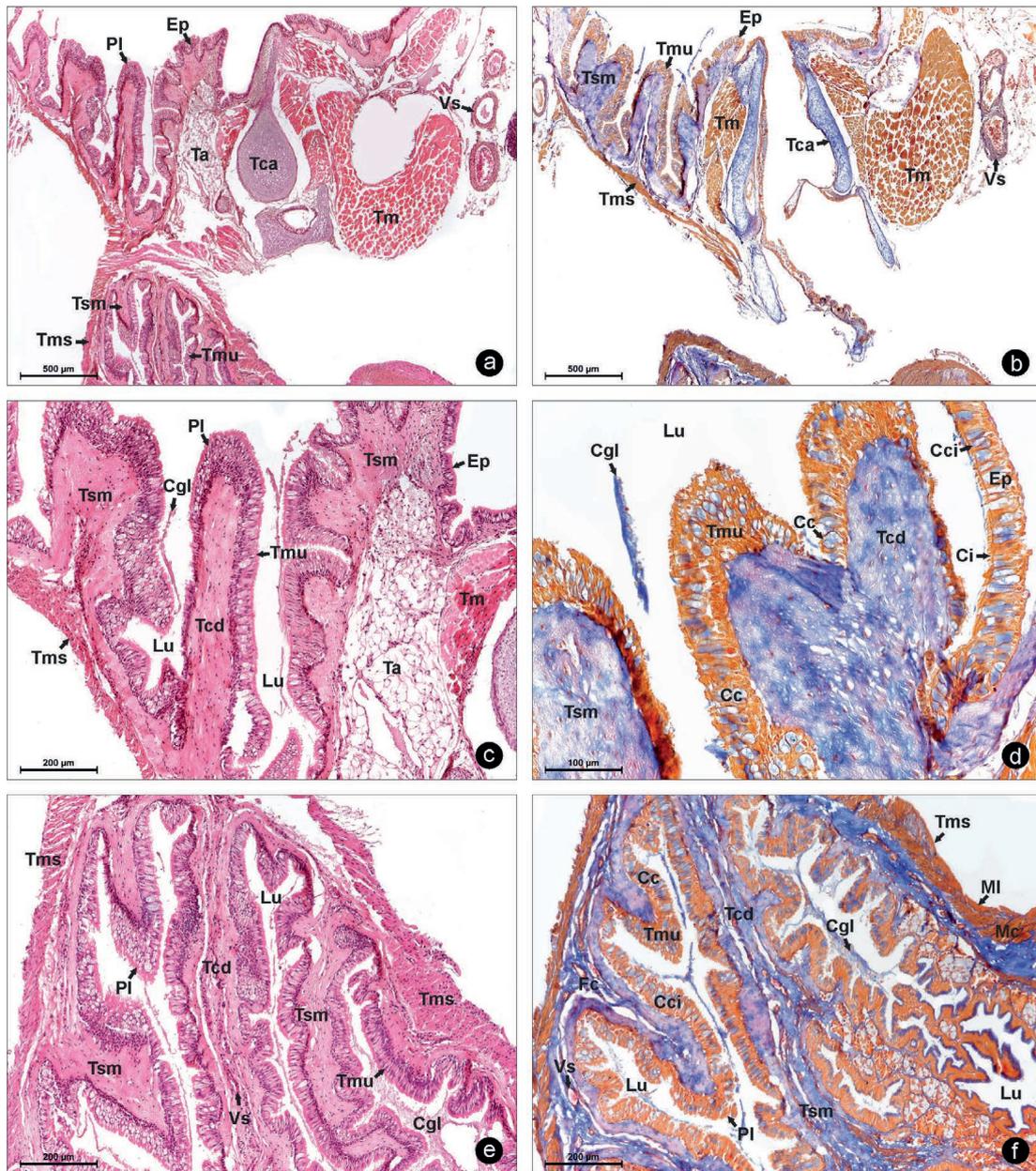


Figura 2. Histomorfología del esófago (Esf). (a) Histomorfología de las túnicas del Esf (H-E). (b) Histomorfología de las túnicas del Esf (TM). (c) Histomorfología de los componentes estructurales de las túnicas en la región anterior del Esf (H-E). (d) Histomorfología del epitelio y de la submucosa en la región anterior del Esf (TM). (e) Histomorfología de los componentes estructurales de las túnicas en la región posterior del Esf (H-E). (f) Histomorfología de los componentes estructurales de las túnicas en la región posterior del Esf (TM). **Abreviaturas:** Célula caliciforme (Cc); Célula cilíndrica ciliada (Cci); Contenido glandular (Cgl); Cilios (Ci); Epitelio (Ep); Fibras de colágeno (Fc); Musculatura circular (Mc); Musculatura longitudinal (MI); Lumen (Lu); Pliegue longitudinal (Pl); Tejido adiposo (Ta); Tejido conectivo denso (Tcd); Tejido muscular (Tm); Túnica mucosa (Tmu); Túnica muscular (Tms); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs). Hematoxilina-Eosina (H-E); Tricrómico de Mallory Azan (TM).

Figure 2. Histomorphology of the Esophagus (Esf). (a) Histomorphology of the tunics of the Esf (H-E). (b) Histomorphology of the tunics of the Esf (TM). (c) Histomorphology of the structural components of the tunics in the anterior region of the Esf (H-E). (d) Histomorphology of the epithelium and submucosa in the anterior region of the Esf (TM). ➤

- (e) Histomorphology of the structural components of the tunics in the posterior region of the Esf (H-E). (f) Histomorphology of the structural components of the tunics in the posterior region of the Esf (TM). **Abbreviations:** Goblet cell (Cc); Ciliated columnar cell (Cci); Glandular content (Cgl); Cilia (Ci); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); Circular muscle (Mc); Longitudinal muscle (Ml); Lumen (Lu); Longitudinal fold (Pl); Adipose tissue (Ta); Dense connective tissue (Tcd); Muscle tissue (Tm); Mucosal tunic (Tmu); Muscular tunic (Tms); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs). Hematoxylin-Eosin (H-E); Mallory Azan Trichrome (TM).

una concentración proteica. Mientras que con la tinción TM estas estructuras adquieren un color naranja-pardo y pueden ser observadas gracias a las proteínas que las componen; c) células caliciformes: se disponen intercaladas entre las células germinativas y las cilíndricas ciliadas, su altura se asemeja a éstas últimas y poseen forma de pera o cáliz. El citoplasma basal de las células caliciformes es de naturaleza acidófila y queda restringido a la periferia por la presencia de los contenidos de aspecto vacuolar basófilo y núcleo comprimido hacia la base. Este tipo de células contienen mucinas que son liberadas al lumen. En caso de estar presentes en el interior, éstos contenidos glicoproteicos exhiben una ligera basofilia mientras que con TM se colorean de tonos azules. La secreción de este moco permite la lubricación y protección del epitelio para evitar lesiones, así como también favorece el paso del alimento (Fig. 3a-f).

La túnica submucosa, se compone de tejido conectivo denso irregular, posee abundantes fibras colágenas acidófilas cuando se colorean con H-E y de color azul intenso con TM. Los fibroblastos poseen núcleo basófilo de forma aguzada acompañando la dirección en la que se disponen las fibras. Los vasos sanguíneos que interrumpen la disposición de las fibras corresponden a capilares que constituyen extensas redes vasculares y arteriolas musculares que se diferencian de los capilares por la presencia de una delgada túnica media de células musculares lisas (Figs. 2a-f; 3a-f).

La túnica muscular está formada por numerosas fibras que se disponen en haces o láminas que rodean toda la longitud del tubo digestivo. Las fibras musculares poseen núcleo basófilo de posición central y citoplasma acidófilo, mientras que con TM las fibras musculares se observan de color naranja-pardo por la presencia de las proteínas que las componen. Esta túnica se divide en dos estratos: una capa circular interna de mayor espesor y una capa longitudinal externa más delgada.

Finalmente se encuentra la túnica adventicia compuesta por tejido conectivo con fibras de colágeno y fibroblastos. Otros tejidos pertenecientes a cuello y tráquea se encuentran asociados al esófago mediante esta túnica, por lo que es común encontrar cúmulos de tejido adiposo, cartílago hialino, músculo estriado y paquetes vasculo-nerviosos. (Fig. 2a-c). El tejido adiposo unilocular está constituido por numerosos adipocitos de gran tamaño y forma ovalada. Estas células presentan un citoplasma de aspecto vacuolar, que no reacciona a los colorantes empleados, y un núcleo basófilo comprimido en la periferia del adipocito, rodeado por escaso citoplasma acidófilo.

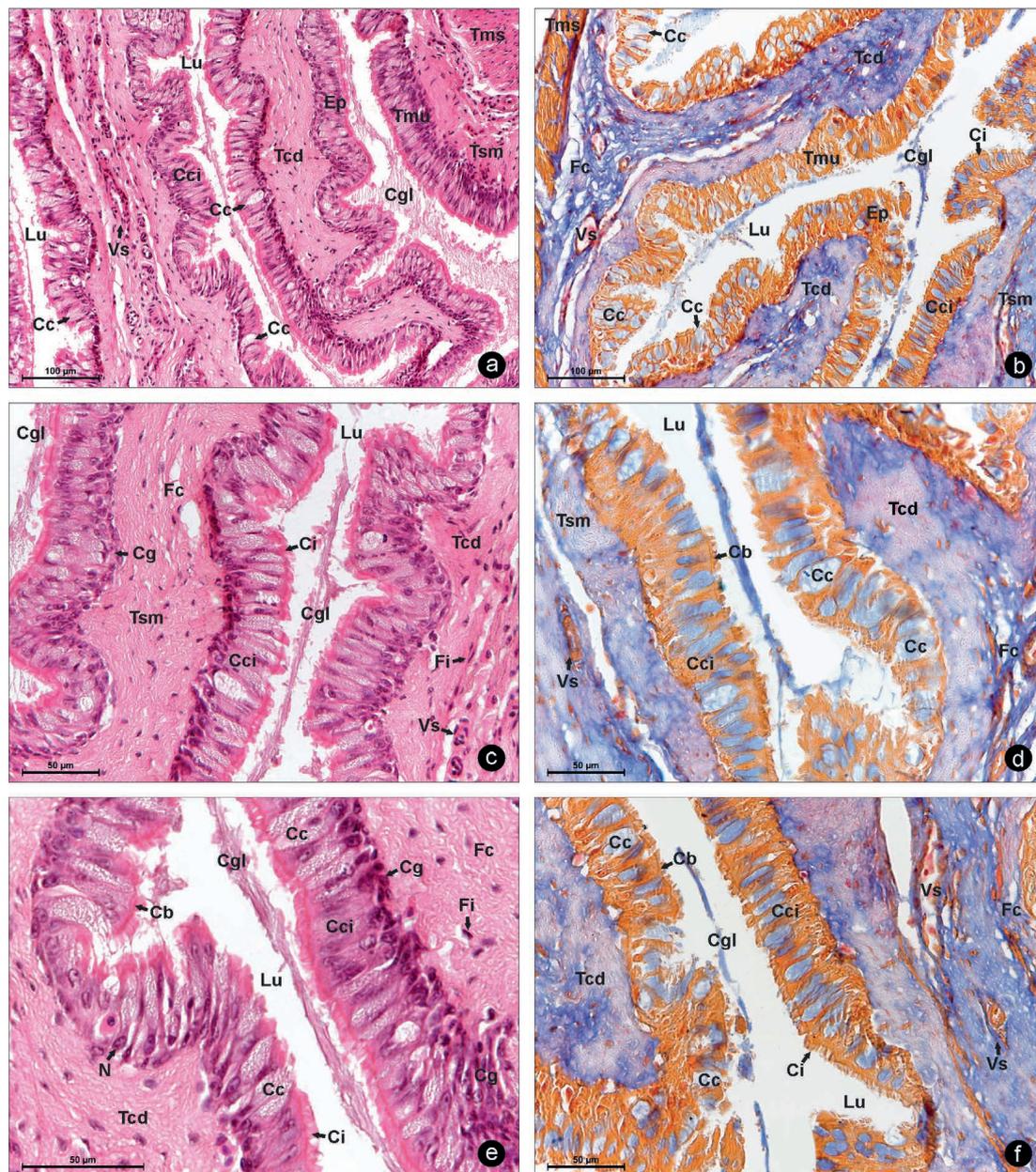


Figura 3. Histomorfología de los pliegues del esófago (Esf). (a) Histomorfología de los pliegues de la región posterior del Esf (H-E). (b) Histomorfología de los pliegues de la región posterior del Esf (TM). (c) Detalle del epitelio y submucosa (H-E). (d) Detalle del epitelio y submucosa (TM). (e) Detalle de las células cilíndricas ciliadas (H-E). (f) Detalle de células cilíndricas ciliadas (TM). **Abreviaturas:** Célula caliciforme (Cc); Célula cilíndrica ciliada (Cci); Célula germinativa (Cg); Cilios (Ci); Contenido glandular (Cgl); Cuerpo basal (Cb); Epitelio (Ep); Fibras de colágeno (Fc); Fibroblasto (Fi); Musculatura circular (Mc); Musculatura longitudinal (MI); Núcleo (N); Lumen (Lu); Tejido conectivo denso (Tcd); Túnica mucosa (Tmu); Túnica muscular (Tms); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs). Hematoxilina-Eosina (H-E); Tricómico de Mallory Azan (TM).

Figure 3. Histomorphology of the esophageal folds (Esf). (a) Histomorphology of the folds of the posterior region of the Esf (H-E). (b) Histomorphology of the folds of the posterior region of the Esf (TM). (c) Detail of the epithelium and submucosa (H-E). (d) Detail of the epithelium and submucosa (TM). (e) Detail of the ciliated cylindrical cells (H-E). (f) Detail of ciliated cylindrical cells (TM). **Abbreviations:** Goblet cell (Cc); Ciliated cylindrical cell (Cci); Germinative cell (Cg); Cilia (Ci); Glandular content (Cgl); Basal body

► (Cb); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); Fibroblast (Fi); Circular muscle (Mc); Longitudinal muscle (MI); Nucleus (N); Lumen (Lu); Dense connective tissue (Tcd); Mucosal tunic (Tmu); Muscular tunic (Tms); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs). Hematoxylin-Eosin (H-E); Mallory Azan Trichrome (TM).

Por otra parte, se observa tejido cartilaginoso basófilo de tipo hialino, en este tejido los condrocitos se disponen solos o formando grupos sobre una abundante matriz extracelular. Asociado a la parte superior del esófago se encuentra músculo estriado visceral, éste tejido cumple importantes funciones en la fonación, deglución y respiración; histomorfológicamente, este sincitio está rodeado de tejido conectivo, los núcleos basófilos son periféricos y su citoplasma acidófilo se observa marrón-pardo con TM. Entre todos estos tejidos asociados al esófago también se observan vasos sanguíneos de gran calibre que corresponden a arterias musculares, en las que se destaca la túnica media acidófila formada por tejido muscular liso (Fig. 2a, b).

Histoquímica del esófago.— En el epitelio esofágico de *L. latinasus* se identifican tres tipos de glándulas secretoras unicelulares, denominadas células caliciformes; las cuales pueden diferenciarse según la naturaleza química de sus contenidos, su organización en el interior de la célula y los mecanismos de secreción que emplean (Tabla 2):

– *Células caliciformes G1B*: en estas glándulas el contenido se organiza de manera vacuolar y está constituido por mucoproteínas y proteoglicanos con residuos ácidos carboxilados y fosfatados que se revelan por un color azul intenso cuando reaccionan químicamente con AB 2,5-PAS (Fig. 5a-f).

– *Células caliciformes G2C*: son abundantes, columnares y de gran altura. En algunas regiones se encuentran intercaladas con glándulas mixtas mientras que en la región posterior del esófago podemos encontrarlas aisladas. Su contenido es periodato reactivo por la presencia de mucoproteínas neutras muy polimerizadas y proteoglicanos neutros con residuos carboxilados y de ácido siálico. El modo en que el contenido se organiza en estas células varía, siendo en algunas de aspecto homogéneo y en otras con finas granulaciones (Figs. 4a-f; 5a-f).

– *Células caliciformes G3*: son células de gran tamaño y forma globosa. Es común encontrarlas agrupadas en la primera región del esófago y adoptando luego una distribución más uniforme a lo largo de su recorrido hacia el estómago. Su contenido mixto se organiza de manera vacuolar. Esto indica la presencia de mucoproteínas y proteoglicanos con residuos ácidos de tipo sulfatados, fosfatados y de ácido siálico, y mucoproteínas neutras muy polimerizadas. El contenido más abundante en este tipo de glándula corresponde a glúcidos ácidos y en menor cantidad a glúcidos de naturaleza neutra que se observan en la región periférica (Fig. 4b-f).

Tabla 2. Tipos de Células Secretoras de acuerdo a la naturaleza química de su contenido.**Table 2.** Types of Secretory Cells According to the Chemical Nature of Their Content.

Tipo	Tinción	Glicoconjugados	Ubicación
G1A	AB 0,5	Glicoconjugados con residuos ácidos de tipo sulfatados y algunos fosfatos y ac. siálico.	Epitelio del intestino delgado.
G1B	AB 2,5	Mucoproteínas y proteoglicanos con residuos ácidos de tipo carboxilados y fosfatados.	Epitelio del esófago. Células mucosas de glándulas gástricas. Epitelio intestino delgado.
G2A	PAS +	Glicoproteínas y glicolípidos neutros de bajo peso molecular.	Epitelio mucosecretor del estómago (región media).
G2B	PAS ++	Glicoproteínas, mucoproteínas y glicolípidos de tipo cerebrósidos.	Epitelio mucosecretor del estómago (región superior e inferior, próximas a las Zt).
G2C	PAS +++	Mucoproteínas neutras muy polimerizadas y proteoglicanos neutros con residuos carboxilados y de ácido siálico.	Epitelio del esófago.
G3	AB-PAS	Glicoconjugados ácidos y glicoconjugados neutros (glicoproteínas, mucoproteínas y proteoglicanos).	Epitelio del esófago. Epitelio intestino grueso.

El modo en el que estas glándulas exocrinas unicelulares liberan sus secreciones a la luz del esófago varía según el tipo celular. Las células caliciformes G2C presentan un tipo de secreción apocrina que implica el desprendimiento de la sustancia a secretar, mientras que las células caliciformes G1B Y G3 secretan sus contenidos de forma holocrina, es decir que, el contenido interno de la célula se libera por la ruptura total de ésta. Una vez en la luz del órgano los contenidos se organizan de manera fibrilar y predominantemente PAS + + +, aunque en algunos sectores podemos encontrar contenidos mixtos. Los glúcidos producidos por las glándulas esofágicas cumplen la función de lubricar y proteger la superficie luminal no solo del paso del alimento sino también de un posible reflujo del contenido estomacal (Fig. 5c-f).

Transición esófago-estómago.— En la zona de transición la histología normal del esófago se modifica y las tunicas mucosa y submucosa presentan caracteres morfológicos compartidos en ambos órganos.

El epitelio pseudoestratificado cilíndrico ciliado característico del esófago es reemplazado finalmente por un epitelio simple cilíndrico mucosecretor típico del estómago. El tejido conectivo subyacente al epitelio se torna laxo, permitiendo la formación de glándulas exocrinas multicelulares similares a las del estómago mientras que las fibras musculares dan progresivamente origen a la muscular de la mucosa representando un límite claro entre las tunicas mucosa y submucosa.

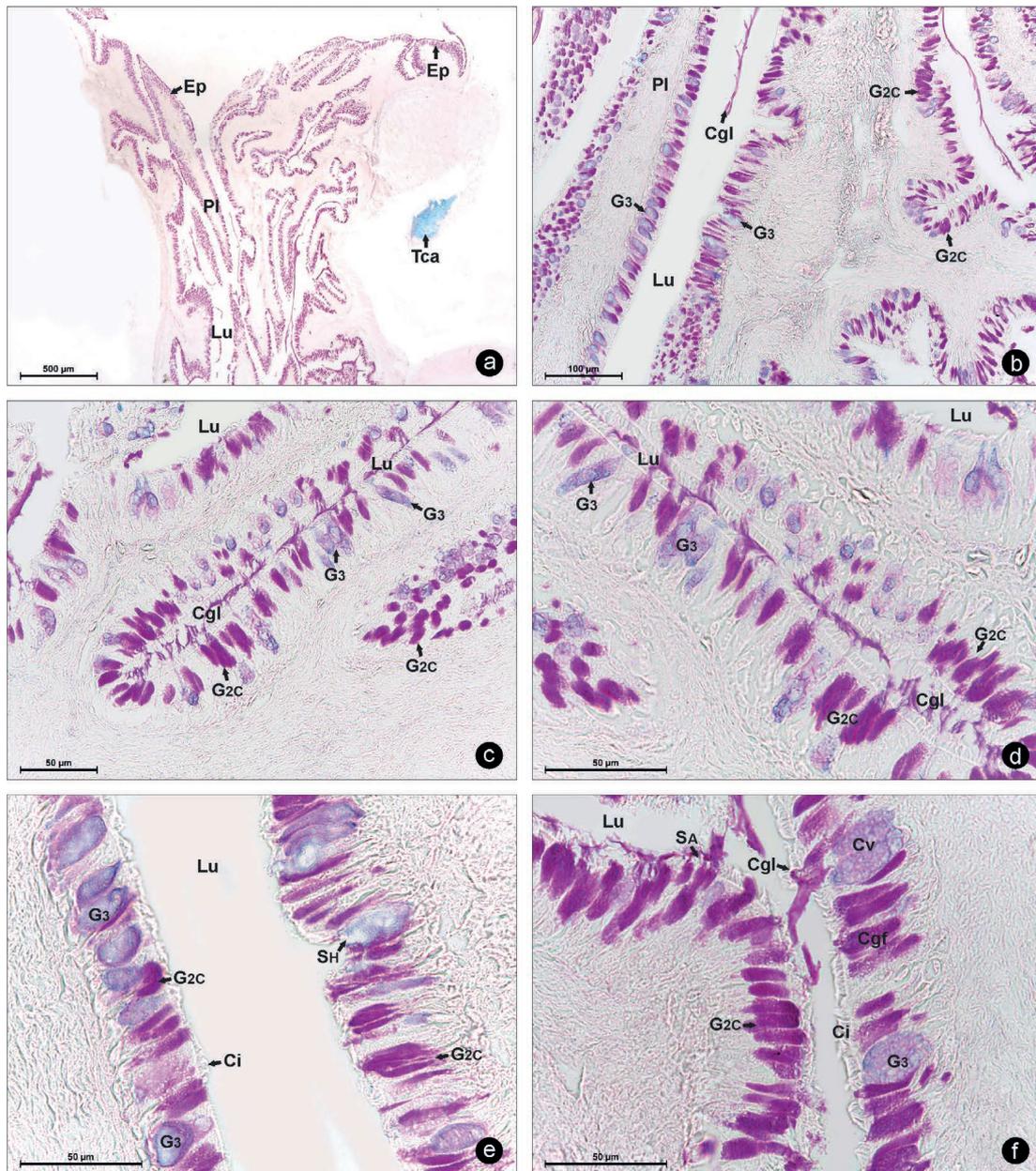


Figura 4. Histoquímica del esófago (Esf). (a) Histoquímica del Esf completo (AB pH 0,5-PAS). (b) Histoquímica de los contenidos de las células caliciformes del epitelio de los pliegues (AB pH 0,5-PAS). (c, d, e, f) Detalle de la naturaleza química; organización y mecanismos de secreción de los contenidos (AB pH 0,5-PAS). **Abreviaturas:** Cilios (Ci); Contenido glandular (Cgl); Contenido granular fino (Cgf); Epitelio (Ep); Glándula mixta (G3); Glándula PAS +++ (G2C); Lumen (Lu); Pliegue (PI); Secreción apocrina (SA); Secreción holocrina (SH); Tejido cartilaginoso (Tca). Azul Alcian pH 0,5–Acido Periódico Schiff (AB pH 0,5-PAS).

Figure 4. Histochemistry of the esophagus (Esf). (a) Histochemistry of complete Esf (AB pH 0.5-PAS). (b) Histochemistry of the contents of the goblet cells of the fold epithelium (AB pH 0.5-PAS). (c, d, e, f) Detail of chemical nature; organization and secretion mechanisms of the contents (AB pH 0.5-PAS). **Abbreviations:** Cilia (Ci); Glandular content (Cgl); Fine granular content (Cgf); Epithelium (Ep); Mixed gland (G3); PAS +++ gland (G2C); Lumen (Lu); Fold (PI); Apocrine secretion (AS); Holocrine secretion (SH); Cartilaginous tissue (Tca). Alcian Blue pH 0.5–Periodic Acid Schiff (AB pH 0.5-PAS).

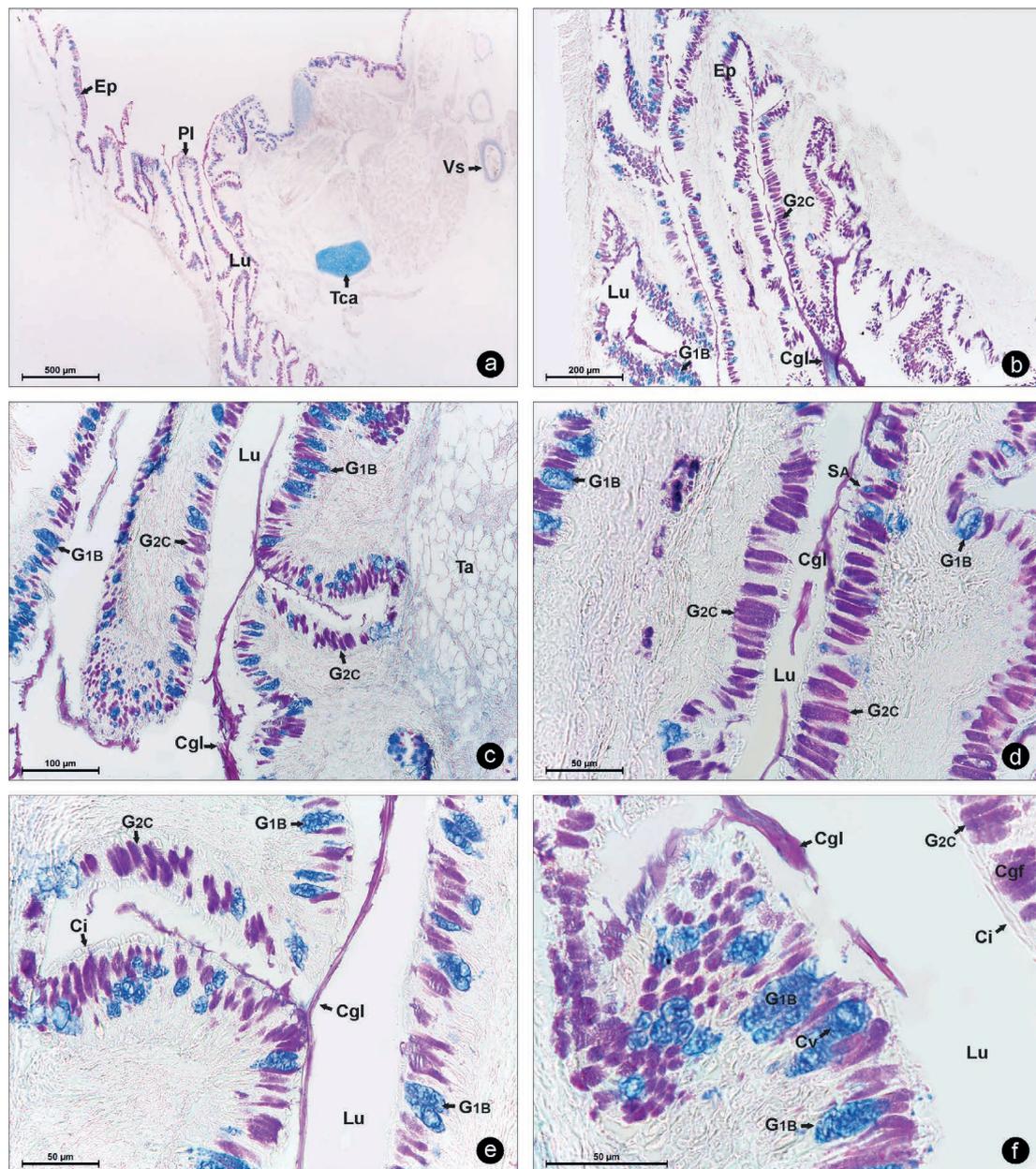


Figura 5. Histoquímica del esófago (Esf). (a) Histoquímica del Esf completo (AB pH 2,5-PAS). (b) Histoquímica de los pliegues en la región posterior del Esf (AB pH 2,5-PAS). (c) Detalle de pliegue y glándulas que componen el epitelio. (d, e, f) Detalle de la naturaleza química; organización y mecanismos de secreción de los contenidos (AB pH 2,5-PAS). **Abreviaturas:** Cilios (Ci); Contenido glandular (Cgl); Contenido granular fino (Cgf); Contenido vacuolar (Cv); Epitelio (Ep); Glándula AB pH 2,5 (G1B); Glándula PAS +++ (G2C); Lumen (Lu); Pliegue (PI); Secreción apocrina (SA); Tejido adiposo (Ta); Tejido cartilaginoso (Tca); Vaso sanguíneo (Vs). Azul Alcian pH 2,5-Ácido Periódico Schiff (AB pH 2,5-PAS).

Figure 5. Histochemistry of the esophagus (Esf). (a) Histochemistry of complete Esf (AB pH 2.5-PAS). (b) Histochemistry of the folds in the posterior region of the Esf (AB pH 2.5-PAS). (c) Detail of a fold and glands composing the epithelium (d, e, f). Detail of chemical nature; organization, and secretion mechanisms of the contents (AB pH 2.5-PAS). **Abbreviations:** Cilia (Ci); Glandular content (Cgl); Fine granular content (Cgf); Vacuolar content (Cv); Epithelium (Ep); AB pH 2.5 gland (G1B); PAS +++ gland (G2C); Lumen (Lu); Fold (PI); Apocrine secretion (AS); Adipose tissue (Ta); Cartilaginous tissue (Tca); Blood vessel (Vs). Alcian Blue pH 2.5-Periodic Acid Schiff (AB pH 2.5-PAS).

La túnica submucosa se mantiene como tejido conectivo denso irregular con abundantes vasos sanguíneos de pequeño y mediano calibre. Por otra parte, la muscular externa periesofágica es delgada y mantiene la disposición de sus capas, circular interna y longitudinal externa, entre las cuales hay tejido conectivo (Fig. 6a-f).

Estómago

El estómago se presenta como la porción más ensanchada del tubo digestivo y mantiene el modelo estructural general. Este órgano es monocavitario, con abundante musculatura y amplia capacidad de distensión. Cuando se encuentra vacío se observa la presencia de pliegues longitudinales o arrugas gástricas compuestas por la túnica mucosa y submucosa, estos pliegues son prominentes en las porciones más estrechas del estómago y desaparecen casi por completo durante el fenómeno de distensión causado por la llegada del alimento (Figs. 1d; 7a, b).

Histomorfología del estómago.— Al igual que el esófago, el estómago consta de 4 capas o tunicas. La túnica mucosa presenta numerosos surcos que la dividen en pequeñas regiones sobresalientes denominadas mamelones y una gran cantidad de orificios que corresponden a las criptas gástricas en el fondo de las cuales desembocan las glándulas tubulares (Fig. 7a-f).

El revestimiento de la superficie general de la mucosa gástrica y de las criptas está constituido por un epitelio simple cilíndrico mucosecretor. Las células epiteliales que lo componen, también conocidas como células cilíndricas mucosecretoras, presentan en su región basal núcleos eucromáticos basófilos y redondeados que junto con el retículo endoplasmático rugoso le imparten una leve basofilia a esta región del citoplasma, por otra parte, en la región apical de las células cilíndricas se encuentra una dilatación acidófila con H-E y azul intensa con TM, de gran volumen y cargada de mucinógeno que se organiza de forma homogénea (Figs. 7a-f; 8a-d).

La secreción mucosa de estas células superficiales se adhiere a la superficie epitelial formando una gruesa cubierta viscosa que la protege tanto de la abrasión por parte del alimento como así también de los ácidos del jugo gástrico. Subyacente al epitelio y presentes en la totalidad de la túnica mucosa se encuentran formando parte de la lámina propia las glándulas gástricas. Estas glándulas son tubulares simples y tanto su longitud como su composición se modifican a lo largo del estómago, son más cortas en las zonas de transición y alcanzan su máximo desarrollo en las porciones medias (Fig. 8a-d).

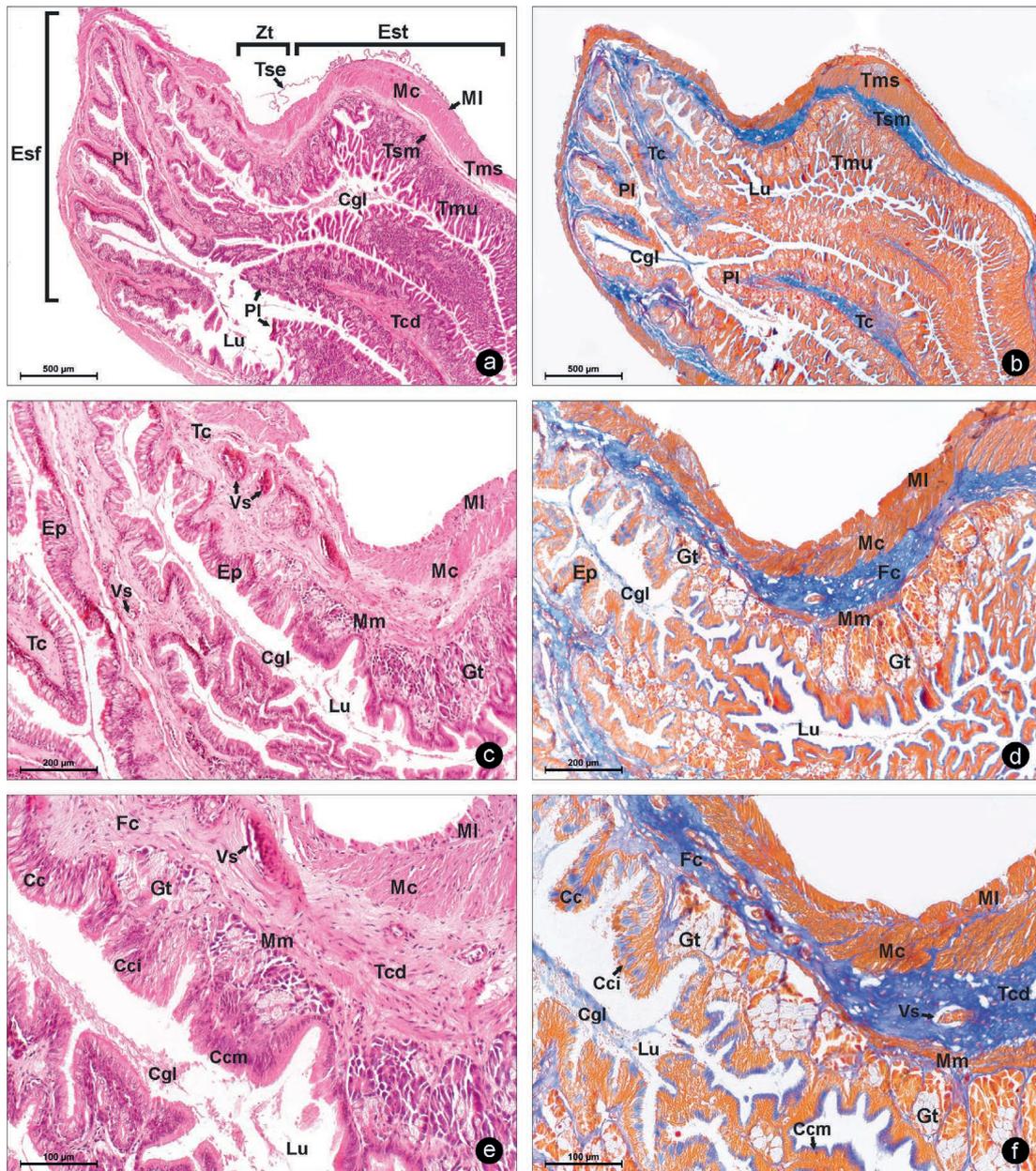


Figura 6. Histomorfología de la zona de transición esófago- estómago (Zt). (a) Histomorfología de las tunicas en la Zt (H-E). (b) Histomorfología de las tunicas en la Zt (TM). (c) Histomorfología de los componentes estructurales de las tunicas en la Zt (H-E). (d) Histomorfología de los componentes estructurales de las tunicas en la Zt (TM). (e) Detalle de la reorganización de las tunicas en la Zt (H-E). (f) Detalle de la reorganización de las tunicas en la Zt (TM). **Abreviaturas:** Célula caliciforme (Cc); Célula cilíndrica ciliada (Cci); Célula cilíndrica mucosecretora (Ccm); Contenido glandular (Cgl); Epitelio (Ep); Esófago (Esf); Estómago (Est); Fibras de colágeno (Fc); Glándula tubular (Gt); Muscular de la mucosa (Mm); Muscular circular (Mc); Muscular longitudinal (MI); Lumen (Lu); Pliegue longitudinal (Pl); Tejido conectivo denso (Tcd); Tejido muscular (Tm); Túnica mucosa (Tmu); Túnica muscular (Tms); Túnica serosa (Tse); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs); Zona de transición (Zt). Hematoxilina-Eosina (H-E); Tricómico de Mallory Azan (TM).

Figure 6. Histomorphology of the esophagus-stomach transition zone (Zt). (a) Histomorphology of the tunics in the Zt (H-E). (b) Histomorphology of the tunics in the Zt (TM). (c) Histomorphology of the structural components of the tunics in the Zt (H-E). (d) Histomorphology of the structural components of the tunics in the Zt (TM). (e) Detail of the

reorganization of the tunics in the Zt (H-E). (f) Detail of the reorganization of the tunics in the Zt (TM). **Abbreviations:** Goblet cell (Cc); Ciliated cylindrical cell (Cci); Mucosecretory cylindrical cell (Ccm); Glandular content (Cgl); Epithelium (Ep); Esophagus (Esf); Stomach (Est); Collagen fibers (Fc); Tubular gland (Gt); Muscularis mucosae (Mm); Circular muscle (Mc); Longitudinal muscle (Ml); Lumen (Lu); Longitudinal fold (Pl); Dense connective tissue (Tcd); Muscle tissue (Tm); Mucosal tunic (Tmu); Muscular tunic (Tms); Serous tunic (Tse); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs); Transition zone (Zt). Hematoxylin-Eosin (H-E); Mallory Azan Trichrome (TM).

En general se extienden desde el fondo de las criptas gástricas hasta la muscular de la mucosa y cada una de ellas se compone de diferentes tipos celulares, de los cuales tres tipos funcionales han sido identificados:

Células mucosas del cuello: se encuentran ubicadas en el cuello de la glándula, muy próximas a las células cilíndricas mucosecretoras de revestimiento y en la apertura de la cripta gástrica. Son de gran tamaño, su contenido es levemente basófilo y ocupa un gran porcentaje del volumen celular, el núcleo es basófilo de posición basal mientras que el citoplasma es acidófilo y queda limitado a la periferia (Fig. 8d-f).

Células principales: son numerosas y se encuentran formando la mayor parte de la glándula. Su función es la de secretar proteínas, son piriformes y fácilmente reconocibles por su respuesta tintorial. La región citoplasmática basal es marcadamente basófila debido a la presencia del núcleo eucromático redondeado con nucleolo prominente al que se asocia abundante retículo endoplasmático rugoso. Por otra parte, la región citoplasmática apical es marcadamente acidófila debido a la presencia de numerosos gránulos de cimógeno que contienen precursores enzimáticos como el pepsinógeno y una lipasa (Fig. 8d-f).

Células parietales: son las células encargadas de secretar ácido clorhídrico y se ubican formando parte del cuerpo de la glándula. Son células de gran tamaño y forma más o menos triangular con el vértice dirigido hacia la luz glandular. Estas células presentan su citoplasma completamente acidófilo y su núcleo, de gran tamaño, es basófilo de forma esférica y se ubica hacia la base con un nucleolo prominente (Fig. 8f).

Las glándulas gástricas que se encuentran en la zona de transición se componen casi en su totalidad de células mucosas del cuello y unas pocas células principales, mientras que las que se localizan en las porciones medias del estómago están compuestas por los tres tipos celulares, siendo más abundantes las células principales (Figs. 6e, f y 8c).

El tejido intersticial de las glándulas gástricas es estrecho, está ocupado por tejido conectivo laxo en el que predominan fibroblasto y fibras colágenas acidófilas con H-E y en tonos azules fuertes con TM, además de una red vascular con numerosos capilares sanguíneos (Figs. 7a-f; 8a-f).

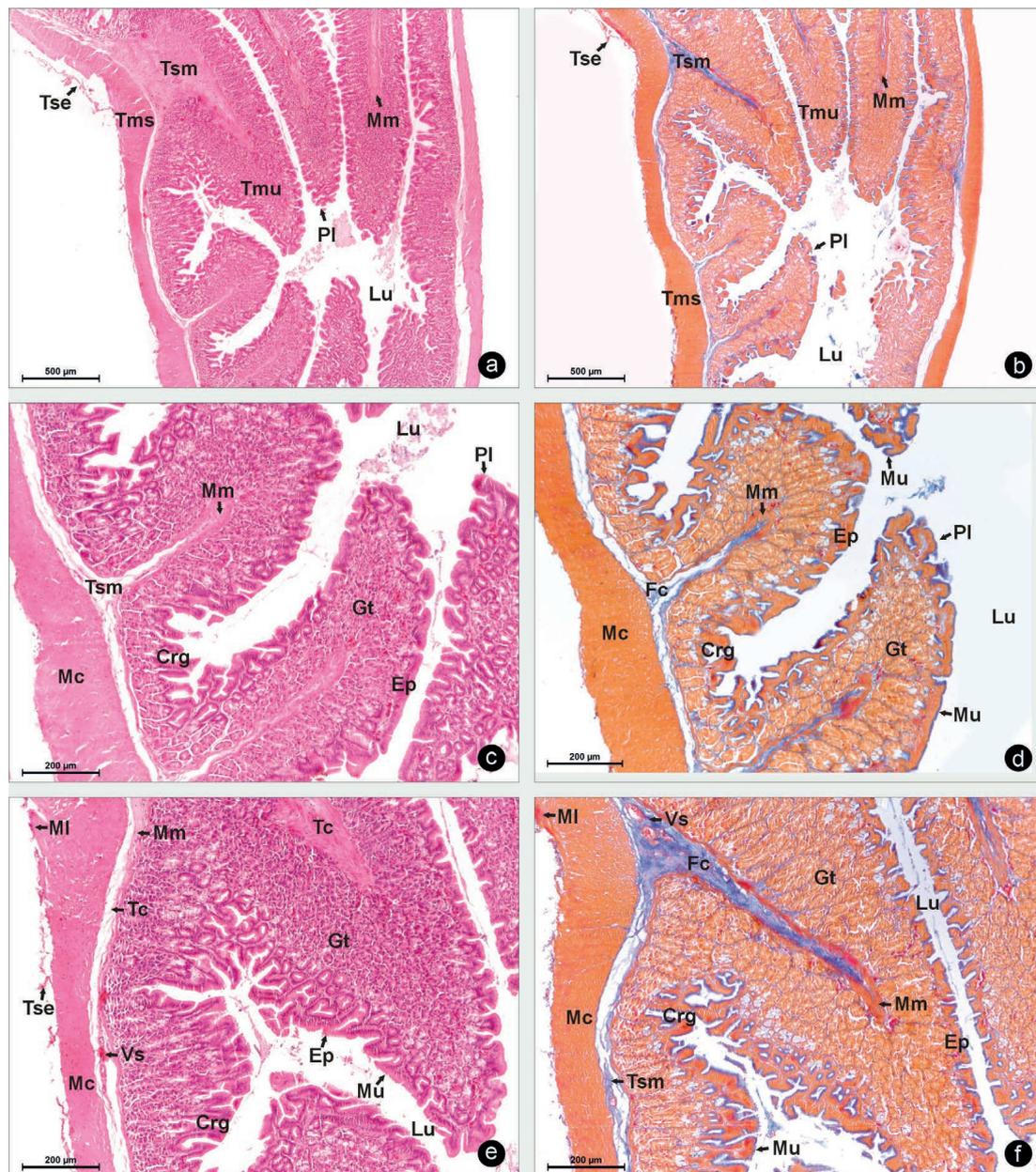


Figura 7. Histomorfología del estómago completo (Est). (a) Histomorfología de las túnicas del Est (H-E). (b) Histomorfología de las túnicas del Est (TM). (c) Histomorfología de los componentes estructurales de las túnicas del Est (H-E). (d) Histomorfología de los componentes estructurales de las túnicas del Est (TM). (e) Detalle de los componentes estructurales de un pliegue (H-E) (f) Detalle de los componentes estructurales de un pliegue (TM). **Abreviaturas:** Cripta gástrica (Crg); Epitelio (Ep); Fibras de colágeno (Fc); Glándula tubular (Gt); Mu (Mucina); Muscular de la mucosa (Mm); Musculatura circular (Mc); Musculatura longitudinal (MI); Lumen (Lu); Pliegue longitudinal (PI); Túnica mucosa (Tmu); Túnica muscular (Tms); Túnica serosa (Tse); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs). Hematoxilina-Eosina (H-E); Tricrómico de Mallory Azan (TM).

Figure 7. Histomorphology of the complete stomach (Est). (a) Histomorphology of the tunics of the Est (H-E). (b) Histomorphology of the tunics of the Est (TM). (c) Histomorphology of the structural components of the tunics of the Est (H-E). (d) Histomorphology of the structural components of the tunics of the Est (TM). (e) Detail of the structural components of a fold (H-E) (f) Detail of the structural components of a fold (TM). **Abbreviations:** Gastric crypt (Crg); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); Tubular gland (Gt);

► Mucin (Mu); Muscularis mucosae (Mm); Circular muscle (Mc); Longitudinal muscle (Ml); Lumen (Lu); Longitudinal fold (Pl); Mucosal tunic (Tmu); Muscular tunic (Tms); Serous tunic (Tse); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs). Hematoxylin-Eosin (H-E); Mallory Azan Trichrome (TM).

La muscular de la mucosa está formada por fibras musculares lisas, acidófilas y de núcleos ovales basófilos de posición central. Se divide en dos capas delgadas, una capa interna circular y una externa longitudinal. La capa interna proyecta algunos haces de fibras musculares hacia la lámina propia formando parte del tejido intersticial (Fig. 8a-c).

La túnica submucosa se presenta como una capa de tejido conectivo denso irregular, está compuesta por fibroblastos y numerosas fibras de colágeno que se colorean de azul con TM, la disposición de las fibras de colágeno se ve interrumpida por la presencia de arteriolas y arterias musculares. La túnica submucosa forma parte del eje central de los pliegues longitudinales que posee el estómago, brindando soporte a los mismos y acompañando los cambios de forma del órgano ante la llegada del alimento (Fig. 7c, d).

En la túnica muscular externa las fibras musculares lisas tienen núcleos ovoides basófilos y citoplasma acidófilo o naranja-pardo con TM. Su estructura se mantiene en dos capas, circular interna y longitudinal externa. La capa circular presenta un número menor de estratos en la región periesofágica que luego aumenta considerablemente su grosor. Por otra parte, la capa longitudinal se mantiene muy delgada e incluso aparenta estar ausente en la región inferior del estómago. Entre ambas capas musculares se observa tejido conectivo evidenciado por la coloración azul de las fibras colágenas. Externamente, a diferencia del esófago, encontramos la túnica serosa, compuesta por un epitelio simple plano acompañado por una delgada capa de tejido conectivo (Fig. 7e, f).

Histoquímica del estómago.— El análisis histoquímico del estómago con la tinción AB pH 0,5 y 2,5-PAS evidenció la presencia de contenidos celulares tanto periodatoreactivos, que se organizan de forma homogénea, como alcianófilos. Es así como podemos distinguir, según la naturaleza química, tres tipos glandulares: G1B; G2A y G2B. Las células mucosas del cuello (G1B) presentan contenidos alcianófilos con glicoconjugados de tipo mucoproteínas y proteoglicanos con residuos ácidos de tipo carboxilados y fosfatados. El moco que secretan este tipo de glándulas se organiza dando un aspecto espumoso a diferencia del que producen las células mucosas superficiales. Tanto las glándulas G2A y G2B. corresponden a las células cilíndricas mucosecretoras que conforman el epitelio gástrico. Las glándulas G2A presentan contenidos de glicoproteínas y glicolípidos neutros de bajo peso molecular y se encuentran en la región media del estómago.

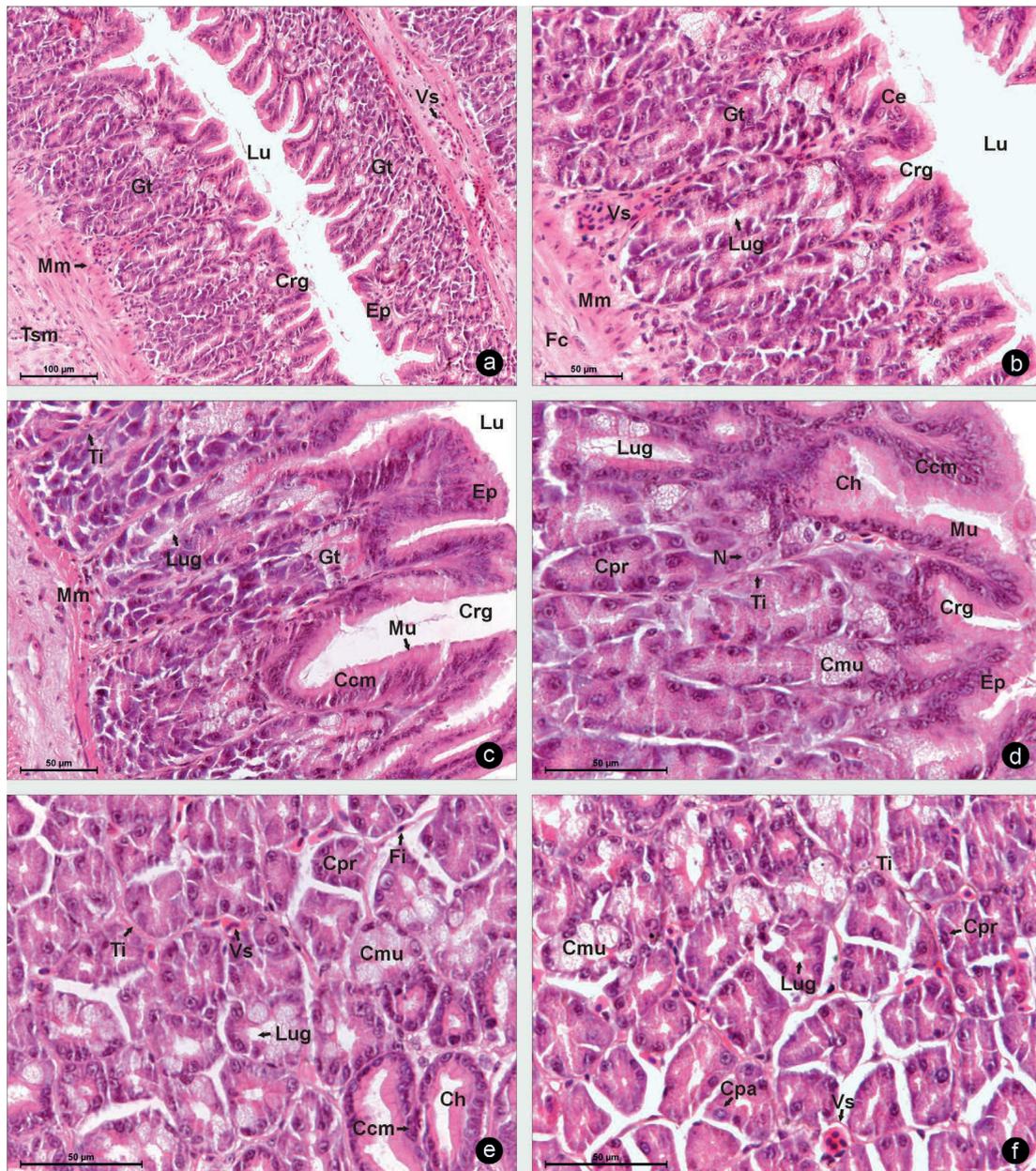


Figura 8. Histomorfología de los pliegues del estómago (Est). (a) Detalle de túnica mucosa y submucosa en el pliegue del Est (H-E). (b, c) Detalle de los componentes estructurales de la túnica mucosa y submucosa (H-E). (d) Detalle del epitelio y glándulas tubulares de la túnica mucosa (H-E). (e, f) Detalle de las células que componen las glándulas tubulares (H-E). **Abreviaturas:** Célula cilíndrica mucosecretora (Ccm); Célula epitelial (Ce); Célula mucosa (Cmu); Células parietales (Cpa); Células principales (Cpr); Contenido homogéneo (Ch); Criptas gástricas (Cgr); Epitelio (Ep); Fibras de colágeno (Fc); Fibroblasto (Fi); Glándula tubular (Gt); Mu (Mucina); Muscular de la mucosa (Mm); Núcleo (N); Lumen (Lu); Lumen glandular (Lug); Tejido intersticial (Ti); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs). Hematoxilina-Eosina (H-E); Tricrómico de Mallory Azan (TM).

Figure 8. Histomorphology of the stomach folds (Est). (a) Detail of the mucosal and submucosal tunics in a fold of the Est (H-E). (b, c) Detail of the structural components of the mucosal and submucosal tunics (H-E). (d) Detail of the epithelium and tubular glands of the mucosal tunic (H-E). (e, f) Detail of the cells that compose the tubular glands (H-E). **Abbreviations:** Mucosecretory cylindrical cell (Ccm); Epithelial cell (Ce); Mucous cell (Cmu); Parietal cells (Cpa); Chief cells (Cpr); Homogeneous content (Ch); Gastric crypts

► (Cgr); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); Fibroblast (Fi); Tubular gland (Gt); Mucin (Mu); Muscularis mucosae (Mm); Nucleus (N); Lumen (Lu); Glandular lumen (Lug); Interstitial tissue (Ti); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs). Hematoxylin-Eosin (H-E); Mallory Azan Trichrome (TM).

Las glándulas G2B se encuentran en las regiones superior e inferior del estómago, próximas a las zonas de transición y se caracterizan por presentar contenidos de glicoproteínas; mucoproteínas y glicolípidos de tipo cerebrósidos con un grado de polimerización mayor a los anteriores. Los contenidos glandulares son secretados hacia la cavidad estomacal en donde adoptan una organización fibrilar en la que predominan aquellos de naturaleza ácida con los que entrará en contacto el alimento durante el proceso de digestión química (Tabla 2 y Fig. 9a-f).

Transición estómago-intestino delgado.— La transición del estómago al intestino delgado presenta notables cambios histomorfológicos (Fig. 10a, b). Las áreas gástricas de la mucosa desaparecen para dar lugar a la formación de vellosidades largas, el epitelio simple cilíndrico mucosecretor característico del estómago es reemplazado por un epitelio simple cilíndrico con células absorbentes y caliciformes típicas del intestino. La lámina propia pierde extensión ya que en la zona de transición las glándulas gástricas quedan representadas únicamente por las células mucosas del cuello hasta finalmente desaparecer. Por otra parte, la muscular de la mucosa reduce su grosor hasta volverse ausente en el intestino delgado (Fig. 10a-f).

La túnica submucosa, de tejido conectivo denso irregular, se torna un poco más delgada y posteriormente forma parte del eje de las vellosidades intestinales. La túnica muscular externa disminuye su espesor de forma gradual, aunque conserva la disposición de las capas que la componen y vuelve a ser notable la musculatura longitudinal externa (Fig. 10d).

Acompañando a los cambios observables en la histomorfología se encuentran los cambios a nivel histoquímico. Los contenidos periodatoreactivos de glicoconjugados neutros de las glándulas G2A y G2B presentes en el epitelio gástrico son reemplazados por células caliciformes alcianófilas de glicoconjugados de tipo ácidos correspondientes a glándulas de tipo G1B que forman parte del epitelio de revestimiento del intestino (Tabla 2 y Fig. 10c, e, f).

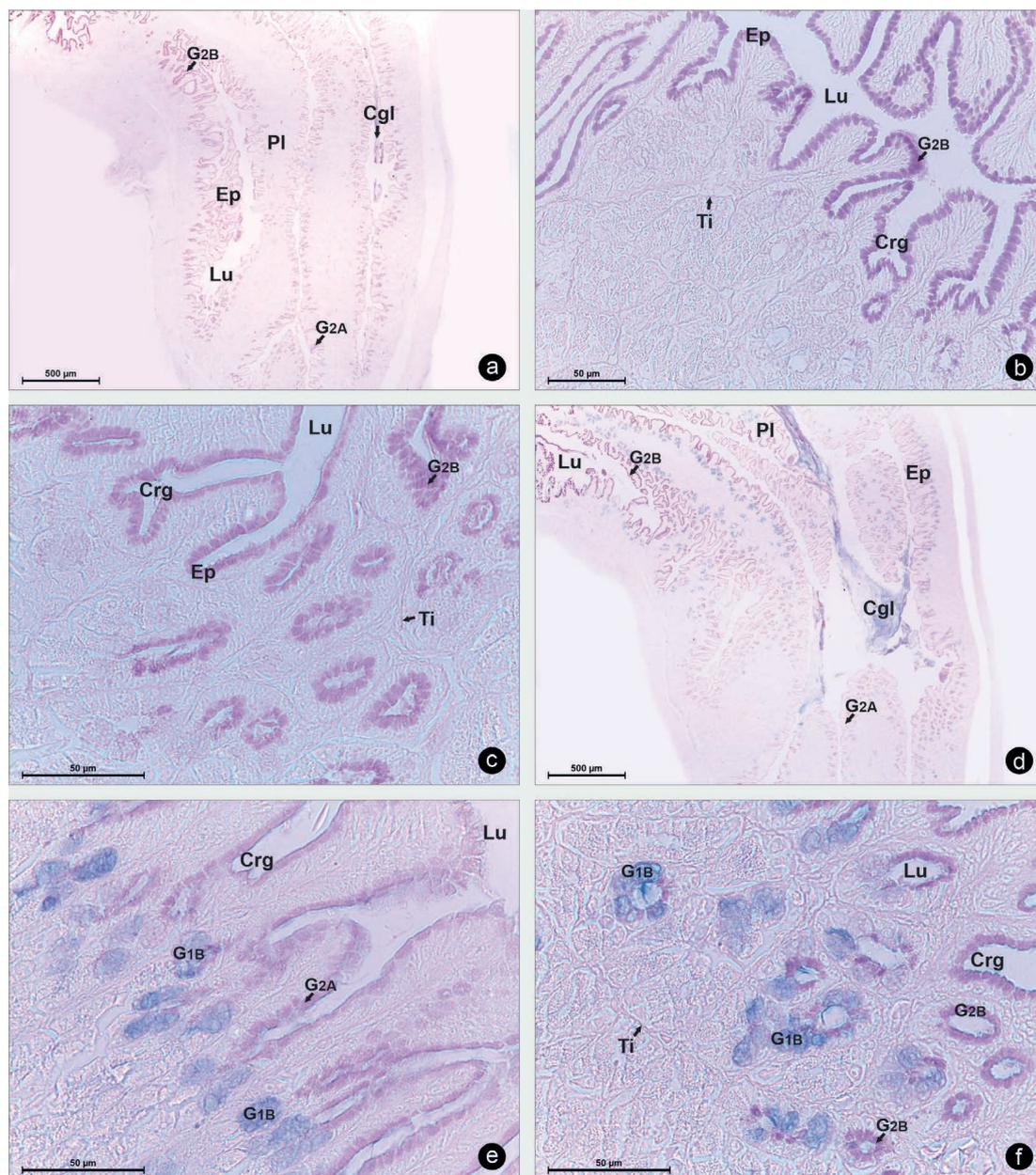


Figura 9. Histoquímica del estómago completo (Est). (a) Histoquímica del epitelio del Est (AB pH 0,5-PAS). (b, c) Detalle de los contenidos del epitelio mucosecretor (AB pH 0,5-PAS). (d) Histoquímica del epitelio del Est (AB pH 2,5-PAS). (e, f) Detalle de los contenidos del epitelio mucosecretor y células mucosas del cuello de la glándula (AB pH 2,5-PAS). **Abreviaturas:** Contenido glandular (Cgl); Criptas gástricas (Cgr); Epitelio (Ep); Glándula AB pH 2,5 (G1B); Glándula PAS + (G2A); Glándula PAS ++ (G2B); Lumen (Lu); Pliegue (Pl); Tejido intersticial (Ti). Azul Alcian pH 0,5–Acido Periódico Schiff (AB pH 0,5-PAS), Azul Alcian pH 2,5–Acido Periódico Schiff (AB pH 2,5-PAS).

Figure 9. Histochemistry of the entire stomach (Est). (a) Histochemistry of the Est epithelium (AB pH 0.5-PAS). (b, c) Detail of the contents of the mucosecretory epithelium (AB pH 0.5-PAS). (d) Histochemistry of the epithelium of the Est (AB pH 2.5-PAS). (e, f) Detail of the contents of the mucosecretory epithelium and mucous neck cells of the gland (AB pH 2.5-PAS). **Abbreviations:** Glandular content (Cgl); Gastric crypts (Cgr); Epithelium (Ep); AB pH 2.5 gland (G1B); PAS + gland (G2A); PAS ++ gland (G2B); Lumen (Lu); Fold (Pl); Interstitial tissue (Ti). Alcian Blue pH 0.5–Periodic Acid-Schiff (AB pH 0.5–PAS); Alcian Blue pH 2.5–Periodic Acid-Schiff (AB pH 2.5–PAS).

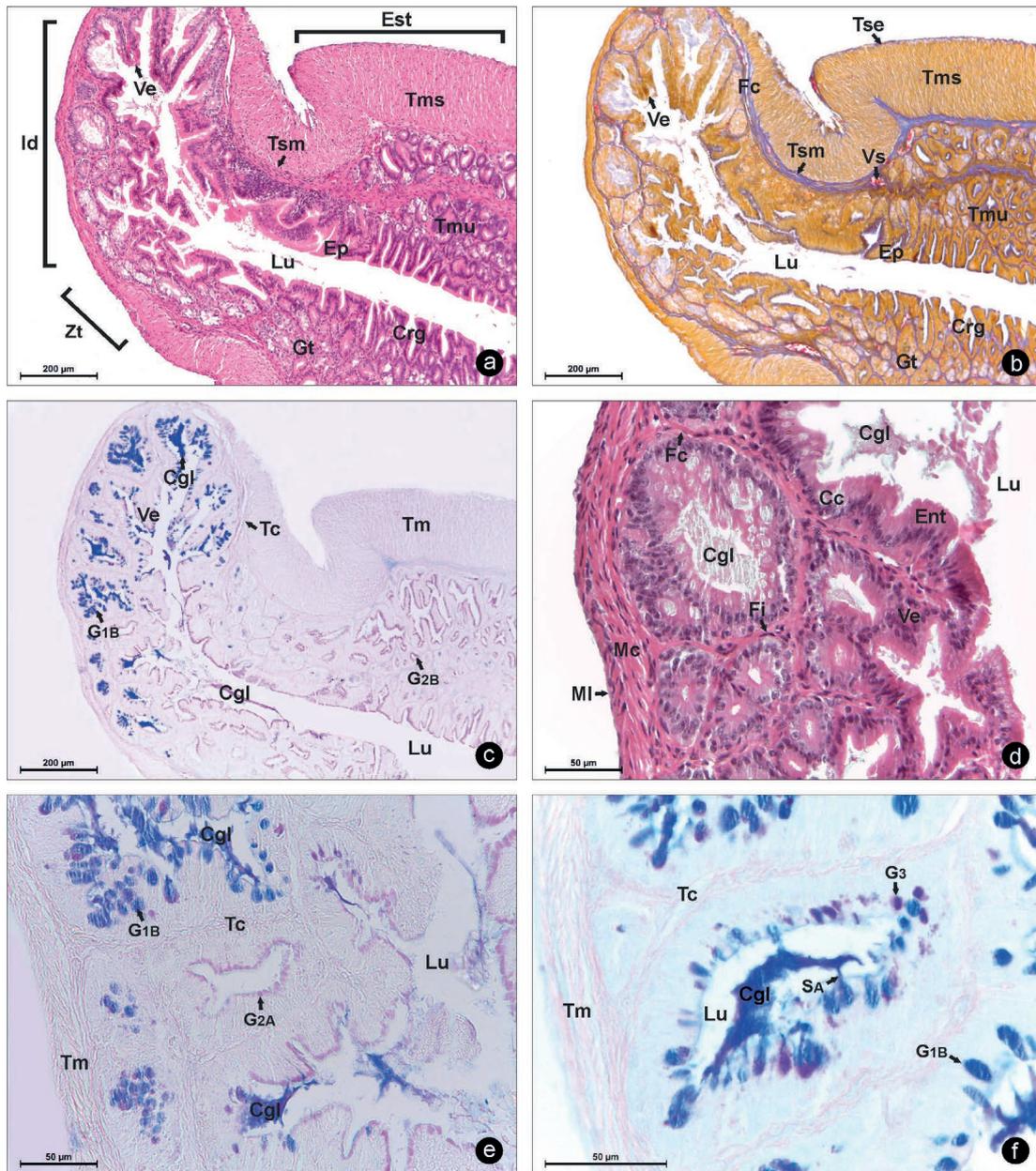


Figura 10. Histomorfología e histoquímica de la zona de transición (Zt) entre el estómago e intestino delgado. (a) Histomorfología de la reorganización de las tunicas en la Zt (H-E). (b) Histomorfología de la reorganización de las tunicas en la Zt (TM). (c) Histoquímica de la Zt (AB pH 2,5-PAS). (d) Detalle histomorfológico de los componentes estructurales de las tunicas (H-E). (e, f) Detalle de la naturaleza química, organización y mecanismo de secreción de las glándulas en la Zt (AB pH 2,5-PAS). **Abreviaturas:** Célula caliciforme (Cc); Contenido glandular (Cgl); Criptas gástricas (Crg); Enterocito (Ent); Epitelio (Ep); Estómago (Est); Fibras de colágeno (Fc); Fibroblasto (Fi); Glándula AB pH 2,5 (G1B); Glándula mixta (G3); Glándula PAS + (G2A); Glándula PAS ++ (G2B); Glándula tubular (Gt); Intestino delgado (Id); Lumen (Lu); Musculatura circular (Mc); Musculatura longitudinal (MI); Secreción apocrina (SA); Tejido conectivo (Tc); Tejido muscular (Tm); Túnica mucosa (Tmu); Túnica muscular (Tms); Túnica serosa (Tse); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs); Vellosoidad (Ve); Zona de transición (Zt). Azul Alcian pH 2,5-Acido Periódico Schiff (AB pH 2,5-PAS), Hematoxilina-Eosina (H-E); Tricrómico de Mallory Azan (TM).

Figure 10. Histomorphology and histochemistry of the transition zone (Zt) between the stomach and small intestine. (a) Histomorphology of the reorganization of the tunics

► in the Zt (H-E). (b) Histomorphology of the reorganization of the tunics in the Zt (TM). (c) Histochemistry of Zt (AB pH 2.5-PAS). (d) Histomorphological detail of the structural components of the tunics (H-E). (e, f) Detail of the chemical nature, organization, and secretion mechanism of the glands in the Zt (AB pH 2.5-PAS). **Abbreviations:** Goblet cell (Cc); Glandular content (Cgl); Gastric crypts (Crg); Enterocyte (Ent); Epithelium (Ep); Stomach (Est); Collagen fibers (Fc); Fibroblast (Fi); AB pH 2.5 gland (G1B); Mixed gland (G3); PAS + gland (G2A); PAS ++ gland (G2B); Tubular gland (Gt); Small intestine (Id); Lumen (Lu); Circular muscle (Mc); Longitudinal muscle (Ml); Apocrine secretion (SA); Connective tissue (Tc); Muscle tissue (Tm); Mucosal tunic (Tmu); Muscular tunic (Tms); Serous tunic (Tse); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs); Villus (Ve); Transition zone (Zt). Alcian Blue pH 2.5–Periodic Acid Schiff (AB pH 2.5-PAS), Hematoxylin-Eosin (H-E); Mallory Azan Trichrome (TM).

Intestino delgado

El intestino delgado es el órgano de mayor longitud y menor diámetro del tubo digestivo. Éste es el principal sitio de absorción de los productos del proceso de digestión que llegan del estómago, por lo tanto, la superficie absorbente se amplifica por la presencia de especializaciones como las vellosidades, que involucran a las túnicas mucosa y submucosa, y las microvellosidades (Fig. 1d).

Histomorfología del intestino delgado.— Una de las características más relevantes del intestino delgado es la presencia de vellosidades. Éstas extensas proyecciones, simples o ramificadas, corresponden a evaginaciones de la mucosa que cubren por completo la superficie intestinal y se extienden hacia el espacio luminal (Fig. 11a, b).

Las vellosidades consisten en un centro de tejido conectivo denso, revestido de un epitelio simple cilíndrico en el que se distinguen dos tipos celulares: Los enterocitos y las células caliciformes. Los enterocitos o células absorbentes son células cilíndricas de gran altura, su citoplasma es acidófilo y sus núcleos basófilos de forma ovalada se ubican en la región basal de la célula. En la región apical presentan especializaciones, las microvellosidades, que se disponen en conjunto dando origen a la “chapa estriada”, generando una mayor superficie de absorción de las sustancias que se encuentran en la luz intestinal hacia el torrente sanguíneo. Los enterocitos se encuentran en íntima unión entre sí y con las células caliciformes, éstas últimas son glándulas unicelulares productoras de moco. Las células caliciformes se encuentran en menor proporción y es frecuente observarlas vacías o con contenido ligeramente basófilo. Como su nombre lo indica, presentan forma de cáliz o pera debido a la gran cantidad de mucinógeno que acumulan, su núcleo es basófilo redondeado y de posición basal mientras que su citoplasma acidófilo se distribuye en la región basal y perinuclear de la célula. Como ya se mencionó anteriormente, el centro de las vellosidades está compuesto por tejido conectivo perteneciente a la túnica submucosa. Ésta se encuentra inmediatamente por debajo del epitelio intestinal y está compuesta por tejido conectivo denso irregular en él abundan los fibroblastos

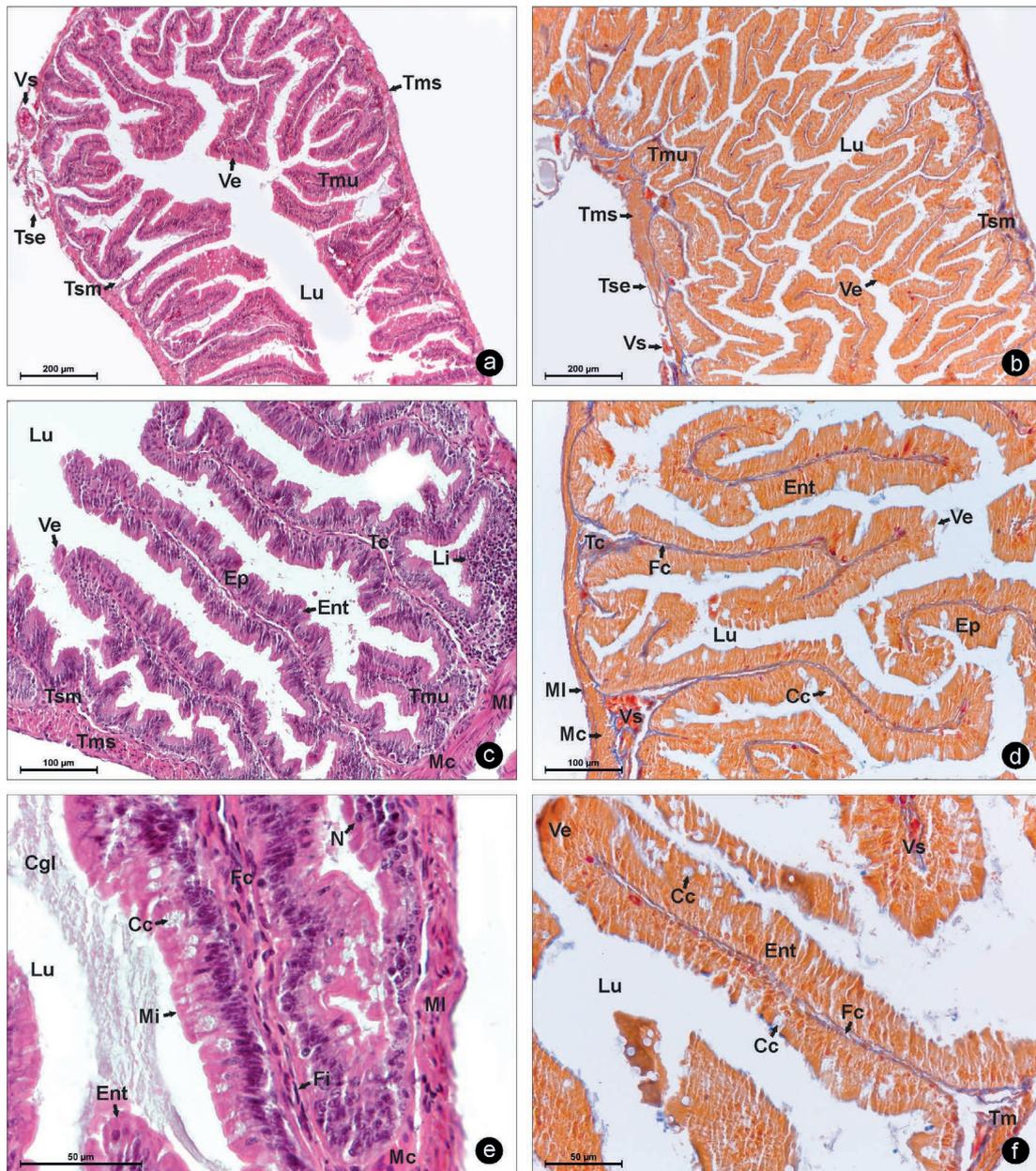


Figura 11. Histomorfología del intestino delgado (Id). (a) Histomorfología de las tunicas del Id (H-E). (b) Histomorfología de las tunicas del Id (TM). (c) Histomorfología de las vellosidades y tejidos que componen las tunicas (H-E). (d) Histomorfología de las vellosidades y tejidos que componen las tunicas (TM). (e) Detalle de los componentes estructurales de una vellosidad (H-E). (f) Detalle de los componentes estructurales de una vellosidad (TM). **Abreviaturas:** Célula caliciforme (Cc); Contenido glandular (Cgl); Enterocito (Ent); Epitelio (Ep); Fibras de colágeno (Fc); Fibroblasto (Fi); Linfocito (Li); Lumen (Lu); Núcleo (N); Microvellosidad (Mi); Musculatura circular (Mc); Musculatura longitudinal (MI); Tejido conectivo (Tc); Tejido muscular (Tm); Túnica mucosa (Tmu); Túnica muscular (Tms); Túnica serosa (Tse); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs); Vellosidad (Ve). Hematoxilina-Eosina (H-E); Tricrómico de Mallory Azan (TM).

Figure 11. Histomorphology of the small intestine (Id). (a) Histomorphology of the tunics of the Id (H-E). (b) Histomorphology of the tunics of the Id (TM). (c) Histomorphology of the villi and tissues composing the tunics (H-E). (d) Histomorphology of the villi and tissues composing the tunics (TM). (e) Detail of the structural components of a villus (H-E). (f) Detail of the structural components of a villus (TM). **Abbreviations:** Goblet

► cell (Cc); Glandular content (Cgl); Enterocyte (Ent); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); Fibroblast (Fi); Lymphocyte (Li); Lumen (Lu); Nucleus (N); Microvillus (Mi); Circular muscle (Mc); Longitudinal muscle (Ml); Connective tissue (Tc); Muscle tissue (Tm); Mucosal tunic (Tmu); Muscular tunic (Tms); Serous tunic (Tse); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs); Villus (Ve). Hematoxylin-Eosin (H-E); Mallory Azan Trichrome (TM).

y fibras de colágeno, numerosos capilares sanguíneos y notorios cúmulos basófilos de linfocitos (Fig. 11c-f).

La túnica muscular, compuesta por fibras musculares lisas, se mantiene delgada a lo largo de todo el intestino y conserva su disposición en dos capas: circular interna y longitudinal externa, ambas acidófilas y de colores pardo con TM. Finalmente, la túnica serosa que consta de un epitelio simple plano y tejido conectivo en el que encontramos paquetes vasculo-nerviosos (Fig. 11a-d).

Histoquímica del intestino delgado.— El análisis histoquímico de la mucosa intestinal revela dos componentes importantes del intestino delgado. Por un lado, la presencia en la región apical de los enterocitos, cubriendo a las microvellosidades se observa una película de secreción glicoproteica (PAS +) que corresponde al glicocáliz cuya reacción revela hidratos de carbono que al unirse con proteínas y lípidos de la membrana plasmática forma glicoproteínas y glicolípidos neutros de bajo peso molecular. Por otra parte, en el epitelio de revestimiento se observa la presencia de glándulas unicelulares de tipo G1A. y G1B, éstas contienen glicoconjugados, mucoproteínas y proteoglicanos con residuos ácidos de tipo sulfatados, carboxilos, fosfatados y de ácido siálico que se liberan al lumen intestinal por holocrinea involucrando completamente la integridad celular, este proceso se visualiza con la apertura completa de la región apical de la célula glandular para la liberación de sus contenidos (Tabla 2 y Fig. 12a-f).

Transición intestino delgado-intestino grueso.— Corresponde a la última zona en la que se producen cambios no sólo a nivel histomorfológico sino también a nivel histoquímico. Estos cambios se concentran principalmente a nivel de la túnica mucosa mientras que la túnica submucosa, muscular externa y serosa no presentan cambios. Las vellosidades, características del intestino delgado, reducen considerablemente su longitud hasta finalmente desaparecer en el intestino grueso. Existe un notable aumento de células caliciformes conforme nos aproximamos al intestino grueso que presentan contenidos celulares de naturaleza mixta correspondiendo a glándulas de tipo G3 (Tabla 2 y Fig. 13a-c).

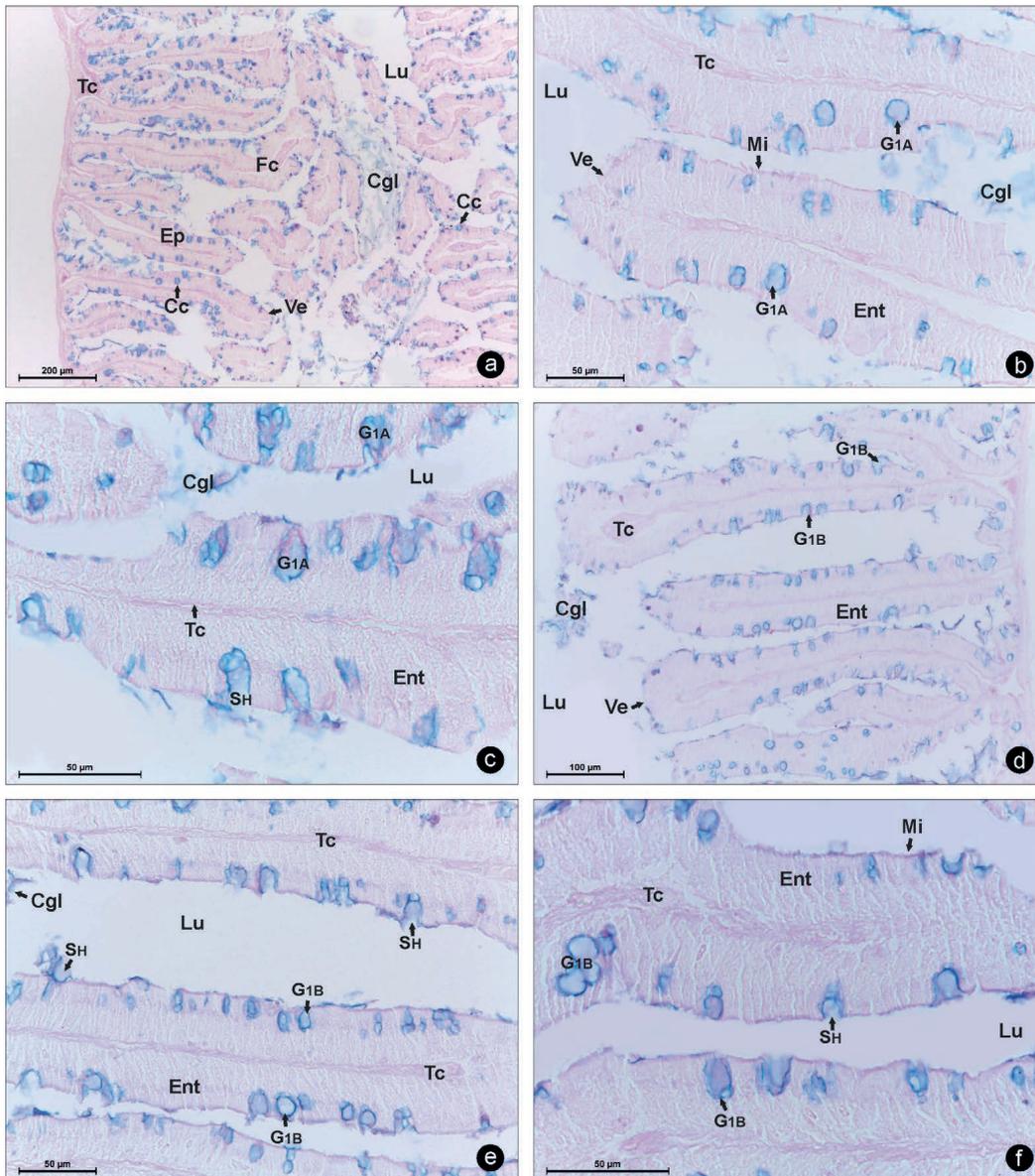


Figura 12. Histoquímica del intestino delgado (Id). (a) Histoquímica de las vellosidades del Id (AB pH 0,5-PAS). (b, c) Detalle de la naturaleza química, organización y mecanismo de secreción de los contenidos glandulares en el Id (AB pH 0,5-PAS). (d, e, f) Detalle de la naturaleza química, organización y mecanismo de secreción de los contenidos glandulares en el Id (AB pH 2,5-PAS). **Abreviaturas:** Célula caliciforme (Cc); Contenido glandular (Cgl); Enterocito (Ent); Epitelio (Ep); Fibras de colágeno (Fc); Glándula AB pH 0,5 (G1A); Glándula AB pH 2,5 (G1B); Lumen (Lu); Microvellosidad (Mi); Secreción holocrina (SH); Tejido conectivo (Tc); Vellosidad (Ve). Azul Alcian pH 0,5–Acido Periódico Schiff (AB pH 0,5-PAS); Azul Alcian pH 2,5–Acido Periódico Schiff (AB pH 2,5-PAS).

Figure 12. Histochemistry of the small intestine (Id). (a) Histochemistry of the villi of the Id (AB pH 0.5-PAS). (b, c) Detail of the chemical nature, organization, and secretion mechanism of the glandular contents in the Id (AB pH 0.5-PAS). (d, e, f) Detail of the chemical nature, organization, and secretion mechanism of the glandular contents in the Id (AB pH 2.5-PAS). **Abbreviations:** Goblet cell (Cc); Glandular content (Cgl); Enterocyte (Ent); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); AB pH 0.5 gland (G1A); AB pH 2.5 gland (G1B); Lumen (Lu); Microvillus (Mi); Holocrine secretion (SH); Connective tissue (Tc); Villus (Ve). Alcian Blue pH 0.5–Periodic Acid-Schiff (AB pH 0.5–PAS); Alcian Blue pH 2.5–Periodic Acid-Schiff (AB pH 2.5–PAS).

Intestino grueso

El intestino grueso es la porción más corta del tubo digestivo y precede a la cloaca, ésta última representa una vía común entre el tracto digestivo y el sistema urogenital. Este órgano se presenta como un tubo de lumen estrecho y con amplia capacidad de distensión. Su principal función es la de absorción de agua y electrolitos a partir de los productos de la digestión que llegan a él como también la eliminación de los productos no digeridos y de desechos (Fig. 1d).

Histomorfología del intestino grueso.— La túnica mucosa no forma vellosidades, presenta un epitelio simple cilíndrico formado por células absorbentes o enterocitos y células caliciformes. Los enterocitos presentan características idénticas a las ya descritas en el intestino delgado, son células cilíndricas y de gran altura con núcleos ovales basófilos de posición basal y citoplasma acidófilo en cuya región apical se encuentran las microvellosidades. Las células caliciformes se encuentran en grandes cantidades, su contenido ocupa el mayor volumen celular por lo que el citoplasma acidófilo se limita a la periferia y su núcleo basófilo se ubica en la región basal. Las mucinas producidas por este tipo de célula lubrica la mucosa intestinal de forma continua facilitando la eliminación de los productos de desecho que, por la absorción de agua, se tornan cada vez más sólidos. La delgada túnica submucosa, compuesta por tejido conectivo denso irregular, presenta abundantes fibras de colágeno acidófilas, acompañadas por fibroblastos de núcleos aguzados basófilos y vasos sanguíneos que corresponden a arteriolas musculares. Por otra parte, la túnica muscular, compuesta por fibras musculares lisas acidófilas, se mantiene delgada y conserva su disposición en dos capas, circular interna y longitudinal externa. Finalmente, la túnica serosa típica (Fig. 13c, d).

Histoquímica del intestino grueso.— El análisis histoquímico del intestino grueso reveló la presencia de células caliciformes con contenidos de naturaleza mixta que presentan glicoconjugados ácidos y neutros (glicoproteínas, mucoproteínas y proteoglicanos) en simultáneo correspondiendo éstas a glándulas de tipo G3. Este tipo de glándulas no muestra la suma tintorial de ambos sino hasta que los contenidos son secretados al lumen. Por otra parte, también es visible en el citoplasma apical de los enterocitos, el glicocáliz que reacciona con el PAS revelando en su composición la presencia de glicoproteínas y glicolípidos neutros de bajo peso molecular (Tabla 2 y Fig. 13e, f).

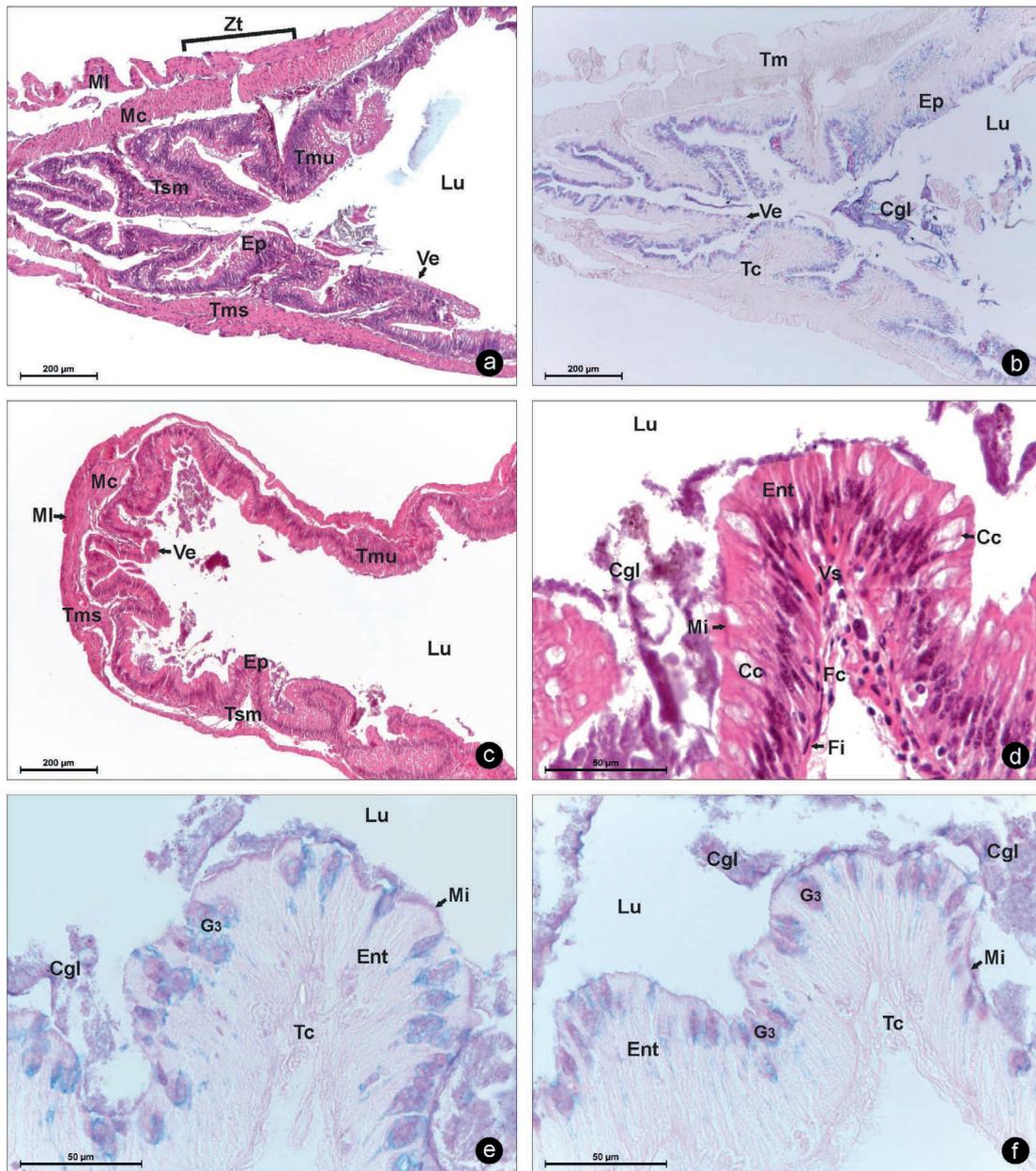


Figura 13. Histomorfología e histoquímica de la zona de transición e intestino grueso. (a) Histomorfología de las tunicas de la zona de transición entre el intestino delgado y grueso (H-E). (b) Histoquímica de la zona de transición (AB pH 2,5-PAS). (c) Histomorfología de las tunicas de la zona de transición (H-E). (d) Detalle del epitelio y túnica submucosa del intestino grueso (H-E). (e) Detalle de la naturaleza química de los contenidos de las células caliciformes en el intestino grueso (AB pH 0,5-PAS). (f) Detalle de la naturaleza química de los contenidos de las células caliciformes en el intestino grueso (AB pH 2,5-PAS). **Abreviaturas:** Célula caliciforme (Cc); Contenido glandular (Cgl); Enterocito (Ent); Epitelio (Ep); Fibras de colágeno (Fc); Fibroblasto (Fi); Glándula mixta (G3); Lumen (Lu); Microvellosidad (Mi); Musculatura circular (Mc); Musculatura longitudinal (MI); Tejido conectivo (Tc); Tejido muscular (Tm); Túnica mucosa (Tmu); Túnica muscular (Tms); Túnica submucosa (Tsm); Vaso sanguíneo (Vs); Velloso (Ve); Zona de transición (Zt). Azul Alcian pH 0,5–Acido Periódico Schiff (AB pH 0,5-PAS); Azul Alcian pH 2,5–Acido Periódico Schiff (AB pH 2,5-PAS); Hematoxilina-Eosina (H-E).

Figure 13. Histomorphology and histochemistry of the transition zone and large intestine. (a) Histomorphology of the tunics of the transition zone between the small and large intestine. (b) Histochemistry of the transition zone (AB pH 2,5-PAS). (c) Histomorphology of the tunics of the transition zone (H-E). (d) Detail of the epithelium and submucosa of the large intestine (H-E). (e) Detail of the chemical nature of the contents of the caliciform cells in the large intestine (AB pH 0,5-PAS). (f) Detail of the chemical nature of the contents of the caliciform cells in the large intestine (AB pH 2,5-PAS). **Abbreviations:** Caliciform cell (Cc); Glandular content (Cgl); Enterocyte (Ent); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); Fibroblast (Fi); Mixed gland (G3); Lumen (Lu); Microvillus (Mi); Circular muscle (Mc); Longitudinal muscle (MI); Connective tissue (Tc); Muscle tissue (Tm); Mucosa (Tmu); Muscularis (Tms); Submucosa (Tsm); Blood vessel (Vs); Villus (Ve); Transition zone (Zt). Alcian blue pH 0,5–Periodic acid Schiff (AB pH 0,5-PAS); Alcian blue pH 2,5–Periodic acid Schiff (AB pH 2,5-PAS); Hematoxylin-Eosin (H-E).

intestine (H-E). (b) Histochemistry of the transition zone (AB pH 2.5-PAS). (c) Histomorphology of the tunics of the transition zone (H-E). (d) Detail of the epithelium and tunica submucosa of the large intestine (H-E). (e) Detail of the chemical nature of the contents of goblet cells in the large intestine (AB pH 0.5-PAS). (f) Detail of the chemical nature of the contents of goblet cells in the large intestine (AB pH 2.5-PAS). **Abbreviations:** Goblet cell (Cc); Glandular content (Cgl); Enterocyte (Ent); Epithelium (Ep); Collagen fibers (Fc); Fibroblast (Fi); Mixed gland (G3); Lumen (Lu); Microvillus (Mi); Circular musculature (Mc); Longitudinal musculature (Ml); Connective tissue (Tc); Muscle tissue (Tm); Mucosal tunic (Tmu); Muscular tunic (Tms); Submucosal tunic (Tsm); Blood vessel (Vs); Villus (Ve); Transition zone (Zt). Alcian Blue pH 0.5–Periodic Acid Schiff (AB pH 0.5–PAS); Alcian Blue pH 2.5–Periodic Acid Schiff (AB pH 2.5–PAS); Hematoxylin-Eosin (H-E).

DISCUSIÓN

La túnica mucosa del esófago en *Leptodactylus latinasus* se encuentra tapizada por un epitelio pseudoestratificado cilíndrico ciliado similar al descrito para *Pelophylax perezi* (Gallego-Huidobro & Pastor, 1996); *Leptodactylus labyrinthicus* (Santana & Menin, 1997); *Boana albopunctata* y *Boana raniceps* (Valverde et al., 2019). Sin embargo, algunas especies como *Amerana aurora* (Ferri et al., 2001) y *Bufotes viridis dionysi* (Liquori et al., 2002) presentan un epitelio simple cilíndrico ciliado. Las glándulas unicelulares del epitelio esofágico descritas para *L. latinasus* coinciden con las encontradas en la literatura para *Amerana aurora* (Ferri et al., 2001) y *Bufotes viridis dionysi* (Liquori et al., 2002) aunque contrastan con lo descrito para *Boana albopunctata* y *Boana raniceps* (Valverde et al., 2019) en donde se ha encontrado un tipo de célula caliciforme con contenido periodato reactivo.

La túnica submucosa del esófago en *L. latinasus* presenta ausencia de glándulas y está compuesta por tejido conectivo denso irregular con abundantes fibras de colágeno. Esto es similar a lo descrito en *Xenopus muelleri*, *Sclerophrys gutturalis*, *Phrynomantis bifasciatus* (Hirji & Nikundiwe, 1982), *Leptodactylus labyrinthicus* (Santana & Menin, 1997) y *Boana albopunctata* y *Boana raniceps* (Valverde et al., 2019). Por el contrario, otras especies como *Ptychadena oxyrhynchus*, *Ptychadena porosissima*, *Phrynobatrachus acridoides*, *Chiromantis xerampelina*, *Leptopelis argenteus*, *Hylambates maculatus*, *Afrixalus stuhlmanni brachycnemis*, *Hyperolius argus*, *Hyperolius puncticulatus*, *Hyperolius tuberilinguis* (Hirji & Nikundiwe, 1982) y *Amerana aurora* (Ferri et al., 2001) presentan glándulas tubulares pluricelulares en la submucosa, pudiendo ocupar la totalidad de la túnica o no.

El epitelio de revestimiento gástrico en *L. latinasus* es epitelio simple cilíndrico mucosecretor coincidente con lo encontrado en *Pelophylax saharicus* (Geuze, 1971), *Xenopus muelleri*, *Sclerophrys gutturalis*, *Phrynomantis bifasciatus*, *Ptychadena oxyrhynchus*, *Ptychadena porosissima*, *Phrynobatrachus acridoides*, *Chiromantis xerampelina*, *Leptopelis argenteus*, *Hylambates maculatus*, *Afrixalus stuhlmanni brachycnemis*, *Hyperolius argus*, *Hyperolius puncticulatus*, *Hyperolius tuberilinguis* (Hirji & Nikundiwe, 1982), *Pelophylax perezi* (Gallego-Huidobro & Pastor, 1996), *Lithobates catesbeianus* (Castro et al., 2010) y *Leptodactylus labyrinthicus* (Santana & Menin, 1997).

Algunos autores como Hirji & Nikundiwe (1982) afirman que la organización del estómago en todos los anuros es similar. Sin embargo, existen notables diferencias en cuanto al tipo de células que componen las glándulas gástricas de la lámina propia. Las glándulas gástricas de *L. latinasus* son tubulares simples y están compuestas por tres tipos celulares que se diferencian de acuerdo a sus características histomorfológicas: 1) células mucosas del cuello, 2) células principales y 3) células parietales. La existencia de estos tipos celulares y la diferenciación entre ellas es apoyada por estudios en microscopía óptica y electrónica de Geuze (1971) en *Rana esculenta*. Sin embargo, autores como Hirji & Nikundiwe (1982); Castro et al. (2010) y Liquori et al. (2002) sostienen que las glándulas se componen sólo de dos tipos celulares, células mucosas del cuello y células oxintopépticas o principales. Por otra parte, Valverde et al. (2019) concuerda con la existencia de dos tipos celulares, pero en lugar de ser células oxintopépticas son células oxínticas. Estas diferencias podrían deberse a variaciones metodológicas, ya que algunos estudios se basan en microscopía óptica mientras que otros utilizan técnicas más resolutivas como la microscopía electrónica o métodos histoquímicos e inmunohistoquímicos. En este sentido, la identificación de tres tipos celulares diferenciados en *Leptodactylus latinasus* (células mucosas del cuello, principales y parietales), coincide con trabajos previos que emplearon niveles de análisis más detallados, lo que sugiere que la variación en el número de tipos celulares descritos podría reflejar diferencias reales entre especies. El análisis con microscopía electrónica por parte de Gallego-Huidobro & Pastor, (1996) y la utilización de métodos histoquímicos e inmunohistoquímicos por parte de Ferri et al. (2001) y Machado-Santos et al. (2014) permitieron la identificación de un tercer tipo celular, las células argentafines o enteroendocrinas. El análisis histoquímico realizado en este estudio revela la presencia de mucinas neutras en el epitelio gástrico, esto coincide con lo descrito por Machado-Santos et al. (2014), Liquori et al. (2002), Akat et al. (2014), Valverde et al. (2019) y Ferri et al. (2001). Estos autores, además, coinciden que las células mucosas del cuello presentan contenidos de naturaleza neutra periodato reactivos lo que contrasta con lo descrito en el presente estudio para *Leptodactylus latinasus* en donde las células mucosas del cuello presentan contenidos ácidos que reaccionan con AB pH 2,5. Además, en *L. latinasus* los contenidos periodato reactivos del epitelio gástrico se organizan de manera homogénea.

El epitelio de la mucosa del intestino delgado y grueso de *L. latinasus* está compuesto por células absorbentes o enterocitos y células caliciformes. En el intestino delgado las células caliciformes son menos numerosas y sus contenidos de naturaleza ácida, contrastan con lo descrito por Valverde et al. (2019) quien encuentra que los contenidos de estas células son fuertemente PAS positivos. Algunos autores señalan la existencia de contenidos PAS y AB en las células caliciformes, según Ferri et al. (2001) existe una predominancia de contenidos neutros; por otra parte, Akat et al. (2014) describe la predominancia de contenidos ácidos.

El intestino grueso de *L. latinasus* presenta mayor número de células caliciformes y su contenido es de naturaleza mixta, organizados de manera vacuolar y con predominancia de contenidos PAS positivo, a diferencia de lo observado por Akat et al. (2014) quien describe una predominancia de contenidos AB. El análisis histoquímico realizado por Valverde et al. (2019) revela la presencia de células caliciformes PAS positivas que no concuerdan con lo hallado en este estudio.

El estudio de las zonas de transición permite la observación de los procesos de reorganización y reemplazo de estructuras tisulares, sin embargo, pocas veces son incluidas en los trabajos de investigación. Teniendo en cuenta la importancia de estas zonas, el presente trabajo describe las características histomorfológicas e histoquímicas de las tres zonas de transición presentes a lo largo del tubo digestivo encontrando algunas similitudes con autores como Santana & Menin (1997), Gallego-Huidobro & Pastor, (1996) Valverde et al. (2019) y Liquori et al. (2002) quienes describen brevemente la histomorfolología de la zona de transición esófago-estómago. Valverde et al. (2019) incluye, además, las zonas de transición estómago-intestino delgado e intestino delgado-intestino grueso, mostrando similitudes en la histomorfolología con lo descrito para *L. latinasus*, aunque con notables discrepancias a nivel histoquímico.

Las variaciones histomorfológicas e histoquímicas observadas en cada órgano corresponden principalmente a la túnica mucosa y submucosa, sin embargo, el gran desarrollo de la túnica muscular en el estómago sugiere la participación de la misma en la fragmentación mecánica del alimento, siendo relevantes ambos procesos digestivos, químicos y mecánicos. Además, la elevada actividad glandular observada mediante el análisis histoquímico refleja un momento de actividad en el proceso de alimentación en hembras durante el periodo reproductivo de la especie.

El análisis histomorfológico e histoquímico realizado en el presente estudio en ejemplares hembra de *Leptodactylus latinasus* durante el periodo reproductivo ha permitido comprender el estado funcional de los órganos del tubo digestivo. Desde una perspectiva histológica este análisis infiere una relación entre la morfología y el desarrollo del tubo digestivo con la etapa reproductiva de las hembras de *L. latinasus*, un momento significativo para la alimentación, amplexo y la posterior ovulación.

AGRADECIMIENTOS

Expresamos nuestro agradecimiento a la Fundación Miguel Lillo (Proyecto CUP Z-0075-1 del Instituto de Morfología Animal, Área Zoología, FML), que se desarrolla bajo la dirección de la Dra. Adriana A. Michel y la participación de la Lic. Ana Pucci Alcaide (Investigador externo) y el Técnico Franco José Pucci Alcaide, y financiado con fondos de la Fundación Miguel Lillo.

PARTICIPACIÓN

Todos los autores participaron de manera equitativa en el trabajo.

CONFLICTO DE INTERÉS

El grupo de trabajo no tiene ningún conflicto de interés.

LITERATURA CITADA

- Akat, E., Arıkan H. & Göçmen B. (2014). Histochemical and Biometric Study of the Gastrointestinal System of *Hyla orientalis* (Anura, Hylidae) (Bedriaga, 1890). *European Journal of Histochemistry*. 58 (4): 2452.
- Antoniazzi, C. E., Llanes, R. E., & Armando, A. P. (2017). Características de los anfibios. *Universidad Nacional del Litoral*. 45-53.
- Bernarde, P. S. & Anjos, L. D. (1999). Distribuição espacial e temporal da anurofauna no Parque Estadual Mata dos Godoy, Londrina, Paraná, Brasil (Amphibia: Anura). *Comunicações do Museu de Ciências e Tecnologia PUCRS. Série Zoologia*. Vol. 12: 127-140.
- Birdsey, G. M., Lewin, J., Holbrook, J. D., Simpson, V. R., Cunningham, A. A. & Danpure, C. J. (2005). A comparative analysis of the evolutionary relationship between diet and enzyme targeting in bats, marsupials and other mammals. *Proceedings of the Royal Society B: Biological Sciences*. 272 (1565): 833-840.
- Castro, J. C., Lima, S. L., Braga, G. T., Azevedo, R. V., Pinto, C. E. L. & Silva, A. R. (2010). Anatomohistología do esôfago da rã touro (*Lithobates catesbeianus* SHAW, 1802). *PUBVET, Publicações em Medicina Veterinária e Zootecnia*. Vol. 4, N. 41, Ed. 146, Art. 980.
- Derting, T.L. & Bogue, B.A. (1993). Responses of the gut to moderate energy demands in a small herbivore (*Microtus pennsylvanicus*). *Journal of Mammalogy*, Volume 74, Issue 1, Pages 59–68.
- Duellman, W.E., & Trueb, L. (1986). *Biology of Amphibians*. The Johns Hopkins University Press, Maryland, 670 pp.

- Ferri, D., Liquori, G. E., Natale, L., Santarelli, G., & Scillitani, G. (2001). Mucin histochemistry of the digestive tract of the red-legged frog *Rana aurora aurora*. *Acta Histochemica*. Volume 103, Issue 2, Pages 225-237.
- Flores, E. E. & Aranzábal, M. D. C. U. (2002). Atlas de histología de vertebrados. UNAM. Pág. 71-90.
- Gallardo, J. M. (1964). "*Leptodactylus prognathus*" Boul. & "*L. mystacinus*" (Burm.) con sus respectivas especies aliadas. *Revista del Museo Argentino de Ciencias Naturales Bernardino Rivadavia, Instituto Nacional de Investigaciones en Ciencias Naturales (Argentina) Zoología*, 9: 91-121.
- Gallego-Huidobro J & Pastor LM. (1996). Histology of the mucosa of the oesophagogastric junction and the stomach in adult *Rana perezii*. *Journal of Anatomy*. Vol. 188 (Pt 2): 439-444.
- Geuze, J.J. (1971). Light and electron microscope observation on the gastric mucosa of the frog (*Rana esculenta*): *Zeitschrift für Zellforschung und Mikroskopische Anatomie*. Vol. 117, pages 87-102.
- Giaretta A. A. & Kokubum M. (2004). Reproductive ecology of *Leptodactylus furnarius* Sazima and Bokermann, 1978, a frog that lays eggs in underground chambers. *Herpetozoa* 16(3/4): 115-126.
- Green D. A. & Millar J. S. (1987). Changes in gut dimensions and capacity of *Peromyscus maniculatus* relative to diet quality and energy needs. *Canadian Journal of Zoology* 65: 2159-2162.
- Gross J. E., Wang Z. & Wunder B. A. (1985). Effects of food quality and energy needs: changes in gut morphology and capacity of *Microtus ochrogaster*. *Journal of Mammalogy* Vol. 66. Issue 4: 661-667.
- Heyer, W. R. (1969a). The adaptive ecology of the species groups of the genus *Leptodactylus* (Amphibia, Leptodactylidae). *Evolution*. Vol. 23, No. 3, pp. 421-428.
- Heyer, W. R. (1969b). Studies on the genus *Leptodactylus* (Amphibia, Leptodactylidae). III. A redefinition of the genus *Leptodactylus* and a description of a new genus of leptodactylid frogs. *Contributions in Science, Los Angeles County Museum of Natural History*. Vol. 155: 1-14.
- Heyer, W. R. (1978). Systematics of the Fuscus group of the frog genus *Leptodactylus* (Amphibia, Leptodactylidae). *Natural History Museum of Los Angeles County, Science Bulletin*. Vol. 29: 1-85.
- Hirji, K. N. & Nikundiwe, A. M. (1982). Observations on the oesophageal glands in some *Tanzanian anurans*. *Department of Zoology and Marine Biology, University of Dar es Salaam*. Vol. 17: 32-34.
- Jiménez de la Espada, M. (1875). *Vertebrados del Viaje al Pacífico Verificado de 1862 a 1865 por una Comisión de Naturalistas Enviada por el Gobierno Español*. Batracios. Madrid: A. Miguel Ginesta.
- Lavilla E. O., Heyer, R. W., Kwet, A., & Langone, J. (2004). *Leptodactylus latinasus*. The IUCN Red List of Threatened Species 2004: e. T57139A11590252.

- Lavilla, E. O. (2018). Reproducción y desarrollo en anuros argentinos. Sistemática y Filogenia de los Vertebrados, 3ra edición. 222-227.
- Liquori, G. E., Scillitani, G., Mastrodonato, M., & Ferri, D. (2002). Histochemical investigations on the secretory cells in the oesophagogastric tract of the Eurasian green toad, *Bufo viridis*. The Histochemical Journal. Vol. 34: 517-524.
- Lopez-Calleja M. V., Bozinovic F. & Martínez del Río C. (1997). Effects of sugar concentration on hummingbird feeding and energy use. Comparative and Biochemical Physiology. Vol. 118: 1291-1299.
- Naya D, Bozinovic F & P Sabat. (2008). Ecología nutricional y flexibilidad digestiva en anfibios. In: Herpetología en Chile, (M. Vidal & A. Labra, eds.), Capítulo XV, Science-Verlag. pp. 427-447.
- Machado-Santos C., Pelli-Martins A. A., Abidu-Figueiredo M. & de Brito-Gitirana L. (2014). Histochemical and immunohistochemical analysis of the stomach of *Rhinella icterica* (Anura, Bufonidae). Journal of Histology. Article ID 872795, 8 pages.
- Martori, R.; Aun L. & Rocha C. (1999). Variación estacional de la dieta de *Liolaemus wiegmanni* (Squamata: Tropiduridae) en un agroecosistema del sur de Córdoba, Argentina. Cuadernos de Herpetología. Vol. 13. N° 1-2: 69-80.
- Martori, R.; Juárez, R. & Aun, L. (2002). La taxocenosis de lagartos de Achiras, Córdoba, Argentina: parámetros biológicos y estado de conservación. Revista Española de Herpetología. Vol. 16: 73-91.
- McWilliams, S.R. & Karasov, W.H. (2001). Phenotypic flexibility in digestive system structure and function in migratory birds and its ecological significance. Comparative Biochemistry and Physiology. Vol. 128(3): 579-593.
- Medina R. G., Ponssa, M. L. & Aráoz, E. (2016). Environmental, land cover and land use constraints on the distributional patterns of anurans: *Leptodactylus* species (Anura, Leptodactylidae) from Dry Chaco. PeerJ Inc. 1-27.
- Menin M. & Giaretta A. A. (2003). Predation on foam nests of Leptodactyline frogs (Anura: Leptodactylidae) by larvae of *Beckeriella niger* (Diptera: Ephydriidae). Journal of Zoology. Vol. 261: 239-243.
- Moss R. (1974). Winter diets, gut lengths, and interespecific competition in Alaskan Ptarmigan. Vol. 91: 737-746.
- Ponssa M. L. & J. S. Barrionuevo. (2008). Foam-generating behavior in tadpoles of *Leptodactylus latinasus* (Amphibia, Leptodactylidae): significance in systematics. Zootaxa 1884: 51-59.
- Ponssa, M. L., Medina, R. G. & Vera Candiotti, M. F. (2019). Ranita silbadora *Leptodactylus latinasus*. Universo Tucumano. Fundación Miguel Lillo. N°33. 1-15.
- Pucci, A., Ponssa, M. L., Pucci, F., & Alcaide, M. (2012). Histología de ovario en hembras vitelogénicas de *Leptodactylus latinasus* (Anura, Leptodactylidae). Acta zoológica lilloana. 56 (1-2): 44-53.

- Pucci, A., Pucci, F. J., & Alcaide, M. F. (2016). Histología e histoquímica del oviducto de *Leptodactylus latinasus* (Anura: Leptodactylidae). Período reproductivo preovulatorio. Acta zoológica lilloana. 60 (1): 68-77.
- Pucci, A., Pucci, F. J., Michel, A. A., & Ponssa, M. L. (2020). Testicular histology of Anurans that deposit eggs out of water. Acta zoológica lilloana. 64 (2): 84-115.
- Santana, M. A. & Menin, E. (1997). Histología de esófago de *Leptodactylus labyrinthicus* Spix, 1824 (Amphibia, Anura, Leptodactylidae). Ceres, 44(251): 111-123.
- Secor, S.M. & Diamond, J.M. (2000). Evolution of regulatory responses to feeding in snakes. Physiological and Biochemical Zoology. Vol. 73(2): 123-141.
- Secor, S. M. (2001). Regulation of digestive performance: a proposed adaptive response. Comparative Biochemistry and Physiology Part A: Vol 128. 565-577.
- Secor, S. M. (2005). Evolutionary and cellular mechanisms regulating intestinal performance of amphibians and reptiles. Integrative and Comparative Biology. Vol. 45: 282-294.
- Sibly R. M. (1981). Estrategias de digestión y defecación. En: Townsend C. R., Calow P (eds) Ecología fisiológica: un enfoque evolutivo del uso de los recursos. Blackwell, Oxford. 109-139.
- Starck, J. M. (1999). Structural flexibility of the gastro-intestinal tract of vertebrates - implications for evolutionary morphology. Zoologischer Anzeiger. Vol 238(1-2): 87-101.
- Starck, J. M. (2003). Shaping up: how vertebrates adjust their digestive system to changing environmental conditions. Animal Biology. Vol. 53(3): 245-257.
- Stevens, C. E., & Hume, I. D. (1995). Comparative physiology of the vertebrate digestive system, second ed. Cambridge University Press, Cambridge.
- Vaira M., Akmentins, M., Attademo, M., Baldo, D., Barrasso, D., Barriounuevo, J. S., Basso, N., Blotto, B., Cairo, S., Cajade, R., Céspedes J., Corbalán, V., Chilote, P. Duré M., Falcione C., Ferraro D., Gutiérrez F. R., Ingaramo M. R., Junges C., Lajmanovich R., Lescano J. N., Marangoni F., Martinazzo L., Marti R., Moreno L., Natale G. S., Pérez Iglesia J. M., Peltze P., Quiroga L., Rosset S., Sanabria E., Sánchez L., Schaefer E., Úbeda C. & Zaracho, V. (2012). Categorización del estado de conservación de los anuros de la República Argentina. Cuadernos de Herpetología. Vol. 26 supl 1.1: 131-159.
- Valverde, B. S., Fanali, L. Z., Franco-Belussi, L. & de Oliveira, C. (2019). Comparative morphology of the digestive tract of two Neotropical tree frogs (Genus Boana). Zoologischer Anzeiger. Vol. 281: 44-52.
- Vitt, L. J. & Caldwell, J. P. (2014). Herpetology: an introductory biology of amphibians and reptiles. Fourth ed. Academic Press.