



**Universidad Nacional Mayor de San Marcos**

**Universidad del Perú. Decana de América**

**Facultad de Medicina Veterinaria**

**Escuela Profesional de Medicina Veterinaria**

**Estudio morfométrico del estómago del cobayo (*Cavia porcellus*) lactante**

**TESIS**

Para optar el Título Profesional de Médico Veterinaria

**AUTOR**

Stephanie Pamela HIYAGÓN ARROYO

**ASESOR**

Mg. María Elith VÁSQUEZ CACHAY

Lima, Perú

2014



Reconocimiento - No Comercial - Compartir Igual - Sin restricciones adicionales

<https://creativecommons.org/licenses/by-nc-sa/4.0/>

Usted puede distribuir, remezclar, retocar, y crear a partir del documento original de modo no comercial, siempre y cuando se dé crédito al autor del documento y se licencien las nuevas creaciones bajo las mismas condiciones. No se permite aplicar términos legales o medidas tecnológicas que restrinjan legalmente a otros a hacer cualquier cosa que permita esta licencia.

## Referencia bibliográfica

---

Hiyagón S. Estudio morfométrico del estómago del cobayo (*Cavia porcellus*) lactante [Tesis de pregrado]. Lima: Universidad Nacional Mayor de San Marcos, Facultad de Medicina Veterinaria, Escuela Profesional de Medicina Veterinaria; 2014.

---



## ACTA DE SUSTENTACIÓN DE TESIS PARA OPTAR EL TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO

En el auditorio principal de la Facultad de Medicina Veterinaria, el día jueves **21 de agosto de 2014**, a las **12:00** horas, se constituyó el Jurado Examinador designado mediante Resolución Directoral N° **150-EAPMV/FMV-2014**, integrado por los siguientes profesores:

<b>ALBERTO SATO SATO</b>	Presidente del Jurado
<b>MARÍA VÁSQUEZ CACHAY</b>	Asesora de la Tesis
<b>MILDER AYÓN SARMIENTO</b>	Miembro del Jurado
<b>GILBERTO SANTILLÁN ALTAMIRANO</b>	Miembro del Jurado

Luego de la instalación del Jurado, a cargo del Presidente del Jurado y bajo la dirección del mismo, la Bachiller Doña: **HIYAGÓN ARROYO, STEPHANIE PAMELA**, para optar el Título Profesional de Médico Veterinario, procedió a sustentar públicamente la Tesis:

### “ESTUDIO MORFOMÉTRICO DEL ESTOMAGO DEL COBAYO (*Cavia porcellus*) LACTANTE”

Luego de absolver las preguntas del Jurado y del público asistente, el Jurado deliberó con la abstención reglamentaria del Asesor de la Tesis y acordó su **APROBACIÓN** por **UNANIMIDAD**, otorgándole la nota de **DIECIOCHO ( 18 )**.

Habiéndose aprobado la sustentación pública de la Tesis, el Presidente en representación del Jurado recomienda que la Escuela Académico Profesional de Medicina Veterinaria proponga la aprobación del **TÍTULO PROFESIONAL DE MÉDICO VETERINARIO** a la Facultad de Medicina Veterinaria y que ésta proponga al Rectorado el otorgamiento respectivo.

Siendo las **13:00 horas** concluyó el acto académico de sustentación pública de Tesis en fe de lo cual suscriben la presente acta por cuadruplicado los integrantes del Jurado:

Alberto Sato Sato: MSc. Profesor Emérito

María Vásquez Cachay: Mg. Prof. Asociado, D.E.

Milder Ayón Sarmiento: MV. Prof. Asociado, D.E.

Gilberto Santillán Altamirano: MV. Prof. Asociado, T.C.



## Dedicatoria

A mis padres *Juan Adolfo* y *María Eugenia*, por su apoyo, cariño, consejos durante todos estos años y por sus grandes enseñanzas.

A mi hermana *Genevieve* por ser mi mejor amiga, mi ejemplo y una de mis primeras maestras.

A *Willy, Julio Cesar, José Luis, Giovanna, Janina* y *Juan Carlos* por su verdadera amistad y cariño sincero.

Al Sr. *Wally*, Don *Eduardo* y Dr. *De la Puente* por su apoyo y comprensión para poder cumplir con este objetivo.

A todos mis compañeros, por los buenos recuerdos guardados en nuestra memoria y creados en esta facultad, y a esa persona que formó parte de mi vida e influyó en mí para siempre dar lo mejor. A todos *muchas gracias*.

## Agradecimientos

A mi asesora de tesis, la *Dra. María Vásquez*, por su amistad, valiosos consejos y apoyo en la realización de esta tesis.

Al *Dr. Santillán*, por sus consejos y su colaboración en la realización de esta tesis.

Al *Dr. Falcón*, por sus consejos y revisiones de la parte estadística de esta tesis.

A la *Dra. Sandoval* por su apoyo y guía en la carrera.

Al *Dr. Manchego*, por sus lecciones dentro y fuera del aula, gracias.

Al *Dr. Ayón* y *Dr. Lira*, por su preocupación y palabras durante el desarrollo de esta tesis.

A todo el personal del *laboratorio de fisiología animal*, por su ayuda para poder realizar esta tesis.

# CONTENIDO

LISTA DE FIGURAS .....	v
LISTA DE CUADROS .....	vii
LISTA DE APÉNDICES .....	viii
RESUMEN.....	ix
ABSTRACT .....	x
I.- INTRODUCCIÓN.....	1
II.- REVISION BIBLIOGRAFICA.....	3
2.1. SITUACIÓN ACTUAL DEL CUY EN EL PERÚ.....	3
2.2. ANATOMÍA E HISTOLOGÍA DEL ESTÓMAGO DEL CUY .....	7
2.3. FISIOLÓGÍA DEL ESTOMAGO DEL CUY .....	19
2.4. MORFOMETRÍA Y SU APLICACIÓN BIOLÓGICA.....	24
III. MATERIALES Y MÉTODOS .....	29
3.1. Lugar de estudio .....	29
3.2. Animales.....	29
3.3. Materiales.....	29
3.3.1. Equipos y materiales para el procesamiento de muestras .....	29
3.3.1.1. Sustancias, reactivos y colorantes .....	30
3.3.1.2. Equipos de laboratorio.....	30
3.4. Metodología.....	30
3.5. Análisis de imágenes.....	31
3.6. Determinación de las variables .....	31
3.8. Análisis estadístico. ....	33
IV. RESULTADOS .....	34
V. DISCUSIÓN.....	49
VI. CONCLUSIONES .....	54
VII. RECOMENDACIONES.....	55
VII. BIBLIOGRAFÍA CITADA .....	56
VIII. APÉNDICE .....	62

## LISTA DE FIGURAS

<b>Figura 1.</b> Anatomía topográfica del estómago del cuy.....	8
<b>Figura 2.</b> Anatomía de la cavidad abdominal con los órganos in situ del cuy.....	12
<b>Figura 3.</b> Capas histológicas de la pared del estómago de cuy de 4 meses, H-E (x 400).....	13
<b>Figura 4.</b> Microfotografía de la mucosa fúndica del estómago de cuy de 4 meses, H-E (x 400).....	14
<b>Figura 5.</b> Microfotografía de la mucosa fúndica del estómago del cuy de 4 meses, H-E (x 400).....	16
<b>Figura 6.</b> Microfotografía del estómago glandular de cuy de 4 meses, H-E (x 400).....	21
<b>Figura 7.</b> Microfotografía de un corte de la región fúndica del estómago de cuy de 9 días. Mediciones de la capa mucosa (276.59 $\mu\text{m}$ y 278.59 $\mu\text{m}$ ), H-E (x 400).....	32
<b>Figura 8.</b> Microfotografía de un corte de la región fúndica del estómago de cuy de 15 días. Mediciones de la capa muscular (181.02 $\mu\text{m}$ y 183.85 $\mu\text{m}$ ), H-E (x 400).....	32
<b>Figura 9.</b> Microfotografía de un corte de la región fúndica del estómago de cuy de 3 días. Mediciones de la pared gástrica (437.38 $\mu\text{m}$ y 459.3 $\mu\text{m}$ ), H-E (x 400).....	33
<b>Figura 10.</b> Gráfica del espesor de la mucosa gástrica ( $\mu\text{m}$ ) en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.....	36
<b>Figura 11.</b> Gráfica del espesor de la capa muscular + serosa ( $\mu\text{m}$ ) en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.....	37
<b>Figura 12.</b> Gráfica del espesor de la pared gástrica ( $\mu\text{m}$ ) en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.....	38
<b>Figura 13.</b> Gráfica del número de criptas por mm en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.....	39
<b>Figura 14.</b> Microfotografía de un corte de la pared estomacal de cuy de 4 meses. Mucosa estomacal (1), muscular de la mucosa (2), submucosa (3), capa muscular (4) y serosa (5), H-E (x 100).....	41
<b>Figura 15.</b> Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de la región fúndica de un cuy de 0 días. Zona epitelial (a), la cripta gástrica (b), el acino glandular (c), célula principal (d) y la célula parietal (e), H-E (x 400).....	41
<b>Figura 16.</b> Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 4 días. Zona epitelial (a), la cripta gástrica (b), célula principal (c) y la célula parietal (d), H-E (x 400).....	42
<b>Figura 17.</b> Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región fúndica de cuy de 10 días. Zona epitelial (a), acino glandular (b), célula parietal (c) y célula principal (d), H-E (x 400).....	42
<b>Figura 18.</b> Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región fúndica de cuy de 9 días. Zona epitelial (a), cripta gástrica (b), acino glandular (c), célula parietal (d) y célula principal (e), H-E (x 400).....	43

<b>Figura 19.</b> Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 5 días. Zona epitelial (a), célula principal (b) y la célula parietal (c), H-E (x 400).....	43
<b>Figura 20.</b> Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región antral de cuy de 15 días. Zona epitelial (a), cripta gástrica (b), acino glandular (c), célula parietal (d), H-E (x 400).....	44
<b>Figura 21.</b> Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de la región fúndica de un cuy de 0 días. Zona epitelial (a), la cripta gástrica (b), el acino glandular (c), célula parietal (d) y célula principal (e), H-E (x 400).....	44
<b>Figura 22.</b> Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 4 meses. Zona epitelial (a), el acino glandular (b) y la cripta gástrica (c), H-E (x 400).....	45
<b>Figura 23.</b> Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región fúndica de cuy de 15 días. Zona epitelial (a), la célula parietal (b) y la célula principal (c), H-E (x 400).....	45
<b>Figura 24.</b> Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 4 meses. Zona epitelial (1), la región glandular (2), la célula mucosa (a), la cripta gástrica (b), la célula parietal (c) y la célula principal (d), H-E (x 400).....	46
<b>Figura 25.</b> Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy de 0 días. Capa muscular circular interna (a), capa muscular longitudinal externa (b), plexo mioentérico (c) y serosa (d), H-E (x 400).....	46
<b>Figura 26.</b> Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy de 8 días. Capa muscular circular interna (a), capa muscular longitudinal externa (b) y plexo mioentérico (c), H-E (x 400).....	47
<b>Figura 27.</b> Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy de 15 días. Capa muscular circular interna (a) y capa muscular longitudinal externa (b), H-E. (x 400)...	47
<b>Figura 28.</b> Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy adulto. Capa muscular de fibras oblicuas o interna (1), fibras circulares o media (2) y fibras longitudinales o externa (3), H-E (x 400).....	48

## LISTA DE CUADROS

<b>Cuadro 1.</b> Composición de la leche de cuy, vaca, yegua y la mujer (Padilla, 2006).....	5
<b>Cuadro 2.</b> Valor Nutricional de la carne de cuy (FAO, 2008).....	7
<b>Cuadro 3.</b> Espesor de la mucosa en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad .....	36
<b>Cuadro 4.</b> Espesor de la capa muscular + serosa en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad .....	37
<b>Cuadro 5.</b> Espesor de la pared gástrica en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad .....	38
<b>Cuadro 6.</b> Número de criptas por área (criptas/mm) en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad .....	39

## **LISTA DE APÉNDICES**

Apéndice 1. Información nutricional del concentrado balanceado formulado en la UNALM...63

## RESUMEN

El cobayo (*Cavia porcellus*) es una especie herbívora monogástrica que tiene un periodo de lactancia corto (15 días) y prácticamente toma alimento (forrajes) desde que nace preparando al ciego para sus funciones digestivas de adulto. El objetivo del presente trabajo fue medir los cambios morfométricos del estómago del cobayo lactante (0 – 15 días), para lo cual se utilizaron muestras de estómago incluidas en parafina de 51 cobayos de la Línea 1 La Molina. Se prepararon cortes de los bloques de parafina con un espesor de 5 $\mu$ , los cuales fueron coloreados con Hematoxilina-Eosina (H-E), obteniéndose imágenes con objetivos 4x, 10x y 40x, que fueron digitalizadas, en las cuales se realizaron mediciones de espesor de la mucosa, capa muscular + serosa, pared gástrica y conteo del número de criptas gástricas en las 3 porciones del estómago (fundus, cuerpo y antro). Se obtuvo que el espesor de la mucosa no presentó cambios significativos por edad, sin embargo si hubo diferencias entre porciones. El espesor de la capa muscular + serosa tiene una diferencia significativa entre la porción del fundus y las porciones del cuerpo y antro, siendo de mayor espesor en la porción del fundus; mientras que el espesor de la pared gástrica fue mayor en la porción del fundus. El número de criptas por mm aumentó en los primeros 15 días de lactancia en las tres porciones, siendo mayor en la porción del fundus. En la mucosa gástrica se identificaron células mucosas superficiales, criptas, acinos glandulares, células parietales y células principales desde el día cero de lactancia.

Palabras claves: cobayo, morfometría, estómago, lactante.

## **ABSTRACT**

The guinea pigs (*Cavia porcellus*) is a monogastric herbivorous species having a short lactation period (15 days) and virtually takes feed (fodder) from birth to blind preparing for their adult digestive functions. The objective of this study it was determine the morfometrics changes in the guinea pigs lactation stomach (0 to 15 days), the experiment was performed with samples of paraffin-embedded stomach of 51 guinea pigs Line 1 La Molina. The cut of the blocks was done with a thickness of 5 $\mu$ , they were placed in sheets, and then they were printed with hematoxylin and eosin stain (H-E). The slides were observed with 4x, 10x y 40x objectives, using a trinocular microscope with an incorporated light, capturing the images with a digital camera connected to a computer. In the digitized imagines were performed the measurements of the thickness of the mucous membrane, muscle layer and serosa and of the gastric wall in the three portions of the stomach (fundus, body and antrum) with the Axiovision 4.7 program we obtain that there were no significant differences, cause of the age in the thickness of the mucous membrane except when you compare the portions of the stomach (fundus body and antrum). The thickness of the muscle layer and the serosa have a significant difference between the portions of fundus and the portions of body and antrum been the thickness one in the fundus portion, the thickness or the gastric wall was greater in the fundus portion. The number of crypts for mm increases in the first 15 suckle feeding days in the three portions been greater in the fundus portion. In the mucous membrane you can identified with the print hematoxylin and eosin stain (H-E) the surface mucous cells, the crypts, glandular acini, parietal cells, and principal cells since first day of lactation feeding.

Key words: guinea pig, mofometric, stomach, lactation feeding

## **I.- INTRODUCCIÓN**

En el Perú, la producción de la carne del cuy se ha desarrollado de manera notable en la última década por efecto de un aumento en su consumo a nivel nacional, además de empezar a conquistar mercados extranjeros tan lejanos como Japón y Estados Unidos (Ministerio de Agricultura, 2008).

La crianza del cuy se da principalmente en la sierra del país, lugar donde se concentra la mayor población de esta especie, aquí se realizan tres sistemas de crianza: la crianza familiar, la familiar-comercial y la comercial. La crianza familiar se realiza para el autoconsumo en muchas zonas del país, forma parte de la gastronomía típica de varias regiones y está presente en sus celebraciones. La crianza familiar-comercial se da normalmente circunscrita a los lugares cercanos a la ciudad, de esta manera se asegura la facilidad de comercializar una parte de la producción. En la crianza comercial se realiza un trabajo más eficiente con el uso de una mayor tecnología, se comporta como una empresa agropecuaria (Chauca, 1995; Rico y Rivas, 2003)

Teniendo en cuenta que para aumentar la eficiencia de la crianza es necesario conocer el buen manejo en las distintas etapas productivas, podemos decir que en cualquiera de los sistemas de crianza de cuyes, el empadre, el destete, cría y recria son las fases más importantes

dónde debe aplicarse las tecnologías adecuadas tomando los principios fisiológicos y de medio ambiente que se conocen (Food and Agriculture Organization of the United Nations, 1997).

El cuy tiene como características ser precoz, tener un fácil manejo, ser prolífico, se adapta rápidamente a su medio ambiente y no es exigente en su alimentación; por todas estas cualidades, es una especie ideal para criar y obtener un beneficio económico rentable para el productor (Vargas, 2011).

Los estudios realizados en cuyes por los países andinos comienzan en la década de los 60 en el Perú, en los 70 en Colombia y Ecuador, en los 80 en Bolivia y en los 90 en Venezuela, encaminados a aumentar la producción de esta especie, mejorando su crianza y beneficiando directamente a sus pobladores (Crespo, 2012).

Esta investigación se basa en la morfometría, método que se utiliza en varias disciplinas; entre ellas, la biología, que permite la descripción y cuantificación de la variación en la forma de un objeto, y utiliza como herramienta de análisis la estadística multivariante (Toro *et al.*, 2010). En estudios tradicionales, se basa en un conjunto de medidas lineales tomadas directamente en los especímenes, entre puntos.

Basándonos en la escasa información básica que existe del sistema digestivo en la etapa lactante del cuy es que se realiza este estudio morfométrico, con el cual se espera colaborar de forma indirecta con el manejo nutricional y la biología de esta especie.

## II.- REVISION BIBLIOGRAFICA

### 2.1. SITUACIÓN ACTUAL DEL CUY EN EL PERÚ.

El cuy (*Cavia Porcellus*), es un roedor originario de los Andes sudamericanos, de la zona de Bolivia, Colombia, Ecuador y Perú (Crespo *et al.*, 2012). En países de habla inglesa se le denomina guinea pig, probablemente del hecho de que en su momento eran vendidos por una guinea. A nivel mundial se le da la denominación de conejillo de India, precisamente por la costumbre que tuvieron los colonizadores españoles de darles los mismos nombres, pero de manera peyorativa a las cosas que se asemejaban a las de su tierra natal (Vivas *et al.*, 2009).

Las primeras menciones del cuy las realiza el Inca Garcilaso de la Vega en los Comentarios Reales en 1591 en el cual se nombra al cronista Blas Valera quien los menciona como “el coy dentro del manso ganado indígena”. El cuy descende de una especie salvaje (*Cavis cutleri*). En los estudios estratigráficos hechos en el Templo del Cerro Sechín, se encontraron abundantes excretas de cuy y en la cultura Paracas, en su primer período denominado “cavernas”, entre los años 250 a 300 a. C, ya el hombre se alimentaba de la carne de este roedor. Según Julio C. Tello para el tercer periodo (1400 D.C) ya en todas las casas se contaba con un cuyero. Se han encontrado cerámicas, como los huacos Mochica y Vicus que muestran la importancia de esta especie en la alimentación humana (Crespo *et al.*, 2012). Fue llevado a Europa en el siglo XVI, como animal ornamental por los conquistadores, donde se intensificó su crianza y de allí regreso a América (Chauca, 1995).

La población de cuyes en los países andinos se estima en 36 millones de animales (FAO, 1997). En el Perú y Ecuador la cría esta difundida en la mayor parte del país; en Bolivia y Colombia está circunscrita a determinados departamentos, lo cual explica la menor población animal en estos países. Los principales departamentos productores de cuyes en el Perú son: Ancash, Apurímac, Cajamarca, Cusco, Huánuco, Junín, La Libertad y Lima. (Ministerio de Agricultura, 2008).

El hábitat del cuy silvestre según la información zoológica, es todavía más extenso. Ha sido registrado desde el Caribe y las Antillas en Centro América hasta el Sur del Brasil, Uruguay y Paraguay en Sudamérica. En Argentina se reconoció 3 especies del género *Cavia* que actualmente viven en el territorio andino. La especie *Cavia tschudii* se distribuye sobre los valles interandinos del Perú, Bolivia y Noroeste Argentino; la *Cavia aperea* posee una mayor distribución, va desde el Sur de Brasil, Uruguay hasta el Noroeste Argentino y la *Cavia porcellus* o *Cavia cobaya* que incluye a la especie domesticada, también se presenta en diversas variedades en Guayana, Venezuela, Colombia, Perú, Bolivia y Ecuador (Pulgar, 1952; Cabrera, 1953).

La gestación en el cobayo dura 68 días, son muy prolíficos, a veces hasta con ocho crías por parto. Las crías nacen con pelos, caminan y a las pocas horas de nacidas ya comen solas (Aliaga, 1996). El tamaño de la camada varía con las líneas genéticas y las prácticas de manejo. Igualmente depende del número de folículos, porcentajes de implantación, porcentajes de supervivencia y reabsorción fetal. Todo esto es influenciado por factores genéticos de la madre y del feto y las condiciones de la madre por efecto de factores ambientales. Las condiciones climáticas de cada año afectan marcadamente la fertilidad, viabilidad y crecimiento. El tamaño de la madre tiene gran influencia en el tamaño de la camada (Wagner y Manning, 1976; Chauca, 1997).

Concluida la gestación se presenta el parto, por lo general en la noche y demora entre 10 y 30 minutos con intervalos de 7 minutos entre las crías (fluctuación de 1 a 16 minutos). La edad al primer parto está influenciada directamente por la edad del empadre. Las hembras empedradas entre la octava y décima semana de edad quedan preñadas más fácilmente en el primer celo. Las crías nacen maduras debido al largo período de gestación de las madres. Nacen

con los ojos y oídos funcionales, provistos de incisivos y cubierto de pelos. Pueden desplazarse al poco tiempo de nacidas. La madre limpia y lame a sus crías favoreciendo la circulación y proporcionándoles su calor. Las crías inician su lactancia al poco tiempo de nacidas (Chauca, 1997).

Después del parto comienza el período de la lactación, en el cual la madre da de mamar a su cría como promedio 2 semanas desde nacimiento hasta el destete. Durante el inicio de este periodo dispone de calostro para darle inmunidad y resistencia a las enfermedades. Las crías comienzan a mamar inmediatamente después que nacen. El cuy nace en un estado avanzado de maduración por lo que se amamanta por un corto tiempo en comparación con otras especies y prácticamente toma alimento desde que nace preparando al ciego para sus funciones digestivas de adulto. Las crías pueden duplicar su peso entre el nacimiento y el destete, por lo cual se les debe proporcionar un buen alimento en calidad y en cantidad (Ordoñez, 1997). En comparación con otras especies los cambios en la composición de la leche (Cuadro 1) son más marcados en los cuyes porque el tiempo de lactancia es corto (Anderson y Chavis, 1986). Cuando no se proporciona el alimento en cantidades adecuadas, las crías no tienen un rendimiento en peso adecuado. En esta etapa se requiere mucho cuidado, debido a que se puede elevar la mortalidad de las crías nacidas, las cuales son exigentes en protección (gazapera), alimentación y fuente de calor (Chauca, 1997; Vivas, 2009).

**Cuadro 1.** Composición de la leche de cuy, vaca, yegua y la mujer (Padilla, 2006)

	<b>CUY</b>	<b>VACA</b>	<b>YEGUA</b>	<b>MUJER</b>
<b>Agua</b>	44.11%	88%	89%	87%
<b>Sólidos totales</b>	55.89%	12%	11%	13%
<b>Proteína</b>	11.19%	3.8%	2.7%	1.1%
<b>Grasa</b>	4.80%	3.7%	1.6%	4.5%
<b>Minerales</b>	0.57%	0.65%	0.5%	0.2%

El destete es la separación de las crías de la madre, el cual se realiza entre los 10 y 14 días de edad (2 semanas), algunas veces se puede retrasar hasta los 21 días (3 semanas). Al momento del destete se debe determinar el sexo y caracterizar al animal, a fin de poder identificarlo con relativa facilidad para luego escoger a los futuros reproductores (Vivas, 2009). Luego los cuyes pasan a la etapa de cría que dura desde el destete hasta la cuarta semana de vida, los gazapos llegan a triplicar su peso de nacimiento por lo que debe suministrárseles raciones de calidad. Durante este período los animales incrementan el 55% del peso de destete (Ordoñez, 1997). Termina esta etapa y entran a la recría periodo que comprende desde la cuarta semana de edad hasta la edad de comercialización que está entre la novena o décima semana de edad. Se deberá ubicar lotes uniformes en edad, tamaño y sexo. No debe prolongarse esta etapa para evitar peleas entre machos, las heridas que se hacen malogran la carcasa. Estos cuyes que salen al mercado son los llamados “parrilleros”; no debe prolongarse la recría para que no se presente engrosamiento en la carcasa (Chauca, 1997). Después de iniciada la recría no debe reagruparse animales porque se inician peleas, con la consiguiente merma del crecimiento de los animales. En granjas comerciales, al inicio de esta etapa, se castran los cuyes machos (Moncayo, 1992).

En la actualidad el mayor consumo de la carne de cuy se halla en las ciudades y provincias de la sierra. Su aceptación se ha extendido hacia la costa y selva, por efecto de la migración de la población andina que ha llevado sus costumbres y tradiciones (Espinoza, 2009). Además de ello, en los últimos años se ha impulsado y promocionado bastante el consumo del cuy en las principales ciudades de la costa atendiendo a las bondades saludables de su carne (Cuadro 2), así como la exportación de su carne desde el año 2000 (carcasas empacadas al vacío) con destino a Estados Unidos y Japón, cumpliendo con las especificaciones técnicas y de calidad exigidas por estos mercados, aunque en pequeñas cantidades aún. Las exportaciones de la carne de cuy en el 2006 totalizaron 56,795 dólares americanos (Ministerio de Agricultura, 2008).

**Cuadro 2.** Valor nutricional de la carne de cuy (FAO, 2008)

<b>Especie animal</b>	<b>Humedad</b>	<b>Proteína</b>	<b>Grasa</b>	<b>Carbohidratos</b>	<b>Minerales</b>
	%	%	%	%	%
Cuy	70.6	20.3	7.8	0.5	0.8
Ave	70.2	18.3	9.3	1.2	1.0
Vacuno	58.9	17.5	21.8	0.8	1.0
Ovino	40.6	16.4	31.1	0.9	1.0
Porcino	48.8	14.5	37.3	0.7	0.7

Se ha estimado una población de 23, 240,846 animales distribuidos principalmente en la sierra con 21, 462,950 en comparación de 1, 439,746 de la costa y tan solo 338,150 animales existentes en la selva (Instituto Nacional de Innovación Agraria, 2003). Para el 2006, sobre un estimado de beneficio de 65 millones de animales anuales a un peso promedio de carcasa de 0.400 kg producidos por una población estable de 23'240,846 animales y para una población del país proyectada de 27'627,553 habitantes (Instituto Nacional de Estadística e Informática, 2006) se ha estimado un consumo per cápita de 0.940 kg (Ruíz-Chávez, 2004).

El cuy es un animal que no exige cuidados complicados y siendo su carne una de las más ricas y nutritivas por su alto contenido de proteína, se puede afirmar que es una buena alternativa para mejorar la calidad de vida de la población. Las ventajas de la crianza del cuy incluyen su calidad de especie herbívora, su ciclo reproductivo corto, la facilidad de adaptación a diferentes ecosistemas y su alimentación versátil que utiliza insumos no competitivos con la alimentación de otros monogástricos, entre las especies utilizadas para la alimentación del hombre andino, sin lugar a dudas el cuy es el de mayor aceptación y popularidad (Castro, 2002).

## **2.2. ANATOMÍA E HISTOLOGÍA DEL ESTÓMAGO DEL CUY**

El estómago es un órgano o divertículo del tubo digestivo situado entre el esófago y el duodeno. Realiza la digestión de los alimentos, bien de manera mecánica, como es el caso de la porción aglandular, bien de manera enzimática en la porción glandular. Estas porciones gástricas varían en su anatomía y morfología en los distintos animales domésticos. La porción

glandular se encarga de la digestión enzimática de los alimentos por medio de las secreciones enzimáticas producidas por las glándulas gástricas. Tras este proceso de digestión el producto resultante o quimo es enviado al duodeno. El estómago glandular tiene una estructura histológica típica de órgano membranoso. Así, cuando está vacío, en la mucosa se observan pliegues longitudinales, los cuales desaparecen cuando el órgano se distiende, aumentando su volumen varias veces, en especial en los carnívoros (Hill *et al.*, 2006). Es un órgano exocrino y endocrino que digiere los alimentos y secreta hormonas (Junqueira y Carneiro, 2000). Desde el punto de vista topográfico (Figura 1), el estómago tiene cinco regiones: cardias y unión gastroesofágica (GE); fundus; cuerpo; antro, y píloro. El fundus y el cuerpo albergan glándulas secretoras de ácido, mientras que el antro aloja epitelio superficial secretor de sustancias alcalinas, y células G (secretoras de gastrina) endocrinas. Vista a través de una incisión de laparotomía o de un laparoscopio, la unión GE se reconoce en el ángulo agudo entre la cúpula redondeada del fundus y el tubo esofágico recto. El píloro no tiene detalles visibles con facilidad, pero se puede palpar como un anillo de músculo que separa el estómago y el duodeno (Soybel, 2005).



**Figura 1.** Anatomía topográfica del estómago del cuy.

Anatómicamente el estómago unicavitario está localizado directamente caudal al hígado y parte de él contacta con el diafragma (König y Liebich, 2008). En términos generales podemos mencionar que el estómago tiene una superficie parietal y una visceral; una curvatura mayor y una curvatura menor (Shively, 1993). La curvatura mayor es convexa y presta inserción al omento mayor, una parte del cual (ligamento gastroesplénico) conecta el bazo con el estómago. La curvatura menor, cóncava y más corta, está conectada con el hígado por el omento menor. Esta curvatura presenta un cambio brusco de dirección que se conoce como escotadura angular (incisura) (Dyce, 1991).

La morfología general del estómago de los mamíferos varía considerablemente entre las especies, aunque presenta algunas similitudes estructurales básicas. La morfología del estómago está fuertemente influenciado por la adaptación de la naturaleza de la alimentación, la frecuencia de la ingesta de alimentos, la duración y la necesidad de almacenamiento de alimentos, el tamaño y forma del cuerpo, entre otros (Griffiths, 1965). Una mayor diferenciación concurre de acuerdo con la naturaleza del recubrimiento interno del estómago. Un estómago completamente recubierto por una mucosa glandular y por una capa simple de epitelio columnar está presente en los carnívoros; otro tipo con menos mucosa glandular cubierta por epitelio escamoso estratificado que se extiende desde el cardias recubriendo la primera parte del estómago, está presente en el cerdo, caballo y rumiantes. Esta parte del estómago se llama “anterior” (proventrículo) y varía en tamaño, de una pequeña zona alrededor del cardias como sucede en el cerdo, a tres grandes compartimientos – rumen, retículo y omaso – como sucede en los rumiantes. La parte glandular en los rumiantes es un compartimiento separado, el abomaso (Sisson, 2000). Esta adaptación es un reflejo de la dieta habitual de la especie. La dieta concentrada de los carnívoros se digiere con mayor facilidad y por eso estos animales tienen un estómago pequeño y sencillo y unos intestinos cortos. El forraje de los herbívoros, en cambio, se digiere con menor facilidad porque tiene un bajo valor nutricional y debe consumirse en grandes cantidades. Además, la mayor parte consiste de celulosa y otros carbohidratos complejos que son no susceptibles a la acción de las enzimas digestivas de los

mamíferos. Estas sustancias sólo se pueden digerir si primero son degradadas por microorganismos simbióticos, pero este proceso es relativamente lento y requiere una gran cámara de fermentación donde los alimentos permanecen en un ambiente favorable para la multiplicación y actividad de los microorganismos. En algunas especies esta cámara es provista por un estómago muy agrandado y subdividido y en otras por un intestino grueso, voluminoso y complicado (Dyce, 1991).

El estómago no se encuentra tapizado por las glándulas gástricas de una manera uniforme en toda la superficie, sino que estas se disponen de manera diferente dependiendo de una determinada área o región gástrica, así como la especie animal que se analice (Hill *et al.*, 2006). Las distintas regiones glandulares histológicas del estómago (glándulas gástricas propias, glándulas cardíacas y glándulas pilóricas) no corresponden exactamente a las regiones macroscópicas correspondientes del estómago. Las glándulas gástricas propias tienen exocriocitos parietales y principales que producen ácido clorhídrico y enzimas digestivas, respectivamente. Las otras glándulas (cardíacas y pilóricas) producen solamente moco (Shively 1993). De un modo general, existen cuatro regiones: proventricular, cardial, fúndica y pilórica (Gázquez y Blanco, 2004).

La región proventricular es un área no glandular que se presenta en el estómago del caballo y del cerdo. La mucosa de esta zona está tapizada por un epitelio estratificado queratinizado. Esta región se extiende hasta la región ostium cardial a modo de una válvula para impedir que los alimentos retrocedan hacia el esófago, principalmente en el caso del caballo, en el que el vómito está muy dificultado. Esta región se pone en contacto con la región cardial mediante un reborde o *margus plicatus* (Hill *et al.*, 2006).

La región cardial se sitúa alrededor del cardias; es poco extensa y sus glándulas gástricas presentan escaso desarrollo, ya que sólo están integradas por células mucosas y algunas células parietales y principales. La región fúndica es la más extensa y en las que mayor

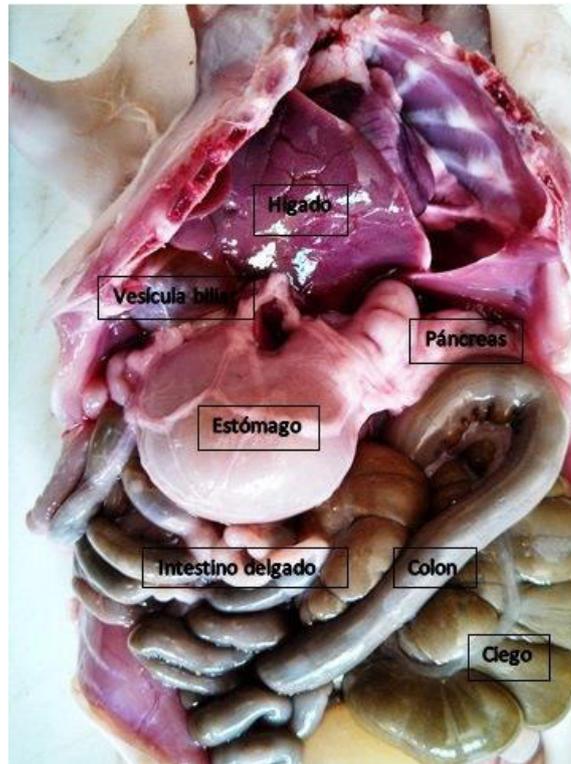
desarrollo presenta las glándulas gástricas, de tal modo que está compuesta por típicas glándulas gástricas. La región pilórica se halla en una pequeña zona cercana al píloro y está integrada por glándulas gástricas poco desarrolladas en las que predominan las células mucosas (Gázquez y Blanco, 2004).

Existen otros términos para designar determinadas regiones del estómago con mayor exactitud. El gran saco izquierdo se halla dividido en una cúpula en fondo de saco (Fondo) que se eleva por encima del cardias y en un cuerpo que va desde el cardias hasta el ángulo ventral. La parte derecha o pilórica, más tubular, está dividida en un antro pilórico más proximal y en un canal pilórico más distal y la distinción entre ambos se basa en el engrosamiento muscular terminal (Dyce, 1991).

Podemos mencionar que la parte cardíaca es la porción alrededor de la abertura del esófago, la cual tiene un orificio cardíaco, abertura del esófago en el estómago. La parte del fondo es lo que se protruye cranealmente a nivel del cardias, el cuerpo es la porción de mayor tamaño en el estómago. La parte pilórica es la porción que se estrecha para unirse al duodeno, esta presenta dos regiones el antro pilórico, porción inicial de la parte pilórica en forma de cono, y el canal pilórico, continuación cilíndrica de la parte pilórica (Shively, 1993).

El cuy está clasificado según su anatomía gastrointestinal como fermentador post-gástrico debido a los microorganismos que posee a nivel del ciego. El estómago del cuy (*Cavia porcellus*) se encuentra en la parte craneal izquierda de la cavidad abdominal en contacto con la superficie visceral caudal del hígado (Figura 2). El eje longitudinal se extiende transversalmente a través de la cavidad abdominal. La curvatura mayor se extiende caudoventralmente y la curvatura menor craneodorsalmente. El esófago entra en el estómago ligeramente a la derecha del centro de la curvatura menor, por lo que un gran fondo de ojo se extiende a la derecha y dorsal al cardias (Hargaden y Singer, 2012). La superficie interna del estómago es suave con la excepción de la región pilórica la cual se caracteriza por un gran número de rugosidades

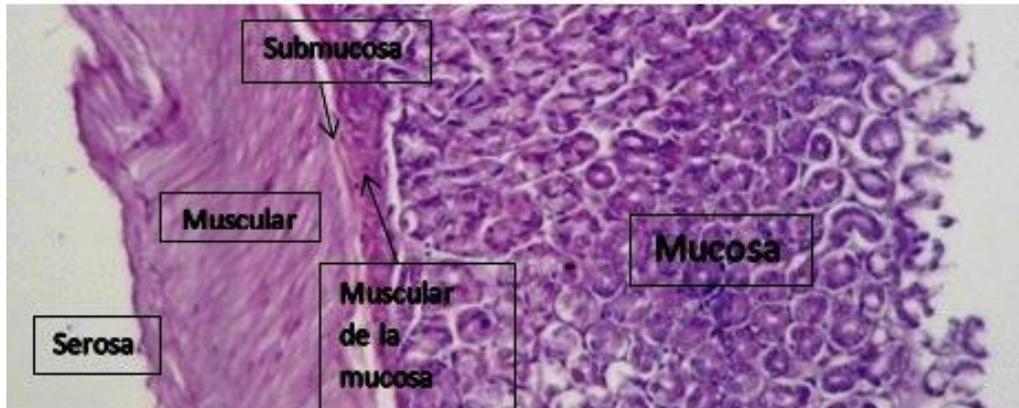
longitudinales. El estómago no puede ser fácilmente dividido en sus regiones glandulares por examen macroscópico. No hay ninguna porción en el estómago que sea no glandular lo cual es un contraste que lo diferencia de otros roedores (Wagner y Manning, 1976; Harkness *et al.*, 2002; Suckow *et al.*, 2012).



**Figura 2.** Anatomía de la cavidad abdominal con los órganos in situ del cuy.

En un trabajo realizado por Chauca (1994), se hizo un estudio con 40 cuyes, 20 mejorados y 20 criollos; en los cuales se tomaron medidas morfológicas de todo el tracto digestivo. Así podemos mencionar en cuyes mejorados de 2 meses las siguientes medidas: estómago – curvatura mayor (13.20 cm), estómago- curvatura menor (3.00 cm), intestino delgado (174.00 cm), ciego-curvatura mayor (31.50 cm), ciego-curvatura menor (11.50 cm) e intestino grueso (116.00 cm). En los cuyes criollos de 5 meses se obtuvieron estas medidas: esófago (9.60 cm), estómago- curvatura mayor (16.70 cm), estómago-curvatura menor (3.50 cm), intestino delgado (204.00 cm), ciego-curvatura mayor (30.70 cm), ciego-curvatura menor (9.50) e intestino grueso (132.00 cm).

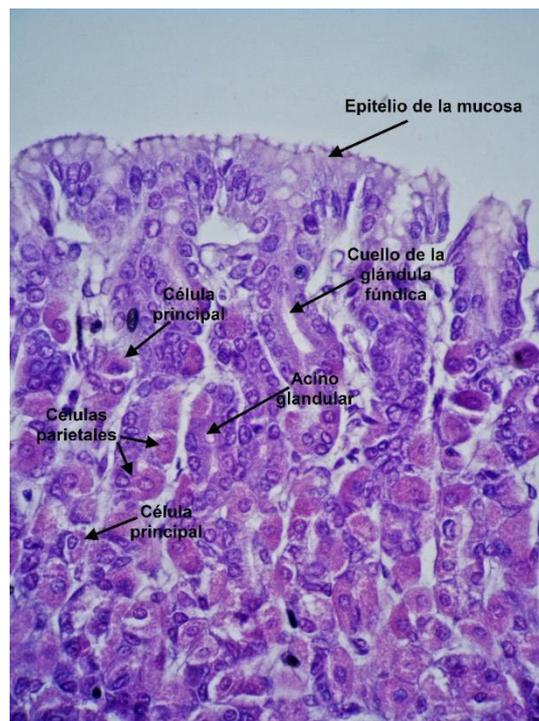
En términos histológicos podemos decir que el tubo digestivo presenta algunas características estructurales comunes. Su luz varía de diámetro conforme la región y las paredes estén constituidas por cuatro capas principales: la mucosa, la submucosa, la muscular y la serosa (Figura 3) (Ross y Wojciech, 2007).



**Figura 3.** Capas histológicas de la pared del estómago de cuy de 4 meses, H-E (x 400)

La mucosa está formada por un revestimiento epitelial; una lámina propia y una muscular de la mucosa. El revestimiento epitelial es de tipo cilíndrico simple mucosecretor, con células de núcleo polarizado y citoplasma muy pálido (Figura 4), debido a la gran cantidad de mucopolisacáridos, que producen y secretan a la superficie para protegerse de la acción de las enzimas hidrolíticas y del ácido clorhídrico del jugo gástrico. El epitelio presenta una serie de repliegues, dejando salientes denominados áreas gástricas, y fosas llamadas criptas gástricas, en las que desembocan las glándulas gástricas. La característica más importante de la mucosa del estómago glandular es la presencia de glándulas gástricas de tipo tubular ramificada. Se ubican debajo del epitelio y están rodeadas por una delgada capa de tejido conectivo correspondiente a la lámina propia de la mucosa (Gázquez y Blanco, 2004). La lámina propia es de tejido conjuntivo laxo, rica en vasos sanguíneos, vasos linfáticos, fibras musculares lisas y que puede contener glándulas y tejido linfoide (Junqueira y Carneiro, 2000). Bajo las glándulas gástricas existe una muscular de la mucosa bien desarrollada, en los animales carnívoros, bajo las glándulas gástricas se presenta una gruesa capa de fibras colágenas, denominado estrato compacto, cuya función es evitar la perforación del estómago por objetos punzantes que por su tipo de dieta estos animales pudieran ingerir (Gázquez y Blanco, 2004). La muscular de la

mucosa es generalmente una capa delgada interna circular y una capa externa longitudinal de tejido muscular liso. La submucosa está constituida por tejido conjuntivo moderadamente denso, rico en vasos sanguíneos y linfáticos, que contiene el plexo nervioso submucoso o de Meissner y que puede presentar glándulas y tejido linfático. La túnica muscular está constituida por fibras musculares lisas, orientadas en espiral. Se disponen en dos subcapas. En la capa interna, próxima a la luz, las fibras están dispuestas más circularmente y en la externa más longitudinalmente. El plexo mioentérico o de Auerbach, está localizado entre las dos capas subcapas musculares y está formado por un grupo de neuronas del sistema nervioso autónomo. La túnica serosa es una delgada capa de tejido conjuntivo laxo, con vasos sanguíneos y linfáticos y tejido adiposo. Externamente, la serosa esta revestida por un mesotelio, epitelio pavimentoso simple (Junqueira y Carneiro, 2000).

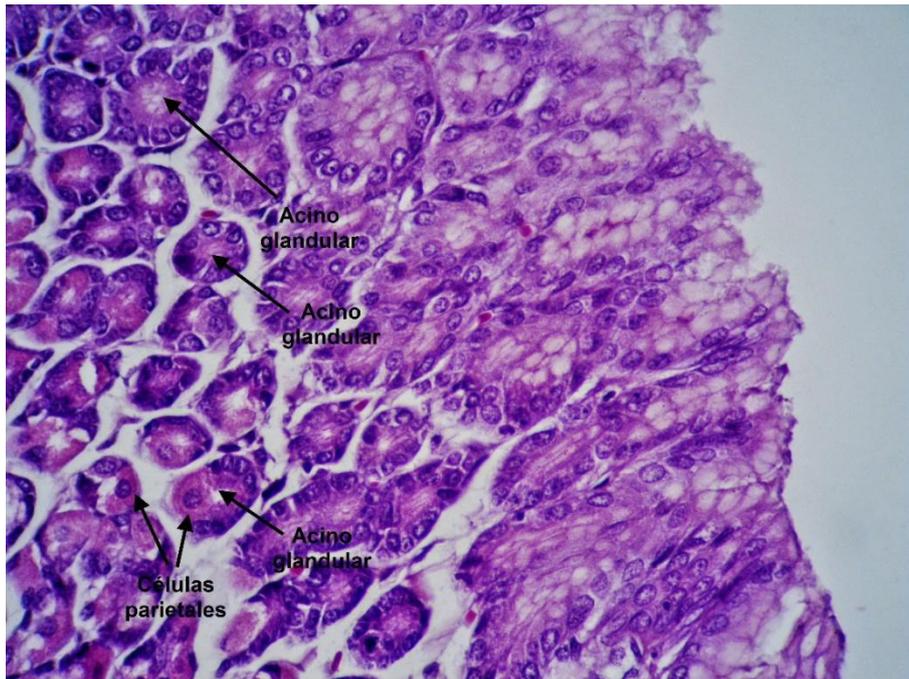


**Figura 4.** Microfotografía de la mucosa fúndica del estómago de cuy de 4 meses, H-E (x 400)

En la mucosa podemos encontrar diferentes tipos de células, las cuales cumplen una función importante en la protección del estómago y en la digestión de los alimentos, así tenemos las células mucosas de la superficie epitelial, células parietales u oxínticas, células mucosas del cuello, células principales o zimógenas; estas últimas tres forman parte de las glándulas gástricas y células endocrinas (Junqueira y Carneiro, 2000). Las glándulas gástricas del

estómago son de tipo tubular, ramificadas y se dividen en cuello, cuerpo y base. En su porción más apical las glándulas gástricas están tapizadas por células mucosas que se diferencian por su situación en la glándula en células mucosas superficiales y profundas. Sin embargo su estructura es idéntica. Ambas son cuboidales, con un citoplasma muy pálido debido a la gran cantidad de gránulos de secreción con un contenido de mucopolisacáridos, por lo que son PAS positivas (técnica del ácido periódico de Schiff). El núcleo se ubica en la porción basal, y a su alrededor existe abundante retículo endoplasmático rugoso. El complejo de Golgi se localiza en la posición supranuclear, y los gránulos de secreción en posición apical. Estas células tienen la misión de secretar mucus para proteger la superficie gástrica de la acción de las enzimas hidrolíticas y del ácido clorhídrico (Gázquez y Blanco, 2004).

Las células parietales u oxínticas están presentes principalmente en la región del cuello y cuerpo de la glándula gástrica (Hill *et al.*, 2006). Son muy raras en la base de las glándulas. Son redondeadas o piramidales, con un núcleo esférico en la posición central y el citoplasma intensamente eosinófilo (Junqueira y Carneiro, 2000). La característica ultraestructural de estas células está en su membrana citoplasmática, la cual se repliega profusamente en su borde apical, induciendo invaginaciones que determinan canales en cuya superficie la membrana citoplasmática confecciona numerosas microvellosidades irregulares. Los canales desembocan directamente en la luz de la glándula gástrica, y alrededor de estos se localizan numerosas mitocondrias por necesidad energética. No obstante, en el resto del citoplasma se localizan numerosas mitocondrias, lo que induce una tinción fuertemente acidófila en estas células (Gázquez y Blanco, 2004). Las células parietales se localizan embutidas entre la base de otras células de la glándula (Figura 5) (Junqueira y Carneiro, 2000).



**Figura 5.** Microfotografía de la mucosa fúndica del estómago del cuy de 4 meses, H-E (x 400)

Las células mucosas del cuello se encuentran en pequeño número, aisladas o en grupos en el cuello de la glándula. El moco secretado por estas células es diferente del secretado por las células que recubren las fositas y la superficie del estómago. Tiene forma irregular, con el núcleo en la base de la célula y gránulos de secreción apicales, que se tiñen fuertemente mediante la técnica del ácido periódico de Schiff (PAS) (Junqueira y Carneiro, 2000).

Las células cimogénicas o principales predominan en la región de la base de la glándula. Su basofilia se debe al gran desarrollo de su retículo endoplasmático rugoso. Los gránulos de secreción contienen la proenzima pepsinógeno (Junqueira y Carneiro, 2000). Son más pequeñas que las células parietales. Su estructura es semejante a la de las células de secreción exocrina, con un núcleo en posición basal alrededor del cual se observa abundante retículo endoplasmático rugoso y el complejo de Golgi de localización supranuclear. El polo apical citoplasmático contiene numerosos gránulos de secreción electrodensa de diferentes tamaños (gránulos de cimógeno) de los precursores de las enzimas gástricas, especialmente el pepsinógeno, que es secretado a la luz del estómago mediante exocitosis y en presencia de un

pH ácido se transforma en pepsina, forma activa de la enzima. Otras enzimas que producen las células principales son la lipasa gástrica y la renina (Gázquez y Blanco, 2004).

Las células endocrinas del tubo digestivo están en el epitelio, el cual contiene una serie de células productoras de hormonas peptídicas, ampliamente distribuidas en toda la extensión. Estas células pertenecen al tipo APUD (Amine Precursor Uptake Descarboxilase) (Junqueira y Carneiro, 2000). Se localizan en la base de las glándulas gástricas en contacto con la membrana basal. Sin embargo, no son observables mediante técnicas usuales de laboratorio, y suelen confundirse con las células principales. Con la microscopía electrónica muestran la morfología típica de las células de secreción endocrina: son células de morfología piramidal con retículo endoplasmático rugoso y un complejo de Golgi como organoides más representativos. En el borde basal contienen gránulos de secreción de tamaño y electrodensidad variable. Estas células secretan diferentes hormonas hacia la luz de los capilares de la lámina propia (Ross y Wojciech, 2007).

Se han descrito numerosos tipos de células gastroendocrinas, que sintetizan y secretan distintas hormonas y sustancias activas. En el estómago se ubican las células G, que producen gastrina, hormona que activa la síntesis y la secreción del jugo gástrico y la motilidad gástrica. Existen otras células gastroendocrinas que sintetizan la colecistocinina, que estimula la secreción del jugo pancreático (Gázquez y Blanco, 2004).

Histológicamente podemos decir que en el estómago hay tres tipos de glándulas presentes; cardíaca, fúndica y pilórica, siendo la glándula fúndica la más prevalente (Wagner y Manning, 1976). En todas estas regiones, el revestimiento epitelial es igual y está constituido por células prismáticas secretoras de moco (PAS-positivas). Estas células se distinguen parcialmente de las células mucosas caliciformes por presentar un núcleo esférico y localizado en la porción media de la célula. La superficie interna del estómago se caracteriza por la presencia de invaginaciones del epitelio de revestimiento dentro de la lámina propia, formando depresiones microscópicas llamadas fosetas gástricas. La mucosa del estómago está constituida esencialmente por gran

número de pequeñas glándulas que se abren en el fondo de esas fosetas. Las tres regiones del estómago descritas se caracterizan por poseer glándulas con estructuras que varían según la región. Por el contrario, las fosetas gástricas tienen siempre la misma estructura en todas las partes del estómago. Las glándulas gástricas se localizan siempre en la lámina propia, no pasando nunca de la muscular de la mucosa para ocupar la submucosa. La lámina propia del estómago está formada por tejido conjuntivo laxo entremezclado con fibras musculares lisas e intensamente infiltrado por células linfoides (Ghoshal y Bal, 1989).

Las glándulas gástricas tubulares son simples y bastante rectas, de vez en cuando se ramifican y aparecen tortuosas. De una a siete glándulas pueden secretar en una sola foseta o cripta gástrica dependiendo de la especie de roedor. Cada glándula consta de un istmo, un cuello y una parte principal que comprende un cuerpo y un fondo, pero la distribución de diversos tipos de células en las glándulas gástricas y de la mucosa varía entre las especies de roedores. Los tipos de células del estómago glandular incluyen las células del cuello secretoras de mucus, las células parietales u oxínticas secretoras del ácido clorhídrico así como del factor intrínseco y las células principales que secretan pepsinógeno (Ghoshal y Bal, 1989). En los cuyes, las células principales están aparentemente ausentes. Las células parietales grandes eran visibles cerca del cuerpo de la glándula hasta el cuello del túbulo glandular, concordante con las observaciones de Hobgen *et al.* (1976).

La cecotrofia es un proceso esencial para la supervivencia de algunos mamíferos de laboratorio como roedores y conejos, estos animales mueren si se les priva de cecotrofos durante algún tiempo, este proceso de comportamiento puede ejercer un efecto considerable en los tipos de células y su distribución en las glándulas gástricas, así como variación rítmica y dinámica de las actividades celulares (Ghoshal y Bal, 1989).

La producción de ácidos grasos volátiles, síntesis de proteína microbial y vitaminas del complejo B la realizan microorganismos, en su mayoría bacterias gram-positivas, que pueden

contribuir a cubrir sus requerimientos nutricionales por la reutilización del nitrógeno través de la cecotrofia (Holstenius y Bjornhag, 1985, citado por Caballero, 1992).

### **2.3. FISIOLÓGÍA DEL ESTOMAGO DEL CUY**

El estómago tiene funciones motoras como lo es almacenar grandes cantidades de alimento hasta que puedan vaciarse en el duodeno, mezclar este alimento con las secreciones gástricas hasta que se forme una mezcla semifluida que se llama quimo y el vaciamiento lento del quimo hacia el intestino delgado a una velocidad adecuada para la digestión y absorción correcta por parte del intestino delgado (Guyton y Hall, 2011).

También tiene funciones secretoras y para ello tiene glándulas en la mucosa estomacal que secretan el jugo gástrico, que contiene ácido clorhídrico, tres enzimas y moco; estas secreciones entran en contacto inmediato con la porción del alimento que se halla sobre la superficie mucosa, al mismo tiempo se dan unas ondas peristálticas constrictoras débiles (ondas de mezclado) que avanzan hacia el antro a lo largo de la pared gástrica, estas ondas se inician por un ritmo eléctrico básico de ondas lentas que ocurren de forma espontánea en el estómago y se volverán más intensas al nivel del antro porque en esta zona se encuentra la formación de anillos constrictores peristálticos que aumentaran la presión para que el contenido antral pase hacia el duodeno, mas sólo pasa una pequeña cantidad de contenido con cada onda peristáltica debido al esfínter pilórico, de esta manera la mayor parte del contenido antral retrocede hacia el cuerpo del estómago produciéndose el mezclado del contenido estomacal; sin embargo cerca del 20% del tiempo estas contracciones se hacen más intensas y la presión se hace seis veces mayor que la de las ondas débiles facilitando el vaciado estomacal (Cormarck, 1999; Guyton y Hall, 2011).

Como parte de la secreción gástrica encontramos tres enzimas, siendo la pepsina la más importante. Se trata de una enzima proteolítica secretada en la forma de un precursor, el pepsinógeno. En el medio ácido del estómago, este precursor se convierte en pepsina, que realiza la digestión de las proteínas. Las otras dos enzimas son la renina, que forma cuajos con

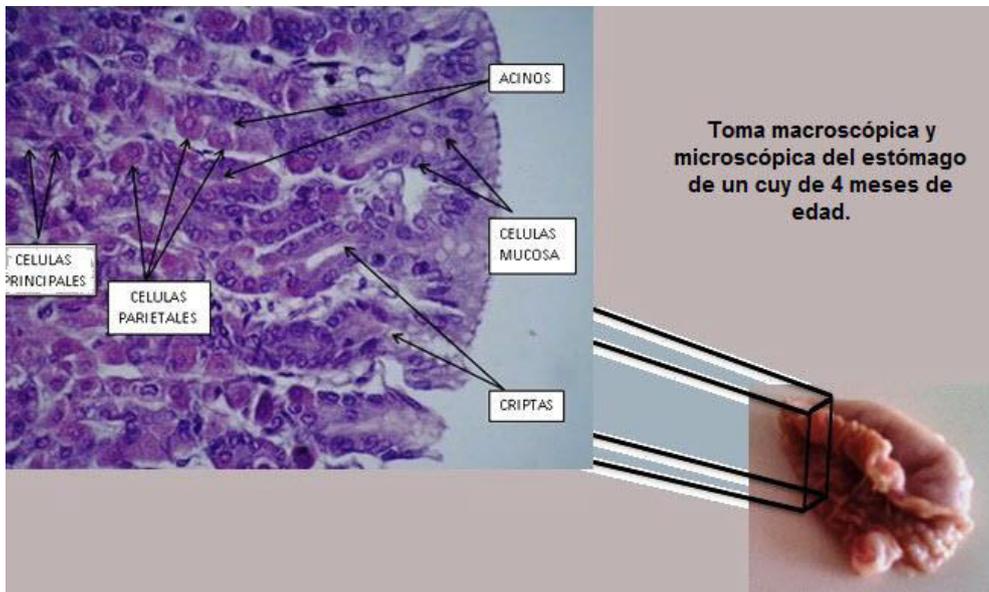
la leche, y la lipasa, que degrada las grasas. Sin embargo, esta última acción no es considerable en el estómago (Cormack, 1999).

La mayoría de los animales domésticos monogástricos solo tienen mucosa glandular en el estómago; sin embargo, en los caballos y las ratas existe un área en la porción proximal del estómago que está cubierta por un epitelio estratificado escamoso no glandular. La zona glandular de la mucosa está dividida en tres regiones: La mucosa del cardias, la mucosa parietal y la mucosa pilórica. Estas regiones presentan glándulas de estructura similar, pero con diferentes tipos de secreciones (Cunningham, 2009).

La mucosa glandular posee numerosas invaginaciones o poros, conocidas como criptas gástricas. El tamaño de ellas es tal que sus orificios de entrada pueden visualizarse mediante una lupa. En la base de cada cripta hay un estrechamiento o istmo que se continúa con la abertura de una o más glándulas gástricas (Cunningham y Bradley, 2009).

En la estructura glandular del estómago se encuentran diversos tipos celulares (Figura 6), como las células mucosas, las cuales por su secreción desempeñan un papel importante en la protección del epitelio del estómago frente a las condiciones ácidas y de molturación presentes en la luz del órgano. Cada región de la mucosa gástrica contiene glándulas formadas por tipos celulares característicos. Las glándulas de la zona parietal poseen células parietales que se localizan en el cuello, o área proximal de la glándula. Su función es la secreción de ácido clorhídrico (HCl). Distribuidas entre las células parietales del cuello glandular se disponen así mismo, las células mucosas del cuello, que secretan un mucus más diluido y menos viscoso que las células mucosas superficiales. Además de su función secretora, las células mucosas del cuello parecen ser las progenitoras de la mucosa gástrica, ya que son las únicas células que revisten el estómago con capacidad de dividirse. Cuando se dividen pueden migrar tanto hacia el interior de la glándula como hacia la cripta y el epitelio de la superficie. En la base de las glándulas existe un tercer tipo celular, las células principales. Estas secretan pepsinógeno,

precursor de la enzima digestiva pepsina (Ross y Wojciech, 2007; Cunningham y Bradley, 2009).



**Figura 6.** Microfotografía del estómago glandular de cuy de 4 meses H-E (x 400)

Las glándulas de la zona del cardias secretan solo un moco alcalino, que probablemente actúa protegiendo la mucosa esofágica adyacente de las secreciones ácidas del estómago. Las glándulas pilóricas no poseen células parietales pero contienen células G, productoras de gastrina. También, y de acuerdo con muchas referencias, las glándulas pilóricas secretan pepsinógeno (Guyton y Hall, 2011).

Para que se dé la secreción ácida hay una estimulación nerviosa que puede iniciarse en el cerebro (sistema límbico) o en el estómago mismo. Los tipos de estimulación que pueden iniciar los reflejos estomacales intrínsecos son la distensión del estómago, estímulos táctiles sobre la superficie de la mucosa gástrica y estímulos químicos que incluyen de manera especial los aminoácidos que se derivan de las comidas proteicas. Las señales nerviosas de los nervios vagos y las de los reflejos entéricos locales, además de estimular la secreción glandular de los jugos gástricos, también producen la secreción de la hormona gastrina por las glándulas pilóricas de la porción antral. Esta hormona pasa a la sangre y se transporta a las glándulas

oxínticas, allí estimula a las células parietales en forma muy intensa aumentando la secreción de ácido clorhídrico, igual se sabe que aisladamente la hormona no aumenta la secreción acida en forma importante, así se establece que debe haber un efecto multiplicador de acetilcolina, gastrina e histamina en la secreción acida, así los tres receptores deben activarse simultáneamente. La histamina parece estar siempre presente en pequeñas cantidades bajo condiciones normales. Si se estimulan los nervios gástricos, las terminaciones nerviosas parasimpáticas liberan acetilcolina y las células de gastrina liberan gastrina y de esta forma se secretan cantidades copiosas de ácido (Guyton y Hall, 2011).

Cuando las glándulas gástricas son estimuladas al máximo, la solución de HCL secretada a la luz es isotónica y tiene un pH menor de 1, lo cual nos da idea de la acidez extrema. Las células parietales secretan al ion hidrogeno ( $H^+$ ) como al ion cloro ( $Cl^-$ ), aunque, aparentemente, por diferentes mecanismos celulares. El  $H^+$  se secreta a través de una enzima ATPasa (adenosin-trifosfatasa) de  $H^+ - K^+$ , localizada en la superficie luminal de la célula. Esta enzima, a veces denominada “bomba de protones”, intercambia  $H^+$  por iones potasio ( $K^+$ ), bombeando un  $K^+$  al interior de la célula por cada  $H^+$  secretado a la luz. En este proceso de intercambio, una molécula de ATP se hidroliza a ADP, lo que representa un gasto de energía. Los cationes  $K^+$  que se acumulan dentro de las células son devueltos a la luz junto con los aniones de  $Cl^-$ . Esto permite la recirculación de los iones  $K^+$  a medida que son bombeados al interior de la célula en el intercambio con  $H^+$ , todo lo cual determina una secreción neta de  $H^+$  y  $Cl^-$ , con un pequeño movimiento neto de  $K^+$ . Los iones de hidrogeno que se secretan proceden de la disociación del ácido carbónico intracelular ( $H_2CO_3$ ), la cual deja un ion bicarbonato ( $HCO_3^-$ ) en el interior de la célula por cada  $H^+$  secretado a la luz. El ácido carbónico se produce a partir del agua y dióxido de carbono mediante la acción de la anhidrasa carbónica, una enzima presente en la mucosa gástrica en elevadas concentraciones (Guyton y Hall, 2011; Ross y Wojciech, 2007).

A medida que los cationes hidrógeno son secretados, los aniones bicarbonato se acumulan en la célula. Para contrarrestar esta acumulación, los aniones bicarbonato son intercambiados por aniones cloro en la superficie no luminal de la célula. De esta forma, la célula consigue el cloro adicional para su secreción a la luz glandular, mientras que el bicarbonato es secretado a la sangre. Esta alcalinización pasajera y moderada de la sangre durante la digestión se conoce como “marea alcalina”. Normalmente, la marea alcalina desaparece cuando el bicarbonato de la sangre es consumido indirectamente durante la neutralización de las secreciones gástricas a medida que estas entran en el intestino (Cunningham y Bradley, 2009).

La regulación de la secreción de pepsinógeno es mucho menos compleja que la de ácido; se da como respuesta a la acidez del estómago y también por la estimulación que ejerce la acetilcolina que proviene de los nervios vagos o de otros nervios entéricos. Las células principales secretan pepsina en forma inactiva, esta es considerada habitualmente como un único compuesto, sin embargo, constituye una familia de enzimas que digieren proteínas y que son secretadas por las glándulas gástricas, se les llama pepsinógenos. Estos se almacenan en las células en forma de gránulos hasta el momento de su secreción a la luz de las glándulas gástricas. Las enzimas digestivas que son sintetizadas y almacenadas como proenzimas inactivas y que se activan en la luz del tubo digestivo se conocen de forma general como zimógenos. Este patrón general de formación y activación de los zimógenos es necesario, ya que las enzimas activas podrían digerir y destruir las células que las sintetizan. Después de su secreción, los pepsinógenos son expuestos a los contenidos ácidos del estómago lo que determina la escisión de una pequeña porción de la molécula proteica que produce la activación de las enzimas (Guyton y Hall, 2011; Cunningham y Bradley, 2009).

El cuy es una especie herbívora monogástrica, tiene dos tipos de digestión una enzimática (a nivel del estómago e intestino delgado) y otra microbial (a nivel del ciego) (Chauca, 1995). La fisiología digestiva es un proceso bastante complejo que comprende la

ingestión, digestión y la absorción de nutrientes y el desplazamiento de estos a lo largo del tracto digestivo (Chauca, 1995). Fisiológicamente hay una gran variación en el grado de madurez de las crías al nacer y en su dependencia exclusiva de los atributos nutricionales de la leche. El cuy nace en un estado avanzado de maduración por lo que se amamanta por un corto tiempo en comparación a otras especies y prácticamente ingiere diversos alimentos desde que nace, preparando al ciego para su función digestiva de adulto (Ordoñez, 1997). La digestión en el cuy comienza en la boca, en la cual encontramos piezas dentarias capaces de cortar y triturar la materia vegetal, esta masticación reduce el tamaño de las partículas de la ingesta, a tal magnitud, que al mezclarse con la saliva facilita la acción de las enzimas digestivas sobre el contenido celular del bolo alimenticio, el cual luego pasa al estómago a través del esófago (Bustamante, 1997; Sakaguchi, 2003). En el estómago el alimento es parcialmente procesado por la acción del ácido clorhídrico y las enzimas gástricas, luego pasa al duodeno donde la digestión es continuada por las enzimas biliares, pancreáticas y entéricas, para ser absorbido por el intestino delgado (Chauca, 1995). El movimiento de la ingesta a través del estómago e intestino delgado es rápido, no demora más de dos horas en llegar la mayor parte de la ingesta al ciego (Reid, 1948, citado por Gómez y Vergara, 1993). Sin embargo el pasaje por el ciego es más lento pudiendo permanecer en el parcialmente por 48 horas. Se conoce que la celulosa en la dieta retarda los movimientos del contenido intestinal permitiendo una mayor eficiencia en la absorción de nutrientes, siendo en el ciego e intestino grueso donde se realiza la absorción de los ácidos grasos de cadenas cortas. La absorción de los otros nutrientes se realiza en el estómago e intestino delgado incluyendo los ácidos grasos de cadenas largas. El ciego de los cuyes es un órgano grande que constituye cerca del 15 por ciento del peso total (Hagan y Robison, 1953, citado por Gómez y Vergara, 1993).

#### **2.4. MORFOMETRÍA Y SU APLICACIÓN BIOLÓGICA.**

Robert E. Blackith parece ser el que acuñó el término morfometría, en el sentido más amplio se define como el estudio cuantitativo de la forma de los organismos para realizar comparaciones y detectar diferencias, para lo cual se utilizan herramientas como la estadística

y/o modelos matemáticos complejos. La aplicación de la morfometría resuelve muchas incógnitas provenientes de diferentes campos, a través de la definición de la forma, la variación, relación y comparación de ella en concordancia con la clasificación, filogenia, fisiología, distribución geográfica, ontogenia, dimorfismo sexual, secuencias evolutivas y genéticas, entre otros, de los organismos (Marcus, 1990). Un requerimiento de este campo es que dicha variación sea representada en términos descriptibles y repetibles (Reyment, 2010).

Durante muchas décadas, las características morfológicas de los organismos han sido un elemento importante en la biología, para realizar comparaciones que se utilizan como base para entender la biodiversidad y realizar clasificaciones taxonómicas. Buscar una explicación a esta variación fenotípica es el mayor objetivo dado que se debe a la genética de los individuos y a las variaciones ambientales, y a sus implicaciones ecológicas, que son objeto de estudio por medio de diferentes campos y herramientas, incluyendo la morfología funcional, ecomorfología, la macroevolución, la selección sexual y la biología evolutiva del desarrollo (Wimberger, 1992; Adams *et al.*, 2004; Fuentes, 2004).

Conociendo la importancia de mencionados elementos en los estudios biológicos y gracias al desarrollo de herramientas cuantitativas durante el siglo XIX (estadística y modelos matemáticos), en la biología ocurre un enlace de la forma en que se llevan a cabo estudios basados en datos estrictamente descriptivos y datos meramente cuantitativos teóricos, y se produce una transformación en la cual se utilizan ambos tipos de datos para mejorar la objetividad y eficacia en los análisis biológicos y así conseguir una mejor comparación y aprovechamiento de la información, incluyendo la morfología (Van der Molen *et al.*, 2007).

A mediados del siglo XX se inicia un nuevo campo, la morfometría, esta surge como resultado de la mencionada relación entre la morfología y la estadística. En términos generales, la morfometría se encarga de unir grupos de procedimientos estadísticos para el análisis de la

variación en tamaño de los caracteres morfológicos y la forma de órganos y organismos (Reyment, 2010).

Para cuantificar la variación en la forma existen diferentes métodos que involucran, en primer lugar se encuentran los basados en medidas de distancia, cálculo de áreas y proporciones, en segundo el método de la caja estructural cuyos datos son distancias en una conformación particular de cuadriláteros y por último los referidos a recientes métodos que usan el trazo de contornos y la localización geométrica de los puntos anatómicos o landmarks (Parsons *et al.*, 2003), los cuales, preferiblemente deben ser homólogos entre las formas variantes que se incluye en un estudio (Zelditch *et al.*, 2004).

En la década de los 60's y 70's se desarrolló el primer método, la morfometría tradicional o morfometría multivariante, esta requiere que se apliquen variables de distancias lineales entre dos puntos identificables, tomadas directamente sobre un organismo, como el largo o el ancho de sus estructuras o partes, y en algunos casos ángulos, proporciones, coeficientes y áreas. El avance en los métodos estadísticos como el coeficiente de correlación, análisis de varianza y análisis de componentes principales generaron un avance de rigor cuantitativo (Van der Molen *et al.*, 2007). Normalmente los resultados se expresan en números y con gráficos en términos de combinaciones lineales de variable de medida, pero su desventaja principal es que muy a menudo brinda información incompleta y redundante acerca de la forma. Hasta hace unos pocos años este análisis morfométrico era utilizado ampliamente por la taxonomía, en particular para diferenciar especies, debido a su objetividad (Mitteoecker y Gunz, 2009).

El segundo método es la caja estructural o “box-truss”, propuesto por Strauss y Bookstein en 1982, en el cual se considera otro patrón de medidas de distancia, que consiste en ubicar puntos homólogos en los límites de la forma dividido en dos niveles y pareados, cuyas variables son las distancias que conectan estos puntos de manera que crean una red de

cuadriláteros contiguos con diagonales internas, y cada uno de ellos comparte un borde con el siguiente. Este modelo permite verificar la consistencia de las medidas, detecta diferencia en la forma en dirección oblicua como también horizontal y vertical, reconoce y compensa el error debido al azar (Bookstein *et al.*, 1985).

Rohlf y Marcus en 1993, se desarrolló el tercer método, quienes lo describieron como la “revolución” mayor de la morfometría, debido a que es una herramienta más eficaz al basarse en coordenadas cartesianas, el descubrimiento de la teoría estadística de la forma y la realización computacional de rejillas de transformación (Mitteroecker y Gunz, 2009). A este nuevo método se le conoce como morfometría geométrica, la cual se define como la caracterización cuantitativa, análisis y comparación de la forma biológica, cuyo objetivo principal es describir y cuantificar patrones de variación en la forma en un mismo grupo y entre grupos (Adams *et al.*, 2004).

Se han realizado diversos estudios en morfometría estomacal en diferentes especies, así tenemos un estudio morfométrico del esófago abdominal y del estómago en conejos (*Oryctolagus cuniculus*) de raza Nueva Zelanda, esta especie se utiliza en la mayoría de los casos como modelo sin tener en cuenta las características anatómicas específicas, por lo que se ha realizado este estudio anatómico de la zona del esófago abdominal, cardias y estómago del conejo, que expresa las características y diferencias anatómicas para que los cirujanos estén más familiarizados antes de realizar prácticas laparoscópicas en esta especie. Una diferencia importante es la presencia de una porción grande de esófago abdominal. Está descrito que animales con porciones grandes de esófago abdominal, no tienen la posibilidad de regurgitar o vomitar. Esta diferencia anatómica es muy importante cuando se pretende usar a estos animales como modelo para la enfermedad por reflujo gastroesofágico (ERG). El presente trabajo se realizó con los objetivos de proporcionar a los cirujanos un estudio anatómico que permita conocer la zona del esófago abdominal, cardias y estómago del conejo, para que tengan

conocimiento de las características propias en esta especie y las diferencias con el humano, en su uso como modelo animal para la cirugía del cardias y el estómago (Acuña *et al.*, 2002).

En otra especie donde encontramos un estudio de características similares al presente es en el carpincho (Rodentia: *Hydrochaeridae*), el cual es un componente de la fauna correntina que constituye un recurso importante en el ámbito regional como fuente de proteína animal y subproductos como el cuero, por ello se considera necesario contar con estudios sistematizados con base científica de la especie. El trabajo realizado se enfocó en determinar las características micro-anatómicas, estableciéndose así los parámetros normales en dicha especie, con el objeto de realizar estudios anatomopatológicos posteriores. (Rodríguez-Alarcón *et al.*, 2010).

También se ha publicado un estudio comparativo de la morfología estomacal de algunos mamíferos usados en el laboratorio (ratón, rata, jerbo, hámster, conejo y cobayo), se menciona las diferencias que existen entre estas especies en cuanto a su estómago glandular, la distribución celular dentro de la capa mucosa, la conformación de la capa muscular y sus características macroscópicas (Ghoshal y Bal, 1989).

En peces se están ampliando las investigación en anatomía, morfología y morfometría en diferentes especies, así tenemos el trabajo realizado en la corvina (*Plagioscion squamosissimus*, Perciformes: *Sciaenidae*), cuiú-cuiú (*Oxydoras niger*, Siluriformes: *Doradidae*) y mandi-moela (*Pimelodina flavipinnis*, Siluriformes: *Pimelodidae*) en el cual el trabajo se basó en medir la longitud del cuerpo, el peso y hallar el coeficiente intestinal de las diferentes porciones del tracto digestivo (Rodrigues *et al.*, 2011). Asimismo, hay un artículo sobre la histología y morfometría del sistema digestivo del bagre tigrilo (*Pimelodus pictus*), profundizando los conocimientos básicos y permitiendo conocer que esta especie tiene dos regiones en el estómago una cardiaca y una pilórica, en la primera es donde se encontraron glándulas gástricas, localizando un mayor espesor de la capa mucosa y la muscular (Olaya *et al.*, 2007).

## **III. MATERIALES Y MÉTODOS**

### **3.1. Lugar de estudio:**

El estudio se realizó en el Laboratorio de Fisiología Animal de la Facultad de Medicina Veterinaria de la Universidad Nacional Mayor de San Marcos y el Laboratorio de Patología del Servicio Nacional de Sanidad Agraria (sede Lima) entre los meses de mayo a diciembre de 2013.

### **3.2. Animales:**

Las muestras se encontraron en tacos de parafina en el presente estudio y fueron tomadas de cobayos de la Línea 1 La Molina, de las siguientes edades (días): recién nacido (0), 1, 2, 3, 4, 5, 6, 7, 8, 9, 10, 11, 12, 13, 14, 15 (período de lactancia) y 120, que totalizaron 51 animales (3 por edad), criados en el Laboratorio de Fisiología y que recibieron una alimentación mixta (forraje y concentrado). Estas muestras corresponden a las diferentes porciones del estómago (fundus, cuerpo y antro) de cuyes.

### **3.3. Materiales:**

#### **3.3.1. Equipos y materiales para el procesamiento de muestras**

- Guantes
- Gasa
- Cinta de embalaje
- Equipo de disección
- Láminas portaobjetos y cubreobjetos
- Frascos con tapón de jebe
- Material de limpieza
- Lapiceros de tinta indeleble
- Lápiz

- Cuaderno de apuntes

### **3.3.1.1. Sustancias, reactivos y colorantes**

- Xilol
- Alcohol de 80°, 95° y 100°
- Alcohol ácido
- Hematoxilina
- Eosina
- Agua amoniacal
- Agua destilada con pH 7.1

### **3.3.1.2. Equipos de laboratorio**

- Equipo de procesamiento
- Micrótopo
- Cubetas de coloración de plástico y vidrio
- Láminas cubreobjetos y portaobjetos
- Computadora (Intel Pentium Dual Core)
- Microscopio trinocular con luz incorporada
- Cámara digital Canon Powershot G9 de 12 megapíxeles
- Software de medición Axiovision

## **3.4. Metodología**

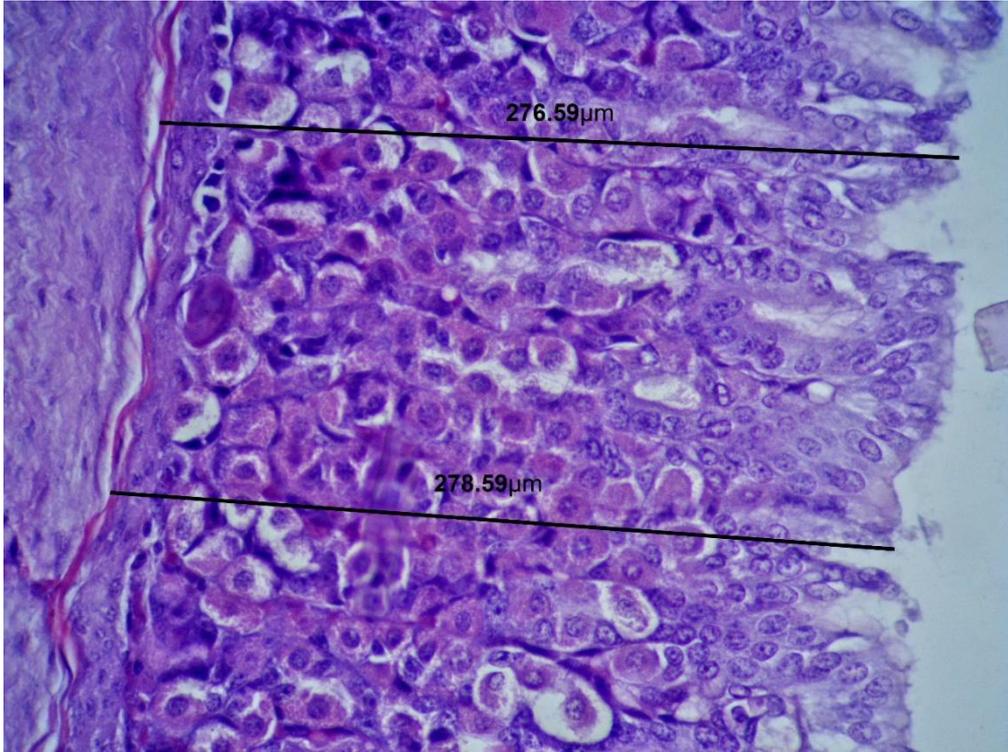
A partir de las muestras de estómago que se encontraban incluidas en bloques de parafina (Bob, 1995), se realizaron los cortes de 5 µm de espesor con un micrótopo. Una vez efectuado el corte, se colocó la película del tejido sobre una lámina portaobjeto para ser coloreadas con hematoxilina-eosina (H-E) para su posterior observación (Thomas, 1995). Las láminas fueron identificadas mediante códigos correspondientes al animal, edad y porción estomacal.

### 3.5. Análisis de imágenes

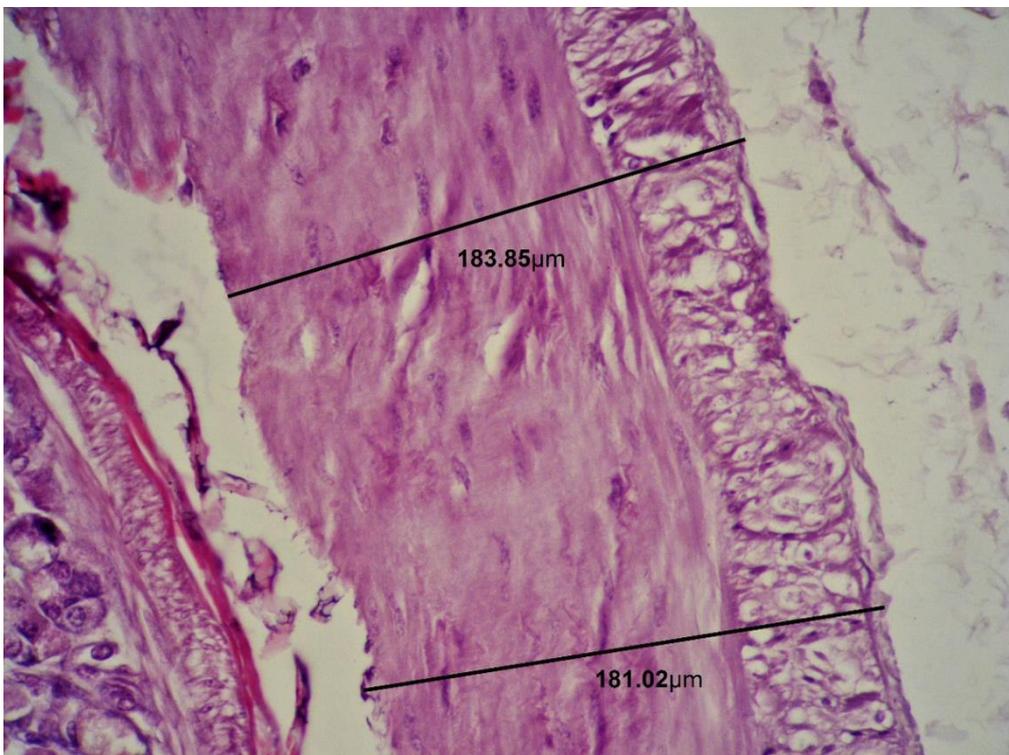
Una vez preparadas las láminas histológicas se procedió a realizar las mediciones (en mm) según los protocolos adaptados de Batista de Olivera y col., (2000); Zhang y col., (2005). Se realizaron 10 mediciones por cada variable a medir, resultando en 120 datos para cada animal. Para esto se utilizó un microscopio trinocular con luz incorporada Carl Zeiss modelo Primo Star con cámara digital de 12 Megapíxeles (Canon Powershot G9) conectado a un computador (Intel Pentium Dual Core) por medio del cual se digitalizaron las imágenes de 10x y 40x, siendo almacenadas en formato JPG, para conservar los detalles observados al microscopio. La medición de los parámetros del estudio se realizó posteriormente con un programa de análisis de imágenes computarizado Axiovision 4.7. La resolución de las imágenes fue de 640 x 480 píxeles.

### 3.6. Determinación de las variables

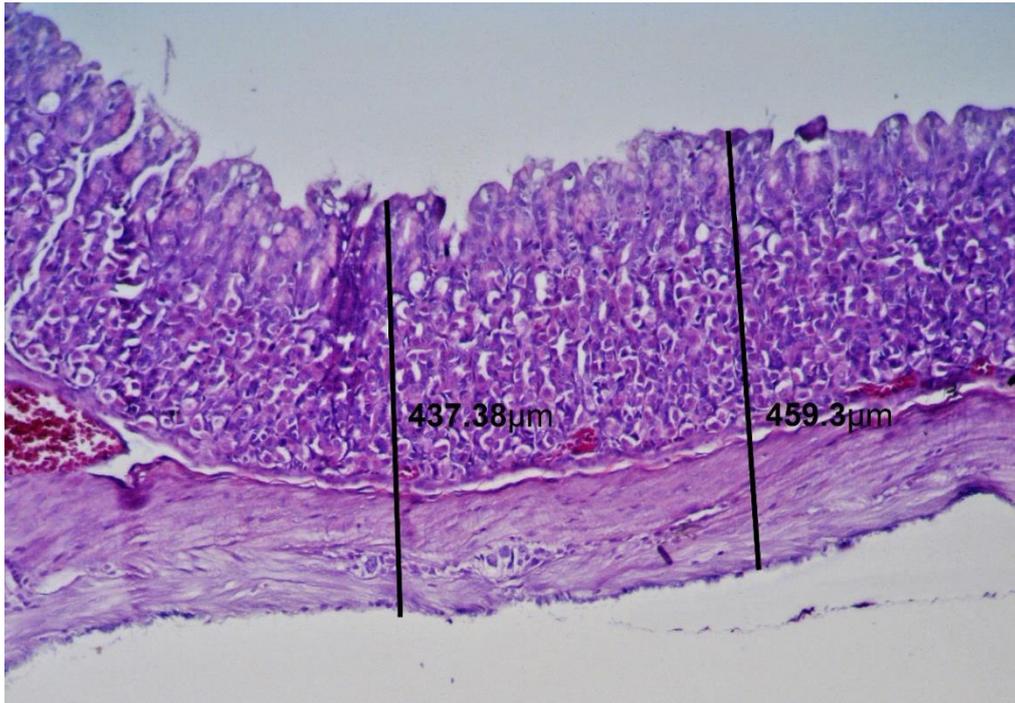
- **Espesor de la túnica mucosa:** La capa mucosa fue medida tomando como punto de referencia el borde apical del epitelio hasta el límite de la submucosa, la cual es expresada en  $\mu\text{m}$ , esto se realizó en cada porción del estómago de cada animal en 10 puntos diferentes.
- **Espesor de la túnica muscular + serosa:** La capa muscular fue medida desde el límite distal de la submucosa hasta la totalidad de la serosa y es expresada en  $\mu\text{m}$  en cada porción estomacal de cada animal en 10 puntos diferentes.
- **Grosor de la Pared gástrica:** La medición del grosor de la pared gástrica se realizó desde la capa mucosa hasta la serosa y es expresada en  $\mu\text{m}$  en cada porción estomacal de cada animal en 10 puntos diferentes.
- **Número de criptas:** Se contabilizó el número de criptas por mm en 10 zonas de la mucosa en cada porción estomacal de cada animal.



**Figura 7.** Microfotografía de un corte de la región fúndica del estómago de cuy de 9 días. Mediciones de la capa mucosa (276.59 µm y 278.59 µm) . H-E (x 400)



**Figura 8.** Microfotografía de un corte de la región fúndica del estómago de cuy de 15 días. Mediciones de la capa muscular (181.02 µm y 183.85 µm). H-E (x 400)



**Figura 9.** Microfotografía de un corte de la región fúndica del estómago de cuy de 3 días. Mediciones de la pared gástrica (437.38  $\mu\text{m}$  y 459.3  $\mu\text{m}$ ). H-E (x 400)

### 3.8. Análisis estadístico.

Estudio descriptivo de carácter cuantitativo. Los parámetros de medición de la mucosa, capa muscular + serosa, pared gástrica y número de criptas, fueron analizados con la ayuda del paquete estadístico SPSS para la obtención de los estadísticos descriptivos. Los resultados se presentaron como valores medios  $\pm$  desviaciones estándar. Las diferencias entre los grupos de edad en los parámetros morfométricos del espesor de la mucosa, capa muscular, serosa, pared gástrica y número de criptas de las tres porciones del estómago (fundus, cuerpo y antro) se comprobaron mediante un análisis de varianza de una sola vía (ANOVA). Cuando los resultados del ANOVA fueron valores significativos, las medias de grupos particulares se compararon mediante la prueba de comparación múltiple de Tukey.

## IV. RESULTADOS

En el Cuadro 3, se observa que el espesor de la mucosa de las porciones del fundus, cuerpo y antro no muestra diferencia significativa ( $p>0.05$ ) entre ellas en los días 1, 8, 9 y 11 de lactancia. Al día 15 de lactancia hay diferencia significativa ( $p<0.05$ ) en el espesor de la mucosa entre las porciones del fundus, cuerpo y antro. Del día 2 al 4 de lactancia hay una diferencia significativa ( $p<0.05$ ) en el espesor de la mucosa entre la porción del fundus y las porciones del cuerpo y antro. El espesor de la mucosa de las porciones del fundus y cuerpo no muestran diferencia significativa ( $p>0.05$ ) entre ellas en los días 5, 6 y 13 de lactancia. Se observa un aumento del espesor de la mucosa en las porciones del fundus, cuerpo y antro durante los primeros 15 días de vida (Figura 10).

En el Cuadro 4, del 1 al 7, del 10 al 12 y los días 14 y 15 de lactancia que el espesor de la capa muscular y la serosa tienen una diferencia significativa ( $p<0.05$ ) entre la porción del fundus y las porciones del cuerpo y antro, siendo de mayor espesor en la porción del fundus. En el espesor de la capa muscular + serosa entre las tres porciones no hay diferencia significativa ( $p>0.05$ ) el día 8 de lactancia, y hay diferencia significativa ( $p<0.05$ ) el día 13 de lactancia. Se

observa un aumento del espesor de la capa muscular + serosa en las porciones del fundus, cuerpo y antro durante los primeros 15 días de vida (Figura 11).

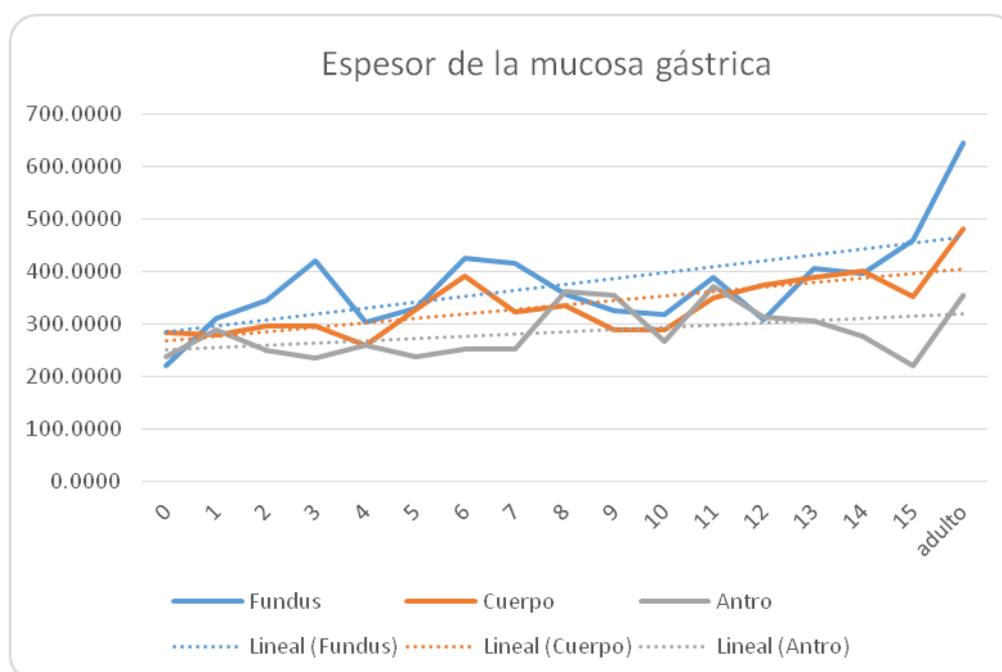
En el Cuadro 5, al día 0 de lactancia no hay diferencia significativa ( $p > 0.05$ ) en el espesor de la pared gástrica entre las tres porciones. En los días 1, 2, 4, 10, 11, 12 y 14 hay una diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) en el espesor de la pared gástrica entre la porción del fundus y las porciones del cuerpo y antro. En los días 3, 5, 6, 7, 13, 15 y adulto hay diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) en el espesor de la pared gástrica entre las tres porciones. Se observa un aumento del espesor de la pared gástrica en las porciones del fundus, cuerpo y antro durante los primeros 15 días de vida (Figura 12).

En el Cuadro 6, se muestra un aumento en el número de criptas por mm en las tres porciones conforme avanzan los días de lactancia, siendo mayor el aumento en la porción del fundus, como se evidencia que a partir del día 3 de lactancia en el que hay una diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) en el número de criptas por mm entre la porción del fundus y las porciones del cuerpo y antro. A partir del día 10 de lactancia hay diferencia significativa ( $p < 0.05$ ) en el número de criptas por mm entre las tres porciones, se mantiene que hay un mayor número de criptas en la porción del fundus. Se observa un aumento del número de criptas por mm en las porciones del fundus, cuerpo y antro durante los primeros 15 días de vida (Figura 13).

**Cuadro 3.** Espesor de la mucosa en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad

Edad (días)	Fundus Media ±DE	Cuerpo Media ±DE	Antro Media ±DE
0	220.7±38.8 <sup>a</sup>	284.1±29.9 <sup>b</sup>	237.2±33.1 <sup>a</sup>
1	310.3±52.1 <sup>a</sup>	280.1±54.5 <sup>a</sup>	289.2±71.6 <sup>a</sup>
2	345.4±91.5 <sup>a</sup>	295.2±45.2 <sup>b</sup>	249.7±39.5 <sup>b</sup>
3	419.3±113.9 <sup>a</sup>	295.6±68.6 <sup>b</sup>	234.1±32.4 <sup>b</sup>
4	303.1±28.3 <sup>a</sup>	258.3±56.9 <sup>b</sup>	260.6±37.4 <sup>b</sup>
5	329.7±111.2 <sup>a</sup>	326.5±25.6 <sup>a</sup>	238.4±35.3 <sup>b</sup>
6	425.8±85.1 <sup>a</sup>	390.2±97.6 <sup>a</sup>	251.1±53.4 <sup>b</sup>
7	415.4±140.7 <sup>a</sup>	323.4±26.7 <sup>b</sup>	250.9±45.4 <sup>b</sup>
8	356.3±91.9 <sup>a</sup>	335.7±47.4 <sup>a</sup>	361.4±128.2 <sup>a</sup>
9	325.8±34.6 <sup>a</sup>	288.5±84.7 <sup>a</sup>	354.2±112.1 <sup>a</sup>
10	319.1±47.5 <sup>a</sup>	289.8±32.2 <sup>b</sup>	266.5±76.1 <sup>b</sup>
11	389.2±52.3 <sup>a</sup>	349.9±50.7 <sup>a</sup>	371.8±68.9 <sup>a</sup>
12	309.1±24.4 <sup>a</sup>	374.5±38.1 <sup>b</sup>	314.1±66.3 <sup>a</sup>
13	406.9±58.1 <sup>a</sup>	389.5±72.7 <sup>a</sup>	305.8±46.3 <sup>b</sup>
14	396.1±104.4 <sup>a</sup>	400.6±76.3 <sup>a</sup>	276.8±68.4 <sup>b</sup>
15	459.1±153.4 <sup>a</sup>	351.4±45.9 <sup>b</sup>	221.6±23.5 <sup>c</sup>
adulto	644.4±333.3 <sup>a,b</sup>	481.2±75.1 <sup>b</sup>	353.5±35.1 <sup>b,c</sup>

a,b,c Letras diferentes indican que la media es diferente dentro de cada día ( $p < 0.05$ )

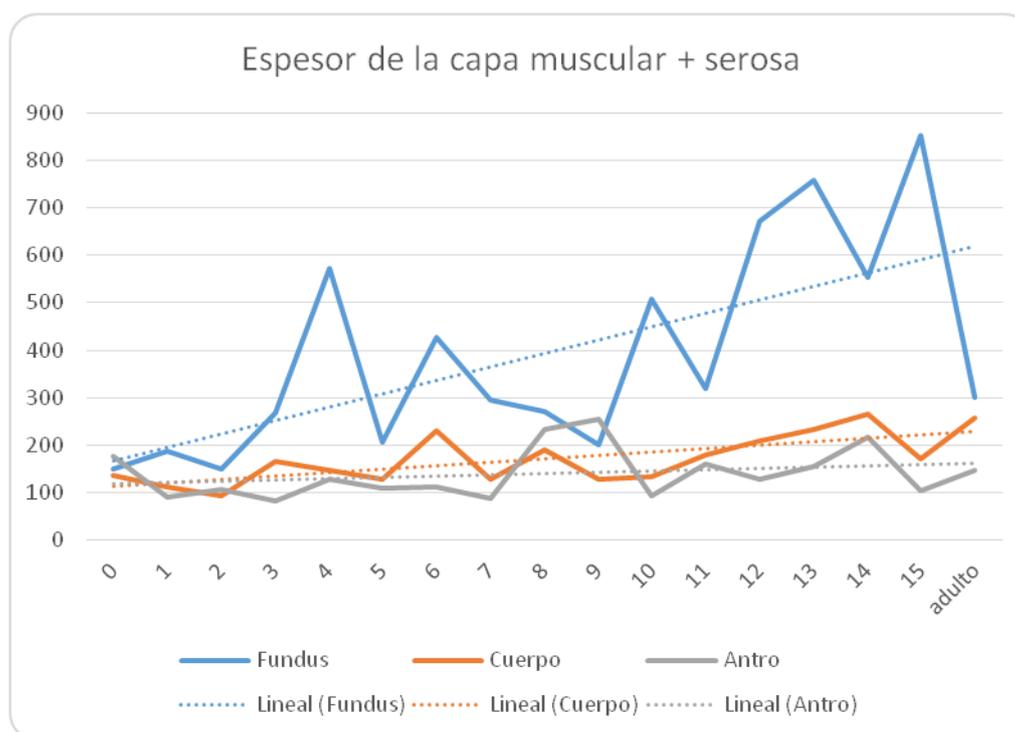


d  
el espesor de la mucosa gástrica ( $\mu\text{m}$ ) en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.

**Cuadro 4.** Espesor de la capa muscular + serosa en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad

Edad (días)	Fundus Media ±DE	Cuerpo Media ±DE	Antro Media ±DE
0	149.6±42.6 <sup>a</sup>	137.4±22.5 <sup>b,a</sup>	176.9±44.2 <sup>c,a</sup>
1	187.1±126.4 <sup>a</sup>	112.8±35.1 <sup>b</sup>	90.2±20.9 <sup>b</sup>
2	149.6±54.3 <sup>a</sup>	91.9±15.1 <sup>b</sup>	106.8±44.8 <sup>b</sup>
3	267.8±160.8 <sup>a</sup>	167.2±67.4 <sup>b</sup>	83.3±15.4 <sup>b</sup>
4	571.8±123.1 <sup>a</sup>	147.9±53.6 <sup>b</sup>	127.3±39.1 <sup>b</sup>
5	205.9±78.5 <sup>a</sup>	127.6±33.2 <sup>b</sup>	109.3±17.5 <sup>b</sup>
6	426.1±326.2 <sup>a</sup>	230.1±68.8 <sup>b</sup>	112.2±18.5 <sup>b</sup>
7	294.8±174.9 <sup>a</sup>	127.3±13.4 <sup>b</sup>	87.9±12.4 <sup>b</sup>
8	272.1±144.8 <sup>a</sup>	191.1±71.5 <sup>a</sup>	232.9±78.1 <sup>a</sup>
9	201.2±86.5 <sup>a</sup>	127.8±31.9 <sup>b,a</sup>	254.3±150.8 <sup>c,a</sup>
10	506.8±302.6 <sup>a</sup>	133.2±41.2 <sup>b</sup>	92.7±10.2 <sup>b</sup>
11	320.2±216.2 <sup>a</sup>	180.1±45.7 <sup>b</sup>	160.5±21.2 <sup>b</sup>
12	673.1±551.6 <sup>a</sup>	209.8±44.7 <sup>b</sup>	127.4±57.1 <sup>b</sup>
13	757.6±113.8 <sup>a</sup>	232.6±34.3 <sup>b</sup>	155.6±57.9 <sup>c</sup>
14	553.5±288.4 <sup>a</sup>	264.2±78.2 <sup>b</sup>	216.1±45.6 <sup>b</sup>
15	851.4±315.4 <sup>a</sup>	171.5±33.8 <sup>b</sup>	103.7±21.1 <sup>b</sup>
adulto	301.5±160.1 <sup>a</sup>	258.2±78.6 <sup>a</sup>	147.9±48.9 <sup>b</sup>

a,b,c Letras diferentes indican que la media es diferente dentro de cada día ( $p < 0.05$ )

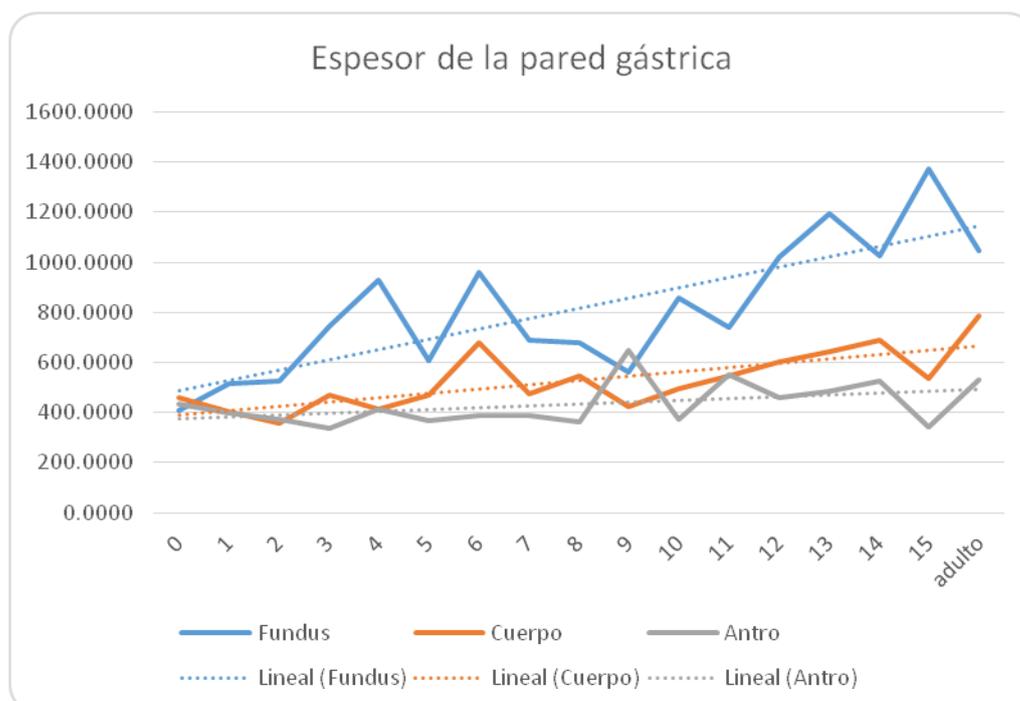


espesor de la capa muscular + serosa ( $\mu\text{m}$ ) en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.

**Cuadro 5.** Espesor de la pared gástrica en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad

Edad (días)	Fundus Media ±DE	Cuerpo Media ±DE	Antro Media ±DE
0	410.2±77.1 <sup>a</sup>	458.9±27.6 <sup>a</sup>	433.1±67.7 <sup>a</sup>
1	517.2±154.4 <sup>a</sup>	401.7±74.7 <sup>b</sup>	396.5±77.3 <sup>b</sup>
2	524.1±137.6 <sup>a</sup>	359.2±57.2 <sup>b</sup>	372.7±66.3 <sup>b</sup>
3	746.1±258.4 <sup>a</sup>	471.2±55.1 <sup>b</sup>	336.3±37.1 <sup>c</sup>
4	927.5±112.1 <sup>a</sup>	414.8±34.5 <sup>b</sup>	412.4±66.7 <sup>b</sup>
5	605.1±145.9 <sup>a</sup>	471.9±65.3 <sup>b</sup>	370.4±44.4 <sup>c</sup>
6	958.9±291.3 <sup>a</sup>	680.3±142.2 <sup>b</sup>	387.4±67.9 <sup>c</sup>
7	686.6±183.3 <sup>a</sup>	476.3±37.3 <sup>b</sup>	387.2±54.1 <sup>c</sup>
8	680.9±132.6 <sup>a,c</sup>	546.9±112.7 <sup>b,c</sup>	364.4±108.8 <sup>c</sup>
9	559.6±119.4 <sup>a</sup>	425.6±112.7 <sup>b,a</sup>	647.1±229.0 <sup>c,a</sup>
10	859.3±360.7 <sup>a</sup>	496.5±168.5 <sup>b</sup>	373.8±76.3 <sup>b</sup>
11	739.3±277.1 <sup>a</sup>	545.5±93.9 <sup>b</sup>	553.3±82.4 <sup>b</sup>
12	1022.5±559.7 <sup>a</sup>	601.4±34.9 <sup>b</sup>	460.2±118.9 <sup>b</sup>
13	1195.1±136.2 <sup>a</sup>	642.6±48.2 <sup>b</sup>	484.3±61.3 <sup>c</sup>
14	1023.9±421.2 <sup>a</sup>	689.3±122.8 <sup>b</sup>	528.1±67.9 <sup>b</sup>
15	1369.6±322.4 <sup>a</sup>	537.8±73.6 <sup>b</sup>	340.2±39.4 <sup>c</sup>
adulto	1047.5±471.9 <sup>a</sup>	787.9±132.4 <sup>b</sup>	532.9±81.9 <sup>c</sup>

a,b,c Letras diferentes indican que la media es diferente dentro de cada día ( $p < 0.05$ )

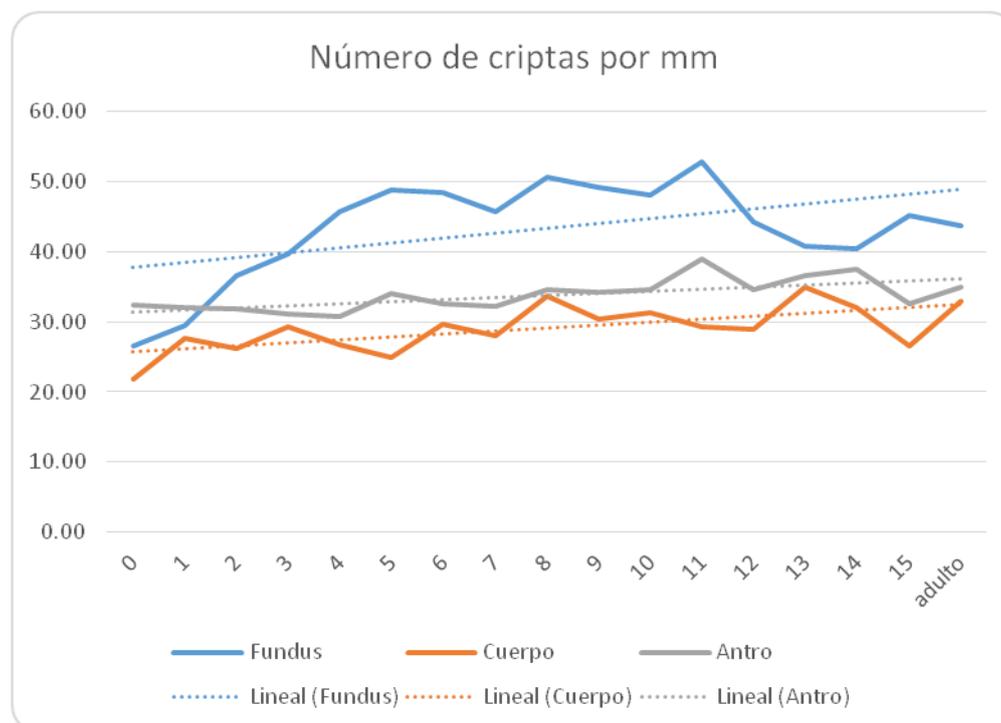


**Figura 12.** Gráfica del espesor de la pared gástrica ( $\mu\text{m}$ ) en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.

**Cuadro 6.** Número de criptas por mm (criptas/mm) en cada una de las tres porciones del estómago de cuyes lactantes de 0 a 15 días de edad

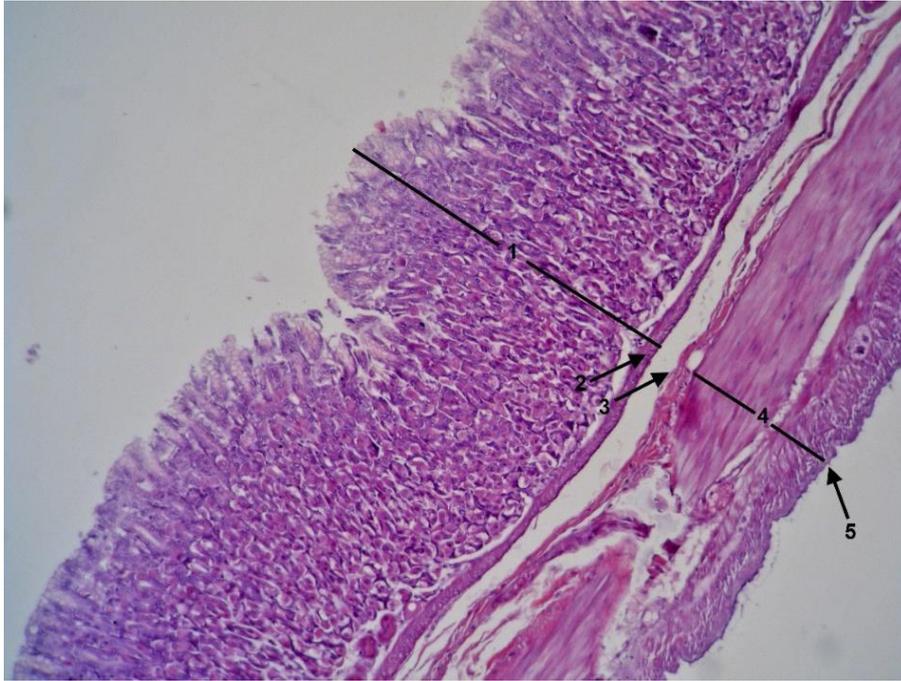
Edad (días)	Fundus Media ±DE	Cuerpo Media ±DE	Antro Media ±DE
0	26.5±2.4 <sup>a</sup>	21.8±4.6 <sup>a</sup>	32.3±6.1 <sup>b</sup>
1	29.5±3.7 <sup>a</sup>	27.6±5.0 <sup>a</sup>	32.0±6.7 <sup>a</sup>
2	36.5±2.7 <sup>a</sup>	26.1±5.7 <sup>b</sup>	31.8±6.1 <sup>a</sup>
3	39.6±4.1 <sup>a</sup>	29.3±3.7 <sup>b</sup>	31.1±3.3 <sup>b</sup>
4	45.7±5.9 <sup>a</sup>	26.7±3.9 <sup>b</sup>	30.8±5.8 <sup>b</sup>
5	48.7±3.4 <sup>a</sup>	25.0±3.9 <sup>b</sup>	34.0±3.5 <sup>c</sup>
6	48.4±4.8 <sup>a</sup>	29.6±3.4 <sup>b</sup>	32.5±4.3 <sup>b</sup>
7	45.7±5.7 <sup>a</sup>	28.0±4.5 <sup>b</sup>	32.2±5.3 <sup>b</sup>
8	50.6±2.4 <sup>a</sup>	33.7±5.7 <sup>b</sup>	34.6±6.2 <sup>b</sup>
9	49.2±6.3 <sup>a</sup>	30.4±4.2 <sup>b</sup>	34.2±3.8 <sup>b</sup>
10	48.0±5.9 <sup>a</sup>	31.2±7.1 <sup>b</sup>	34.5±4.9 <sup>b</sup>
11	52.7±4.4 <sup>a</sup>	29.2±2.7 <sup>b</sup>	39.0±5.7 <sup>c</sup>
12	44.3±4.9 <sup>a</sup>	28.9±3.2 <sup>b</sup>	34.5±3.7 <sup>c</sup>
13	40.7±4.1 <sup>a,c</sup>	35.0±5.5 <sup>b,c</sup>	36.5±5.3 <sup>c</sup>
14	40.3±6.4 <sup>a,c</sup>	32.1±4.9 <sup>b,c</sup>	37.5±4.9 <sup>c</sup>
15	45.2±4.4 <sup>a</sup>	26.5±4.7 <sup>b</sup>	32.5±5.4 <sup>c</sup>
adulto	43.6±3.5 <sup>a</sup>	33.0±2.6 <sup>b</sup>	34.9±5.6 <sup>b</sup>

a,b,c Letras diferentes indican que la media es diferente dentro de cada día ( $p < 0.05$ ).

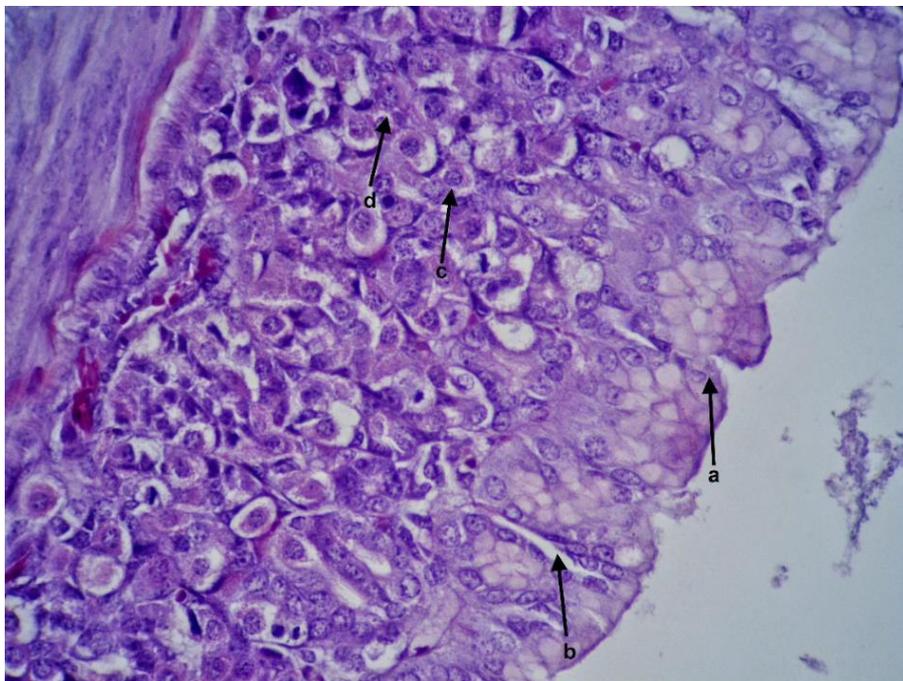


**Figura 13.** Gráfica del número de criptas por mm en los primeros 15 días de lactancia y animal adulto en las tres porciones del estómago.

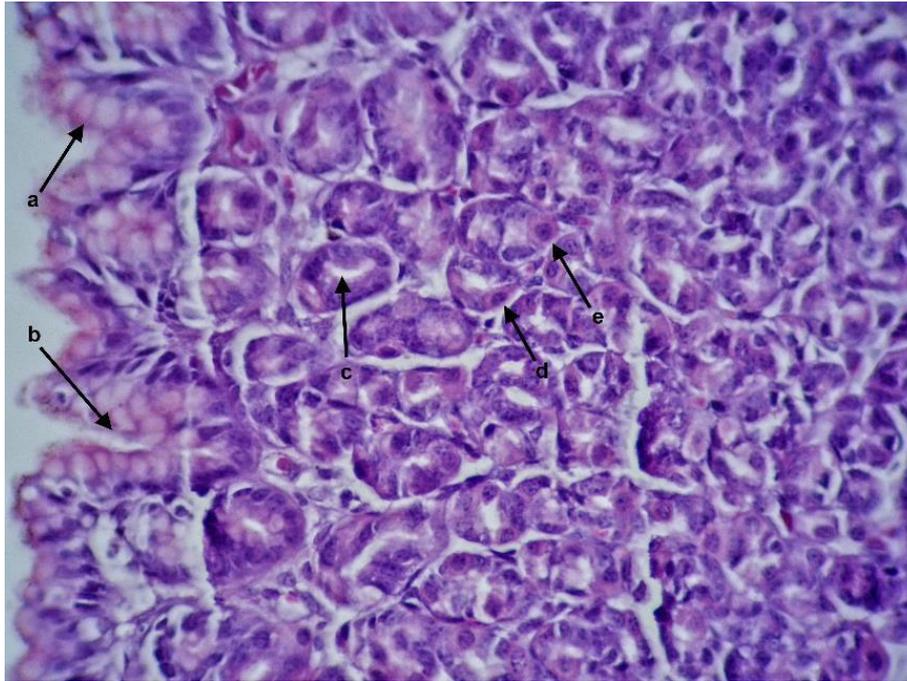
El estómago del cuy tiene una estructura histológica conformada por 4 capas: la mucosa, submucosa, muscular + serosa (Figura 14). En el estómago del cuy lactante (0 a 15 días) se observó cambios en la mucosa conforme avanzan los días de lactancia, modificaciones como un revestimiento de epitelio cilíndrico simple (Figura 15), en el cual se observa al día 2, 4 (Figura 16), 6, 8, 10 (Figura 17), 12, 14 y 15 un desprendimiento del epitelio en la zona apical. El epitelio sufre invaginaciones formando criptas o poros gástricos; debajo del mismo encontramos la zona glandular formada por los acinos glandulares y los diferentes tipos celulares (Figura 18). Las células que se diferenciaron son las células parietales, células redondas con un núcleo céntrico basófilo y un citoplasma acidófilo debido a la gran cantidad de mitocondrias que posee, y las células principales, células de forma piramidal con un núcleo basófilo central o basal y un citoplasma acidófilo (Figura 19). Estas características antes detalladas corresponden a las porciones del fundus y el cuerpo, en el antro se distinguió el mismo tipo de epitelio cilíndrico simple, el cual sufre invaginaciones formando criptas, debajo de este se encontraron las glándulas que tienen una forma más alargada y están formadas por células mucosas y células parietales (Figura 20). En el cuy de 0 días (Figura 21) se observó las mismas estructuras de la mucosa estomacal que en un cuy adulto (Figura 22), la diferencia radicó que en un cuy lactante estas estructuras no cuentan con el detalle y la organización celular. A partir del día 10 se observó un mayor detalle de las estructuras de la mucosa estomacal, como el crecimiento de la mucosa, aumento del número de criptas, acinos glandulares, células parietales y principales (Figura 23), asemejándose cada vez más a la mucosa de un animal adulto (Figura 24). En la capa muscular de un cuy de 0 días (Figura 25) se observó que la capa muscular de fibras longitudinales es de menor grosor que la capa muscular de fibras circulares, entre estas capas se observó al plexo mientérico. Conforme avanzan los días de lactancia se observó un aumento de la capa muscular, al día 8 (Figura 26) se mantiene que la capa muscular de las fibras longitudinales sea de menor grosor que la capa muscular de las fibras circulares, esto será una constante durante toda la lactancia (Figura 27). En el animal adulto se observó una capa muscular bien desarrollada, compuesta de fibras oblicuas o internas, circulares o medias y longitudinales o externas (Figura 28).



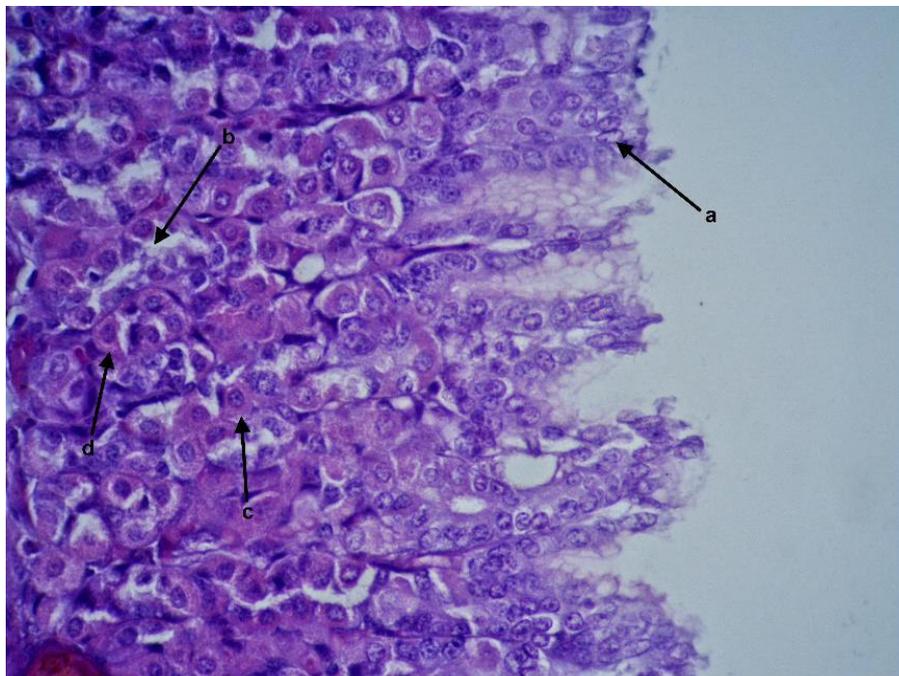
**Figura 14.** Microfotografía de un corte de la pared estomacal de cuy de 4 meses. Mucosa estomacal (1), muscular de la mucosa (2), submucosa (3), capa muscular (4) y serosa (5). H-E (x 100)



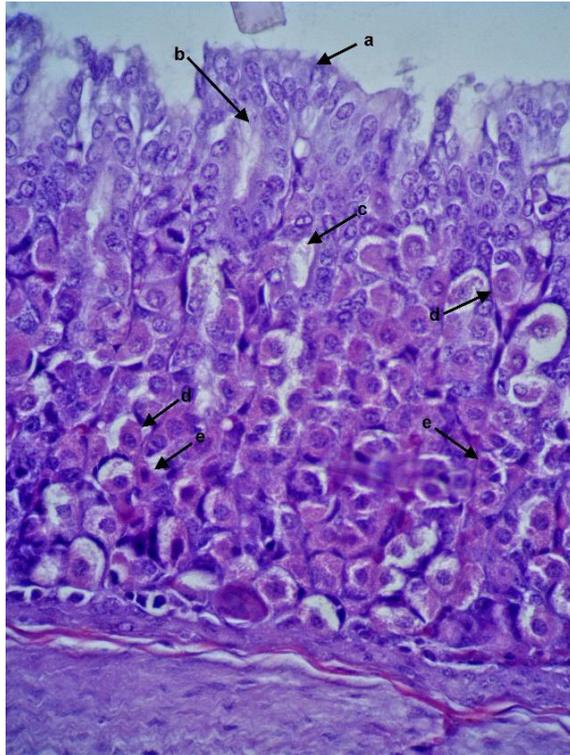
**Figura 15.** Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de la región fúndica de un cuy de 0 días. Zona epitelial (a), la cripta gástrica (b), el acino glandular (c), célula principal (d) y la célula parietal (e). H-E (x 400)



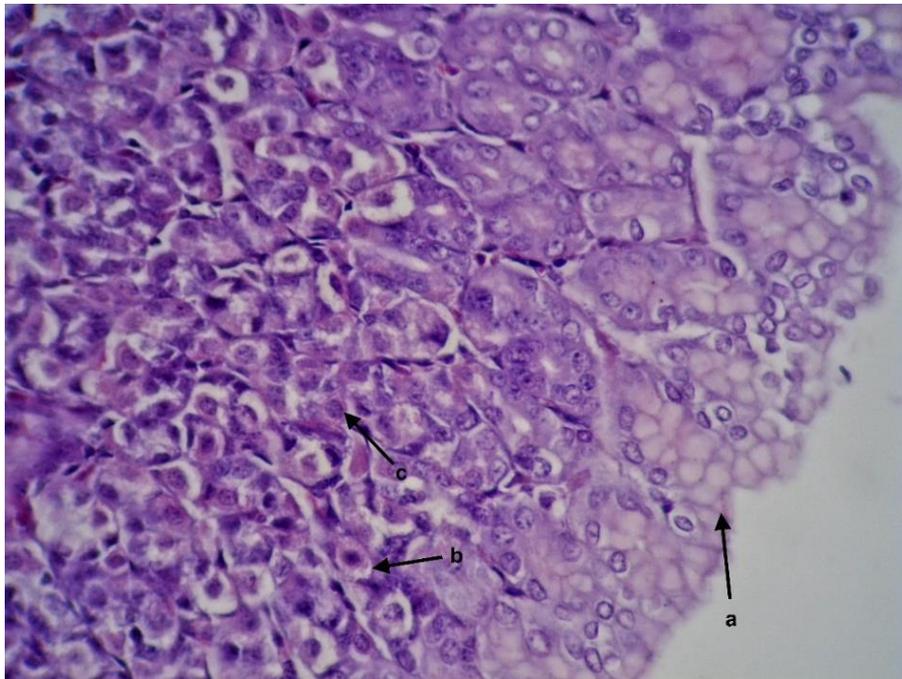
**Figura 16.** Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 4 días. Zona epitelial (a), la cripta gástrica (b), célula principal (c) y la célula parietal (d). H-E (x 400).



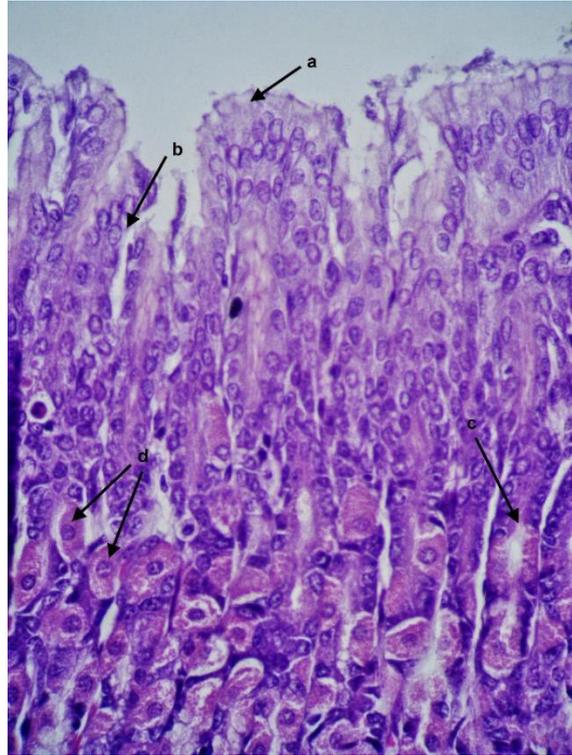
**Figura 17.** Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región fúndica de cuy de 10 días. Zona epitelial (a), acino glandular (b), célula parietal (c) y célula principal (d). H-E (x 400)



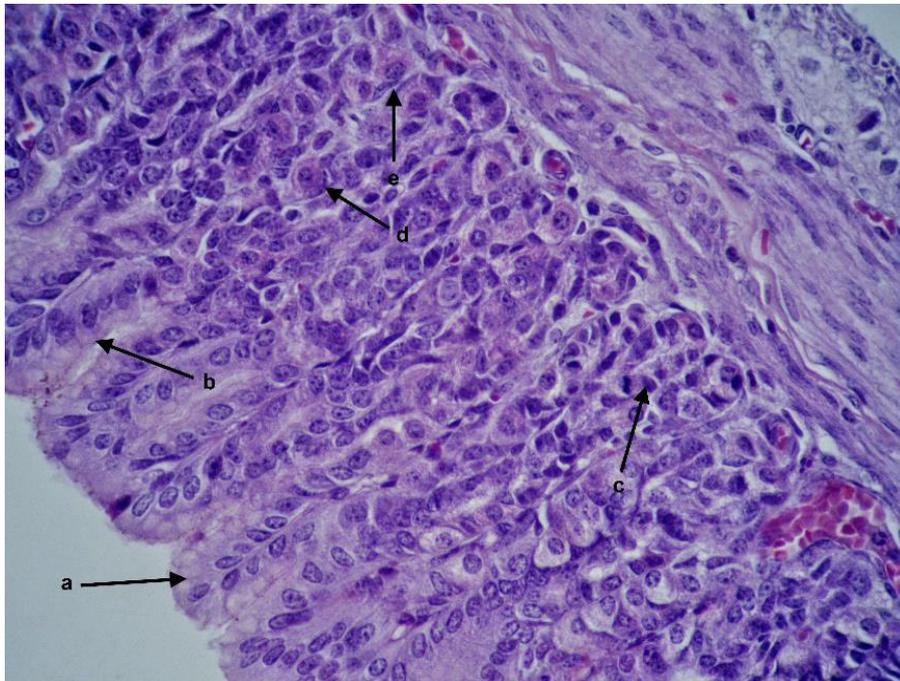
**Figura 18.** Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región fúndica de cuy de 9 días. Zona epitelial (a), cripta gástrica (b), acino glandular (c), célula parietal (d) y célula principal (e). H-E (x 400)



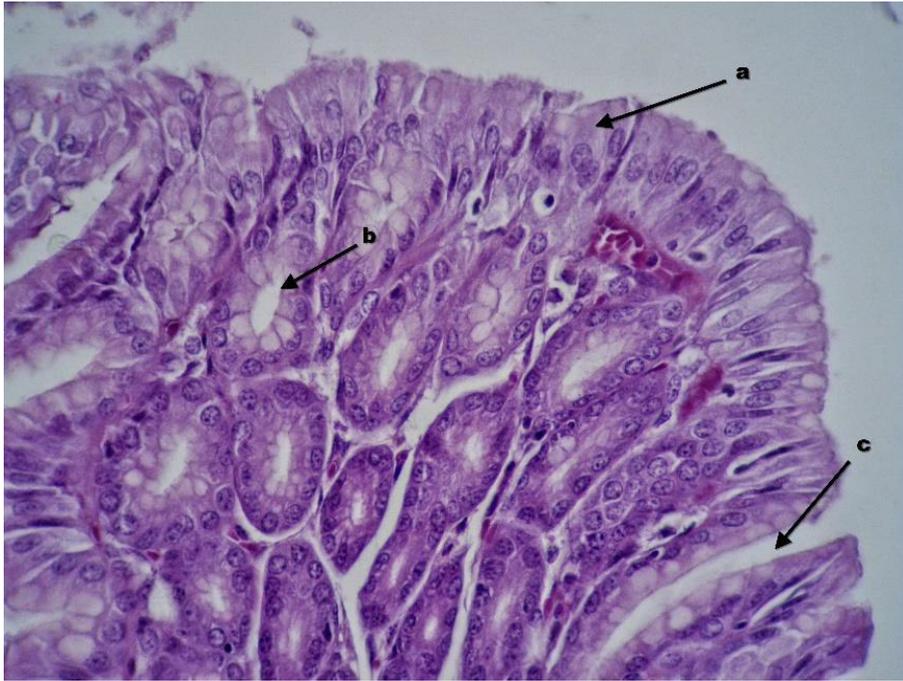
**Figura 19.** Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 5 días. Zona epitelial (a), célula principal (b) y la célula parietal (c). H-E (x 400)



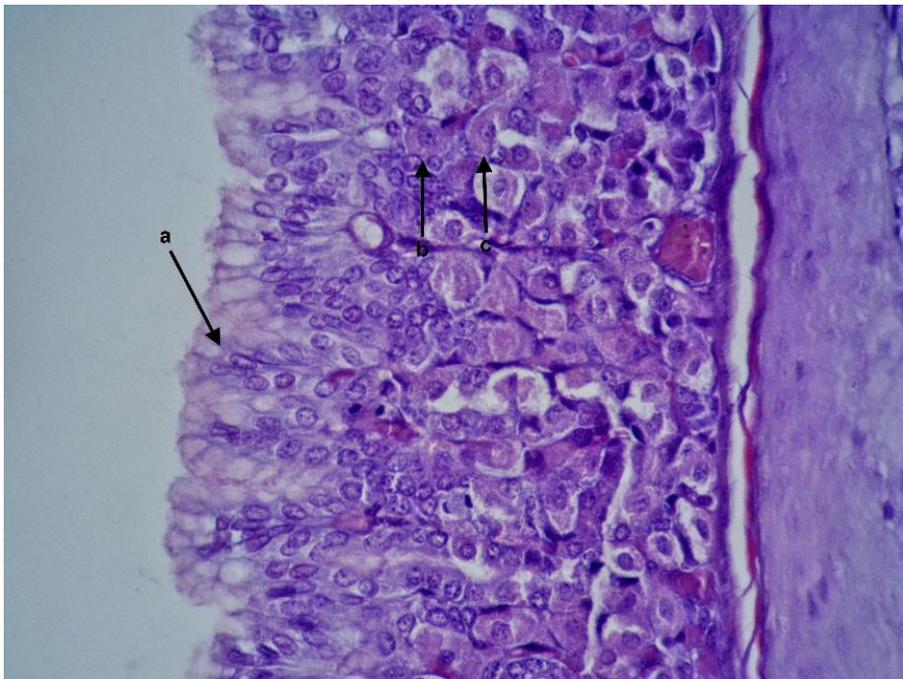
**Figura 20.** Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región antral de cuy de 15 días. Zona epitelial (a), cripta gástrica (b), acino glandular (c), célula parietal (d). H-E (x 400)



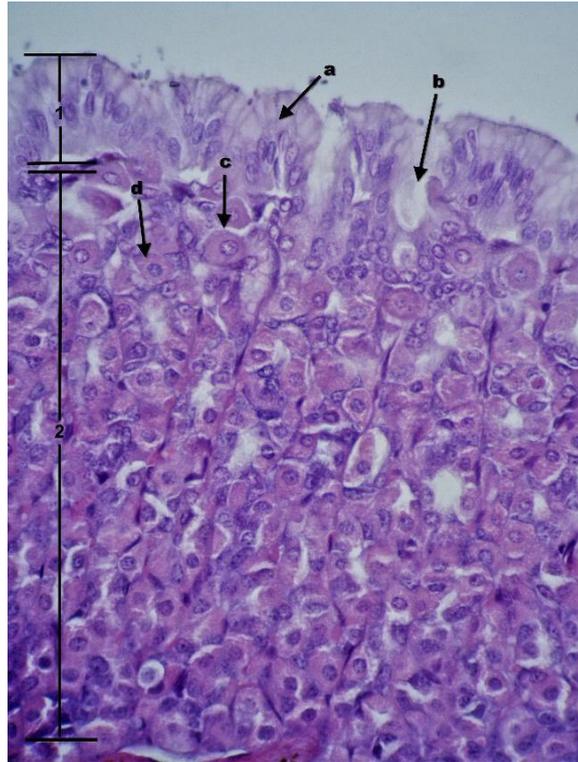
**Figura 21.** Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de la región fúndica de un cuy de 0 días. Zona epitelial (a), la cripta gástrica (b), el acino glandular (c), célula parietal (d) y célula principal (e). H-E (x 400)



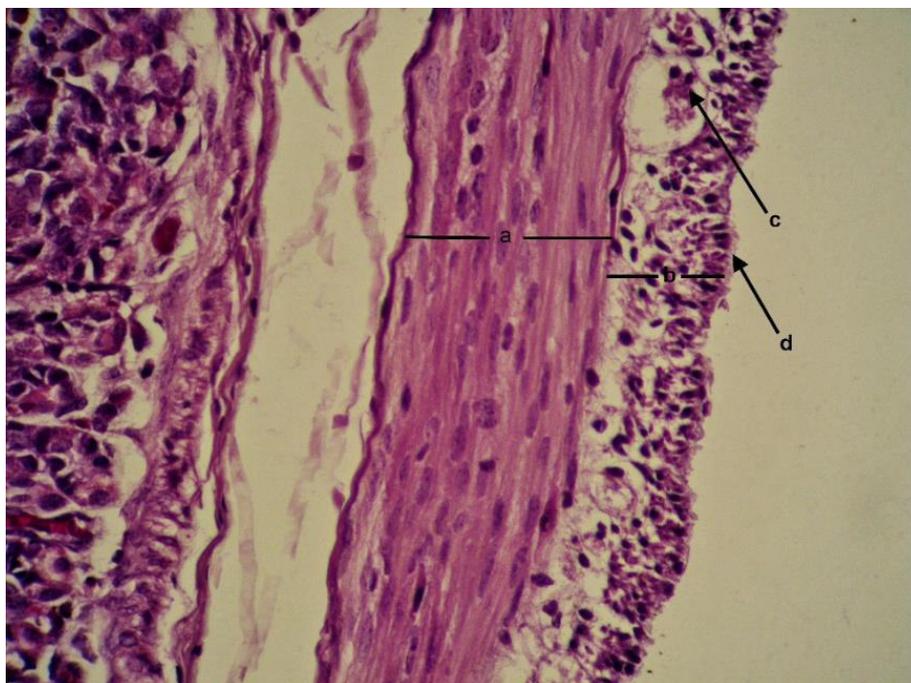
**Figura 22.** Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 4 meses. Zona epitelial (a), el acino glandular (b) y la cripta gástrica (c). H-E (x 400)



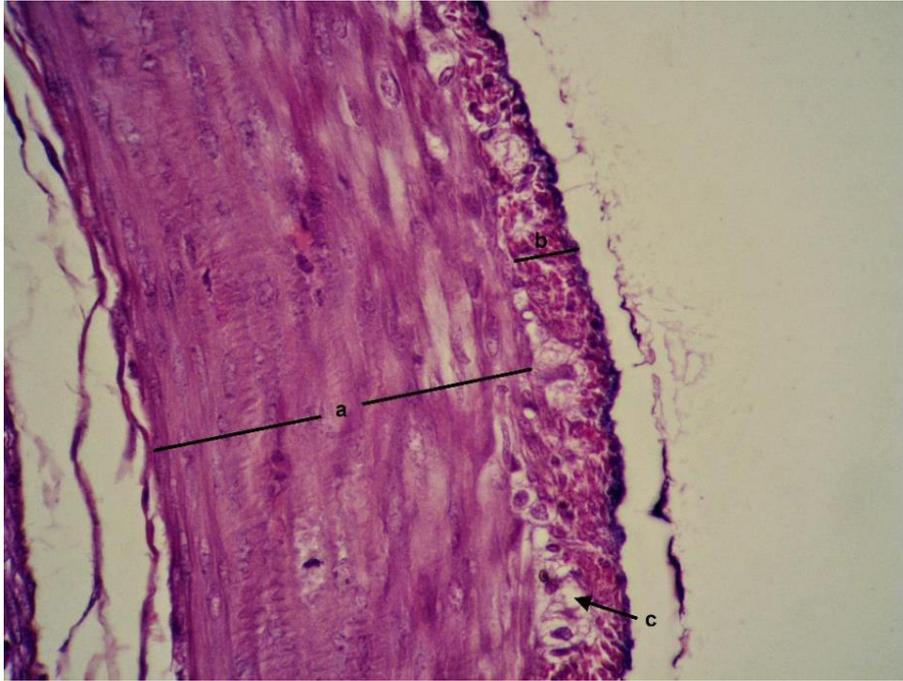
**Figura 23.** Microfotografía de un corte de la mucosa estomacal de la región fúndica de cuy de 15 días. Zona epitelial (a), la célula parietal (b) y la célula principal (c). H-E (x 400)



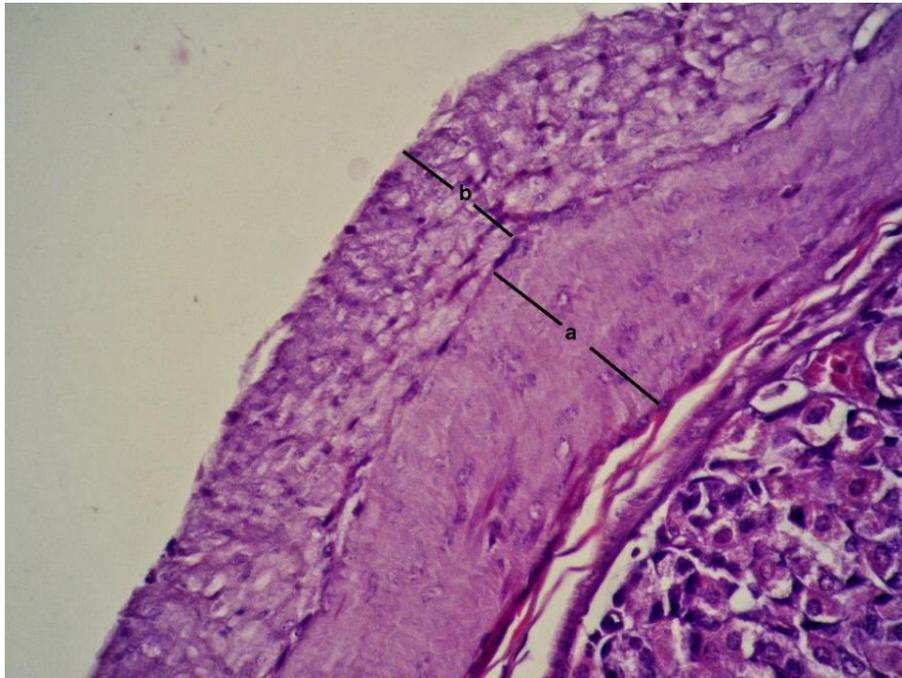
**Figura 24.** Microfotografía de un corte de mucosa estomacal de cuy de 4 meses. Zona epitelial (1), la región glandular (2), la célula mucosa (a), la cripta gástrica (b), la célula parietal (c) y la célula principal (d). H-E (x 400)



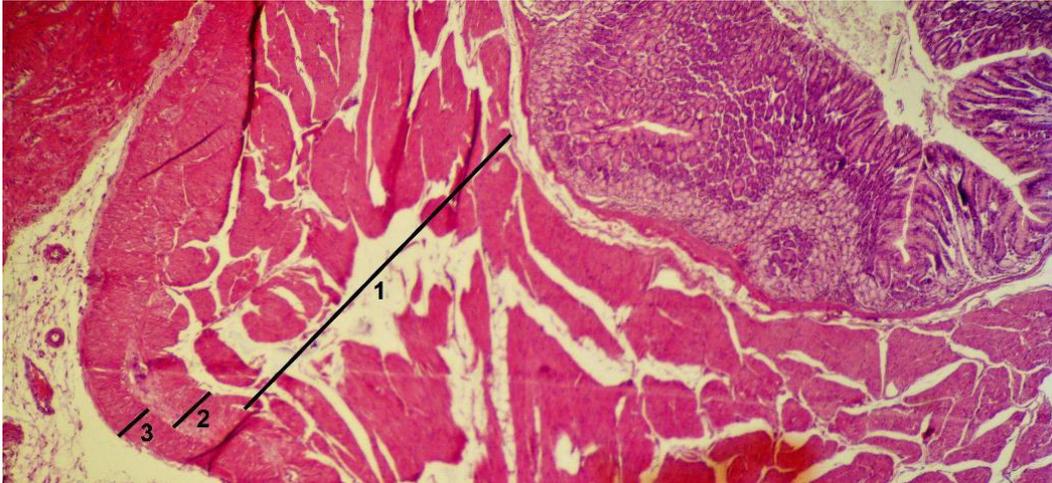
**Figura 25.** Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy de 0 días. Capa muscular circular interna (a), capa muscular longitudinal externa (b), plexo mioentérico (c) y serosa (d). H-E (x 400)



**Figura 26.** Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy de 8 días. Capa muscular circular interna (a), capa muscular longitudinal externa (b) y plexo mioentérico (c). H-E (x 400)



**Figura 27.** Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy de 15 días. Capa muscular circular interna (a) y capa muscular longitudinal externa (b). H-E (x 400)



**Figura 28.** Microfotografía de un corte de la capa muscular del estómago de cuy de 120 días. Capa muscular de fibras oblicuas o interna (1), fibras circulares o media (2) y fibras longitudinales o externa (3). H-E (x 400)

## V. DISCUSIÓN

En el presente estudio se evaluó el espesor de la mucosa, muscular + serosa, la pared gástrica y el número de criptas por mm (criptas/mm) en el estómago del cuy lactante (0 a 15 días de vida) en las tres porciones del estómago: Fundus, cuerpo y antro.

Según Ghoshal y Bal (1989) el estómago del cuy tenía una zona no glandular que no podía ser diferenciada con facilidad, dado que no posee una demarcación externa discernible. Estudios recientes demuestran que el estómago es completamente glandular a diferencia de otros roedores (Harkness *et al.*, 2002; Hargaden y Singer, 2012). El ratón, rata, hámster, gerbil, chinchilla y conejo tienen la misma organización histológica en la zona glandular del estómago conformada por la mucosa, submucosa, muscular + serosa; al igual que el cuy (Ghoshal y Bal, 1989; Hargaden y Singer, 2012).

De acuerdo a las características de la mucosa se puede distinguir las diferentes regiones del estómago, ya que el resto de las capas son esencialmente similares. La mucosa es gruesa y posee células mucosas superficiales que producen moco visible, debajo de ellas se encuentran las glándulas gástricas, cada glándula posee una base, un cuello y un istmo. En cada glándula se encuentran 4 tipos celulares, las células principales que contienen gránulos de pepsinógeno; células parietales que producen el ácido clorhídrico; las células mucosas del cuello y las células endocrinas (Toso y Skliar, 2000; Ross y Wojciech, 2007).

En el presente estudio se encontró que el espesor de la mucosa en las tres porciones tiene un crecimiento en los primeros 15 días de lactancia (Figura 10). En el Cuadro 3, se puede observar que conforme avanzan los días de lactancia hay un crecimiento en el espesor de la mucosa en las tres porciones, no encontrándose diferencias significativas excepto cuando se comparan las porciones del estómago (fundus, cuerpo y antro). Este crecimiento no es constante en las tres porciones del estómago.

Se observó en las láminas histológicas de estómago del cuy lactante (porción del fundus) teñidas con H-E una descamación de las células mucosas superficiales en los días 2, 4, 6, 8, 10, 12, 14 y 15 de lactancia. En humanos la continua renovación celular, desde células progenitoras en la zona proliferativa de la mucosa, produce reemplazo de células superficiales dañadas o viejas. Estas células progenitoras en la zona del cuello de la glándula, expresan receptores para el factor de crecimiento epidérmico y péptidos relacionados que son los principales factores responsables de la proliferación celular. Usualmente lleva de 3 a 5 días reemplazar completamente el epitelio superficial (Tornawski, 1995). Según otras bibliografías puede variar entre 2 a 4 días (Talassay y Herszényil, 2010) Esta renovación celular podría estar relacionada con un aumento no gradual del espesor de la mucosa en el tiempo, observándose una disminución del espesor de la mucosa en las diferentes regiones y en diferentes días entre ellas.

Las células mucosas superficiales poseen una gran dilatación apical llena de gránulos de mucinógeno, esta dilatación ocupa la mayor parte del volumen celular. En los cortes de rutina teñidos con hematoxilina y eosina (H-E) de manera característica aparece vacía porque el mucinógeno se pierde durante la fijación y deshidratación de la muestra. En la región debajo de los gránulos se encuentra el núcleo de la célula y en la zona basal celular se puede presentar una basofilia leve por el contenido de retículo endoplásmico rugoso (RER) (Ross y Wojciech,

2007). En las láminas histológicas de este estudio se observó claramente las células mucosas superficiales con un núcleo basal basófilo y con el vacío característico en la zona apical.

Debajo del epitelio cilíndrico simple encontramos las fositas o criptas gástricas. En el presente trabajo se observó la presencia de criptas desde el día 0 de edad (animales que no consumieron alimento), conforme avanzan los días de lactancia se da un aumento en el número de criptas por mm (criptas/mm) en las tres porciones, siendo mayor el aumento en la porción del fundus como se detalla en el Cuadro 6. En la Figura 13 podemos observar que este aumento no es igual en las tres porciones ni tampoco se da de forma homogénea. En cada cripta desemboca al menos una glándula gástrica, por lo mismo se podría decir que en la región fúndica hay un mayor número de glándulas y por lo mismo se produce una mayor cantidad de jugo gástrico, teniendo presente que para que se dé la secreción del jugo gástrico es necesario un estímulo físico o químico.

En las láminas histológicas de estómago del cuy lactante de este estudio en las porciones del fundus y cuerpo se observó que las criptas gástricas están formadas de las células mucosas superficiales. Profundizando en la organización histológica, después de las criptas gástricas se encontraron las glándulas gástricas. Las glándulas gástricas desembocan en las criptas gástricas a través del istmo. En el cuello de la glándula se observó a las células parietales, las cuales presentaron un citoplasma acidófilo y un núcleo central o basal basófilo, son células de gran tamaño y de forma redondeada. Las células principales tienen un citoplasma acidófilo leve comparado con una célula parietal y un núcleo basófilo, son células de menor tamaño que las parietales y con forma piramidal. En un estudio anterior se dijo que las células principales parecen estar ausentes (Ghoshal y Bal, 1989).

En las láminas de este estudio se observó que en el periodo de lactancia se dieron cambios en la mucosa gástrica del fundus y cuerpo. Desde el día 0 se pudo identificar el epitelio cilíndrico simple con las células mucosas superficiales, las criptas gástrica, los acinos glandulares se organizaron y las células parietales y principales son observables; conforme

avanzaron los días de vida la estructura histológica se organizó. Al día 10 se observó con claridad el epitelio cilíndrico simple, las criptas gástricas, las células parietales y principales.

En la mucosa gástrica del antro se observó glándulas pilóricas que poseen células secretoras que tienen un aspecto similar a las células mucosas superficiales, lo cual indica una secreción viscosa, entremezcladas se encuentran células enteroendocrinas y a veces células parietales. Las glándulas desembocan en criptas gástricas profundas que ocupan más o menos la mitad del espesor de la mucosa (Ross y Wojciech, 2007). En las láminas del estómago del cuy lactante (0 – 15 días de vida) en la región del antro de este estudio se observó el epitelio cilíndrico simple con células mucosas superficiales y las glándulas aparecen a la mitad inferior de la mucosa, distinguiéndose los acinos glandulares formados por células similares a las células mucosas y algunas células parietales, estas estructuras aparecen desde el día 0 de lactancia. Conforme avanzan los días de lactancia estas estructuras se organizaron asemejándose más a la mucosa del cuy adulto.

Se encontró que el espesor de la capa muscular + serosa tienen una diferencia significativa entre la porción del fundus y las porciones del cuerpo y antro, siendo de mayor espesor en la porción del fundus como se muestra en el Cuadro 4. Hay un crecimiento del espesor de la capa muscular + serosa en las tres porciones del estómago en los primeros 15 días de lactancia, pero este no es uniforme en ninguna de las tres porciones (Figura 11).

La capa muscular gástrica consta de varios estratos; cada uno está incompleto en sí mismo, pero en los sitios donde faltan fibras musculares es completado por los otros. Así podemos decir que la capa muscular longitudinal externa está presente en las curvaturas y también en la zona pilórica; la capa muscular circular media se hace más evidente a nivel de los esfínteres; la capa muscular oblicua interna es incompleta y se equilibra en las regiones incompletas por la capa muscular circular media (König y Liebich, 2008)

En el ratón, la capa muscular estaba formada por una capa espiral interior y una capa oblicua circular exterior, entre estas capas había un grupo de células ganglionares. En la rata, la capa espiral interna era gruesa y la capa circular externa era delgada. En el gerbil, la capa muscular está bien desarrollada y formada por una circular interna y longitudinal externa. En el cuy se menciona que la capa muscular está formada por una capa espiral interior relativamente gruesa y una delgada capa longitudinal externa, entre estas capas hay algunos ganglios nerviosos (Ghoshal y Bal, 1989).

En las láminas histológicas del estómago del cuy lactante, se observó una submucosa poco definida, debajo de la misma se encontró la capa muscular que estaba conformada por una capa circular interna gruesa y una capa longitudinal externa delgada, esta conformación se observó durante los 15 días de lactación. En la lámina histológica del adulto en la porción del antro se observó una capa muscular formada por una capa oblicua interna, circular media y longitudinal externa (Figura 28), la observación de este tercer estrato puede estar relacionado al lugar del corte de la muestra, ya que sabemos que los estratos no son completos en toda la pared del estómago. La serosa es delgada y no tiene características especiales.

La organización de las capas musculares es importante desde el punto de vista funcional, dado que está relacionado con su papel en el mezclado del quimo durante el proceso digestivo y su capacidad para expulsarlo hacia el intestino delgado (Ross y Wojciech, 2007).

En el Cuadro 5, en el presente estudio se halló que el espesor de la pared gástrica tiene un crecimiento en las tres porciones durante los primeros 15 días de lactancia, siendo mayor el espesor en la porción del fundus. En la Figura 12 observamos cómo se da este crecimiento a lo largo de los 15 días de lactancia, el cual no es continuo en ninguna de las tres porciones del estómago.

## VI. CONCLUSIONES

- Durante los primeros 15 días de lactancia se dio un crecimiento de la mucosa gástrica, capa muscular + serosa y de la pared gástrica; siendo mayor el valor medio en la porción del fundus.
- El número de criptas por mm aumentó en los primeros 15 días de lactancia en las tres porciones, siendo mayor el valor medio en la porción del fundus.
- En la mucosa gástrica se pudo identificar las células mucosas superficiales, las criptas, los acinos glandulares, las células parietales y células principales con la tinción hematoxilina-eosina (H-E).
- En los primeros 15 días de lactancia se observó en la capa muscular solo dos estratos de fibras musculares, siendo una circular interna y una longitudinal externa, mientras que a los 120 días se distinguió un tercer estrato de fibras oblicuas de localización interna en la porción del antro. Se observan ganglios nerviosos entre los estratos circular interno y longitudinal externo en los primeros 15 días de lactancia.

## **VII. RECOMENDACIONES**

- Para poder identificar las células endocrinas es necesario realizar una tinción especial para células enterocromafines.
- Si se desea hacer un estudio complementario se recomienda hacer mediciones del tamaño y peso del estómago del cuy desde el día 0 al día 15 de lactancia.
- Al realizar el muestreo se debería medir el pH gástrico para determinar si hay variación funcional desde el día 0 al día 15 de lactancia.
- Hacer uso de la estereometría para contar el número de células parietales y células principales para conocer la densidad por mm en que se encuentran en la mucosa gástrica, también se podría medir el diámetro de las células y determinar si hay un aumento de su volumen en los primeros 15 días de lactancia.

## VII. BIBLIOGRAFÍA CITADA

1. **Acuña F, Resoagli E, Ortiz M. 2002.** Aspectos morfológicos y morfométricos del estómago del Carpincho (*H. hydrochaeris*). En: XVI Jornadas Argentinas de Mastozoología. Mendoza. Argentina. 7 p.
2. **Adams DC, Rohlf FJ, Slice DE. 2004.** Geometric morphometrics: ten years of progress following the “revolution”. In: Italian Journal of zoology. 71: 5-16 p.
3. **Aliaga, RL. 1976.** Parición y destete de cobayos. En: Primer curso nacional de cuyes. Universidad Nacional del Centro del Perú. CENCIRA. Huancayo. Perú. G1-G7 p.
4. **Batista de Oliveira P, Murakami AE, De Moraes García AR, Macari M, Scapinello C. 2000.** Influência de fatores nutricionais da leucena (*Leucaena leucocephala* o *Leucaena cunningham*) e do feijão guandu (*Cajanus cajan*) sobre o epitelio intestinal e o desempenho de frangos de corte. Rev. Bras Zootec 29 (6): 1759 – 1759 p.
5. **Bob, M. 1995.** Orientación del Espécimen. Métodos Histotecnológicos. Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América (AFIP). 35-46 p.
6. **Bookstein FL, Chernoff B, Elder RL, Humphries JM, Smith GR, Strauss RE. 1985.** Morphometrics in evolutionary biology: the geometry of size and shape change, with examples from fishes. The Academy of Natural Sciences of Philadelphia. Philadelphia. USA. 227 p.
7. **Bustamante J. 1997.** Producción de cuyes. Universidad Nacional Mayor de San Marcos. Lima. Perú. 259 p.
8. **Cabrera A. 1953.** Los roedores argentinos de la familia cavidae. Universidad de Buenos Aires. Buenos Aires. Argentina. Publicación 6: 48 -56 p.
9. **Caballero A. 1992.** Valor nutricional de la panca de maíz: consumo voluntario y digestibilidad en el cuy (*Cavia porcellus*). Tesis de Ingeniero Zootecnista. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima. Perú.
10. **Castro H. 2002.** Sistemas de crianza de cuyes a nivel familiar-comercial en el sector rural. Benson Agriculture and food institute Brigham Young University Provo. Utah. USA. [Internet], [2002]. Disponible en: <http://www.bensoninstitute.org/publication/thesis/sp/cuyecuador.pdf>
11. **Chauca L, Zaldivar M, Muscari J, Higaonna R, Gamarra J, Florian A. 1994.** Proyecto sistemas de producción de cuyes. INIA. Tomo II. Lima. Perú. 72-74 p.
12. **Chauca L. 1995.** Sistemas de producción de cuyes. En: Serie Guía Didáctica: Crianza de cuyes. INIA. Lima. Perú. 38; 77-85 p.

13. **Chauca FL. 1995.** “Producción de cuyes (*Cavia porcellus*) en los países andinos”. En: Revista mundial de zootecnia. 83. 95-2. 9-19 p.
14. **Chauca L. 1997.** Producción de cuyes. Instituto Nacional de Investigación Agraria. Organización de las Naciones Unidas para la Agricultura y la Alimentación (FAO). Roma. Italia. 37-38 p.
15. **Cormack D. 1999.** Histología de HAM. 9a ed. Editorial Mexicana. México, D.F. México. 610-618 p.
16. **Crespo N. 2012.** La carne de cuy: Nuevas propuestas para su uso. Tesis de Licenciada en Gastronomía y Servicio de Alimentos y Bebidas. Universidad de Cuenca. Cuenca. Ecuador. 14 p.
17. **Cunningham JG, Bradley GK. 2009.** Fisiología Veterinaria. 4ª ed. Elsevier. Madrid. España. 245-253 p
18. **Dyce KM. 1991.** Anatomía veterinaria. Editorial Médica Panamericana S.A. 1a ed. Buenos Aires. Argentina. 140 p
19. **Espinoza C. 2009.** Producción de cuyes en los cantones de la Provincia del Chimborazo para su comercialización y explotación a los países de España e Italia. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Universidad de Guayaquil. Guayaquil. Ecuador. 7 p.
20. **FAO. 1997.** Producción y Sanidad Animal. Producción de cuyes (*Cavia porcellus*). Roma. [Internet], [setiembre 2008]. Disponible en: <http://www.fao.org/docrep/W6562s/w6562s00.HTM>.
21. **Fuentes MA. 2004.** Estudio biológico de *Mus domesticus* en una zona de polimorfismo Robertsoniano. Capítulo 4. Tesis de Doctorado en Biología. Universidad de Barcelona. [Intenet], [enero 2013]. Disponible en: <http://www.tdx.cat/tdx-0303105-123732>.
22. **Gázquez A, Blanco A. 2004.** Tratado de Histología Veterinaria. Editorial Masson. Barcelona. España. 381-399 p.
23. **Griffiths M. 1965.** Digestion, growth and nitrogen balance in an egg-laying mammal *Tachyglossus aculeatus* (Shaw). In: Comparative Biochemistry and Physiology 14, 357-375 p.
24. **Ghoshal NG, Bal HS. 1989.** Comparative morphology of the stomach of some laboratory mammals. In: Laboratory Animals 23, 21-29 p.
25. **Gómez BC, Vergara V. 1993.** Fundamentos de nutrición y alimentación. En: I curso nacional de capacitación en crianzas familiares. INIA-EELM-EEBs. 38-50 p.
26. **Guerra C. 2009.** Manual técnico de crianza de cuyes. En: Proyecto “Potenciando capacidades para el desarrollo sostenible de Chetilla y Magdalena”. Centro Ecuménico de Promoción y Acción Norte – CEDEPAS norte. Cajamarca. Perú. 4-7 p.

27. **Guyton A, Hall J. 2001.** Tratado de Fisiología Médica. 10a ed. McGraw-Hill/Interamericana de España. Madrid. España. 889-896 p.
28. **Hargaden M, Singer L. 2012.** Anatomy, physiology and behavior. In: The laboratory rabbit, guinea pig, hamster and other rodents. San Diego. California. EEUU. 575-602 p.
29. **Harkness J, Murray K, Wagner J. 2002.** Biology and diseases of guinea pig. In: Laboratory Animal Medicine. 2<sup>nd</sup> Ed. Academic Press. San Diego. California. EEUU. 203-247 p.
30. **Hill R, Wyse G, Anderson M. 2006.** Fisiología animal. 1a Ed. Editorial Médica Panamericana S.A. Madrid. España. 127-136 p.
31. **Hobgen CAM, Kent TH, Woodward PA, Sill AJ. 1976.** Quantitative histology of the gastric mucosa: man, dog, cat, guinea pig and frog. Gastroenterology 67, 1143-1154 p.
32. **Instituto Nacional de Investigación Agraria - INIA. Dirección General de Promoción Agraria del Ministerio de Agricultura – DGPA. 2003.** Mejoramiento genético del cuy. 4:2-29 p.
33. **Instituto Nacional de Estadística e Informática. 2006.** Estado de la población peruana, 2003. [Internet], [agosto 2003]. Disponible en: <http://www.inei.gon.pe/biblioteca-virtual/publicaciones-digitales/>
34. **Junqueira L, Carneiro J. 2000.** Histología Básica. Quinta edición. Editorial Masson. Barcelona. España. 286-287 p.
35. **König H, Liebich H. 2008.** Anatomía de los animales domésticos. Segunda edición. Editorial Médica Panamericana S.A. Madrid. España. 42, 45 p.
36. **Marcus LF. 1990.** Traditional morphometrics in Proceedings of the Michigan. In: Morphometric Workshop special publication N° 2. FJ Rolph and FL Bookstein. Ann Arbor MI. The University of Michigan Museum of zoology: 77-122 p.
37. **Ministerio de Agricultura. 2008.** Lima: Ministerio de Agricultura. [Internet], [octubre 2008]. Disponible en: <http://www.minag.gob.pe/situacion-de-las-actividades-de-crianza-yproduccion/cuyes-39.html>
38. **Mitteroecker P, Gunz P. 2009.** Advances in geometrics morphometrics. In: Evolutionary Biology 36 (2): 235-247 p.
39. **Moncayo, GR. 1992.** Aspectos de manejo en la producción comercial de cuyes en Ecuador. En: III Curso latinoamericano de producción de cuyes. Universidad Nacional Agraria La Molina, Lima, Perú.
40. **Olaya C, Ovalle C, Gómez E, Rodríguez D, Caldas M, Hurtado H. 2007.** Histología y morfometría del sistema digestivo del silúrido bagre tigrilo (*Pimelodus pictus*). Universidad Militar Nueva Granada. Rev. Med. Vet. Zoot. 54:311-323 p.

41. **Ordoñez R. 1997.** Efecto de dos niveles de proteína y fibra cruda en el alimento de cuyes (*Cavia porcellus*) en lactación y crecimiento. Tesis de Ingeniero Zootecnista. Universidad Nacional Agraria La Molina. Lima. Perú. 65 p.
42. **Padilla F. 2006.** Crianza de cuyes. Empresa Editora Macro EIRL. Lima. Perú. 29-30, 36-38 p.
43. **Pajares C. 2009.** Reproducción y manejo reproductivo en cuyes (*Cavia porcellus*). SIRIVS. Lima. Perú. 6-7 p.
44. **Parson KJ, Robinson BW, Hrbek T. 2003.** Getting into shape: An empirical comparison of traditional truss-based morphometric methods with a newer geometric method applied to new world cichlids. *Environmental Biology of fishes*. 67: 417-431 p.
45. **Pulgar J. 1952.** El curí o cuy. Ministerio de Agricultura. Bogotá. Colombia
46. **Rico E, Rivas C. 2003.** Manual sobre manejo de cuyes. Provo. US. Benson Agriculture and food institute. 78-96 p.
47. **Reyment RA. 2010.** Morphometrics: An historical Essay. In ELEWA A.M.T. *Morphometrics for nonmorphometricians*. Springer. USA. 360 p.
48. **Rodrigues A, Verdolin V, Franco L, Vitti G. 2011.** Anatomy and morphology of the gastrointestinal tract of three fish species with different feeding habits from Lajeado Reservoir, Tocantins river. En: IV Simpósio Internacional de nutrição e Saúde de Peixes. FMVZ-UNESP. Botucatu. São Paulo. Brasil. [Internet], [2012]. Disponible en: <http://www.alice.cnptia.embrapa.br/bitstream/doc/909319/1/aquanutri.pdf>
49. **Rodríguez-Alarcón, Pérez E, Martín U, Rivera R, Hernández A, Vivo J, Beristáin M, Usón J. 2010.** Morfometría del esófago abdominal y del estómago del conejo (*Oryctolagus cuniculus*). Aplicaciones a la cirugía laparoscópica. *Int. J. Morphol.*, 28(1):27-31 p.
50. **Rohlf FJ, Marcus L. 1993.** A Revolution in morphometrics trends in ecology and evolution. 8(4): 129-132 p.
51. **Ross M, Wojciech P. 2007.** Histología, texto y atlas color con biología celular y molecular. Editorial Médica Panamericana S.A. 5ta Ed. Madrid. España. 577 p.
52. **Ruíz – Chávez G. 2004.** Crianza del cuy en el Perú. Perucuy [Internet], [2004]. Disponible en: <http://www.perucuy.com/site/modules.php?name=News&file=article&sid=28>
53. **Sakaguchi E. 2003.** Digestive strategies of small hindgut fermenters. *Ani Sci Jour*. 74: 327-337 p.
54. **Shively MJ. 1993.** Anatomía veterinaria básica y comparativa. Ed. Manual Moderno. México D.F. México. 165 p

55. **Sisson S, Grossman JD, Tomas I. 2000.** Anatomía veterinaria de los animales domésticos Ed. Masson S.A. 5ta ed. México D.F. México. 125 p.
56. **Soybel D. 2005.** Anatomía y fisiología del estómago. Elsevier Saunders. Surg Clin N Am 85: 875-894 p.
57. **Strauss RE, Bookstein FL. 1982.** The truss: Body from reconstruction in morphometrics. Systematic zoology. 31(2): 113-135 p.
58. **Suckow M, Stevens K, Wilson R. 2012.** The laboratory rabbit, guinea pig, hamster and other rodents. Elsevier. London. United Kingdom. 581-582 p.
59. **Talassay Z, Herszényil L. 2010.** Gastric mucosal defense and cytoprotection. Best Pract Res Clin Gastroenterol. Apr, 24 (2): 99-108 p.
60. **Thomas A. 1995.** Hematoxilina y Eosina. Métodos Histotecnológicos. Instituto de Patología de las Fuerzas Armadas de los Estados Unidos de América (AFIP). 55-58 p.
61. **Tornawski A. 1995.** Mecanismos celulares y moleculares de la mucosa gástrica: La injuria a la mucosa y la acción protectora de los antiácidos. Rev. Gastroent. Perú 1995; 15(1): 74-8 p.
62. **Toro M, Manríquez G, Suazo I. 2010.** Morfometría geométrica y el estudio de las formas biológicas: De la morfometría descriptiva a la morfometría cuantitativa. Int J Morphol, 28 (4): 977-990 p.
63. **Toso R, Skliar M. 2000.** Histofisiopatología y tratamiento de la ulcera gástrica. Usos de drogas vegetales. Tesis de Médico Veterinario. Universidad Nacional de la Pampa. La Pampa. Argentina.
64. **Van Der Molen S, Martínez N, González R. 2007.** Introducción a la morfometría geométrica: curso teórico-práctico. Centro Nacional Patagónico. Universidad de Barcelona. 82 p
65. **Vargas J. 2011.** Curtición de pieles de cuy para peletería con la utilización de diferentes niveles de alumbre. Tesis. Escuela Superior Politécnica de Chimborazo. Riobamba. Ecuador. 3 p.
66. **Vivas J. 2009.** Manual de crianza de cobayos. Universidad Nacional Agraria. Managua. Nicaragua. 3-5 p.
67. **Wagner J, Manning P. 1976.** The biology of the guinea pig. Academic Press. London. UK. 58 – 59 p.
68. **Wimberger PH. 1992.** Plasticity of fish bodystrape the effects of diet, developmente, family and age in two species of Geophagus (Pisces *Cichlidae*). Biological Journal of the linnean society. 45: 197-198 p.

69. **Zhang AW, Lee BD, Lee SK, Lee CH, An GH, Soungh B. 2005.** Effects of yeast (*Saccharomyces cerevisiae*) cell component on growth performance, meat quality, and ileal mucosa development of broilers chicks. *Poult Sci* 84(7): 1015-1021 p.
70. **Zelditch ML, Swiderski DL, Sheets HD, Fink WL. 2004.** Geometric morphometrics for biologists: A Primer. Elsevier Academic Press. 443 p.

## **VIII. APÉNDICE**

**Apéndice 1.** Información nutricional del concentrado balanceado formulado en la UNALM.

<b>Nutrientes</b>	<b>Inicio</b>	<b>Crecimiento</b>	<b>Acabado</b>	<b>Reproductores</b>
ED(Mcal/kg), Min	3.0	2.8	2.7	2.9
Proteína %, Min	20	18	18	18
Fibra %, Min	8.0	8.0	8.0	10.0
Calcio %, Min	0.8	0.8	0.8	0.8
Fósf. Total %, Min	0.8	0.8	0.8	0.8
Sodio %, Min.	0.2	0.2	0.2	0.2
Lisina %, Min.	0.84	0.84	0.84	0.84
Met + Cist %, Min	0.60	0.60	0.60	0.60
Arginina %, Min	1.2	1.2	1.2	1.2
Treonina %, Min	0.6	0.6	0.6	0.6
Triptofano %, Min	0.18	0.18	0.18	0.18
<b>Características</b>				
Diám. pellet (mm)	3.0	4.5	4.5	4.5
Long. pellet (mm)	8.0	12.0	12.0	12.0
Humedad %	10	10	10	10