



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA
DE MÉXICO

FACULTAD DE ESTUDIOS SUPERIORES
CUAUTITLAN

HISTOLOGÍA DEL INTESTINO DELGADO E INTESTINO GRUESO DEL
CONEJO (*Oryctolagus cuniculos*).

T E S I S

QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MEDICA VETERINARIA ZOOTECNISTA

PRESENTA:

PAULINA DÍAZ FERRER

ASESOR DE TESIS: DR. CARLOS GERARDO GARCÍA TOVAR

CO-ASESOR: MVZ. JOSÉ ALBERTO CHÁVEZ ENRÍQUEZ

CO-ASESOR: MVZ. HUGO CÉSAR LÓPEZ FARÍAS



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

Todo el material contenido en esta tesis esta protegido por la Ley Federal del Derecho de Autor (LFDA) de los Estados Unidos Mexicanos (México).

El uso de imágenes, fragmentos de videos, y demás material que sea objeto de protección de los derechos de autor, será exclusivamente para fines educativos e informativos y deberá citar la fuente donde la obtuvo mencionando el autor o autores. Cualquier uso distinto como el lucro, reproducción, edición o modificación, será perseguido y sancionado por el respectivo titular de los Derechos de Autor.

DEDICATORIAS:

Primero que nada dedico esta tesis a Dios por haberme permitido disfrutar de esta vida y de las cosas maravillosas que he encontrado en el trayecto de esta.

A mi Angelito que aunque no lo vea se que esta presente cada día.

A mi Familia. Todos saben lo especial que son cada uno de ustedes para mí y lo mucho que los quiero. Gracias a todos por apoyarme y quererme.

A Rodolfo Ferrer Valencia que aunque ya no esta conmigo físicamente, siempre esta en mi corazón, te quiero abuelito.

A Julio Raúl Chávez Monteagudo. Gracias por todo el apoyo que me has brindado desde siempre. Te amo y te adoro.

A mis amigas las Freskys, Mariana, Fernanda y Karla y a una Z, Vero, las quiero muchísimo a todas, esta etapa fue más fácil gracias a ustedes, gracias por su amistad.

A mis grandes compañeros, Niky, Coco, Júnior, Mitsy, Baby Jake, Taisan y Stimpy.

AGRADECIMIENTOS:

A la UNAM por abrirme sus puertas.

A la FES- CUAUTITLAN por el honor de ser egresada de esta gran facultad.

Al DR. Carlos Gerardo García Tovar, gracias por permitirme formar parte de este proyecto.

Al MVZ. José Alberto Chávez Enríquez, por el tiempo y paciencia que siempre me tuvo y por el honor de ser de sus últimas tesistas.

Al MVZ. Hugo César López Farías, gracias por confiar en mí y por todo el apoyo que me brindaste desde que fui tu alumna.

Al M en F. German Isauro Garrido Farina, por al apoyo brindado en el laboratorio de Histología y los consejos para la elaboración de las muestras.

A los conejos que sacrificaron su vida, para poder elaborar esta tesis. Gracias.

El presente trabajo recibió el apoyo de:
Proyecto PAPIIT IN 203106-3 “Estudio comparativo de los rearrreglos del citoesqueleto en células RK13 y enterocitos de conejo durante la infección de *Escherichia coli* enteropatógena para conejo (REPEC)”.

Cátedra de investigación IN 1-33 “Morfología veterinaria y biología celular”.

ÍNDICE

	PÁGINA
• RESUMEN.....	1
• INTRODUCCIÓN.....	2
• JUSTIFICACIÓN.....	5
• OBJETIVOS.....	6
• MATERIALES Y MÉTODOS.....	7
• RESULTADOS Y DISCUSIÓN.....	11
• CONCLUSIONES.....	38
• BIBLIOGRAFÍA.....	39

RESUMEN

En el presente trabajo se realizó un estudio descriptivo histológico del intestino delgado y grueso del conejo para su descripción histológica. Para la obtención de muestras biológicas se utilizaron 5 conejos Nueva Zelanda de 2 meses de edad, y mediante disecciones sistemáticas se recolectaron muestras de diferentes regiones del intestino delgado (duodeno, yeyuno e ileon) y grueso (ciego, colon, recto y ano). Las muestras se procesaron mediante el método de inclusión en parafina, y para la coloración de los preparados permanentes se empleó la tinción de hematoxilina-eosina (HE), así como las técnicas de coloración tricrómica de Gomori para la identificación de los tejidos básicos (epitelial, conectivo, muscular y nervioso) y azul de Anciano para la identificación de mucopolisacáridos (para resaltar a los exocinocitos caliciformes y glándulas de tipo mucoso), respectivamente. Se observó que el intestino delgado presenta una túnica mucosa con vellosidades, revestidas por un epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes, una lámina propia de tejido conectivo colágeno laxo con glándulas intestinales y una muscular de la mucosa. Asimismo, se pudo apreciar una tela submucosa formada por tejido conectivo colágeno laxo y la túnica muscular de tipo no estriado integrada por dos estratos, circular interno y longitudinal externo. Finalmente se presenta la túnica serosa formada por tejido conectivo colágeno laxo y cubierto por una capa de células escamosas correspondientes al mesotelio peritoneal (tejido epitelial simple escamoso).

En duodeno se observaron glándulas submucosas, el yeyuno no presentó estas glándulas solo glándulas intestinales y en el ileon el número de exocinocitos se vieron aumentados. En el caso del intestino grueso se observó que la túnica mucosa no forma vellosidades, se caracteriza por presentar un epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes, la lámina propia de tejido conectivo colágeno laxo con glándulas intestinales y una muscular de la mucosa. La tela submucosa está formada por tejido conectivo colágeno laxo, la túnica muscular de tipo no estriado que está integrada por dos estratos, circular interno y longitudinal externo, y la túnica serosa similar a la del intestino delgado, notándose en ciego los linfonódulos agregados formando unas estructuras en forma de cúpulas. También se notó un incremento en el número de exocinocitos caliciformes en ciego, colon y recto.

INTRODUCCIÓN

Las enfermedades diarreicas son uno de los principales problemas de salud pública mundial, y una de las causas más comunes es aquella ocasionada por *Escherichia coli*. Una de las principales cepas productoras de diarrea de *E. coli* es la *E. coli* enteropatógena (EPEC) la cual es una bacteria Gram-negativa que causa diarrea aguda y persistente en niños, y además afecta animales como el conejo, canino, porcino, ovino, bovino y ratón (Chen y Frankel, 2005; Krause et al., 2005; Kenny y Finlay, 1997; y Nataro y Koper, 1998).

La virulencia de EPEC depende primariamente de la inducción de una lesión característica en la cual la bacteria hace contacto íntimo con la membrana plasmática apical del enterocito, ocasionando destrucción localizada de las microvellosidades y distorsión de la membrana, mediante un proceso denominado como lesión de adherencia y destrucción (A/E, del inglés attaching and effacing). (Moon et al., 1983; Kenny y Finlay, 1997 y Chen y Frankel, 2005).

La cepa O103:K:H2 de *E. coli* enteropatógena específica de conejos, (REPEC), tiene mecanismos de patogenicidad análogos a las cepas de EPEC de humano, por lo tanto, REPEC puede utilizarse como un modelo para estudiar la patogénesis de las lesiones A/E producidas por la *E. coli* en el hospedero natural (Marches et al., 2000 y De la Cruz, 2003).

Como prerrequisito fundamental para utilizar este modelo y comprender las alteraciones ocasionadas por REPEC, es importante conocer la estructura histológica detallada de los órganos que coloniza REPEC, es decir, el intestino del conejo.

El sistema digestivo del conejo está constituido por una serie de órganos tubulares y glándulas asociadas cuya principal función es descomponer los alimentos digeridos en unidades más pequeñas (Banks, 1996).

Los órganos que conforman al aparato digestivo son: cavidad oral, faringe, esófago, estómago, intestino delgado, intestino grueso y glándulas anexas (glándulas salivares, hígado vesícula biliar y páncreas). Todos los componentes epiteliales del sistema digestivo derivan del endodermo, excepto la cavidad oral y la parte final del tracto digestivo que derivan del ectodermo (Sandford, 1990 y Popesko, 1992).

A continuación se hará una breve descripción del intestino delgado y grueso, por ser los órganos que interesan para fines de este trabajo. .

El intestino delgado está formado por duodeno, yeyuno e ileon. El duodeno se localiza en el techo de la cavidad abdominal a la derecha de la línea mediana, está conformado por una asa en la que se pueden reconocer una parte craneal que surge del píloro gástrico y después de un corto trayecto, gira sobre si misma para tomar una dirección caudal (duodeno descendente), posteriormente vuelve a girar (flexura caudal) para tomar una dirección craneal (duodeno ascendente) y terminar en la flexura duodenoyeyunal que marca el inicio del yeyuno. El yeyuno ocupa la mayor parte de la mitad dorsal de la cavidad abdominal y está formado por las asas yeyunales. La última porción del intestino delgado, el ileon, termina formando un giro estrechamente relacionado con el colon ascendente y el ciego. La parte final del ileon presenta una dilatación o ámpula que se continúa en la base del ciego.

El intestino grueso está formado por ciego, colon y recto. El ciego, junto con el colon ascendente y el ileon forman una estructura con giros espirales que ocupan la mitad ventral de la cavidad abdominal. El ciego forma la porción mayor, constituido por base, cuerpo y ápice del que deriva el apéndice vermiforme cecal. La base forma la parte inicial y se localiza hacia el centro de los giros cecales. El cuerpo del ciego forma una doble espiral con giros centrífugos cuya parte final se estrecha para formar el apéndice cecal. Dorsal al primer giro cecal se sitúa el giro ileal. El colon está formado por una parte proximal (colon ascendente) y otra distal (colon descendente), conectadas por el colon transverso. El colon ascendente inicia como una continuación directa del ciego, estrechando su luz y formando un giro situado entre el ileon y el segundo giro cecal, posteriormente se flexiona sobre si mismo y sigue dorsalmente, con dirección craneal, para formar una serie de asas que terminan en el colon transverso. El colon descendente transita en el techo de la cavidad abdominal, hacia la izquierda de la línea mediana y termina en el recto en la cavidad pélvica, mismo que desemboca en el ano.

En general, en la estructura histológica del intestino delgado de los mamíferos domésticos se encuentra una túnica mucosa que está formada por un epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes intercalados, una lámina propia (tejido conectivo colágeno laxo, que contiene glándulas intestinales) y una muscular de la mucosa (tejido muscular liso). La tela submucosa esta formada por tejido conectivo colágeno laxo. La túnica muscular esta formada por tejido muscular liso, con un estrato circular interno y un estrato longitudinal externo. Externamente está la túnica

serosa formada por tejido conectivo colágeno laxo y un mesotelio (Banks, 1996 y Geneser, 2003).

Al igual que el intestino delgado, el intestino grueso posee una túnica mucosa, tela submucosa, túnica muscular y túnica serosa (Banks, 1996 y Geneser, 2003). La túnica mucosa está integrada por un epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes intercalados, su lámina propia (tejido conectivo colágeno laxo, que contiene glándulas intestinales) y la muscular de la mucosa (tejido muscular liso). La tela submucosa esta formada por tejido conectivo colágeno laxo. La túnica muscular esta formada de tejido muscular liso, con un estrato circular interno y un estrato longitudinal externo. La túnica serosa esta formada de tejido conectivo colágeno laxo y un mesotelio (Banks, 1996 y Geneser, 2003).

JUSTIFICACIÓN

El presente trabajo forma parte del proyecto PAPIIT “Estudio comparativo de los rearrreglos del citoesqueleto en células RK13 y enterocitos de conejo durante la infección de *Escherichia coli* enteropatógena para conejo (REPEC)”, (IN203106-3). Este proyecto tiene como objetivo determinar, de manera comparativa el efecto de REPEC en cultivo celular (células RK13) y en tejido intestinal (cultivo primario de enterocitos, explantes de tejido intestinal e infección experimental en conejos).

Es importante señalar que se carece de información publicada hasta el momento con relación al tema motivo de este trabajo.

La realización de este trabajo obedece a la necesidad de conocer la histología normal del intestino delgado e intestino grueso del conejo como fundamento para poder analizar, describir e interpretar las lesiones ocasionadas por REPEC en tejido intestinal y hacer la comparación con las lesiones que ocasiona en cultivo celular.

OBJETIVOS

OBJETIVO GENERAL

- Realizar el estudio histológico del intestino delgado e intestino grueso del conejo.

OBJETIVOS PARTICULARES

- Tomar muestras a partir de diferentes regiones del intestino delgado y grueso del conejo para su procesamiento histológico.
- Procesar las muestras mediante la técnica de coloración histológica de rutina (HE).
- Realizar la descripción histológica del intestino delgado e intestino grueso con base en lo observado en los cortes histológicos.
- Resaltar la estructura tisular del intestino con la tinción de Gomori y los exocinocitos caliciformes con la tinción Azul Anciano
- Obtener material didáctico de apoyo (laminillas y CD con las imágenes obtenidas en este trabajo) para la asignatura de Citología, Embriología e Histología.

MATERIALES Y MÉTODOS

Obtención de muestras biológicas

a) Para la obtención de muestras biológicas se utilizaron 5 conejos de 2 meses de edad, de la raza Nueva Zelanda, que se sacrificaron con sobredosis de anestesia (Cloroformo) para posteriormente perfundirlos con paraformaldehído al 4% en amortiguador salino de fosfatos (PBS).

b) Con el fin de cubrir la mayor parte del intestino delgado y del intestino grueso para así tener áreas representativas de ambos órganos, mediante disecciones sistemáticas se recolectaron muestras de las siguientes porciones:

- Unión gastro duodenal
- Duodeno descendente
- Flexura duodenal caudal
- Duodeno ascendente parte media
- Unión duodeno yeyunal
- El yeyuno se dividió en cuatro cuartos
- Unión yeyuno-ileal
- Flexura ileón
- Ámpula
- Parte media del ciego
- Unión ciego-apéndice vermiforme
- Apéndice parte media
- Unión ceco-cólica
- Colon proximal
- Colon distal
- Recto
- Ano

c) Las muestras biológicas se colocaron en paraformaldehído al 4% en PBS durante 12 horas.

d) Las muestras fueron procesadas mediante el método de inclusión en parafina.

e) Para la coloración de los preparados permanentes se empleo la técnica de rutina, hematoxilina-eosina (HE).

f) Se realizó la observación histológica de los preparados permanentes (laminillas) al microscopio óptico, con los objetivos de 4X, 10X, 40X y 100X, para describir en detalle la estructura histológica que integra las paredes de los intestinos delgado y grueso (en sus diferentes porciones).

g) Se hizo la captura digital y análisis de las imágenes obtenidas.

Procesamiento de muestras mediante el método de inclusión en parafina.

a) Las muestras previamente fijadas fueron lavadas con agua corriente

b) Las muestras se deshidrataron con inmersiones crecientes de alcohol etílico, (70%, 80%, 90%, 92%, 96% y absoluto) en dos cambios en cada uno de ellos; cada alcohol se calentó en el horno de microondas por 2 minutos y se dejaron reposar 13 minutos.

c) Para aclaramiento de las muestras se realizó con xileno, realizando dos cambios, cada xileno se calentó en el horno de microondas durante 2 minutos y se dejó reposar 13 minutos.

d) Las muestras fueron infiltradas en parafina 60° durante 1 hora, realizando dos cambios.

e) Las muestras fueron incluidas en parafina 60°, mediante el uso de rejillas de aluminio, que sirvieron como molde para formar los cubos.

f) A partir de los bloques se obtuvieron cortes histológicos de 5 µm de espesor, utilizando un microtomo modelo RM 820 (Leica).

g) Los cortes histológicos fueron montados en portaobjetos de vidrio, con ayuda de un baño de flotación para tejidos y de una platina térmica.

Coloración de las preparaciones histológicas.

Método de hematoxilina y eosina (H.E)

a) Desparafinar los cortes en xileno I, durante 15 minutos y en xileno II, durante 5 minutos.

b) Rehidratación en concentraciones decrecientes de alcohol etílico (100%, 96%, 90%, 80%, 70%) realizando dos cambios, cada uno de 5 minutos.

c) Lavado con agua destilada realizando dos minutos.

d) Tinción con la técnica de coloración de Hematoxilina de Heidenhain durante 15 minutos.

e) Lavado con agua corriente para quitar el exceso de colorante.

- f) Inmersión en carbonato de litio durante 1 minuto.
- g) Lavado con agua corriente.
- h) Lavado en agua destilada.
- i) Tinción con el colorante Eosina durante 10 minutos, y se lavaron con agua corriente para quitar el exceso de colorante.
- j) Deshidratación en alcohol etílico a partir del 80% hasta llegar al etanol absoluto durante 20 segundos en cada uno.
- k) Se realizaron dos pasos por xileno, 5 minutos en el primero y 15 minutos en el segundo.
- l) Montaje con resina sintética y cubreobjetos.

Tricrómica de Gomori

- a) Desparafinar los cortes en xileno I, durante 15 minutos y en xileno II, durante 5 minutos.
- b) Rehidratación en concentraciones decrecientes de alcohol etílico (100°,96°,90°, 80°,70°) en dos cambios en cada uno de 5 minutos.
- c) Lavado con agua destilada en dos cambios.
- d) Se utilizó como mordente solución fijadora de Bouin, dejándolos en esta solución durante 24 horas.
- e) Lavado con agua corriente para eliminar el exceso de mordente y finalmente se hizo un lavado en agua destilada.
- f) Inmersión en carbonato de litio 1.75% durante 30 minutos.
- g) Lavado con agua destilada para poder teñir con el colorante de Hematoxilina de Heidenhain durante 10 minutos.
- h) Lavado con agua corriente para quitar el exceso de colorante.
- i) Lavado con agua destilada
- j) Tinción con colorante Gomori por 10 minutos.
- k) Lavado con agua destilada.
- l) Deshidratación en alcohol etílico a partir del 90% hasta llegar al etanol absoluto 100% durante 20 segundos en cada uno.
- m) Aclaración en xileno.
- n) Montaje con resina sintética y cubreobjetos.

Azul de Alciano

- a) Desparafinar las muestras en xileno I, durante 15 minutos y en xileno II, durante 5 minutos.
- b) Rehidratación en concentraciones crecientes de alcohol etílico (absoluto, 96%, 90%, 80%, 70%) en dos cambios en cada uno de 5 minutos.
- c) Lavado con agua destilada en dos cambios.
- d) Rehidratación en un baño de ácido acético al 1% durante 2 minutos.
- e) Coloración con azul de Alciano durante 25 minutos.
- f) Lavado con agua destilada.
- g) Tinción con rojo nuclear sólido durante 1 minuto.
- h) Lavado en agua destilada.
- i) Deshidratación en alcohol etílico a partir del 70% hasta llegar al etanol absoluto durante 20 segundos en cada uno.
- j) Aclaración en xileno.
- k) Montaje con resina sintética y cubreobjetos.

Observación e interpretación en el microscopio óptico

Una vez terminadas las preparaciones histológicas, se procedió a su observación, evaluación e interpretación histológica. Se realizaron observaciones en aumentos de 4X, 10X, 40X y 100X, para lo cual se utilizó un microscopio compuesto de campo claro (Carl Zeiss) y aceite de inmersión (Merck) para las observaciones a 100X.

Captura y análisis de imágenes

Las imágenes de las muestras analizadas para este estudio se capturaron con una cámara wat-221S y un microscopio óptico marca Leica modelo CME.

RESULTADOS Y DISCUSIÓN

A continuación se hace una descripción general de la estructura histológica del intestino delgado y del intestino grueso de las muestras procesadas, más adelante se mencionarán las características diferenciales más sobresalientes de las 20 regiones de las que se tomaron muestras, a partir de las cuales se hizo la descripción histológica general. En la mayoría de los cortes histológicos se utilizó la técnica de coloración de HE, en algunos casos se utilizó la técnica de coloración tricrómica de Gomori, como variante para identificar los cuatro tejidos básicos: epitelial, conectivo, muscular y nervioso. También se utilizó la técnica de coloración de azul de Alciano para teñir a los mucopolisacáridos y así resaltar a los exocrinocitos caliciformes y las glándulas de tipo mucoso. Con la técnica de coloración tricrómica de Gomori se observa el tejido conectivo de color azul, el tejido muscular y el citoplasma de color rojo y el núcleo de color gris-azul. (Carleton, 1975). Con la técnica de azul de Alciano se resaltan de color azul turquesa las sustancias mucosas del tejido conectivo, los exocrinocitos caliciformes y los gránulos de los mastocitos, cabe señalar que el citoplasma de algunas células carece de carbohidratos ácidos por lo tanto no se tiñe (McManus 1964).

Intestino Delgado (Fig. 1)

Túnica mucosa:

El epitelio es simple columnar con microvellosidades y con exocrinocitos caliciformes intercalados. El núcleo de las células se localiza en posición basal, presenta forma ovoide y cara abierta.

La túnica mucosa forma elevaciones y depresiones, las elevaciones corresponden a las vellosidades y las depresiones a las glándulas intestinales de tipo tubular simple.

La lámina propia está constituida por tejido conectivo colágeno laxo y presenta vasos sanguíneos, leucocitos y glándulas intestinales.

El epitelio y la lámina propia forman las vellosidades intestinales

La muscular de la mucosa es muy delgada y esta formada por músculo liso, las células presentan núcleo de forma ovoide, en posición central.

Tela submucosa:

Está formada por tejido conectivo colágeno laxo, presenta vasos sanguíneos y leucocitos.

Túnica muscular:

Esta formada por dos estratos de tejido muscular liso, en el interno se observan las fibras con dirección circular y en el externo con dirección longitudinal. Entre ambas estratos se observa el plexo nervioso mioentérico.

Túnica serosa:

Formada por tejido conectivo colágeno laxo, cubierto por un estrato de células escamosas correspondientes al mesotelio peritoneal (tejido epitelial simple escamoso).

Intestino Grueso (Fig. 2)

Túnica mucosa:

Se observa un epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes intercalados. El núcleo en posición basal, con forma ovoide y cara abierta.

La lámina propia está formada por tejido conectivo colágeno laxo con vasos sanguíneos, leucocitos y se notó la presencia de glándulas intestinales.

La muscular de la mucosa formada por una delgada capa de músculo liso, con células cuyo núcleo es de forma ovoide, en posición central.

Tela submucosa:

Está formada por tejido conectivo colágeno laxo, presenta vasos sanguíneos y leucocitos.

Túnica muscular:

Formada por dos estratos de tejido muscular liso, el interno se observa en dirección circular y el externo en dirección longitudinal, entre los estratos se aprecia abundante tejido nervioso (plexo nervioso mioentérico).

Túnica serosa:

Compuesta por tejido conectivo colágeno laxo y por una capa de células escamosas correspondiente al mesotelio peritoneal (tejido epitelial simple escamoso).

A continuación se describen las características diferenciales más sobresalientes observadas en las regiones muestreadas.

Intestino Delgado

Unión gastro-duodenal (Fig. 3)

En la lámina propia se observan gran cantidad de glándulas intestinales, en la tela submucosa destacan las glándulas submucosas, además de la presencia de leucocitos y vasos sanguíneos.

Duodeno descendente (Fig. 4)

En la tela submucosa se observan glándulas submucosas y en la lámina propia se nota la presencia de glándulas intestinales y leucocitos.

Flexura duodenal (Fig. 5)

En la lámina propia se aprecia una mayor cantidad de leucocitos y glándulas intestinales que en las porciones antes mencionadas. En la tela submucosa se observan glándulas de secreción mucosa de tipo tubular simple.

Duodeno ascendente parte media (Fig. 6)

La estructura es similar a la descrita en la flexura duodenal.

Unión duodeno-veyunal (Fig. 7)

En la lámina propia se observan glándulas intestinales y leucocitos.

Primer cuarto del yeyuno (Fig. 8)

La estructura es similar a la descrita en la unión duodeno-veyunal.

Segundo cuarto del yeyuno (Fig. 9)

En la lámina propia se aprecia mayor cantidad tejido conectivo colágeno laxo (TCCL), glándulas intestinales y leucocitos. En la tela submucosa se notó gran cantidad de leucocitos y TCCL.

Tercer y cuarto cuarto del yeyuno (Figs. 10 y 11)

En la lámina propia se aprecia mayor cantidad de TCCL, glándulas intestinales y leucocitos. En esta porción se nota una disminución en el número de leucocitos.

Unión yeyuno-ileal (Fig. 12)

Presencia de glándulas intestinales en la lámina propia.

Flexura del ileon (Fig. 13)

En esta porción más que en las ya mencionadas, se aprecia un incremento en el número de exocrinocitos caliciformes intercalados en el epitelio. Se observan nódulos linfoides agregados formando unas estructuras en forma de cúpulas que abarcan desde la lámina propia hasta la tela submucosa. En la lámina propia hay presencia de glándulas intestinales y en la túnica serosa zonas de tejido adiposo.

Las superficie de las cúpulas corresponde al epitelio que cubre a los nódulos linfoides agregados, en conjunto forman estructuras semejantes a tonsilas, en donde se pueden apreciar invaginaciones del epitelio que recuerdan las criptas tonsilares (denominadas cráteres linfáticos), salvo que en este caso no se aprecia una cápsula como la que presentan las tonsilas en otros órganos.

Intestino Grueso

Ámpula del Ciego (Fig. 14)

Se observan nódulos linfoides agregados formando las cúpulas similares a las descritas en ileon, que abarcan desde la lámina propia hasta la tela submucosa. En la túnica serosa hay zonas de tejido adiposo. En la lámina propia hay glándulas intestinales. Se apreció un incremento en el número de exocrinocitos caliciformes intercalados en el epitelio, mayor al de las porciones anteriores.

Parte media del ciego (Fig. 15)

La túnica mucosa presenta glándulas intestinales a nivel de la lámina propia.

Unión ciego-apéndice cecal y Apéndice parte media (Figs. 16 y 17)

Se observan los nódulos linfoides agregados formando las cúpulas ya descritas.

Unión ceco-cólica (Fig.18)

La túnica mucosa presenta glándulas intestinales.

Colon proximal y distal (Figs. 19 y 20)

En la túnica mucosa se aprecia un incremento en el número de glándulas intestinales.

Recto (Fig. 21)

El número de glándulas intestinales se incrementa más en esta porción que en las ya mencionadas al igual que los exocriocitos caliciformes.

Ano (Fig. 22)

El epitelio es simple columnar y sus células columnares se diferencian y organizan formando una membrana epitelial diferente, que pasa de ser un epitelio simple columnar con microvellosidades y exocriocitos caliciformes, a ser un epitelio estratificado con características celular cuboides y columnares.

Comparando los resultados obtenidos con lo reportado para otras especies, encontramos que el conejo no presenta la lámina subglandular observada en la parte inicial del intestino delgado de los carnívoros. Las glándulas duodenales son serosas como sucede en el caballo y cerdo, a diferencia de los rumiantes y el perro en donde son de tipo mucoso, y en el gato que son mixtas. Estas glándulas en los carnívoros se limitan a la parte inicial del duodeno, en pequeños rumiantes y el conejo están presentes desde el inicio hasta las porción media del duodeno; en caballos, cerdo y rumiante se extienden hasta el yeyuno. Los nódulos linfoides agregados, con una estructura que se asemeja a las cúpulas citadas, se presentan en el cerdo de manera característica desde el yeyuno. En el ileon, estos nódulos linfoides agregados son muy notorios con gran parecido a las tonsilas y las criptas relacionadas, estas estructuras similares a cúpulas son

especialmente prominentes en cerdos y, en conejos, como ya se mencionó, se observan desde la flexura del ileon. Además en el conejo estas estructuras se observan en el ámpula cecal, en la unión ciego-apéndice cecal y en la parte media del apéndice cecal. (Banks, 1996).

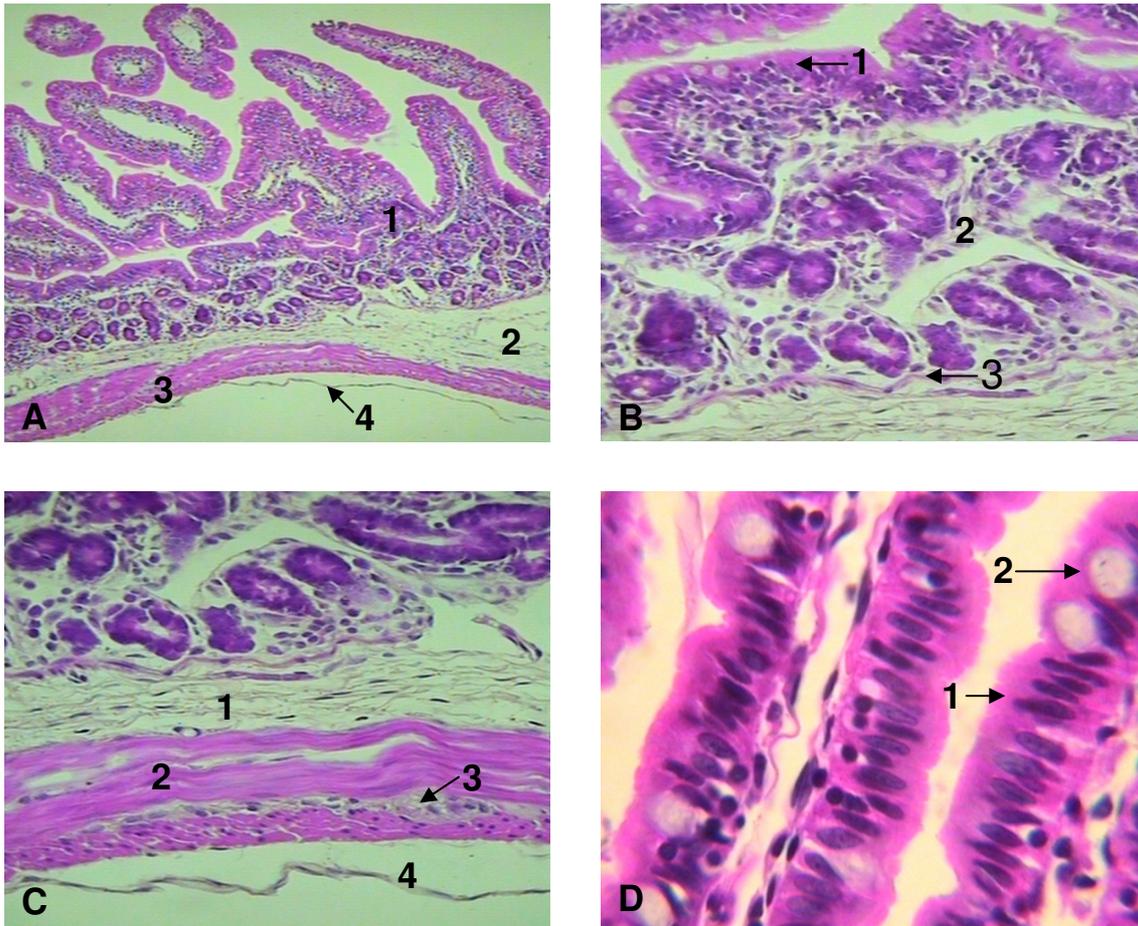


Fig. 1. Corte transversal de Intestino Delgado, estructura general.

A) Corte transversal, tinción HE, objetivo 10 X.

1. Túnica mucosa, 2. Tela submucosa, 3. Túnica muscular, 4. Túnica serosa

B) Corte transversal, tinción HE, objetivo 40X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes intercalados, 2. Lámina propia, 3. Muscular de la mucosa.

C) Corte transversal, tinción HE, objetivo 40X.

1. Tela submucosa, 2. Túnica muscular, 3. Plexo nervioso mioentérico, 4. Túnica serosa.

D) Corte transversal, tinción HE, objetivo 100X., en donde se observan epitelocitos columnares con microvellosidades (1), que presentan un núcleo de forma ovoide, posición basal y cara abierta, también se observan exocinocitos caliciformes (2), con un núcleo en forma ovoide, posición basal y cara abierta..

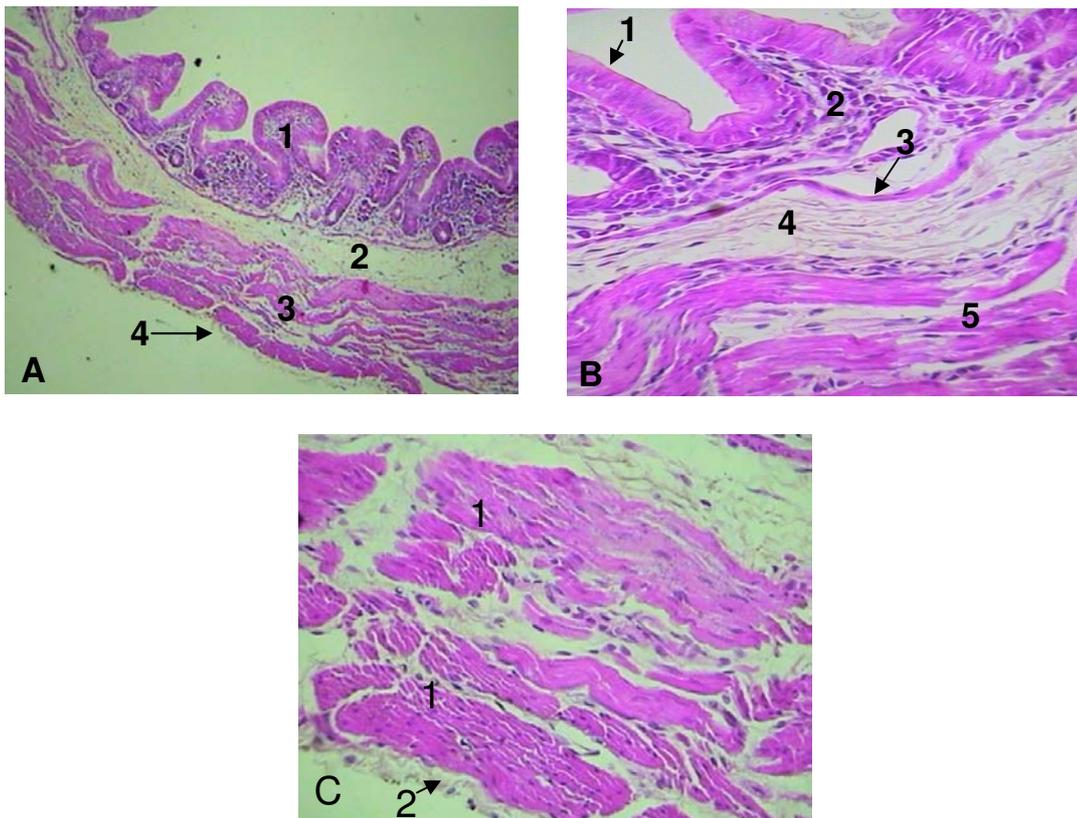


Fig. 2. Corte transversal de Intestino Grueso, estructura general.

A) Corte transversal, tinción HE, objetivo 10 X.

1. Túnica mucosa, 2. Tela submucosa, 3. Túnica muscular, 4. Túnica serosa

B) Corte transversal, tinción HE, objetivo 40X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes intercalados, 2. Lámina propia, 3. Muscular de la mucosa, 4. Tela submucosa, 5. Túnica muscular.

C) Corte transversal, tinción HE, objetivo 40X.

1. Túnica muscular, 2. Túnica serosa.

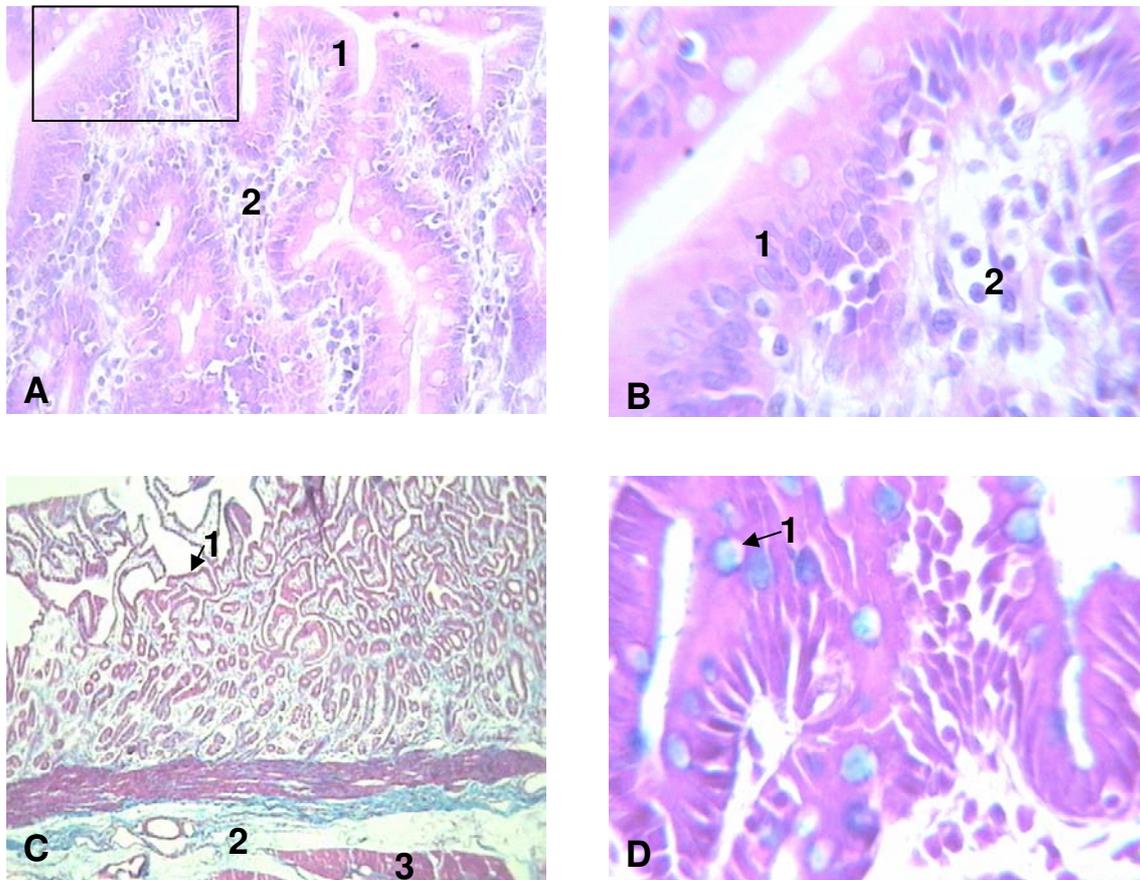


Fig. 3. Corte transversal de Unión Gastro-duodenal

A) Corte transversal de la mucosa, tinción HE, objetivo 40 X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocriocitos caliciformes, 2. Lamina propia

B) Aumento con el objetivo 100X del recuadro marcado en el panel A

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocriocitos caliciformes, 2. Lamina propia.

C) Corte transversal, tinción Tricrómica de Gomori, objetivo 10 X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocriocitos caliciformes, 2. Tela submucosa, 3. Túnica muscular,

D) Corte transversal a nivel de la vellosidad, tinción azul de alciano, objetivo 100X.

1. Exocriocito caliciforme

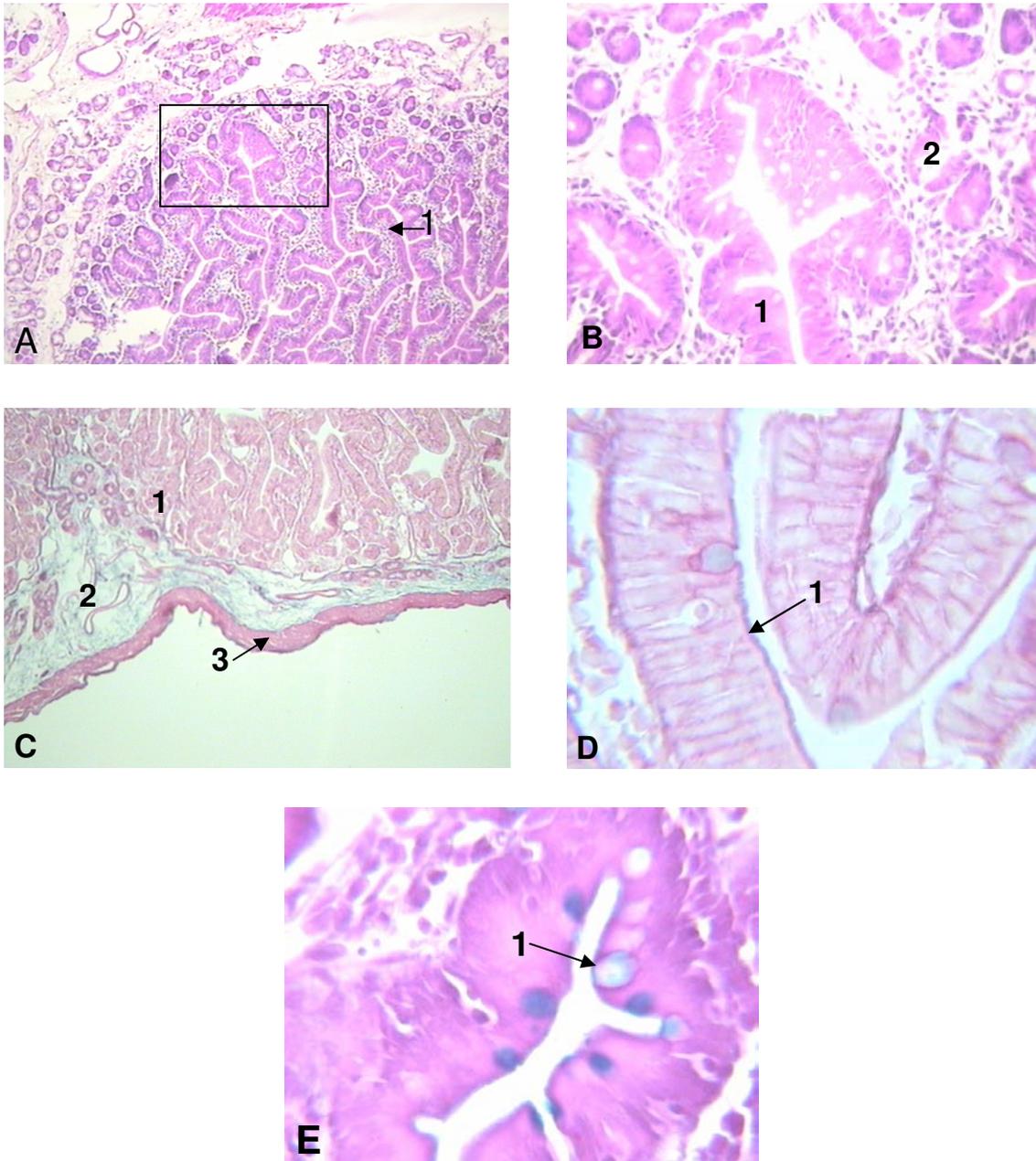


Fig. 4. Corte transversal de Duodeno descendente

A) Corte transversal de la mucosa, tinción HE, objetivo 10 X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes

B) Aumento con el objetivo 40X del recuadro marcado en el panel A

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes, 2. Lámina propia con glándulas intestinales.

C) Corte transversal, tinción Tricromica de Gomori, objetivo 10 X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes, 2. Tela submucosa, 3. Túnica muscular,

D) Corte transversal a nivel del pliegue, tinción Tricrómica de Gomori, objetivo 100X.

1. Microvellosidades intestinales

E) Corte transversal a nivel del pliegue, tinción Azul de Alciano, objetivo 100X.

1. Exocinocito caliciforme.

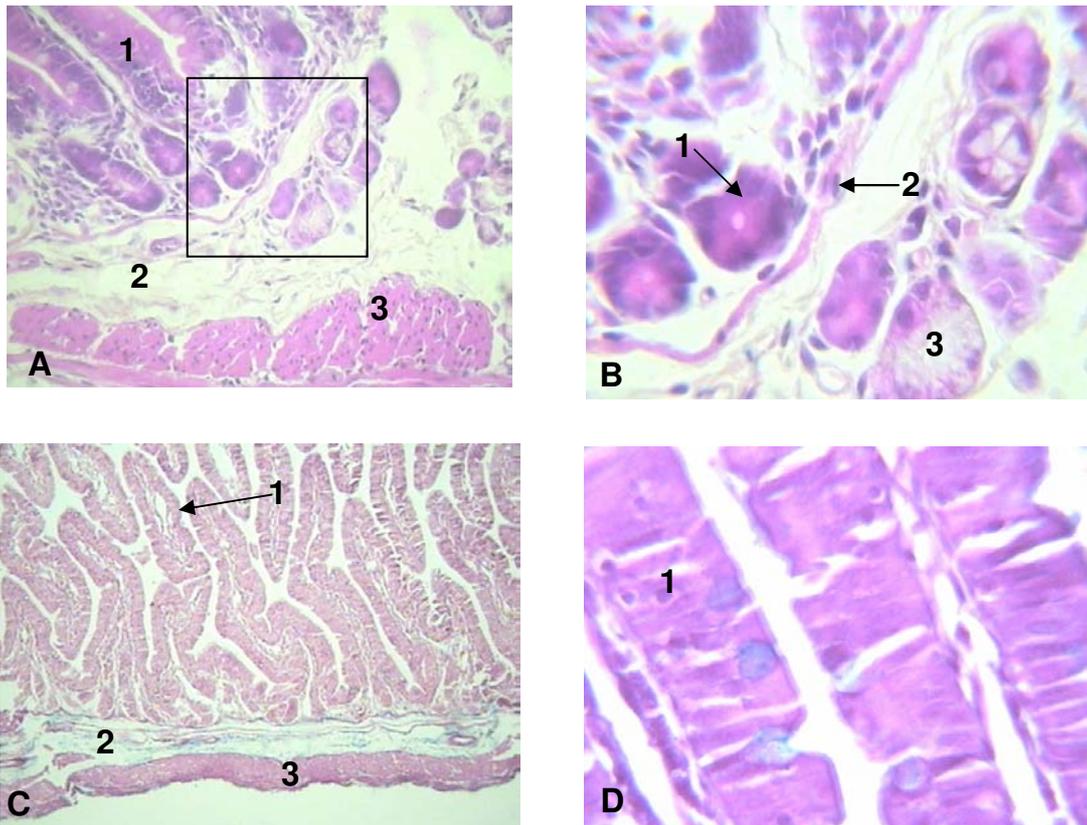


Fig. 5. Corte transversal de Flexura duodenal

A) Corte transversal de la mucosa, tinción HE, objetivo 40 X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes, 2. Tela submucosa, 3. Túnica muscular

B) Aumento con el objetivo 100X del recuadro marcado en el panel A

1. Glándula intestinal, 2. Muscular de la mucosa, 3. Glándulas submucosas.

C) Corte transversal, tinción Tricrómica de Gomori, objetivo 10 X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes, 2. Tela submucosa, 3. Túnica muscular, con esta tinción se puede observar el tejido conectivo teñido de color azul y el músculo de color rojo.

D) Corte transversal a nivel del pliegue, tinción Azul de Alciano, objetivo 100X.

1. Epitelio simple columnar con microvellosidades y exocinocitos caliciformes, 2. Exocinocito caliciforme

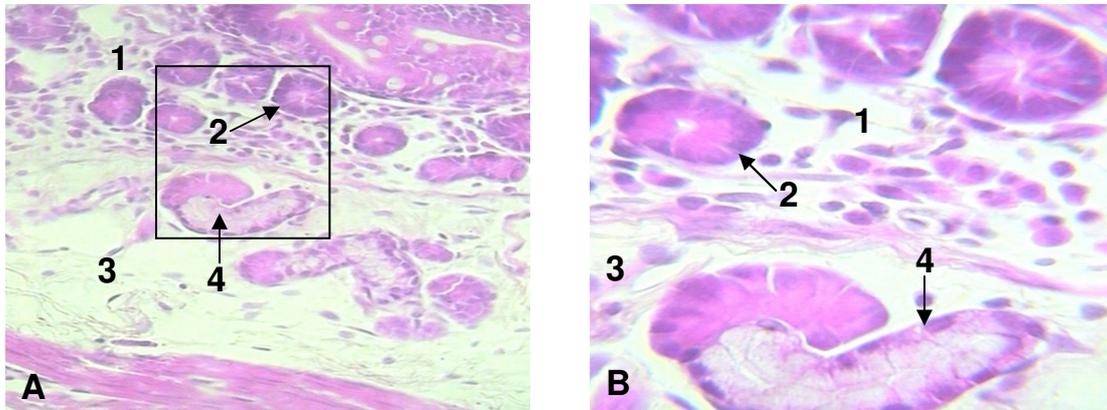


Fig. 6. Corte transversal de Duodeno ascendente parte media.

A) Corte transversal, tinción HE, objetivo 40 X.

1. Lamina propia, 2. Glándula intestinal, 3. Tela submucosa, 4. Glándula submucosa

B) Aumento con el objetivo 100X del recuadro marcado en el panel A

1. Lamina propia, 2. Glándula intestinal, 3. Tela submucosa, 4. Glándula submucosa

CONCLUSIONES

1. Se resaltaron las diferencias estructurales entre las diferentes regiones, entre las que destacan el aumento de exocrinocitos caliciformes en el intestino grueso y la presencia de las cúpulas linfoides en ileon y ciego.
2. El intestino delgado e intestino grueso presentaron, en general, una estructura similar a la descrita para otras especies domésticas, observándose las principales diferencias a nivel de glándulas duodenales, además de los linfonódulos agregados en ileon y ciego.
3. Se logró resaltar con precisión las estructuras glandulares mucosas mediante la tinción de azul de Alciano.
4. Las laminillas obtenidas reúnen los requisitos de calidad para ser utilizadas como material didáctico de apoyo para la asignatura de Citología, Embriología e Histología.

BIBLIOGRAFÍA

1. Banks, W.J. (1996) Histología veterinaria aplicada. 2ª Ed. Manual Moderno, México.
2. Chen HD. and Frankel G. (2005). Enteropathogenic *Escherichia coli*: unravelling pathogenesis. *FEMS Microbiol. Rev.* 29:83-98.
3. Carleton, H.M., (1957) Histological Technique, third edition, London
4. De la Cruz T V. (2003) Establecimiento de un cultivo de enterocitos de conejo como modelo para estudiar los efectos de *Escherichia coli* enteropatógena sobre citoesqueleto. Tesis profesional. FES Cuautitlán. UNAM.
5. Geneser F. (2003) Histología 3ª Ed. Médica Panamericana. España.
6. Kenny B. and Finlay BB (1997). Intimin-dependent binding of enteropathogenic *Escherichia coli* to host cells triggers novel signaling events, including tyrosine phosphorylation of phospholipase C-gamma. *Infect. Immun.* 65:2528-36.
7. Krause G., Zimmerman S. and Beutin L. (2005). Investigation of domestic animals and pets as a reservoir for intimin (eae) gene positive *Escherichia coli* types. *Vet. Microbiol.* 106(1-2): 87-95.
8. McManus J.F.A. (1964). Staining Methods Histologic and Histochemical, first edition, Hoeber international reprints, London.
9. Marches O., Neugayrede JP., Boullier S., Mainil J., Charlier G., Raymond I., Pohl P., Boury M., De Rycke J., Milon A. and Oswald E. (2000). Role of Tir and intimin in the virulence of rabbit enteropathogenic *Escherichia coli* serotype O103:H2. *Infect. Immun.* 68:171-82.
10. Moon, HW. Whipp SC., Argenizo, RA., Levine, MM. and Gianella, RA. (1983) Attaching and effacing activities of rabbit and human enteropathogenic *Escherichia coli* in pig and rabbits intestines. *Infec inmun.* 41: 1340-1351.
11. Nataro, JP. and Kaper, JB. (1998) Diarrheagenic *Escherichia coli*. *Clin Microbiol. Rev.* 11:142-201.
12. Popesko P. (1992). A colour atlas of the anatomy of small laboratory animal. Ed Saunders. London.
13. Sandford C.J. (1990) El conejo doméstico. Ed. Acribia. España.