



Facultad de Veterinaria
Universidad Zaragoza



Trabajo Fin de Grado en Veterinaria

Título del trabajo:

Estudio del oviducto en la yegua

Study of the Oviduct in the Mare

Autor/es:

Agatha Andrea Varela Lorenzo

Directores:

Dra. Lydia Gil Huerta

Dr. Noelia González Ortí

Facultad de Veterinaria, Universidad de Zaragoza

2023

ÍNDICE

| | | |
|--------|--|----|
| 1. | RESUMEN/ABSTRACT..... | 3 |
| 2. | INTRODUCCION..... | 4 |
| 2.1 | Consideraciones anatómicas y funcionales del ovario y oviducto de la yegua | 4 |
| 2.1.1 | Ovario | 4 |
| 2.1.2 | Oviducto | 6 |
| 2.1.3. | Histología del oviducto | 7 |
| 2.1.4. | Funciones del oviducto | 8 |
| 2.1.5. | Cambios en la mucosa oviductal en función de la fase reproductiva | 9 |
| 2.1.6. | Fluido oviductal | 10 |
| 2.2 | Patologías del oviducto | 11 |
| 2.2.1 | Adherencias oviductales | 11 |
| 2.2.2 | Quistes intraepiteliales | 12 |
| 2.2.3 | Quistes paraováricos o infundibulares | 12 |
| 2.2.4 | Masas de colágeno | 12 |
| 2.2.5 | Patologías inflamatorias y tumorales | 13 |
| 3. | JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS..... | 14 |
| 4. | MATERIALES Y METODOS | 14 |
| 4.1. | Revisión Bibliográfica | 14 |
| 4.2. | Material | 15 |
| 4.2.1. | Material Biológico..... | 15 |
| 4.2.2. | Material de laboratorio..... | 15 |
| 4.3. | Métodos | 15 |
| 4.3.1. | Valoración de la actividad ovárica | 16 |
| 4.3.2. | Lavado de oviducto..... | 17 |
| 4.3.3. | Preparación y valoración de las extensiones citológicas | 17 |
| 4.3.4. | Estudio Estadístico | 18 |
| 5. | RESULTADOS Y DISCUSIÓN | 18 |
| 5.1 | Actividad ovárica | 18 |
| 5.2 | Permeabilidad de los oviductos..... | 20 |
| 5.3 | Citología oviductal | 21 |
| 5.4 | Patologías | 25 |
| 6. | CONCLUSIONES..... | 27 |
| 7. | VALORACIÓN PERSONAL..... | 27 |
| 8. | BIBLIOGRAFÍA..... | 28 |

ÍNDICE GRÁFICAS

| | |
|--|----|
| Gráfica 1. Comparación de la actividad folicular en diferentes épocas del año..... | 20 |
| Gráfica 2. Comparación tipos de la prevalencia de cada tipo de célula en las diferentes épocas del año..... | 23 |

ÍNDICE TABLAS

| | |
|--|----|
| Tabla 1. Valoración de las muestras. Clasificación en función del nº de los distintos tipos celulares..... | 19 |
| Tabla 2. Diferencias entre las diferentes épocas reproductivas relativas al tamaño folicular y presencia de cuerpos álbicans y cuerpos lúteos..... | 20 |
| Tabla 3. Diferencias en función la época del año respecto a la longitud de los oviductos y permeabilidad del conducto | 21 |
| Tabla 4. Diferencias en función de la época del año respecto a la cantidad de células, y presencia de células ciliadas, secretoras, inflamatorias y hematíes encontrados en las extensiones de fluido oviductal | 23 |
| Tabla 5. Diferencias en función de la época del año respecto a las adherencias oviductales y ováricas, engrosamiento oviductal, quistes para oviductales y quistes paraováricos..... | 26 |

ÍNDICE IMÁGENES

| | |
|--|----|
| Imagen 1. Imagen de un oviducto diseccionado..... | 7 |
| Imagen 2. Detalle de la unión ampulo-ístmica..... | 7 |
| Imagen 3. Caja de poliespán con genitales..... | 16 |
| Imagen 4. Material de disección..... | 16 |
| Imagen 5. Material de canulación..... | 16 |
| Imagen 6. Tinción Diff-Quick..... | 16 |
| Imagen 7. Separación del ovario y su oviducto del tracto genital..... | 17 |
| Imagen 8. Disección del oviducto..... | 17 |
| Imagen 9. Valoración actividad ovárica | 17 |
| Imagen 10. Valoración de la actividad ovárica..... | 17 |
| Imagen 11. Lavado del oviducto..... | 17 |
| Imagen 12. Lavado del oviducto..... | 17 |
| Imagen 13. Centrifugación del líquido obtenido tras los lavados..... | 17 |
| Imagen 14. Centrifugación del liquido obtenido tras los lavados..... | 17 |
| Imagen 15. Tinción con Diff Quick..... | 17 |
| Imagen 16. Valoración al microscopio..... | 17 |
| Imagen 17. Folículos 10-20mm. | 18 |
| Imagen 18. Folículos 20-30mm..... | 18 |
| Imagen 19. Folículos>30mm..... | 18 |
| Imagen 20. CA y CL..... | 18 |

| | |
|--|----|
| Imagen 21. Papila útero-túbarica teñida con azul de metileno..... | 18 |
| Imagen 22. Tubo Falcon 15mL con fluido oviductal..... | 18 |
| Imagen 23. Portaobjetos con extensión de fluido oviductal..... | 19 |
| Imagen 24. Espermatozoide, células ciliadas, células inflamatorias en época reproductiva..... | 22 |
| Imagen 25. Polimorfonucleares y células ciliadas con trasudado proteico..... | 24 |
| Imagen 26. Linfocito y hematíes con trasudado proteico..... | 24 |
| Imagen 27. Aglomeración celular..... | 24 |
| Imagen 28. Células ciliadas, linfocitos y hematíes..... | 24 |
| Imagen 29. Diferentes tipos de células con trasudado proteico abundante..... | 24 |
| Imagen 30. Aglomeración celular | 24 |
| Imagen 31. Neutrófilo..... | 24 |
| Imagen 32. Células ciliadas y células secretoras..... | 24 |
| Imagen 33. Células fusiformes de probable estirpe epitelial..... | 24 |
| Imagen 34. Adherencia ovárica..... | 26 |
| Imagen 35. Adherencia oviducto..... | 26 |
| Imagen 36. Adherencia oviducto..... | 26 |
| Imagen 37. Quiste infundibular..... | 26 |
| Imagen 38. Quiste paraovárico..... | 26 |
| Imagen 39. Engrosamiento oviducto..... | 26 |

ÍNDICE DE FIGURAS

| | |
|--|---|
| Figura 1. Estructura de un ovario de yegua..... | 5 |
|--|---|

1. RESUMEN

Las patologías oviductales y su influencia en la fertilidad de la yegua no han sido determinados de forma clara hasta el momento. La patología oviductal puede ser la causa de la subfertilidad en yeguas cuyas historias reproductivas mostraban fallos en la concepción sin patología reproductiva aparente, por lo que existen patologías o condiciones a nivel del oviducto que pueden ser decisivas para valorar la fertilidad de la yegua y por lo tanto merecen profundizar en su estudio. El objetivo final de este trabajo ha sido aumentar la información que se tiene sobre esta estructura reproductiva. Se ha trabajado con los oviductos de 56 yeguas procedentes del Matadero de Zaragoza (MercaZaragoza) y en ellos se han valorado la propia anatomía, su permeabilidad, el contenido oviductal y posibles patologías para establecer correlaciones entre la época del año y la celularidad del fluido oviductal, la incidencia de cada patología y la actividad folicular. El 88,13% de los oviductos analizados se mostraron permeables, 5,93% no lo fueron y otro 5,93% mostraron una permeabilidad parcial. Respecto a las patologías, el 7,62% de los oviductos presentaron adherencias en un plano transversal, el 23,72% de los oviductos presentó quistes paraoviductales y el 41,52% los presentó de forma paraovárica. La incidencia de engrosamientos oviductales observados fue muy baja (4,23%). Tras el análisis de los datos no podemos concluir que exista una correlación entre la permeabilidad oviductal y la época del año o la presencia de patologías.

ABSTRACT

The oviduct pathologies and their influence on the mare's fertility haven't been clarified yet. Oviduct pathology maybe the cause of subfertility in mares whose reproductive histories showed failure without an apparent reproductive pathology cause, indicating that there are conditions or pathologies referring to the oviduct that may be decisive in appreciating the mare's fertility and therefore deserve further study. The final objective was to increase the existing information about this reproductive structure. For this purpose 56 mares oviducts from Zaragoza's slaughterhouse (MercaZaragoza) were assessed, evaluating the oviduct anatomy, permeability, lumen content and possible pathologies, and relations have been established between the seasons of the year and cells in the lumen content, pathology incidence and follicular activity. The 88,13% of the analyzed oviducts were permeable, 5,93% weren't and 5,95% where partially permeable. Regarding pathology, 7,62% of the oviducts presented adherences, 23,72% had paraoviductal cysts and 41,52% had paraovarian cysts. The incidence of oviductal thickening is very low (4,23%). Before the analysis of the data, we can't conclude that there is a relation between oviductal permeability and the time of the year, neither with the presence of pathology.

2. INTRODUCCION

El oviducto en la hembra juega un papel muy importante a nivel reproductivo, puesto que en él se desarrollan acontecimientos fundamentales: el transporte de los gametos masculinos y femeninos, el mantenimiento de la reserva espermática, la finalización de la capacitación de los espermatozoides y la fecundación, así como las primeras divisiones del embrión mientras éste es transportado hasta el útero.

Anatómicamente podemos distinguir tres partes: infundíbulo, ampolla e istmo. En el caso de la yegua cabe resaltar la presencia de la papila útero tubárica. Esta estructura ejerce una función protectora, disminuyendo la incidencia de infecciones ascendentes asociadas a infertilidad. Además de las infecciones, pueden aparecer también otras patologías oviductales que implican problemas de subfertilidad o infertilidad, entre ellas la presencia de masas gelatinosas, que pueden suponer un problema para el transporte de los gametos o incluso del propio embrión. En hembras adultas pueden llegar a aparecer hasta en un 59%, mientras que en hembras jóvenes no es tan frecuente, sólo se dan en un 24%. Los quistes paraováricos intraepiteliales e infundibulares son otra patología habitual. Estas y otras patologías serán valoradas a continuación, así como la anatomía del oviducto, lo que nos facilitará su comprensión.

2.1. Consideraciones anatómicas y funcionales del ovario y oviducto de la yegua

El aparato reproductor en la hembra cumple diferentes funciones, entre las que se encuentran la producción, transporte y almacenaje de los gametos femeninos u ovocitos. La formación de los ovocitos tiene lugar en los ovarios, que también tienen funciones endocrinas, produciendo diferentes hormonas. Además de los ovarios, el aparato reproductivo cuenta con una parte tubular que transporta y almacena los gametos y está integrada por el oviducto, el útero y la vagina, que cumple una doble función, la de aceptar al macho durante la cópula y la de canal de parto.

Para entender la fisiología del oviducto es fundamental entender la del ovario, ya que éste es el responsable de la secreción de las hormonas que influenciarán la modificación de su epitelio y la secreción y composición del fluido oviductal a lo largo del ciclo (König y Liebich, 2011).

2.1.1. Ovario

En la yegua adulta, los ovarios tienen un tamaño de 4 a 8 cm en longitud, 3 a 6 cm de anchura y 3 a 5 cm de altura. Se localizan en la parte dorsal del abdomen, cráneo ventral a las alas del ilion en el plano de la quinta vértebra lumbar. Por lo general el ovario izquierdo se encuentra en una posición más caudal como resultado de la posición más caudal del riñón izquierdo durante el desarrollo (Samper, 2009).

La estructura del ovario de la yegua es inversa a la del resto de mamíferos: la zona medular (zona

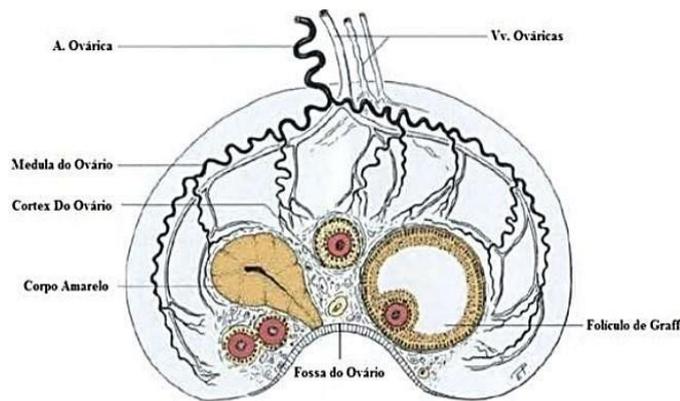


Figura 1: Estructura de un ovario de yegua (Adaptado de König y Liebich, 2011)

vascular), rica en vasos sanguíneos, rodea en forma de campana a la corteza del ovario, o zona parenquimatosa (Figura 1). En la corteza del ovario podemos encontrar diferentes estructuras, tales como folículos en sus distintos momentos de maduración, cuerpos lúteos o cuerpos albicans (König y Liebich, 2011).

Los folículos ováricos se desarrollan en la corteza del ovario de hembras sexualmente maduras y difieren entre sí por su tamaño, el tipo de ovocitos que contienen en su interior, el tipo de células que los conforman y la presencia o no de antro folicular. Conforme van evolucionando hacia la ovulación, el ovocito que contienen también va madurando, nuclear y citoplasmáticamente, hasta convertirse en un ovocito en metafase II listo para ser ovulado (Goudet, 2011). En la yegua el folículo ovulatorio alcanza un diámetro de 3-6cm (Dickson *et al.*, 1998), y es productor de estrógenos (E_2), hormonas que modificarán estructural y funcionalmente el tracto reproductivo preparándolo para una posible gestación. En el momento de la ovulación se producen una serie de procesos vasculares y enzimáticos de reestructuración que llevan a la formación de un sitio prefijado en la superficie del folículo, el estigma. En este lugar el folículo se rompe y se produce la ovulación, permitiendo la salida del ovocito, rodeado de las células foliculares y el contenido folicular. En este momento el ovocito es captado por el oviducto, por su parte infundibular (König y Liebich, 2011).

Tras la ovulación, el antro del folículo ovulado se llenará de sangre y la cavidad irá disminuyendo de tamaño a medida que el coágulo de sangre se organiza mientras acontece la luteinización, que incluye la morfogénesis estructural y funcional de las células de la granulosa del folículo a células luteales productoras de progesterona (P_4), formándose el cuerpo lúteo hemorrágico.

La degeneración del cuerpo lúteo se induce vía prostaglandinas ($PGF_{2\alpha}$), producidas en el útero cuando no hay reconocimiento embrionario y por tanto no se establece gestación. La cicatriz de un cuerpo lúteo regresado puede ser identificado en el ovario durante el final del diestro o el estro temprano y se denomina cuerpo albicans (Samper, 2009).

2.1.2 Oviducto

El oviducto es un órgano tubular que conecta el ovario con el útero (Aguilar *et al.*, 2012), siendo el oviducto de la yegua el más largo del de los mamíferos domésticos, alcanzando los 20cm y a veces incluso los 30cm (Getty, 1982). En él se distinguen diferentes regiones: infundíbulo, ampolla, unión ampulo-ístmica, istmo y unión uterotubárica (Imagen 1).

Esta diferenciación se basa en las características anatómicas e histológicas de cada zona (Mouguelar *et al.*, 2015). En la yegua y la perra la abertura que comunica con el útero, orificio uterino del oviducto, presenta una papila que supone una barrera contra las infecciones ascendentes (König y Liebich, 2011).

En su borde superior el **infundíbulo** cuenta con unas fimbrias irregulares, que en parte se encuentran adheridas al polo craneal del ovario, formando el borde craneal de la fosa de ovulación. El resto de las fimbrias y el infundíbulo se extienden sobre el borde ventral del ovario y cubren la fosa de ovulación (Samper, 2009), dándole forma de embudo. El oviducto está contenido en el mesosalpinx, un pliegue peritoneal de la capa lateral del ligamento ancho que forma una bolsa de apertura ventral en la superficie lateral del ovario (Kenney, 2010).

La **ampolla** en todas las secciones histológicas y en todas las fases reproductivas contiene múltiples pliegues epiteliales ramificados de diferente complejidad. El área luminal está ocupada mayormente por pliegues primarios, secundarios, terciarios y cuaternarios y su diámetro total es de 4-8mm. La **unión ampulo-ístmica** (Imagen 2), cuenta con estructuras cripticas de aspecto glandular en la base de sus pliegues primarios. El área luminal y el perímetroepitelial de este segmento es superior a la del **istmo**, que se define como la región que menor diámetro tiene y a su vez como el segmento más largo del oviducto (Mouguelar, 2015). Su diámetro total ronda los 2-3mm y cuenta con una capa muscular gruesa, que contiene pliegues mucosos cortos (Kenney, 2010).

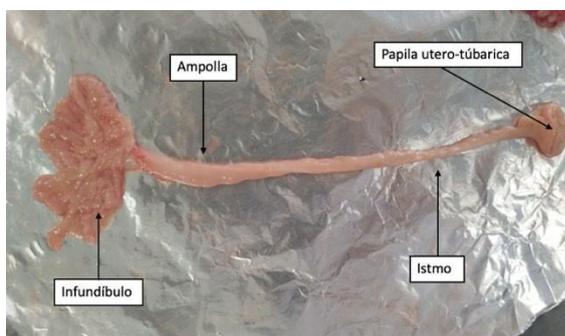


Imagen 1: Imagen de un oviducto disecionado



Imagen 2: detalle de la unión ampulo ístmica

El aporte vascular del oviducto deriva de ramas de las arterias ovárica y uterina (Leese, 1988). Por lo general las ramas de la arteria ovárica aportan vascularización al infundíbulo, ampolla y el istmo distal, mientras que el istmo proximal y la unión uterotubárica están vascularizadas por

ramas de la arteria uterina. Ambos sistemas arteriales se anastomosan. Con respecto a su inervación, la constituyen ramas simpáticas y parasimpáticas (Black, 1974; Pauerstein, 1974), considerándose el istmo como un esfínter noradrenérgico (Brundin, 1969). El sistema nervioso, además de participar en la contractibilidad del oviducto, también podría estar involucrado de alguna manera en la regulación de la formación de fluido oviductal: la adrenalina (agente del sistema nervioso simpático) actuaría como vasoconstrictor, impidiendo el aporte sanguíneo al oviducto, y cabría esperar que inhibiese la formación de fluido oviductal (Leese, 1988). Estos agentes pueden actuar alternativamente directamente sobre el oviducto para influenciar la secreción más incluso que los efectos a nivel vascular (Brunton, 1972).

2.1.3 Histología del oviducto

El oviducto consta de tres capas concéntricas: la capa más externa o **serosa**, compuesta por células musculares mesoteliales y no estriadas derivadas del ligamento ancho uterino; la capa media o **muscular** (miosálpinx), organizada de forma diferente en función de la especie (Muglia y Motta, 2001) y la capa interna o **mucosa** (endosálpinx), con un denso aporte linfático y vascular, con fibras nerviosas adrenérgicas, colinérgicas y peptidérgicas (Wrobel *et al.*, 1993). Toda la extensión de la mucosa tiene pliegues proyectados hacia la luz. La altura, anchura y distanciamiento de los pliegues mucosos es más pronunciado en la ampolla y la región infundibular. Esta capa interior está revestida por un epitelio simple columnar o pseudoestratificado, conteniendo células ciliadas y secretoras (Teilmann *et al.*, 2006; Kölle *et al.*, 2009). Como características de cada una, las células ciliadas presentan cilios y su función principal es facilitar el transporte de óvulos, espermatozoides y embriones a lo largo del oviducto, en colaboración con células intersticiales de Cajal presentes en la muscular (Dixon *et al.*, 2009). Las células secretoras cuentan con un retículo endoplasmático rugoso y un aparato de Golgi muy desarrollado y, por lo general, presentan unos gránulos apicales electrodensos con o sin microvillis. Estas células tienen la función de crear un microambiente óptimo para las funciones que se van a desarrollar en el oviducto: transporte de gametos, fecundación y desarrollo embrionario temprano (Gartner *et al.*, 2007). Están implicadas en la síntesis y liberación de diferentes tipos de moléculas, tales como proteínas, iones y carbohidratos, que se disuelven en el fluido oviductal junto con el trasudado plasmático (Willis *et al.*, 1994; Saridogan *et al.*, 1996; Leese *et al.*, 2001; Hugentobler *et al.*, 2010; Killian, 2011). El líquido oviductal producido en cada tramo del oviducto será diferente, adecuándose a las necesidades de cada momento. Las células ciliadas son las predominantes a lo largo del tracto del oviducto, y el segmento con menos células ciliadas es el istmo y la que más contiene sería la ampolla. Las células no ciliadas, se caracterizan por tener proyecciones apicales con *microvilli*, están presentes

también en todo el oviducto, aunque con mayor presencia en la ampolla y decreciendo progresivamente hacia el istmo (Desantis *et al.*, 2011). Las células ciliadas tienen núcleos redondos, mientras que las células no ciliadas tienen el núcleo elongado de contorno irregular y con un nucleolo evidente, además se diferencia la densidad del citoplasma de las células, que cambia en función de cada tipo de célula y también en función del tramo en el que se encuentren (Desantis *et al.*, 2011).

Comentar además que se han descrito algunas particularidades respecto al oviducto equino, como la presencia de masa de células-colágeno (Aguilar *et al.*, 1997; Lantz *et al.*, 1998), tejido trabeculado conectivo dividiendo el lumen (Aguilar *et al.*, 2012) y las estructuras glanduliformes en la mucosa (Aguilar y Reyley, 2010).

2.1.4 Funciones del oviducto

El oviducto de los mamíferos juega un papel crucial en la preparación de gametos para la fecundación (transporte y maduración final) y en la fecundación en sí (Goudet, 2011). Además en la especie equina, se han descrito algunas particularidades, como el desarrollo selectivo del transporte embrionario (Betteridge *et al.*, 1979; Weber *et al.*, 1991).

El contacto íntimo y específico entre ambos gametos y el epitelio del tracto reproductivo femenino parece ser de particular importancia en la especie equina. De hecho, en la mayoría de las especies mamíferas, la producción y evolución de embriones hasta la etapa de blastocisto son reproducibles *in vitro* sin el soporte de las secreciones de las células oviductales. Sin embargo, en la especie equina las ratios de la fertilización *in vitro* y el desarrollo de los embriones se mantienen bajas (Palmer *et al.*, 1991; Dell'Aquila *et al.*, 1996; Alm *et al.*, 2001; Hinrichs *et al.*, 2002; McPartlin *et al.*, 2009).

Cuando ocurre la ovulación, el complejo *cúmulus* ovocito es recogido por el infundíbulo y se desliza sobre su superficie para acabar en la ampolla, donde se producirá la fertilización. No obstante, hay estudios en la yegua que muestran que los espermatozoides se unen preferentemente en la mucosa ístmica y no tanto en la ampolla (Thomas *et al.*, 1994). Hay que reflejar también, que muchas evidencias muestran que el ovocito equino debe de someterse a una maduración final en el medio ambiente oviductal, definidos como cambios pre-fertilización (Goudet, 2011).

El transporte de gametos en el oviducto depende de una combinación de acciones ciliares, contracciones musculares y corrientes de fluido, pero la importancia relativa a cada uno de ellos en el oviducto equino no está clara. Ball (1996), demostró que la actividad ciliar era mayor en la ampolla comparada con el istmo. En la yegua el modo en que se transportan los gametos parece ser único frente al resto de los animales domésticos, ya que los ovocitos no fertilizados

generalmente son retenidos en el oviducto, donde degeneraran en un periodo de varios meses, mientras que los óvulos fertilizados son transportados al útero (Betteridge y Mitchell, 1974; Betteridge y Mitchell, 1975; David, 1975; Onuma y Ohnami, 1975).

Respecto a los espermatozoides, una vez en el istmo se unen a las células epiteliales ciliadas. Este proceso parece ser mediado por los residuos carbohidraticos presentes en el epitelio oviductal y las proteínas parecidas a lecitina en la cabeza de los espermatozoides (Suárez, 2002). La liberación de esperma esta modulada por el ciclo estral de la hembra durante el periodo peri ovulatorio (Suárez, 2008). Está probablemente relacionado a la posible existencia de una señalización desconocida entre el complejo cúmulus-ovocito y las células oviductales (Kölle *et al.*, 2009) y con los niveles de P₄ (Bureau *et al.*, 2002). La liberación puede ser debida a una pérdida de proteínas relacionadas con la unión del esperma y el oviducto (Coy *et al.*, 2012).

Finalmente, para que la fecundación ocurra hay que tener en cuenta que deben darse varios procesos biológicos regulados por los E₂ y la P₄ secretados por el ovario. Estas hormonas orquestan una serie de cambios vía genómica y no genómica en el epitelio oviductal afectando a la expresión génica, proteoma y secreción de sus células dentro del fluido oviductal (Coy *et al.*, 2012).

2.1.5 Cambios en la mucosa oviductal en función de la fase reproductiva

La yegua es una hembra poliéstrica estacional de días largos. Sus ciclos reproductivos tienen una duración de 21 días, que comprende una fase folicular (estro) y una fase luteal (interestro), determinadas por el momento de la ovulación. La mucosa del oviducto sufre una serie de cambios a lo largo de estas fases reproductivas, que responden a los cambios en las concentraciones estrógenos (E₂) y progesterona (P₄) a lo largo del ciclo estral (Mouguelar *et al.*, 2015). La regulación de la actividad muscular y secretora del oviducto para un óptimo transporte de gametos y embriones está influenciada por los estrógenos ováricos, los nervios adrenérgicos, el óxido nitroso, la oxitocina, las prostaglandinas y la citokina TNFa entre otros. El oviducto ha demostrado ser un órgano muy sensible a los cambios locales de concentración de P₄ y 17β estradiol, afectando a las capacidades esteroideogénicas del oviducto y a la expresión de receptores de P₄ (Nelis *et al.*, 2016). Durante el ciclo estral se producen cambios histológicos, tales como la altura de las células o la proporción de células ciliadas y no ciliadas, así como la presencia de gránulos secretores (Aguilar y Reyley, 2010). En la ampolla, la cantidad de células ciliadas desciende en la fase anovulatoria (anoestro) comparada con el resto de las fases. Las protrusiones nucleares de las células secretoras están más presentes durante el diestro y el anoestro frente a otras fases (Aguilar *et al.*, 2012).

La mayoría de estos cambios se piensa que ocurren en respuesta a las variaciones en la concentración de esteroides ováricos, que a su vez implican cambios en la composición de las secreciones oviductales.

2.1.6 Fluido oviductal

El fluido oviductal es una mezcla compleja de iones, aminoácidos, glúcidos, proteínas y lípidos. Es principalmente una mezcla del trasudado de plasma sanguíneo y el producto de secreción de las células no ciliadas del epitelio oviductal (Coy *et al.*, 2018; Saint-Dizier *et al.*, 2019), siendo esta secreción mayor durante la fase folicular, bajo la estimulación de los E₂ y la hormona luteinizante, LH (Verhage *et al.*, 1990; Abe, 1996).

Dentro de la composición oviductal encontramos lactato, glucosa o piruvato. Todos ellos resultan buenos sustratos energéticos para los espermatozoides. Sin embargo, su relevancia *in vivo* es discutida debido a que durante la mayor parte del tiempo que pasan en el oviducto, los espermatozoides se encuentran inmóviles en el istmo unidos al epitelio formando el reservorio espermático (Suárez, 2016). El 75% del lactato presente en el oviducto lo generan las propias células del oviducto, el 25% restante proviene del filtrado del plasma sanguíneo (Leese, 1980). Su concentración es superior en el istmo con respecto a la ampolla (David *et al.*, 1969).

También encontramos P₄ y prostaglandinas (Pg). La P₄ tiene numerosos efectos sobre el espermatozoide dependiendo de la dosis, es un quimioatrayente que promueve la capacitación y la hiperactivación, y en concentraciones más elevadas induce la reacción acrosómica en espermatozoides capacitados (Alasmari *et al.*, 2013; Gimeno-Martos *et al.*, 2017). En cuanto a las Pg, se han detectado Pgl₂, PGE₂ y PGE₂α en el fluido folicular de yegua (Pinto-Bravo *et al.*, 2017). Las Pg tienen un papel inmunomodulador (Marey *et al.*, 2014; Yousef *et al.*, 2016) y pueden participar en el transporte de gametos y embriones en el oviducto al regular la contractibilidad de la musculatura lisa (Wanggren *et al.*, 2008) y la frecuencia del batido ciliar (Weber *et al.*, 1991; Hermoso *et al.*, 2001; Ezzati *et al.*, 2014).

Además de las secreciones producidas por el propio oviducto, como componentes minoritarios pueden estar presentes una pequeña fracción que proviene del fluido folicular tras la ovulación, procedente de la ruptura de los folículos ováricos. También pueden entrar cantidades simbólicas de fluido uterino en caso de reflujo a través de la unión útero-tubárica, e incluso fluidoperitoneal en las especies con bolsa ovárica abierta (Leese, 1988).

Hay que tener en cuenta además, de unido a todo lo comentado al respecto de la composición del fluido oviductal, debido a los cambios interregionales y temporales en la temperatura del oviducto, y a los cambios promovidos por hormonas en la secreción de proteínas por el epitelio oviductal, en el oviducto se forman gradientes de viscosidad en el período peri-ovulatorio. Este

hecho condiciona el movimiento del flagelo del espermatozoide y su motilidad progresiva, dando lugar además a un entorno *in vivo* completamente diferente para la fecundación a las condiciones *in vitro*, en las que el medio posee una viscosidad homogénea (Hunter *et al.*, 2011). El calcio se ha demostrado que puede ver su concentración aumentada cuando hay temperaturas cálidas (Campbell *et al.*, 1979). La viscosidad promedio del fluido folicular es similar a la del plasma sanguíneo, 1.8 mPa/kg (Menezo y Guerin, 1997) aunque su composición difiere, ya que contiene valores superiores de K^+ y HCO_3^- , (Visconti, Bailey, *et al.*, 1995; Visconti, Moore, *et al.*, 1995). La concentración del fósforo inorgánico en el líquido del oviducto es inferior a la concentración plasmática. La concentración de magnesio en el líquido del oviducto es de 2 a 5 veces superior a la concentración plasmática media. Aún se desconoce la importancia de estos electrolitos y los cambios en sus concentraciones, pero parece que el magnesio puede ser necesario en niveles relativamente altos ya que cuenta con un nivel superior al de la sangre (Campbell *et al.*, 1979).

2.2. Patologías del oviducto

2.2.1 Adherencias oviductales

Las adhesiones del oviducto están presentes en aproximadamente el 50% de los tractos reproductivos recuperados en yeguas de matadero (Vandeplassche y Henry, 1977; Saltiel *et al.*, 1986). Comúnmente suelen asociarse al infundíbulo, pero también pueden encontrarse de forma transoviductal. La mayoría son tiras finas probablemente relacionadas con la pérdida de sangre asociadas a la ovulación (Stangroom y Weevers, 1962).

En un estudio realizado por Medenbachl *et al.* (1999), aproximadamente el 50% de las yeguas examinadas contaban con unas fibras delgadas de tejido conectivo, mayormente bilaterales, que unían el ovario con las fimbrias del oviducto que se proyectan hacia el oviducto. En ningún caso observaron que estas adhesiones bloquearan el infundíbulo.

No está claro que las adhesiones tengan un efecto negativo sobre la captación del ovocito, transporte y su fertilización, ya que en un estudio realizado por Saltiel *et al.* (1986), el 72% de las yeguas que tenían adhesiones resultaron preñadas. El origen es desconocido, pero hay autores que sugieren que los ataques cólicos frecuentes, procesos inflamatorios peritoneales o las hemorragias postovulatorias pueden llevar a estas adhesiones. También se ha incluido la migración por *Strongylos Edentatus* como causa de inflamación infundibular y posterior adhesión (Medenbachl *et al.*, 1999).

2.2.2 Quistes intraepiteliales

En un estudio realizado en 1999, Medenbachl *et al.* (1999) mostraron que la mayoría de las hembras (66,6%) presentaban una marcada presencia de quistes intraepiteliales. Por lo general estos se presentaron bilateralmente. Estos quistes se encuentran frecuentemente en la ampolla, pero no en el istmo. Solo pueden ser categorizados histológicamente. Suelen estar localizados en el epitelio, a lo largo del mismo o en la base de los pliegues mucosos. El diámetro varía de 10 a 100 micrómetros.

2.2.3 Quistes paraováricos o infundibulares

El tipo de quiste más común asociado con el ovario en la yegua son los pequeños y múltiples quistes paraováricos. Habitualmente estos se encuentran en la porción fimbriada del oviducto y en principio no interfieren con la fertilidad. Estos quistes son por lo general remanentes de los túbulos o ductos mesonéfricos y paramesonéfricos. Podríamos pensar que estos quistes obstaculizaran la luz del oviducto, pero las oclusiones del oviducto en la yegua son extremadamente raras. No obstante, sí hay estudios que recogen esta situación de oclusión. Blue en 1985 realizó diferentes recogidas de embriones en los oviductos ipsilaterales al ovario ovulado en yeguas con presencia de estos quistes sin resultados, por lo que se puede suponer que la presencia de estos quistes sí podría afectar alguno de los procesos que tienen lugar en el oviducto y por tanto a la fertilidad. Por otro lado, se ha visto que la presencia de quistes paraováricos lo suficientemente grandes para desplazar las fimbrias de una posición adecuada respecto al ovario pueden afectar la fertilidad, ya que pueden provocar una ovulación en la cavidad abdominal (Griffin *et al.*, 2002).

2.2.4 Masas de colágeno

Una de las posibles causas de retención de ovocitos en el oviducto de la yegua, es la presencia de masas globulares, que podrían impedir su paso, igual que el de los embriones que resulten de la fecundación (van Niekerk y Gerneke, 1966; W. Steffenhagen *et al.*, 1972a; W. P. Steffenhagen *et al.*, 1972b; Betteridge y Mitchell, 1974, 1975; J. S. E. David, 1974; Onuma y Ohnami, 1975; van Niekerk, 1976; Vandeplassche y Henry, 1977; Tsutsumi *et al.*, 1979; K. Liu *et al.*, 1990.). Estas masas globulares se encuentran comúnmente en el oviducto de yeguas fértiles y tienden a estar presentes en la ampolla, junto a su unión con el istmo (Kenney, 2010).

En un estudio realizado por Medenbachl *et al.* (1999) se determinó que la mitad de las yeguas examinadas tenían masas eosinofílicas de tamaño variable en el oviducto, generalmente de forma unilateral. Estas masas suelen localizarse cerca de la unión ampulo-ístmica y consisten en haces de fibras arremolinadas. No están conectadas al epitelio y frecuentemente distienden el

lumen. Normalmente, estas masas van asociadas a una ovulación reciente, donde parte del tejido conectivo y fluido folicular rico en proteínas pasa al oviducto, donde es retenido y a su alrededor se genera la síntesis de colágeno (Lantz *et al.*, 1998). En estas masas están además del colágeno tipo I (Liu *et al.*, 1990) y las células degeneradas, también están presentes mucopolisacáridos neutrales (Onuma y Ohnami, 1975). La acumulación intraluminal de estas masas puede resultar en una oclusión permanente de la luz oviductal, causando retención de ovocitos e interfiriendo en las olas de actividad ciliar (Lantz *et al.*, 1998). En estos casos en los que falla la permeabilidad de los oviductos, se ha propuesto el flushing oviductal como tratamiento, con el objetivo de limpiar el oviducto de estas posibles masas de células y colágeno que puedan estar obstaculizando el canal (Betteridge y Mitchell, 1974; J. S. David, 1975; Flood *et al.*, 1979; Kenney, 2010; Liu *et al.*, 1990; Saltiel *et al.*, 1986; W. P. Steffenhagen *et al.*, 1972a; Zent *et al.*, 2010). Otro tratamiento para la infertilidad relacionada con el oviducto es la aplicación de gel de PGE₂ vía laparoscópica en la superficie oviductal (Allen *et al.*, 2006; Ortis *et al.*, 2013; Weber *et al.*, 1991a, 1991d).

2.2.5 Patologías inflamatorias y tumorales

La salpingitis se define como la inflamación del oviducto. Se ha descrito en varias hembras domésticas, como la cerda (Wilson *et al.*, 1949) o la vaca (McEntee, 1990), viéndose comprometida su fertilidad. Esta patología es raramente diagnosticada en yeguas y no resulta en un engrosamiento visible del oviducto como en otras especies (Bennett *et al.*, 2002). Es más habitual encontrarla conforme la hembra va aumentando de edad, y así se ha comprobado en piezas de matadero (Saltiel *et al.*, 1986). La salpingitis ocurre comúnmente en yeguas como resultado de un proceso no oclusivo, infiltrativo y ocasionalmente exudativo caracterizado por una infiltración linfocítica marcada difusa o focalmente en el epitelio y lamina propia (Vandeplassche y Henry, 1977).

La infiltración linfocítica en la región ámpulo-infundibular es más evidente en yeguas no preñadas que en yeguas preñadas, sugiriendo que estas lesiones pueden influenciar la capacidad de las yeguas para quedar preñadas (Saltiel *et al.*, 1986). No obstante, no es una casuística habitual en la yegua (Medenbachl *et al.*, 1999). Las infiltraciones linfocíticas en el oviducto no siempre están acompañadas de infiltración uterina. Miragaya *et al.* (1997) determinaron que no se encontraron coeficientes de correlación significativos en cuanto al grado de células inflamatorias en el oviducto y en el endometrio. Estos resultados permiten afirmar que la papila uterotubárica demuestra competencia para separar la luz del útero y el oviducto en la yegua, actuando de barrera frente al ascenso de las infecciones uterinas al oviducto. Por otro lado, el origen de la salpingitis podría provenir también de enfermedades no reproductivas originadas en la cavidad abdominal (Saltiel *et al.*, 1986).

La zona más frecuentemente afectada es la región del oviducto más alejada del útero (Blue, 1985).

Se observa que aquellas yeguas que tienen infiltración eosinofílica asociada a salpingitis son positivas a tinción para antígeno clamidial (Fiala-Rechsteiner *et al.*, 2015). A pesar de lo que se podría pensar, y a diferencia de otras especies, la salpingitis en la yegua no es obstructiva. De hecho, se cree que la infertilidad inducida por clamidia puede llegar a llevar a procesos inflamatorios inmunomediados en los oviductos. Esto unido a la degeneración epitelial causada por la propia infección clamidial puede ser lo que genere la muerte embrionaria temprana (Medenbachl *et al.*, 1999).

Una forma más severa de enfermedad inflamatoria pélvica es el *pyosalpinx*. En este caso lo que ocurre es que el oviducto se llena de pus a raíz de una infección ascendente o adyacente. Pueden verse además complicados por la presencia de abscesos pélvicos. Podría llegar a confundirse con el *hydrosalpinx*, que es una dilatación o distensión del oviducto en presencia de una oclusión distal. El diagnóstico diferencial se establecerá mediante ecografía (Kim *et al.*, 2015). El hidrosálpinx causa ratios de preñez e implantación embrionaria más bajos. También produce altos ratios de preñeces ectópicas y abortos (Ng y Cheong, 2019).

Por último, comentar una patología tumoral, el cistoadenoma paraovárico, que es un tumor benigno del ovario que derivada del epitelio superficial y es de tamaño variable. Macroscópicamente es un tumor de contenido líquido similar al suero, de superficie lisa y vasos prominentes (Zenteno Salazar *et al.*, 2022).

3. JUSTIFICACIÓN Y OBJETIVOS

El oviducto cumple una función de vital relevancia de cara a que la reproducción de la hembra se lleve a cabo con éxito. Posiblemente algunos fallos reproductivos puedan deberse a problemas oviductales y sin embargo y a pesar de su gran importancia, no hay demasiados estudios sobre las patologías oviductales.

Es por ello, que el **objetivo** de este trabajo ha sido determinar la incidencia de patologías en el oviducto y su repercusión en la permeabilidad oviductal a partir de tractos reproductivos recogidos en matadero.

4. MATERIALES Y METODOS

4.1. Revisión Bibliográfica

Se realizó una revisión bibliográfica sobre la fisiología, anatomía, histología, histopatología y patologías del aparato genital en las hembras equinas mediante la literatura científica disponible. Para ello, se utilizaron las bases de datos:

- Pubmed (<https://pubmed.ncbi.nlm.nih.gov/>)
- Alcorze (<https://biblioteca.unizar.es/>)
- Science Direct (<https://www.sciencedirect.com/>)

Se han realizado búsquedas tanto en español como inglés para ampliar la búsqueda, con palabras clave como “oviduct”, “fallopian tube”, “uteri”, “pathology”, “histopathologic”, “ovary”, “equine” y “mare”. Se han usado operadores booleanos que conectan las palabras de búsqueda para estrechar o ampliar los resultados. Los operadores booleanos básicos usados han sido: AND, OR y NOT. Se ha tratado de centrar la búsqueda en los últimos 10 años.

4.2. Material

4.2.1 Material Biológico

El trabajo se ha desarrollado utilizando los tractos reproductivos de 56 yeguas sacrificadas en el Matadero Municipal de Zaragoza (Mercazaragoza).

El historial clínico reproductivo, edad y raza eran desconocidas. Se trasladaron al laboratorio en un periodo inferior a una hora a temperatura ambiente, en una caja de poliespán (Imagen 3). Se recogieron muestras a lo largo de todo el año, disponiendo por tanto de tractos reproductivos en las diferentes épocas reproductivas.



Imagen 3. Caja de poliespán con genitales

4.2.2. Material de laboratorio

El material de laboratorio tanto fungible como inventariable ha sido el habitual para este tipo de procedimientos. Se contó con el instrumental quirúrgico necesario para llevar a cabo las disecciones del oviducto (Imagen 4) y para realizar los lavados oviductales (Imagen 5), así como con el material necesario para llevar a cabo la preparación de las extensiones del fluido oviductal a valorar: centrifuga para el procesado de las muestras, batería de tinción Diff Quick (Imagen 6) y microscopio de contraste de fases para la valoración de las citologías.



Imagen 4: material de disección



Imagen 5: material de canulación



Imagen 6: Tinción Diff-Quick

4.3. Métodos

Para realizar el estudio del oviducto se estableció un protocolo de trabajo siguiendo el orden siguiente (Imágenes 7-16):

1º. Separación del ovario y su oviducto del tracto genital, seccionando la zona apical de cada cuerno uterino (Imagen 7)



Imagen 7

2º. Disección del oviducto y toma de medidas del oviducto una vez extendido (Imagen 8)



Imagen 8

3º. Valoración de la actividad ovárica del ovario ipsilateral a cada oviducto (Imágenes 9 y 10)

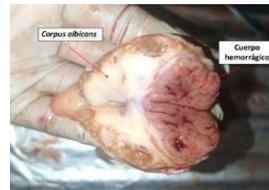


Imagen 9



Imagen 10

4º. Lavado del oviducto (Imágenes 11 y 12)



Imagen 11



Imagen 12

5º. Centrifugación del líquido obtenido tras el lavados (Imágenes 13 y 14)



Imagen 13

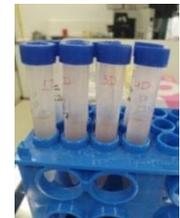


Imagen 14

6º. Tinción con Diff Quick y valoración en Microscopio (Imágenes 15 y 16)



Imagen 15

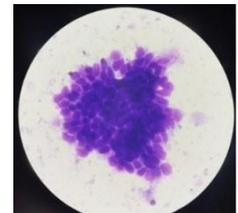


Imagen 16

4.3.1. Valoración de la actividad ovárica

Se analizaron los ovarios macroscópicamente. Para ello se anotó la presencia de folículos, cuerpos lúteos y cuerpos albicans. En el caso de los folículos se anotó su número y el diámetro que presentaba cada uno de ellos. Dada la anatomía invertida del ovario de la yegua, en numerosas ocasiones fue necesaria la sección del ovario para determinar qué tipo de estructura estaba presente.

Para determinar la actividad ovárica se hizo una clasificación folicular en base al diámetro que los folículos presentaban: 10-20mm, 20-30mm y superior a 30mm (Imágenes 17, 18 y 19), también se valoró la presencia de cuerpos lúteos (CL) y cuerpos álbicans (CA) (Imagen 20).



Imagen 17.
Folículos 10-20 mm

Imagen 18.
Folículos 20-30 mm

Imagen 19.
Folículos >30 mm

Imagen 20. CA y CL

4.3.2. Lavado del oviducto

Previo al lavado del oviducto fue precisa la disección del mismo, desde el infundíbulo hasta el inicio del cuerno uterino, donde se encuentra la papila uterotubárica (Imagen 21).

Los oviductos se canalizaron a través del infundíbulo con la ayuda de una aguja de insuflación 14G, fijándolo con la ayuda de una pinza hemostática para evitar pérdidas de medio de lavado, y perfundiendo solución salina coloreada con azul de metileno (5%), para favorecer la visualización del recorrido del oviducto.

A continuación, con la ayuda de una jeringa se perfundían 10 ml de solución de lavado, que se recogía en una placa Petri y a continuación el líquido se pasaba a un tubo Falcón de 15 ml (Imagen 22).



Imagen 21. Papila uterotubárica teñida con azul de metileno

Imagen 22. Tubo Falcon 15mL con fluido oviductal

4.3.3. Preparación y valoración de las extensiones citológicas

Las muestras resultantes del lavado oviductal se sometían a una centrifugación de 300 FCR durante 10 minutos, con el fin de concentrar todas células en el sedimento y poder realizar la extensión con el mismo. Las extensiones se secaron al aire y posteriormente se procedió a su tinción, utilizando panóptico rápido, conocido también como Diff Quick.

La valoración de las muestras se llevó a cabo en un microscopio Leica DM 2500LED, valorando 3 campos por porta y utilizando el objetivo de 40X. Las muestras, en cada uno de los criterios valorados se clasificaron cualitativamente en 4 categorías: 1/2/3/4, en función de que tuvieran menor o mayor presencia de la tipología celular.

La valoración se hizo en función del número de células presentes en 3 campos representativos de manera que se tuviera en cuenta los 3 tercios de la muestra (Imagen23)

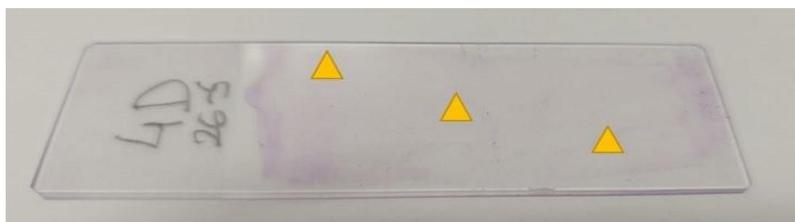


Imagen 23. Portaobjetos con extensión de fluido oviductal. Los triángulos indican las zonas que se tuvieron en cuenta para realizar el recuento celular.

Tabla 1: Valoración de las muestras. Clasificación en función del nº de los distintos tipos celulares

| | 1 | 2 | 3 | 4 |
|------------------------------------|------|--------|---------|------|
| Cantidad de células | 0-50 | 50-100 | 100-200 | >200 |
| Presencia de células ciliadas | 0-20 | 20-60 | 60-150 | >150 |
| Presencia de células escamosas | 1-10 | 10-20 | 20-40 | >40 |
| Presencia de células inflamatorias | 1-10 | 10-20 | 20-40 | >40 |
| Presencia de hematíes | 1-50 | 50-150 | 150-300 | >300 |

4.3.4. Estudio Estadístico

El análisis estadístico se realizó con el paquete estadístico IBM SPSS Statistics versión 22.0. Se calcularon las tablas de contingencia y se analizaron con la prueba de razón de verisimilitudes. Para el resto de las variables se realizó la prueba de Kruskal- Wallis y se aplicó la Prueba de Mann-Whitney por parejas donde se evidenciaron las diferencias significativas ($p < 0,005$) entre las distintas medias.

Finalmente se calculó el coeficiente de correlación de Spearman (coeficiente rho), para establecer las correlaciones entre la actividad ovárica y la presencia de los diferentes tipos de células en oviducto.

5. RESULTADOS Y DISCUSIÓN

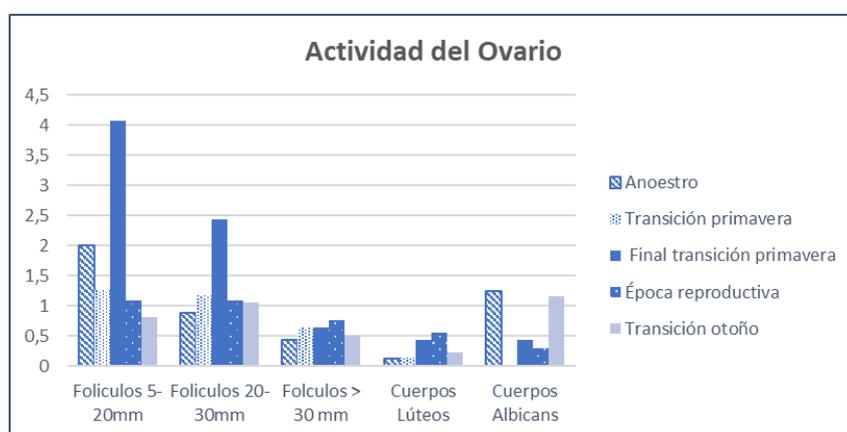
5.1 Actividad ovárica

Las yeguas son reproductoras de días largos, por lo que sufren un anoestro estacional durante las épocas de días cortos. Durante la temporada reproductiva los ciclos duran alrededor de 22 días, con 5-7 días de estro. En cada ciclo se desarrollan de una a dos ondas foliculares, en las cuales el folículo preovulatorio alcanzará un tamaño de aproximadamente 40mm (Aurich, 2011). Además, en esta especie, se observan los periodos transicionales de primavera y otoño que preceden a la estación reproductiva y al anoestro respectivamente.

Uno de los parámetros estudiados en este trabajo ha sido la actividad ovárica encontrada a lo largo de las diferentes épocas reproductivas durante el año (Tabla 2. Gráfica 1).

Tabla 2. Diferencias entre las diferentes épocas reproductivas relativas al tamaño folicular y presencia de cuerpos álbicans y cuerpos lúteos (Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas ($p < 0,05$))

| Fase | N | Folículos 5-20mm | Folículos 20-30mm | Folículos > 30 mm | Cuerpos Lúteos | Cuerpos Albicans |
|----------------------------|----|--------------------------|-------------------|-------------------|---------------------------|--------------------------|
| | | Media ± D. típica | Media ± D típica | Media± D. típica | Media± D. típica | Media± D. típica |
| Anoestro | 16 | 2± 3,011 ^b | 0,88± 1,147 | 0,44± 0,814 | 0,13± 0,342 ^a | 1,25± 1,125 ^b |
| Transición primavera | 22 | 1,27± 1,609 ^b | 1,18± 2,085 | 0,64± 0,902 | 0,14± 0,468 ^a | 0± 0 ^a |
| Final transición primavera | 14 | 4,07± 3,316 ^a | 2,43± 2,311 | 0,64± 0,497 | 0,43± 0,852 ^{ab} | 0,43± 0,646 ^a |
| Época reproductiva | 34 | 1,09± 1,712 ^b | 1,09± 1,379 | 0,76± 1,046 | 0,56± 0,705 ^b | 0,29± 0,462 ^a |
| Transición otoño | 32 | 0,81± 1,12 ^b | 1,06± 1,014 | 0,5± 0,672 | 0,22± 0,42 ^{ab} | 1,16± 1,11 ^b |
| P-Value | | 0,001 | 0,104 | 0,55 | 0,023 | 0,001 |



Gráfica 1. Comparación de la actividad folicular en las diferentes épocas del año

Se observaron diferencias significativas para los **folículos de 5 a 20 mm**, siendo al final de transición de primavera donde el número ha sido mayor. Esto puede deberse a que el periodo transicional de primavera se caracteriza por desarrollar de 1 a 3 olas foliculares anovulatorias antes de que ocurra la ovulación, de ahí la presencia de estos folículos, siendo el factor más importante para iniciar la ciclicidad el incremento pronunciado y repetido de LH circulante requerida para el crecimiento del folículo dominante después de la desviación (Donadeu y Watson, 2007). Estos folículos presentan una vascularización más pobre y una deficiencia en la producción de factores locales como estrógenos, inhibina o factor de crecimiento folicular parecido a la insulina (IGF-1) asociados con la desviación folicular en yeguas, y por lo tanto con la capacidad ovulatoria (Donadeu y Pedersen, 2008).

También se observaron diferencias significativas en cuanto a los **cuerpos lúteos (CL)**, siendo mayor su presencia en época reproductiva. Esto se debe a que durante la época reproductiva se producen un mayor número de ovulaciones en comparación con el resto de épocas, debido a la

aparición de picos de LH circulante. Al igual que durante la estación ovulatoria, la LH sistémica es necesaria para el crecimiento ulterior del folículo dominante tras el inicio de la desviación (Ginther, 2000). Por otro lado, el que estén menos presentes en la época no reproductiva se debe a los cambios hormonales relacionados con la GnRH. Al tratarse de una hembra estacional, cuando los niveles de GnRH se mantienen bajos, como ocurre en la época no reproductiva, se ve reducido también el crecimiento folicular y no se producen ovulaciones y por tanto no tendremos CL (Ginther, 1992).

En cuanto a los **cuerpos álbicans** (CA), se observó una mayor presencia en anoestro y en el periodo transicional de otoño. El CA es la evolución de CL (Hughes *et al.*, 1980). Durante la transición de otoño, una estimulación inadecuada de gonadotropinas en el diestro temprano parece ser un evento crítico que puede provocar un desarrollo folicular subóptimo y aciclicidad (Aurich, 2011).

Al comparar ambos **ovarios**, derecho e izquierdo, para observar si existía diferencias en la actividad ovárica según el momento del año, sólo se encontraron diferencias significativas ($p=0,008$) en anoestro en relación a la presencia de cuerpos álbicans, siendo el ovario izquierdo donde se observaba un mayor número de ellos ($1,69\pm 1,195$) frente al derecho ($0,63\pm 0,719$). Esto puede ser debido a que se ha sugerido que las ovulaciones ocurren en mayor proporción en el ovario izquierdo (Hughes *et al.*, 1980).

5.2 Permeabilidad oviductal

Tras la disección de los oviductos se procedió a medir su longitud y valorar su permeabilidad. Para determinar si eran permeables o no, se observó si la papila uterotubárica se habían teñido tras el lavado oviductal, ya que el medio de lavado era coloreado para determinar fácilmente su salida por la papila en caso de que llegara. Los resultados quedan recogidos en la Tabla 3.

Tabla 3. Diferencias en función la época del año respecto a la longitud de los oviductos y permeabilidad del conducto (Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas ($p<0,05$))

| Fase | N | Oviductos-Longitud | Permeabilidad | | |
|----------------------------|----|---------------------------------|--------------------|--------------------|--------------------|
| | | Media \pm D. típica | No | Parcial | Sí |
| Anoestro | 16 | 21,81 \pm 3,103 ^c | 0% ^b | 0% ^c | 100% ^a |
| Transición primavera | 22 | 19,09 \pm 2,653 ^a | 9,1% ^b | 31,8% ^a | 59,1% ^b |
| Final transición primavera | 14 | 21,57 \pm 2,954 ^{bc} | 14,3% ^a | 0% ^c | 85,7% ^a |
| Época reproductiva | 34 | 19,21 \pm 2,568 ^a | 5,9% ^b | 2,9% ^b | 91,2% ^a |
| Transición otoño | 32 | 20 \pm 2,3 ^{ab} | 12,5% ^a | 0% ^c | 87,5% ^a |
| P-Value | | 0,009 | 0,001 | | |

Analizando la **permeabilidad** en función de la época, pudimos observar que el periodo de menor permeabilidad correspondía al periodo transicional de primavera. El bloqueo oviductal se considera la causa más probable de infertilidad inexplicada en yeguas (Inoue y Sekiguchi, 2018). Independientemente de la época del año, ocasionalmente se encuentran yeguas que fallan constantemente en quedarse preñadas cuando son cubiertas o inseminadas con semen fértil en ausencia de patologías identificables en las estructuras y funciones de su aparato reproductivo. Se ha hipotetizado que los oviductos se pueden ver temporalmente bloqueados por la acumulación de masas oviductales que aparecen de forma natural y que pueden interferir en el transporte óptimo de los espermatozoides o de los embriones (Allen *et al.*, 2006).

5.3. Citología oviductal

Los criterios que se siguieron para la evaluación de las citologías fueron: cantidad de células y presencia de células inflamatorias, ciliadas, epiteliales escamosas y hematíes. Estos criterios se valoraron con una escala de 1 a 4 en función de la cantidad aproximada observada (Imágenes 34 a 42). En cuanto a la variedad de células encontradas, en función de la época del año observamos diferencias significativas ($P < 0,05$) en la cantidad de células y la presencia de células escamosas, inflamatorias y hematíes (Tabla 4, Gráfica 2).

Respecto a la **cantidad de células**, se encontraron en mayor cantidad durante la época reproductiva. Este hecho se puede deber a que durante esta época el aparato genital se encuentra más activo y la tasa de renovación epitelial es más alta, además de que la presencia células derivadas de la ovulación, como pueden ser los hematíes, es mayor que en otras épocas. En un estudio realizado por Campbell *et al.* (1979) durante la época reproductiva (abril-agosto) se mostraron las mayores tasas de secreción durante los siete primeros días del ciclo, mientras que las tasas de secreción más bajas se produjeron durante la mitad del ciclo. Así pues, la secreción máxima del oviducto se producía antes de la ovulación y disminuía próximo al momento de la ovulación. En nuestro trabajo ha sido común la presencia de células epiteliales ciliadas, células epiteliales descamadas, linfocitos y algún neutrófilo

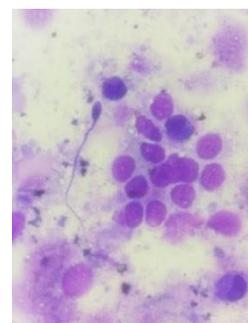


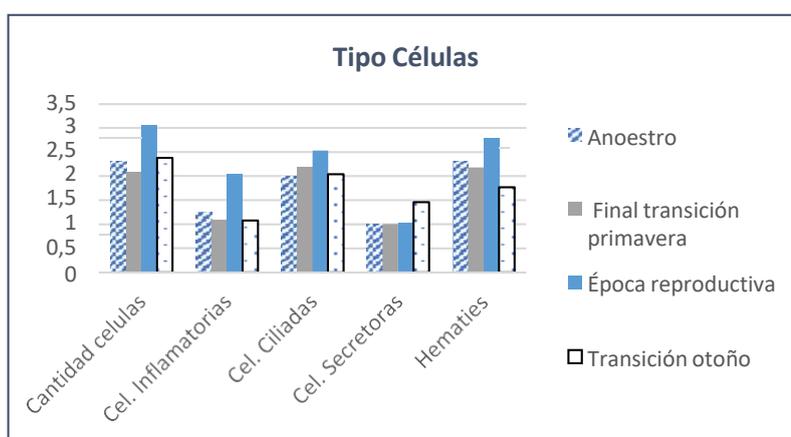
Imagen 24.
Espermatozoide, células ciliadas y células inflamatorias.
Época reproductiva.

ocasional. La cantidad de células escamosas encontradas en las extensiones fue mayor durante la transición de otoño probablemente relacionada con la regeneración del epitelio tras la actividad reproductiva del verano. La presencia de células inflamatorias fue significativamente mayor durante la época reproductiva. Esto puede deberse a la reacción frente a cuerpos extraños, como pueden ser la presencia de espermatozoides. De hecho, en alguna de las extensiones se pudo observar la presencia de espermatozoides (Imagen 24). A pesar de que el

oviducto actúa como sitio de almacenamiento seguro de esperma (Fiala *et al.*, 2007), y éste cuenta con un medioambiente completamente separado del útero gracias a la papila utero-tubárica (Losinno *et al.*, 1997.), el espermatozoide es considerado el principal causante de la inflamación fisiológica que ocurre en el útero después del servicio (Kotilainen *et al.*, 1994). Durante la inseminación, además de espermatozoides ingresan cuerpos extraños, bacterias y detritus directamente dentro del útero causando una reacción inflamatoria denominada endometritis post-servicio (M. H. T. Troedsson *et al.*, 2001). Troedsson *et al* (1995) demostraron que el espermatozoide de la especie equina activa el complemento que resulta en la secreción de fluidos con sustancias de propiedades quimioatrayentes dando inicio a un rápido proceso de quimiotaxis que atrae a las células inflamatorias (Pycock y Allen, 1990) y la subsecuente invasión masiva de polimorfonucleares desde la sangre a la luz uterina. Las citoquinas son los mediadores de la inflamación más importantes cumpliendo funciones como el reclutamiento de polimorfonucleares y activación de células de defensa (Katila, 2012).

Tabla 4. Diferencias en función de la época del año respecto a la cantidad de células, y presencia de células ciliadas, secretoras, inflamatorias y hematíes encontrados en las extensiones de fluido oviductal (Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas (p<0,05)).

| Fase | N | Cantidad células | | Cel. Ciliadas | | Cel. Escamosas | | Cel inflam. | | Hematíes | |
|----------------------------|----|------------------|--------------------|---------------|-----------|----------------|--------------------|--------------|--------------------|--------------|---------------------|
| | | Media± | D. típica | Media± | D. típica | Media± | D. típica | Media± | D. típica | Media± | D. típica |
| Anoestro | 16 | 2,31± | 0,793 ^a | 2± | 0,73 | 1± | 0 ^a | 1,25± | 0,447 ^a | 2,31± | 0,873 ^{ab} |
| Transición primavera | 22 | . | . | . | . | . | . | . | . | . | . |
| Final transición primavera | 14 | 2,09± | 0,701 ^a | 2,18± | 0,603 | 1± | 0 ^a | 1,09± | 0,302 ^a | 2,18± | 1,25 ^{ab} |
| Época reproductiva | 34 | 3,06± | 0,982 ^b | 2,53± | 0,842 | 1,03± | 0,177 ^a | 2,03± | 1,031 ^b | 2,78± | 1,157 ^b |
| Transición otoño | 32 | 2,38± | 0,898 ^a | 2,04± | 0,662 | 1,46± | 0,706 ^b | 1,08± | 0,272 ^a | 1,77± | 0,992 ^a |
| P-Value | | 0,003 | | 0,05 | | 0,001 | | 0,001 | | 0,009 | |



Grafica 2. Comparación de los tipos de la prevalencia de cada tipo de célula en las diferentes épocas del año

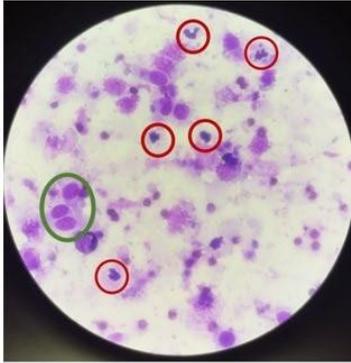


Imagen 25: Polimorfonucleares (rojo) y células ciliadas (verde) contrasudado proteico. Época reproductiva. Clasificación: 4/4/4/1/4

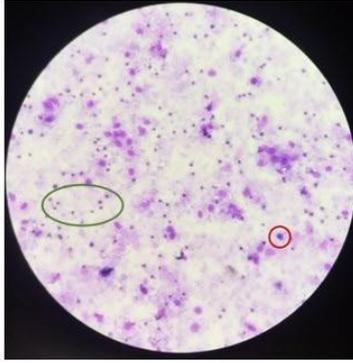


Imagen 26: Linfocito (rojo) y hematíes (verde) con trasudado proteico. Época reproductiva. Clasificación: 4/3/3/1/3

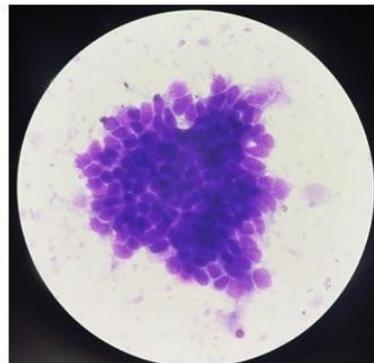


Imagen 27: Aglomeración celular. Época de transición a días cortos (septiembre)

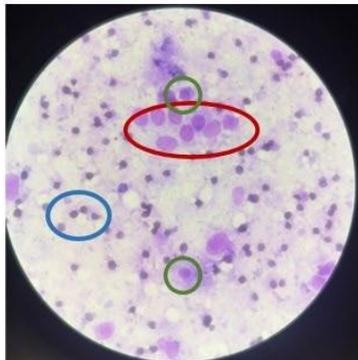


Imagen 28: Células ciliadas (rojo), linfocitos (verde) y hematíes (azul) Época reproductiva. Clasificación: 4/3/3/1/4

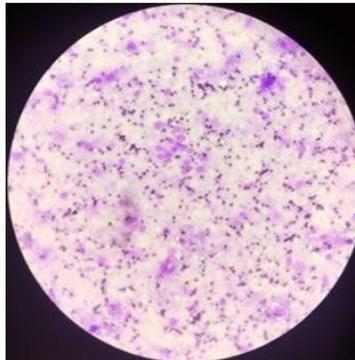


Imagen 29: Diferentes tipos de células con trasudado proteico abundante. Época reproductiva. Clasificación: 4/3/3/1/4

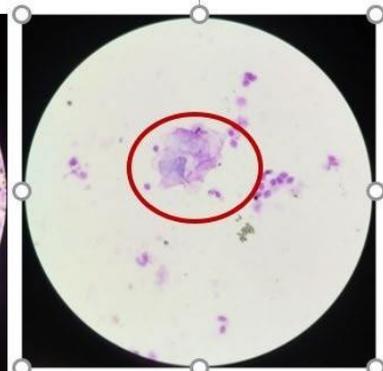


Imagen 30: Aglomeración celular en muestra tomada en época de transición a días cortos (septiembre)



Imagen 31: Neutrófilo. Periodo transicional de otoño (septiembre)

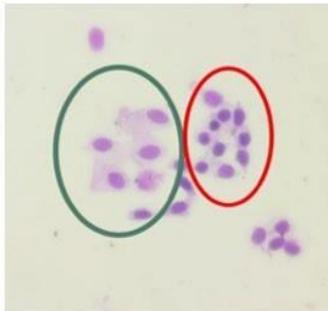


Imagen 32: Células ciliadas (verde) y células secretoras (rojo). Periodo transicional de primavera (abril).



Imagen 34: Células fusiformes de probable estirpe epitelial. Periodo transicional de primavera (abril)

Si valoramos la presencia de **hematíes**, podemos observar que fue mayor durante la época reproductiva. Esto puede deberse a la presencia de restos derivados de la ovulación, ya que un gran número de células blancas y eritrocitos son liberados durante la misma y propulsados hacia la luz del oviducto. De todas formas, la presencia de un número excesivo de eritrocitos puede deberse a los *detritus* formados a raíz la capacitación espermática y comienzo de la fecundación. Junto con las secreciones viscosas, la compleja arquitectura del oviducto proximal impide el paso de las células, quedando estas atrapadas en sacos ciegos o entre pliegues (Hunter, 2003). Las células sanguíneas no favorecen la recogida y el transporte de los ovocitos fecundados a lo largo

del oviducto (Yániz *et al.*, 2014). También es posible que la vascularización y permeabilidad de los vasos sanguíneos que irrigan el aparato genital durante la época reproductiva se vea aumentado para promover la secreción de sustancias pertenecientes al líquido oviductal o para favorecer el paso de sustancias hormonales al aparato genital, ya que la producción de secreciones del oviducto está bajo influencia hormonal (Campbell *et al.*, 1979), y que por lo tanto los hematíes puedan pasar a la luz del oviducto por extravasación. Los tejidos del tracto reproductivo femenino sufren una angiogénesis fisiológica cíclica en los procesos de la foliculogénesis ovárica, la formación del cuerpo lúteo y el desarrollo del endometrio. Esta angiogénesis fisiológica en el tracto reproductivo está regulada por factores proangiogénicos y antiangiogénicos (Costello *et al.*, 2005).

Una vez recogidos todos los datos se analizaron las posibles **correlaciones entre la actividad folicular y el tipo de células obtenidas en el lavado**. En relación a la actividad folicular y el tipo de células, observamos que existía una correlación positiva (0,236) entre la cantidad de células oviductales y la presencia de cuerpos lúteos ($p=0,030$). Existía una correlación negativa (-0,265) entre la presencia de células ciliadas y cuerpos álbicans ($p= 0,014$). Finalmente existía una correlación positiva (0,301) entre el número de hematíes y la presencia de cuerpos lúteos ($p=0,005$) que puede deberse a que la formación del cuerpo lúteo está regulada por factores angiogénicos como el factor de crecimiento endotelial vascular producido por las células luteales. Tras la luteólisis también se ve disminuido el factor de crecimiento endotelial vascular (Aurich, 2011).

Finalmente se establecieron las **correlaciones entre la época del año, actividad ovárica y tipo de células**. A pesar de que se relaciona la presencia de una mayor cantidad de hematíes con los procesos reproductivos acaecidos durante la época reproductiva, en este estudio se observa una correlación positiva entre la **transición de otoño** y el **anoestro** y la presencia de hematíes en el fluido oviductal, observamos correlaciones positivas de 0,499 y una significación de $p=0,049$ en anoestro y de 0,439 en el transicional de otoño ($p=0,025$). Se evidencia la pérdida de actividad reproductiva durante la **transición de otoño** ya que existe una correlación negativa (-0,447) con el número de células oviductales observadas en la citología y la presencia de folículos de más de 30mm ($p=0,022$). Durante el final de la **transición de primavera** se observa una correlación positiva (0,638) con la presencia de cuerpos lúteos y células inflamatorias en el fluido oviductal, evidenciando la progresiva vuelta a la ciclicidad que precede a la época reproductiva.

5.4. Patología

Se analizaron macroscópicamente los oviductos y ovarios en busca de la presencia de patologías. Se valoró la presencia de adherencias ováricas y oviductales, quistes paraováricos e infundibulares, así como el engrosamiento del oviducto (Imágenes 34-39).

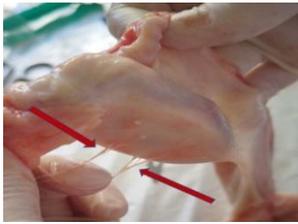


Imagen 34. Adherencia ovárica



Imagen 35. Adherencia oviducto



Imagen 36. Adherencia oviducto

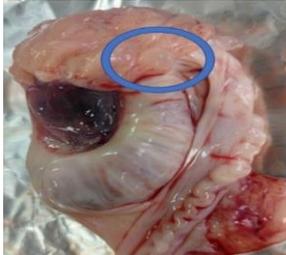


Imagen 37. Quiste infundibular



Imagen 38. Quiste paraovárico



Imagen 39. Engrosamiento oviducto

Al cuantificar la presencia de las diferentes patologías presentes en los ovarios y oviductos en función de la época del año, excepto los quistes paraováricos, el resto de las patologías presentaban diferencias significativas (Tabla 5).

Tabla 5. Diferencias en función de la época del año respecto a las adherencias oviductales y ováricas, engrosamiento oviductal, quistes para oviductales y quistes paraováricos (Letras diferentes en las columnas indican diferencias significativas ($p < 0,05$))

| Fase | N | Ovarios-Adherencias | Oviductos-Adherencias | Oviductos Engrosados | Quistes Para oviductales | Quistes Paraovarios |
|----------------------------|----|---------------------|-----------------------|----------------------|---------------------------|---------------------|
| | | | | | Media± D. típica | Media± D. típica |
| Anoestro | 16 | 12,3% ^a | 18,8% ^a | 0% ^b | 0± 0 ^a | 0,31± 0,602 |
| Transición primavera | 22 | 13,6% ^a | 13,6% ^a | 0% ^b | 0,41± 0,666 ^{ab} | 0,82± 0,958 |
| Final transición primavera | 14 | 14,3% ^a | 0% ^c | 0% ^b | 0,29± 0,611 ^{ab} | 0,93± 1,269 |
| Época reproductiva | 34 | 0% ^b | 5,9% ^b | 14,7% ^a | 0,29± 0,906 ^{ab} | 0,68± 1,319 |
| Transición otoño | 32 | 0% ^b | 0% ^c | 0% ^b | 0,72± 0,991 ^b | 1,16± 1,221 |
| p-Value | | 0,017 | 0,035 | 0,011 | 0,006 | 0,104 |

A pesar de que la patogenia de las adherencias perpendiculares que recorren transversalmente el oviducto es desconocida, y su efecto sobre la fertilidad no ha sido referenciado, es posible que puedan constreñir físicamente el oviducto e interferir con la fertilidad. En un estudio realizado por Pye *et al* (2018) se incluyeron yeguas que hubiesen sido sometidas a aplicación de gel de PgE₂ vía laparoscópica y que tuvieran 1 o más adherencias perpendiculares. El 69% de las 13 yeguas de entre 5 y 19 años cuyas historias reproductivas mostraban fallos en la concepción sin patología reproductiva aparente, evidenciaron durante la cirugía que poseían adherencias que recorrían el oviducto transversalmente. Se presentaron en el 90% de los casos de forma unilateral. Los oviductos se encontraban dilatados proximalmente a la constricción. Antes de proceder a la aplicación del gel, se seccionaron las adherencias con el objetivo de liberar el tramo del oviducto al que afectaban. 8 de las 9 hembras sometidas a la sección de las adherencias

oviductales quedaron preñadas, 5 de ellas lo hicieron en el mismo ciclo en el que tuvo lugar la cirugía. La mayoría de estas yeguas (4/5) se ovularon del ovario ipsilateral al oviducto que tenía las adherencias.

En nuestro estudio hemos observado que tanto las adherencias ováricas como las oviductales mostraron una variación significativa ($P < 0,05$) en función de la época del año en la que fueron recogidas las muestras. La incidencia de **adherencias ováricas** fue mayor durante el anoestro, la transición de primavera y el final de la transición de primavera, mientras que en el resto de las épocas no hubo incidencia. La presencia de **adherencias oviductales** fue mayor durante el anoestro y la transición de primavera. Durante el final de la transición de primavera y la transición de otoño no hubo casos. Dado que la principal causa de adherencias en el aparato genital es la presencia de procesos inflamatorios o infecciosos en la cavidad abdominal (Medenbachl *et al.*, 1999), estos valores pueden estar relacionados con la incidencia de patologías del aparato digestivo en las épocas marcadas. Se observa que las épocas de mayor incidencia son aquellas en las que el alimento es más pobre debido a las condiciones climáticas, por lo que puede estar relacionado con la suplementación con alimentos concentrados. La sobrecarga de grano aumenta el riesgo de cólico. Las dietas de grano disminuyen el contenido de agua de la ingesta en el colon, debido a la disminución de fibra. Los granos en la dieta también aumentan la producción de gas, alterando la motilidad produciendo desplazamientos intestinales (Gonçalves *et al.*, 2002). El número de **quistes paraoviductales** también demostró variar significativamente en función de la época reproductiva ($P < 0,05$). Durante la transición de primavera y la transición de otoño se encontraron más quistes de este tipo.

En este estudio, la única época en la cual se encontraron **oviductos engrosados** fue la época reproductiva, con una incidencia del 14,7%. En otros estudios la incidencia de inflamación oviductal es mucho mayor (Henry, 1981; Gastal *et al.*, 1992; Fiala-Rechsteiner *et al.*, 2015).

Cuando comparamos si existían diferencias entre ambos oviductos y ovarios (izquierdo y derecho) a nivel de la presentación de patologías, solo se observaron diferencias a nivel de **adherencias** en oviducto ($p < 0,028$) en anoestro, siendo el oviducto izquierdo el que mayor porcentaje de adherencias presentaba (37,50%), lo que podría ser consecuencia de las múltiples ovulaciones acaecidas en la época reproductiva o que era más fácil de observar por la falta de actividad en este periodo.

6. CONCLUSIONES

Bajo las condiciones en las que se ha llevado a cabo este estudio, podemos concluir que:

1. No se ha encontrado una correlación entre la permeabilidad oviductal y la época del año
2. La permeabilidad oviductal no tiene relación con las patologías existentes
3. Se observa un aumento de la incidencia de adherencias oviductales durante el anoestro y el periodo transicional de primavera.
4. La celularidad oviductal es compatible con la actividad ovárica observada.

CONCLUSIONS

Under the conditions in which this study has been carried out, we can conclude that:

1. No correlation has been found between oviductal permeability and the time of year
2. Oviductal permeability is not related to existing pathologies
3. An increase in the incidence of oviductal adhesions is observed during the anoestrus and the transitional period of spring.
4. Oviductal cellularity is compatible with the observed ovarian activity.

7. VALORACIÓN PERSONAL

La realización de este trabajo me ha permitido profundizar en el conocimiento general del tracto reproductivo de la yegua, me considero afortunada de haber podido manipular un gran número de genitales y de haber podido observar su anatomía y diseccionar sus estructuras, a su vez también he podido mejorar las técnicas de visionado al microscopio, lo cual agradezco ya que seguro me será útil en el futuro ya que pretendo dedicarme a la reproducción equina.

Me considero afortunada de haber podido ahondar en el estudio de una estructura hasta ahora no muy estudiada en la yegua como puede ser el oviducto, y espero que este estudio sirva de base para otros trabajos de fin de grado y que, poco a poco, podamos entender mejor su fisiología.

Me gustaría dar las gracias a mis tutoras, Noelia y Lydia, por la paciencia y dedicación que han tenido conmigo, estando siempre atentas y disponibles para ayudarme. También al Departamento de Reproducción de la Universidad de Zaragoza por haberme brindado ayuda cuando lo he necesitado durante las horas del trabajo experimental y haberme hecho sentir cómoda durante tantas horas en el Departamento. Por último, me gustaría agradecer a mi familia que siempre me ha apoyado y ha creído en mi incondicionalmente.

8. BIBLIOGRAFÍA

1. Abe, H. (1996). The mammalian oviductal epithelium: regional variations in cytological and functional aspects of the oviductal secretory cells. *Histology and Histopathology*, 11(3), 743–768.
2. Aguilar, J. J., Cuervo-Arango, J., Mouguelar, H., & Losinno, L. (2012). Histological Characteristics of the Equine Oviductal Mucosa at Different Reproductive Stages. *Journal of Equine Veterinary Science*, 32(2), 99–105.
3. Aguilar, J. J., Woods, G. L., Miragaya, M. H., & Olsen, L. M. (1997). Living fibroblast cells in the oviductal masses of mares. *Equine Veterinary Journal. Supplement*, 25, 103–108.
4. Aguilar, J., & Reyley, M. (2010). The uterine tubal fluid: secretion, composition and biological effects. In *Anim. Reprod* (Issue 2).
5. Alasmari, W., Barratt, C. L. R., Publicover, S. J., Whalley, K. M., Foster, E., Kay, V., Martins da Silva, S., & Oxenham, S. K. (2013). The clinical significance of calcium-signalling pathways mediating human sperm hyperactivation. *Human Reproduction*, 28(4), 866–876.
6. Allen, W. R., Wilsher, S., Morris, L., Crowhurst, J. S., Hillyer, M. H., & Neal, H. N. (2006). Laparoscopic application of PGE2 to re-establish oviducal patency and fertility in infertile mares: A preliminary study. *Equine Veterinary Journal*, 38(5), 454–459.
7. Alm, H., Torner, H., Blottner, S., Nürnberg, G., & Kanitz, W. (2001). Effect of sperm cryopreservation and treatment with calcium ionophore or heparin on in vitro fertilization of horse oocytes. *Theriogenology*, 56(5), 817–829.
8. Aurich, C. (2011). Reproductive cycles of horses. *Animal Reproduction Science*, 124(3–4), 220–228.
9. Ball, B. A. (1996). Scanning electron microscopy of the equine oviduct and observations on ciliary currents in vitro at day 2 after ovulation. *Theriogenology*, 46(7), 1305–1311.
10. Bennett, S., Griffin, R., & Rhoads, W. (2002). Surgical evaluation of oviduct disease and patency in the mare. In *Medium Ævum* (Vol. 71, Issue 2).
11. Betteridge, K. J., Eaglesome, M. D., & Flood, P. F. (1979). Embryo transport through the mare's oviduct depends upon cleavage and is independent of the ipsilateral corpus luteum. *Journal of Reproduction and Fertility. Supplement*, 27, 387–394.
12. Betteridge, K. J., & Mitchell, D. (1974). Direct Evidence of Retention of Unfertilized Ova in the Oviduct of the Mare. *Reproduction*, 39(1), 145–148.
13. Betteridge, K. J., & Mitchell, D. (1975). A surgical technique applied to the study of tubal eggs in the mare. *Journal of Reproduction and Fertility. Supplement*, 23, 519–524.
14. Black, D. L. (1974). Neural control of oviduct musculature. In A. D. Johnson & C. W. Foley (Eds.),
15. *The Oviduct and its Functions* (pp. 65–118). Academic Press.
16. Blue, M. G. (1985). A tubo-ovarian cyst, paraovarian cysts and lesions of the oviduct in the mare. *New Zealand Veterinary Journal*, 33(1–2), 8–10.
17. Brundin, J. (1969). Pharmacology of the oviduct. In E. S. E. Hafez & R. J. Blandau (Eds.), *The Mammalian Oviduct* (pp. 251–269). University of Chicago Press.
18. Brunton, W. J. (1972). Beta-Adrenergic Stimulation of Transmembrane Potential and Short Circuit Current of Isolated Rabbit Oviduct. *Nature New Biology*, 236(61), 12–14.
19. Bureau, M., Bailey, J., & Sirard, M. (2002). Binding regulation of porcine spermatozoa to oviductal vesicles in vitro. *Journal of Andrology*, 188–193.
20. Campbell, D. L., Douglas, L. W., & Ränge, J. C. (1979). Cannulation of the equine oviduct and chemical analysis of oviduct fluid. *Theriogenology*, 12(2), 47–59.

21. Costello, M. F., Shrestha, S. M., Sjoblom, P., McNally, G., Bennett, M. J., Steigrad, S. J., & Hughes, G. J. (2005). Power Doppler ultrasound assessment of ovarian perifollicular blood flow in women with polycystic ovaries and normal ovaries during in vitro fertilization treatment. *Fertility and Sterility*, *83*(4), 945–954.
22. Coy, P., García-Vázquez, F. A., Visconti, P. E., & Avilés, M. (2012). Roles of the oviduct in mammalian fertilization. In *Reproduction* (Vol. 144, Issue 6, pp. 649–660).
23. David, A., Brackett, B. G., Garcia, C.-R., & Mastroianni, L. (1969). Composition of rabbit oviduct fluid in ligated segments of the fallopian tube. *Reproduction*, *19*(2), 285–289.
24. David, J. S. (1975). A survey of eggs in the oviducts of mares. *Journal of Reproduction and Fertility. Supplement*, *23*, 513–517.
25. David, J. S. E. (1974). A survey of eggs in the oviducts of mares. *Reproduction*, 513.
26. Dell'Aquila, M. E., Fusco, S., Lacalandra, G. M., & Maritato, F. (1996). In vitro maturation and fertilization of equine oocytes recovered during the breeding season. *Theriogenology*, *45*(3), 547–560.
27. Desantis, S., Zizza, S., Accogli, G., Acone, F., Rossi, R., & Resta, L. (2011). Morphometric and ultrastructural features of the mare oviduct epithelium during oestrus. *Theriogenology*, *75*(4), 671–678.
28. Dickson D, V., Terry, L., Blanchard, S. P. B., James Schumacher, & Charles C. Love. (1998). *Manual Of Equine Reproduction* (Penny Rudolph & Lauren Harms, Eds.; III). Library of Congress Cataloging-in-Publication Data.
29. Dixon, R. E., Hwang, S. J., Hennig, G. W., Ramsey, K. H., Schripsema, J. H., Sanders, K. M., & Ward, S. M. (2009). Chlamydia infection causes loss of pacemaker cells and inhibits oocyte transport in the mouse oviduct. *Biology of Reproduction*, *80*(4), 665–673.
30. Donadeu, F. X., & Pedersen, H. G. (2008). Follicle Development in Mares. *Reproduction in Domestic Animals*, *43*(SUPPL.2), 224–231.
31. Donadeu, F. X., & Watson, E. D. (2007). Seasonal changes in ovarian activity: Lessons learnt from the horse. In *Animal Reproduction Science*, *100*, (3–4), 225–242.
32. Ezzati, M., Djahanbakhch, O., Arian, S., & Carr, B. R. (2014). Tubal transport of gametes and embryos: a review of physiology and pathophysiology. *Journal of Assisted Reproduction and Genetics*, *31*(10), 1337–1347.
33. Fiala, S. M., Pimentel, C. A., Mattos, A. L. G., Gregory, R. M., & Mattos, R. C. (2007). Effect of sperm numbers and concentration on sperm transport and uterine inflammatory response in the mare. *Theriogenology*, *67*(3), 556–562.
34. Fiala-Rechsteiner, S. M., Amaral, M. G., Cruz, L. A., Rodrigues, R. F., Pimentel, A. M., & Mattos, R. C. (2015). Inflammatory lesions in the oviducts and its relationship with endometrial inflammation and ovarian activity in criollo mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, *35*(9), 731–734.
35. Flood, P. F., Jong, A., & Betteridge, K. J. (1979). *The location of eggs retained in the oviducts of mares. J.Reprod.Fert.* 1979 (51) 291-294
36. Gartner, Leslie. P., Hiatt, James. L., & Sturm, Judy. M. (2007). *Biología Celular e Histología* (V). Lippincott Williams & Wilkins.
37. Gimeno-Martos, S., González-Arto, M., Casao, A., Gallego, M., Cebrián-Pérez, J. A., Muiño-Blanco, T., & Pérez-Pé, R. (2017). Steroid hormone receptors and direct effects of steroid hormones on ram spermatozoa. *Reproduction*, *154*(4), 469–481.
38. Ginther, O. J. (1992). *Reproductive Biology of the Mare: Basic and Applied Aspects*. (2nd ed.). Equiservice Publishing.

39. Ginther, O. J. (2000). Selection of the dominant follicle in cattle and horses. *Animal Reproduction Science*, 60–61, 61–79.
40. Gonçalves, S., Julliard, V., & Leblond A., A. (2002). Risk factors associated with colic in horses. In *Veterinary Research* (Vol. 33, Issue 6, pp. 641–652). EDP Sciences.
41. Goudet, G. (2011). Fertilisation in the horse and paracrine signalling in the oviduct. In *Reproduction, Fertility and Development* Vol. 23 (8), 941–951.
42. Griffin, R. L., Bennett, S. D., Rhoads, W. S., Acvs, D., & Abvp, D. (2002). *Surgical Evaluation of Oviduct Disease and Patency in the Mare*.
43. Hermoso, M., Barrera, N., Morales, B., Pérez, S., & Villalón, M. (2001). Platelet activating factor increases ciliary activity in the hamster oviduct through epithelial production of prostaglandin E2. *Pflügers Archiv*, 442(3), 336–345.
44. Hinrichs, K., Love, C. C., Brinsko, S. P., Choi, Y. H., & Varner, D. D. (2002). In Vitro Fertilization of In Vitro-Matured Equine Oocytes: Effect of maturation medium, duration of maturation, and sperm calcium ionophore treatment, and comparison with rates of fertilization in vivo after oviductal transfer. *Biology of Reproduction*, 67(1), 256–262.
45. Hugentobler, S. A., Sreenan, J. M., Humpherson, P. G., Leese, H. J., Diskin, M. G., & Morris, D. G. (2010). Effects of changes in the concentration of systemic progesterone on ions, amino acids and energy substrates in cattle oviduct and uterine fluid and blood. *Reproduction, Fertility, and Development*, 22(4), 684–694.
46. Hughes, J. P., Stabenfeldt, G. H., & Kennedy, P. C. (1980). *Estrous cycle and selected functional and pathologic ovarian abnormalities in the mare*.
47. Hunter, R. (2003). Reflections upon Sperm-Endosalpingeal and Sperm-Zona Pellucida Interactions In Vivo and In Vitro. *Reproduction in Domestic Animals*, 38(2), 147–154.
48. Hunter, R. H. F., Coy, P., Gadea, J., & Rath, D. (2011). Considerations of viscosity in the preliminaries to mammalian fertilisation. *Journal of Assisted Reproduction and Genetics*, 28(3), 191–197.
49. Inoue, Y., & Sekiguchi, M. (2018). Clinical application of hysteroscopic hydrotubation for unexplained infertility in the mare. *Equine Veterinary Journal*, 50(4), 470–473.
50. Katila, T. (2012). Post-mating Inflammatory Responses of the Uterus. *Reproduction in Domestic Animals*, 47, 31–41.
51. Kenney, R. M. (2010). A review of the pathology of the equine oviduct. *Equine Veterinary Journal*, 25(S15), 42–46.
52. Killian, G. (2011). Physiology and endocrinology symposium: evidence that oviduct secretions influence sperm function: a retrospective view for livestock. *Journal of Animal Science*, 89(5), 1315–1322.
53. Kim, H. Y., Yang, J. I., & Moon, C. (2015). Comparison of severe pelvic inflammatory disease, pyosalpinx and tubo-ovarian abscess. *Journal of Obstetrics and Gynaecology Research*, 41(5), 742–746.
54. Kölle, S., Dubielzig, S., Reese, S., Wehrend, A., König, P., & Kummer, W. (2009). Ciliary transport, gamete interaction, and effects of the early embryo in the oviduct: ex vivo analyses using a new digital videomicroscopic system in the cow. *Biology of Reproduction*, 81(2), 267–274.
55. König, H. E., & Liebich, H.-G. (2011). Anatomía de los animales domésticos. Órganos, sistema circulatorio y sistema nervioso. www.medicapanamericana.com
56. Kotilainen, T., Huhtinen, M., & Katila, T. (1994). Sperm-induced leukocytosis in the equine uterus. *Theriogenology*, 41(3), 629–636.
57. Lantz, K. C., Enders, A. C., & Liu, I. K. (1998). Possible significance of cells within intraluminal

- collagen masses in equine oviducts. *The Anatomical Record*, 252(4), 568–579.
58. Leese, H. J. (1980). The stimulation of pyruvate appearance in the rabbit oviduct lumen by sodium propionate. *Reproduction*, 59(2), 421–424.
 59. Leese, H. J. (1988). The formation and function of oviduct fluid. In *J. Reprod. Fert.*, 82.
 60. Leese, H. J., Tay, J. I., Reischl, J., & Downing, S. J. (2001). Formation of Fallopian tubal fluid: role of a neglected epithelium. *Reproduction (Cambridge, England)*, 121(3), 339–346.
 61. Liu, I. K., Lantz, K. C., Schlafke, S., Bavers, J. M., & Enders, A. C. (1990). Clinical observations of oviductal masses in the mare. *Proceedings of the Annual Convention of the American Association of Equine Practitioners (USA)*, 41–45.
 62. Losinno, L., Woods, G., Miragaya, M., Rutter, B., Mirande, S., Leoni, L., Biaggi, M., Weber, J., Hallowell, A., Woods, B., Magnuson, B., Aguilar, J., & Druker, P. (1997). *Uterine and oviductal inflammation in anovulatory mares with ultrasonographically-detected intrauterine fluid.*
 63. Marey, M. A., Liu, J., Kowsar, R., Haneda, S., Matsui, M., Sasaki, M., Shimizu, T., Hayakawa, H., Wijayagunawardane, M. P. B., Hussein, F. M., & Miyamoto, A. (2014). Bovine oviduct epithelial cells downregulate phagocytosis of sperm by neutrophils: prostaglandin E2 as a major physiological regulator. *Reproduction*, 147(2), 211–219.
 64. McEntee, K. (1990). The Uterine Tube. In *Reproductive Pathology of Domestic Mammals*. pp. 94–109). Elsevier.
 65. McPartlin, L. A., Suarez, S. S., Czaya, C. A., Hinrichs, K., & Bedford-Guaus, S. J. (2009). Hyperactivation of Stallion Sperm Is Required for Successful In Vitro Fertilization of Equine Oocytes. *Biology of Reproduction*, 81(1), 199–206.
 66. Medenbachl, K., Aupperlel, H., Schoonl, D., Wittenbrinkz, M. M., & Schoonl, H.-A. (1999). Pathology of the equine salpinx. In *Pferdeheilkunde (Vol. 15)*.
 67. Menezo, Y., & Guerin, P. (1997). The mammalian oviduct: biochemistry and physiology. *European Journal of Obstetrics & Gynecology and Reproductive Biology*, 73(1), 99–104.
 68. Miragaya, M. H., Woods, G. L., & Losinno, L. (1997). Endometritis, salpingitis and fertilisation rates after mating mares with a history of intrauterine luminal fluid accumulation. *Equine Veterinary Journal. Supplement*, 25, 109–112.
 69. Mouguelar, H., Díaz, T., Borghi, D., Quinteros, R., Bonino, F., Apichela, S. A., & Aguilar, J. J. (2015). Morphometric study of the mare oviductal mucosa at different reproductive stages. *Anatomical Record*, 298(11), 1950–1959.
 70. Muglia, U., Motta, P. M. (2001). A new morpho-functional classification of the Fallopian tube based on its three-dimensional myoarchitecture. *Histology and Histopathology*, 16(1), 227–237.
 71. Nelis, H., Wojciechowicz, B., Franczak, A., Leemans, B., D’Herde, K., Goossens, K., Cornillie, P., Peelman, L., van Soom, A., & Smits, K. (2016). Steroids affect gene expression, ciliary activity, glucose uptake, progesterone receptor expression and immunoreactive steroidogenic protein expression in equine oviduct explants in vitro. *Reproduction, Fertility, and Development*, 28(12), 1926–1944.
 72. Ng, K. Y. B., & Cheong, Y. (2019). Hydrosalpinx – Salpingostomy, salpingectomy or tubal occlusion. In *Best Practice and Research: Clinical Obstetrics and Gynaecology (Vol. 59, pp. 41–47)*. Bailliere Tindall Ltd.
 73. Onuma, H., & Ohnami, Y. (1975). Retention of tubal eggs in mares. *Reproduction*, 507–511.
 - Ortiz, H. A., Foss, R. R., McCue, P. M., Bradecamp, E. A., Ferris, R. A., & Hendrickson, D. A. (2013). Laparoscopic application of PGE2 to the uterine tube surface enhances fertility in selected subfertile mares. *Journal of Equine Veterinary Science*, 33(11), 896–900.

74. Palmer, E., Bézard, J., Magistrini, M., & Duchamp, G. (1991). In vitro fertilization in the horse. A retrospective study. *Journal of Reproduction and Fertility. Supplement*, 44, 375–384.
75. Pauerstein, C. J. (1974). *The Fallopian Tube: A Reappraisal* (Lea & Febiger, Ed.).
76. Pinto-Bravo, P., Galvão, A., Rebordão, M. R., Amaral, A., Ramilo, D., Silva, E., Szóstek-Mioduchowska, A., Alexandre-Pires, G., Roberto da Costa, R., Skarzynski, D. J., & Ferreira-Dias, G. (2017). Ovarian steroids, oxytocin, and tumor necrosis factor modulate equine oviduct function. *Domestic Animal Endocrinology*, 61, 84–99.
77. Pycock, J. F., & Allen, W. E. (1990). Inflammatory components in uterine fluid from mares with experimentally induced bacterial endometritis. *Equine Veterinary Journal*, 22(6), 422–425.
78. Pye, J., Clulow, J., & Adkins, A. (2018). Laparoscopic transection of restrictive bands of the mesosalpinx as adjunct to the use of prostaglandin E2 for mares with suspected uterine tubal blockage. *Australian Veterinary Journal*, 96(7), 252–256.
79. Saltiel, A., Páramo, R., Murcia, C., & Tolosa, J. (1986). Pathologic findings in the oviducts of mares. *American Journal of Veterinary Research*, 47(3), 594–597.
80. Samper, J. C. (2009). *Equine Breeding Management and Artificial Insemination* (J. Gower & S. Stringer, Eds.; II). Penny Rudolph.
81. Saridogan, E., Maguiness, S. D., & Djahanbakhch, O. (1996). Fallopian Tube Physiology and Its Clinical Implications. In *New Trends in Reproductive Medicine* (pp. 59–71). Springer Berlin Heidelberg.
82. Stangroom, J. E., & Weevers, R. d. G. (1962). Anticoagulant Activity of Equine Follicular Fluid. *Reproduction*, 3(2), 269–282.
83. Steffenhagen, W. P., Pineda, M. H., & Ginther, O. J. (1972a). Retention of unfertilized ova in uterine tubes of mares. *American Journal of Veterinary Research*, 2391–2398.
84. Steffenhagen, W. P., Squires, E., Pineda, M., Douglas, R., & Ginther, O. J. (1972b). Numbers of ova in the oviducts of mares. *Journal of Animal Science*, 1125.
85. Teilmann, S. C., Clement, C. A., Thorup, J., Byskov, A. G., & Christensen, S. T. (2006). Expression and localization of the progesterone receptor in mouse and human reproductive organs. *The Journal of Endocrinology*, 191(3), 525–535.
86. Thomas, P. G., Ball, B. A., & Brinsko, S. P. (1994). Interaction of equine spermatozoa with oviduct epithelial cell explants is affected by estrous cycle and anatomic origin of explant. *Biology of Reproduction*, 51(2), 222–228.
87. Troedsson, M. H., Scott, M. A., & Liu, I. K. (1995). Comparative treatment of mares susceptible to chronic uterine infection. *American Journal of Veterinary Research*, 56(4), 468–472.
88. Troedsson, M. H. T., Loset, K., Alghamdi, A. M., Dahms, B., & Crabo, B. G. (2001). Interaction between equine semen and the endometrium: the inflammatory response to semen. *Animal Reproduction Science*, 68(3–4), 273–278.
89. Tsutsumi, Y., Suzuki, H., Takeda, T., & Terami, Y. (1979). Evidence of the origin of the gelatinous masses in the oviducts of mares. *Reproduction*, 57(2), 287–290.
90. Van Niekerk, C. (1976). Retention of unfertilized ova in the oviduct of mares. In M. J. K. Harper, C. E. Pauerstein, E. M. Adams, H. B. Coutinko, Croxattot, & D. M. Paton (Eds.), *Ovum Transport and Fertility Regulation* (pp. 373–380). Scriptor.
91. Van Niekerk, C., & Gerneke, W. H. (1966). Persistence and pathogenetic cleavage of tubal ova in the mare. *Onderstepoort Journal of Veterinary Research*, 195–232.
92. Vandeplasse, M., & Henry, M. (1977). Salpingitis in the mare. *Annual Convention of the American Association of Equine Practice*, 123–127.
93. Verhage, H. G., Mavrogianis, P. A., Boice, M. L., Li, W., & Fazleabas, A. T. (1990). Oviductal epithelium of the baboon: hormonal control and the immuno-gold localization of oviduct-

- specific glycoproteins. *The American Journal of Anatomy*, 187(1), 81–90.
94. Visconti, P. E., Bailey, J. L., Moore, G. D., Pan, D., Olds-Clarke, P., & Kopf, G. S. (1995a). Capacitation of mouse spermatozoa. I. Correlation between the capacitation state and proteintyrosine phosphorylation. *Development*, 121(4), 1129–1137.
 95. Visconti, P. E., Moore, G. D., Bailey, J. L., Leclerc, P., Connors, S. A., Pan, D., Olds-Clarke, P., & Kopf, G. S. (1995b). Capacitation of mouse spermatozoa. II. Protein tyrosine phosphorylation and capacitation are regulated by a cAMP-dependent pathway. *Development*, 121(4), 1139–1150.
 96. Wanggren, K., Stavreus-Evers, A., Olsson, C., Andersson, E., & Gemzell-Danielsson, K. (2008). Regulation of muscular contractions in the human Fallopian tube through prostaglandins and progestagens. *Human Reproduction*, 23(10), 2359–2368.
 97. Weber, J. A., Freeman, D. A., Vanderwall, D. K., & Woods, G. L. (1991a). Prostaglandin E2 hasten oviductal transport of equine embryos. *Biology of Reproduction*, 45(4), 544–546.
 98. Weber, J. A., Freeman, D. A., Vanderwall, D. K., & Woods, G. L. (1991b). Prostaglandin E2 Secretion by Oviductal Transport-Stage Equine Embryos. *Biology of Reproduction*, 45(4), 540–543.
 99. Willis, P., Sekhar, K. N., Brooks, P., & Fayer-Hosken, R. A. (1994). Electrophoretic characterization of equine oviductal fluid. *The Journal of Experimental Zoology*, 268(6), 477–485.
 100. Wilson, R. F., Nalbandov, A. v., & Krider, J. L. (1949). A Study of Impaired Fertility in Female Swine. *Journal of Animal Science*, 8(4), 558–568.
 101. Wrobel, K. H., Kujat, R., & Fehle, G. (1993). The bovine tubouterine junction: general organization and surface morphology. *Cell and Tissue Research*, 271(2), 227–239.
 102. Yániz, J. L., Carretero, T., Recreo, P., Arceiz, E., & Santolaria, P. (2014). Three-dimensional architecture of the ovine oviductal mucosa. *Journal of Veterinary Medicine Series C: Anatomia Histologia Embryologia*, 43(5), 331–340.
 103. Yousef, M. S., Marey, M. A., Hambruch, N., Hayakawa, H., Shimizu, T., Hussien, H. A., Abdel-Razek, A.-R. K., Pfarrer, C., & Miyamoto, A. (2016). Sperm binding to oviduct epithelial cells enhances TGFβ1 and IL10 expressions in epithelial cells as well as neutrophils in vitro: prostaglandin E2 as a main regulator of anti-inflammatory response in the bovine oviduct. *PLOS ONE*, 11(9), e0162309.
 104. Zent, W. W., Liu, I. K. M., & Spirito, M. A. (2010). Oviduct flushing as a treatment for infertility in the mare. *Equine Veterinary Journal*, 25(S15), 47–48.
 105. Zenteno Salazar, E., Escalante Lucero, E., Valenzuela Dionicio, C., Miranda Gutiérrez, O., Hernández Flota, A., Méndez Domínguez, N., & Nuñez-Enríquez, J. C. (2022). Cistoadenoma ovárico bilateral neonatal, ¿tratamiento conservador o quirúrgico? *Andes pediátrica*, 93(2), 253.