



UNIVERSIDAD NACIONAL AUTÓNOMA DE MÉXICO

FACULTAD DE MEDICINA VETERINARIA Y ZOOTECNIA

**MANUAL DE ULTRASONOGRAFIA DOPPLER A COLOR PARA
LA REPRODUCCIÓN BOVINA: SEGUIMIENTO DEL CICLO
ESTRAL**

T E S I S

**QUE PARA OBTENER EL TÍTULO DE
MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA**

PRESENTA

ALDO MISAEL SOSA LARA

ASESORES:

DR. JUAN HEBERTH HERNÁNDEZ MEDRANO

DRA. LUCÍA ELIANA RANGEL PORTA



Ciudad Universitaria, Ciudad de México

2019



Universidad Nacional
Autónoma de México

Dirección General de Bibliotecas de la UNAM

Biblioteca Central



UNAM – Dirección General de Bibliotecas
Tesis Digitales
Restricciones de uso

DERECHOS RESERVADOS ©
PROHIBIDA SU REPRODUCCIÓN TOTAL O PARCIAL

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

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

AGRADECIMIENTOS

A la Universidad Nacional Autónoma de México, por abrirme las puertas desde la Escuela Preparatoria, por las enseñanzas, la formación académica y desarrollo personal recibido en esta gran institución.

A mi querida Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, por formarme como profesionista, por poder conocer grandes personas, excelentes profesores y poder pasar algunos de los mejores momentos de mi vida, durante mi estancia en ella.

Al Proyecto PAPIME No. PE212016, en especial a la Dra. Ana Myriam Boeta Acosta titular de este proyecto por brindarme las facilidades durante la obtención de imágenes.

A mi asesor el Dr. Juan Heberth Hernández Medrano, por sus enseñanzas, compartir conmigo su vasto conocimiento, su sencillez, la confianza, la paciencia, la espera, ser un modelo a seguir para mí; mi total admiración a él.

A mi asesora la Dra. Lucia Eliana Rangel Porta, porque gracias a sus cátedras hizo que me encantara la Reproducción animal, pero sobre todo por escucharme, su cariño, su vocación, su comprensión, su amistad, muchas gracias por todo Dra. Luci.

Al Dr. Allan Arturo Páez Trejo, por sus sinceras y excelentes enseñanzas sobre Ultrasonografía, sobre bovinos y aceptarme como parte de su equipo en mi estancia en el CEIEPAA.

A mis compañeras por su gran ayuda en la obtención de imágenes: Alinka, Ana y Sandra. Por compartir frustraciones y alegrías durante las horas de trabajo en campo que pasamos juntos.

A las hembras 02-15, 04-15, 06-15 y B28, la mayoría de las imágenes aquí plasmadas son de su Aparato reproductor por lo que fueron de gran ayuda para este manual.

A la Lic. Adriana Contreras Vera por confiar en mí y darme la oportunidad de mi primer trabajo.

A mis amigos y ex compañeros de SEDEREC: mi jefa Jussara Rivera por la motivación y los consejos, a Sandra Rodríguez por alentarme y darme las facilidades para escribir mi tesis, a Alejandro Navarro por sus consejos, confiar en mí, su amistad y su apoyo, igualmente a Mari, Beni, Vicky, Angie y Normita por sus consejos.

A mis amigos y compañeros de la Facultad por pasar junto a ellos grandes momentos que siempre recordaré, en especial a Angélica, Abel, Lalo y Bofo.

A la Psicóloga Guadalupe Torres por ayudarme a ver la luz en mis peores crisis, por su ayuda a que confiara más en mí mismo, por escucharme y por todas las sesiones que me han dado alivio y me han ayudado a ser mejor persona.

A la familia Jiménez Alma, por abrirme las puertas de su casa, su hospitalidad, cariño y confianza, muchas gracias Demetrio Jiménez, Guadalupe Alma, Cari, Mo, Cesar y Milo.

A mis perros Tyson y Bolillo por enseñarme tantas cosas y brindarme en todo momento su compañía y amor.

A todas las personas que para bien y para mal se han cruzado en mi vida.

DEDICATORIA

A mi papá, por su incansable esfuerzo para sacarnos adelante y dejar todo por sus hijos, por ser un gran hombre y siempre educarnos con su ejemplo.

A mi mamá por todo su gran amor y cariño; su apoyo incondicional, su educación y por todas sus enseñanzas de vida.

Este logro es todo por ustedes.

A mis hermanos: Gabriel por su nobleza y coraje, a Edna por enseñarme a ser fuerte y darme el ejemplo de esforzarme, a Leo por ser la mejor compañía desde chicos. A mis sobrinos Isaac, Nata y Angelito por su amor sincero y alegría.

A Liliana, por su hermosa compañía por ya 9 maravillosos años, por ser una gran persona, por creer en mí y siempre apoyarme. Por tantos momentos compartidos.

LOS AMO.

CONTENIDO

AGRADECIMIENTOS.....	II
DEDICATORIA	IV
CONTENIDO	V
ÍNDICE DE FIGURAS.....	VIII
RESUMEN.....	1
INTRODUCCIÓN	2
Material y Métodos	2
Antecedentes de la ultrasonografía en la reproducción bovina:.....	3
Capítulo I Ultrasonografía modo B y Doppler color	5
Principios e instrumentación.....	5
Ultrasonografía Modo B.....	9
Artefactos Modo B.....	11
Efecto Doppler	13
Ultrasonografía Doppler	14
Evaluación y cuantificación del flujo sanguíneo.....	20
Artefactos de Flujo de Color	24
Capítulo II Hemodinámica.....	29

Patrones de flujo sanguíneo	30
Sistema de vascularización del ovario y el útero	33
Capítulo III Ciclo estral	35
Útero	35
Anatomía general del útero	36
Anatomía ultrasonográfica de útero	37
Flujo sanguíneo al útero	41
Ovario	43
Anatomía general del ovario	44
Anatomía ultrasonográfica del ovario	46
Flujo sanguíneo al ovario	47
Anatomía folicular	49
Anatomía ultrasonográfica de los folículos	50
Mediciones foliculares	51
Selección	53
Folículo preovulatorio	55
Cuerpo lúteo	57
Anatomía ultrasonográfica del cuerpo lúteo	58
Flujo sanguíneo del cuerpo lúteo	60
Desarrollo del cuerpo lúteo	61

Regresión del cuerpo lúteo	63
Capítulo IV Quistes ováricos	67
Quistes foliculares	68
Quistes lúteos	69
CONCLUSIONES	71
REFERENCIAS	72

ÍNDICE DE FIGURAS

Capítulo I Ultrasonografía modo B y Doppler color	
Figura 1.1 Representación de ondas de sonido y sus características físicas	6
Figura 1.2: Interacciones de los tejidos con la onda de ultrasonido	9
Figura 1.3: Imagen ultrasonográfica en Modo B de un corte transversal de una porción de cuerno uterino	10
Figura 1.4 Terminología de la ecotextura de los tejidos	11
Figura 1.5: Efecto Doppler	14
Figura 1.6: Ultrasonografía Doppler color	17
Figura 1.7: Barra Doppler Color	17
Figura 1.8: Comparativa entre una alta ganancia y baja ganancia	18
Figura 1.9: Ultrasonografía Power Doppler	19
Figura 1.10: Ultrasonografía Doppler espectral del latido cardiaco de bovino	20
Figura 1.11: Evaluación semicuantitativa del flujo sanguíneo por medio de los índices Doppler	22
Figura 1.12: Evaluación cualitativa de imágenes de ultrasonidos Doppler color	23
Figura 1.13: Evaluación mediante asignación de puntuación	24
Figura 1.14: Artefacto exceso de señal o blooming	25
Figura 1.15: Artefacto de fricción	26
Capítulo II Hemodinámica	
Figura 2.1: Imagen representativa de sístole y diástole mediante Ultrasonografía Doppler espectral	30
Figura 2.2: Diferentes patrones de flujo	32
Figura 2.3: Irrigación del aparato reproductor de la vaca	34
Capítulo III Ciclo estral	
Figura 3.1: Imagen ultrasonográfica del cérvix	38
Figura 3.2: Segmento de cuerno uterino con sus diferentes partes	39
Figura 3.3: Imagen ultrasonográfica comparativa de dos cortes transversales del útero en dos fases	41
Figura 3.4: Esquema representativo del área pélvica de la vaca	42
Figura 3.5: Esquema de las estructuras ováricas	44
Figura 3.6: Esquema comparativo de la distribución arterial del ovario de yegua	45
Figura 3.7: Imagen ultrasonográfica de un ovario	47
Figura 3.8: Esquema de las arterias y ramas que irrigan al ovario de la vaca	48
Figura 3.9: Imagen ultrasonográfica de la irrigación del ovario	49
Figura 3.10: Imagen ultrasonográfica del ovario con dos folículos	51
Figura 3.11: Mediciones foliculares	52

Figura 3.12: Imagen ultrasonográfica de un folículo con flujo sanguíneo detectable	53
Figura 3.13: Imagen ultrasonográfica de la selección folicular	55
Figura 3.14: Imagen ultrasonográfica de un folículo preovulatorio con flujo sanguíneo detectable	57
Figura 3.15: Imagen ultrasonográfica comparativa del cuerpo lúteo	59
Figura 3.16: Cuerpo lúteo cavitario	60
Figura 3.17: Cuerpo lúteo en desarrollo	62
Figura 3.18: Cuerpo lúteo maduro	63
Figura 3.19: Proceso de luteolisis	64
Figura 3.20: Cuerpo lúteo en regresión	65
Figura 3.21: Proceso de luteolisis inducida	66
Capítulo IV Quistes ováricos	
Figura 4.1: Imagen comparativa entre Quiste folicular y Quiste lúteo	68
Figura 4.2: Quiste folicular con flujo sanguíneo	69
Figura 4.3: Quiste lúteo con flujo	70

RESUMEN

ALDO MISAEL SOSA LARA. Manual De ultrasonografía Doppler color para la reproducción bovina: Seguimiento del ciclo estral. (Bajo la asesoría del Dr. Juan Heberth Hernández Medrano y la Dra. Lucía Eliana Rangel Porta).

El Doppler a color es una herramienta que nos ayuda a complementar a la ultrasonografía en escala de grises; nos muestra los cambios hemodinámicos de la circulación, lo que en el caso de los bovinos resulta útil a nivel ovárico para evaluar la salud de las estructuras durante el ciclo estral y la gestación, así como para el diagnóstico de algunas patologías como son los quistes y los tumores. Este material conjunta una descripción fisiológica con imágenes y esquemas de los procesos que pueden ser visualizados a través de ultrasonografía Doppler durante el ciclo estral, esto con el propósito de lograr un aprendizaje integral de la ultrasonografía Doppler a Color. Para lograr esto se realizó una revisión de literatura de los temas que conforman el presente manual, y se obtuvieron imágenes ultrasonográficas, a través de un seguimiento del ciclo estral, de hembras bovinas con el sistema de ultrasonografía Doppler color.

INTRODUCCIÓN

La ultrasonografía, es una herramienta diagnóstica que ha cobrado importancia en el área veterinaria por su capacidad de visualizar gestaciones a edades tempranas, así como por la mayor precisión para el diagnóstico de las estructuras ováricas presentes durante el ciclo estral. Con ello surge la necesidad de formar y capacitar tanto a los profesionistas que ya están en el campo trabajando, como a los futuros médicos veterinarios.

La ultrasonografía en tiempo real permite diagnosticar la dinámica de las ondas foliculares y el desarrollo del cuerpo lúteo (CL), así como evaluar los procesos patológicos del sistema reproductor y la determinación del estado de gestación y del sexo fetal (Quintinela *et al.*, 2012). Los veterinarios que laboran en esta área prefieren cada vez más este método para realizar diagnósticos de una manera precisa, rápida, no invasiva y en tiempo real (Rodríguez-Zamora *et al.*, 2012). Esto se potencializa con el uso del sistema Doppler color, ya que a través de la vascularización se puede determinar la viabilidad de las estructuras evaluadas, saber si un quiste ovárico es lúteo o folicular así como obstrucciones que causen un proceso patológico.

Material y Métodos

Para la obtención de las imágenes ultrasonográficas se trabajó con hembras bovinas del hato del área de bovinos de carne del Centro de Enseñanza, Investigación y Extensión en Producción Animal del Altiplano (CEIEPAA) de la FMVZ-UNAM. Así, se realizó el seguimiento ultrasonográfico continuo en cuatro

hembras bovinas cruza Limousin x Angus posterior a un programa de sincronización OV-SYNCH 1721 (Pursley *et al.*, 1995). También se documentó la revisión reproductiva periódica que se realiza en el área de bovinos de carne del CEIEPAA, con el fin de registrar algunos casos específicos como los quistes ováricos. De este proceso se obtuvieron todas las imágenes ultrasonográficas del presente manual.

Material para obtención de imágenes:

- Computadora Acer Modelo Aspire F1-432-C622
- Capturadora de video e imagen marca Easy Capture® modelo USB 2.0
- Ultrasonido marca SonoSite® modelo MicroMaxx®
- Ultrasonido marca EDAN® modelo U50 VET®
- Transductor de 5 MHz Modelo V562UB
- Transductor 10-5 MHz Modelo L52x
- Guante de palpación rectal para bovinos
- Manga de manejo
- Lubricante

Antecedentes de la ultrasonografía en la reproducción bovina:

La ultrasonografía se introdujo en la práctica veterinaria a principios de 1980 e inicialmente fue usada para la exploración clínica de yeguas (Ginther, 2014). Los primeros reportes de ultrasonidos para examinar el tracto reproductivo de las hembras bovinas fueron en Francia (Chaffaux *et al.*, 1982). A partir de estos estudios, la ultrasonografía se ha vuelto una herramienta reproductiva básica y ha sido usada, entre otros, para caracterizar la dinámica folicular, para investigar el

control gonadotropico y el desarrollo folicular, así como para la ubicación relativa del tubérculo genital como herramienta de sexado fetal entre los días 50 y 60 de gestación (Ginther, 2014).

Capítulo I Ultrasonografía modo B y Doppler color

Principios e instrumentación

La ultrasonografía es una técnica en la que se emplean ondas de sonido de alta frecuencia para producir imágenes de tejidos blandos, órganos internos y estructuras óseas, las cuales podemos visualizar a través de la pantalla del ecógrafo (Pierson y Ginther, 1988). El sonido, estudiado desde el punto de vista físico es una onda mecánica y longitudinal; mecánica, ya que su movimiento es vibratorio, por lo que se propaga por el medio (aire, agua, órganos, etc.) aprovechando sus propiedades elásticas; y longitudinal por que la dirección de la vibración es paralela al de la propagación. Así podríamos definir al sonido como energía que se transmite a lo largo de un medio elástico por la oscilación de sus partículas a cierta frecuencia (Granados, 2016). El ultrasonido es definido como la frecuencia de sonido que supera al rango de audición normal del oído humano el cual tiene la capacidad de detectar sonidos con una frecuencia máxima de 20 MHz. La frecuencia utilizada para la obtención de imágenes ultrasonográficas se encuentra en un rango que va de 1 a 15 MHz (Granados, 2016).

Las Características físicas del ultrasonido son:

Periodo: Tiempo que demora en completarse una onda vibración completa (Tamayo, 2000) **(Fig. 1.1)**.

Amplitud: Medida de la potencia de las ondas del ultrasonido, es similar al volumen en un sistema de onda audible (Ginther, 2007) **(Fig. 1.1)**.

Frecuencia: Número de ciclos o cambios de presión que ocurren en un segundo. La unidad de frecuencia del sistema internacional de unidades es el hercio o hertz y equivale a un ciclo por segundo; está determinada por la fuente emisora del sonido y por el medio a través del cual viaja (Granados, 2016).

Longitud de onda: Distancia entre el inicio y el fin de un ciclo, la cual se obtiene dividiendo la velocidad entre la frecuencia (Granados, 2016) **(Fig. 1.1)**.

Velocidad de propagación: Velocidad a la que puede viajar el sonido a través de un medio. Se encuentra determinada por las características físicas del medio especialmente la densidad y la compresibilidad (Granados, 2016).

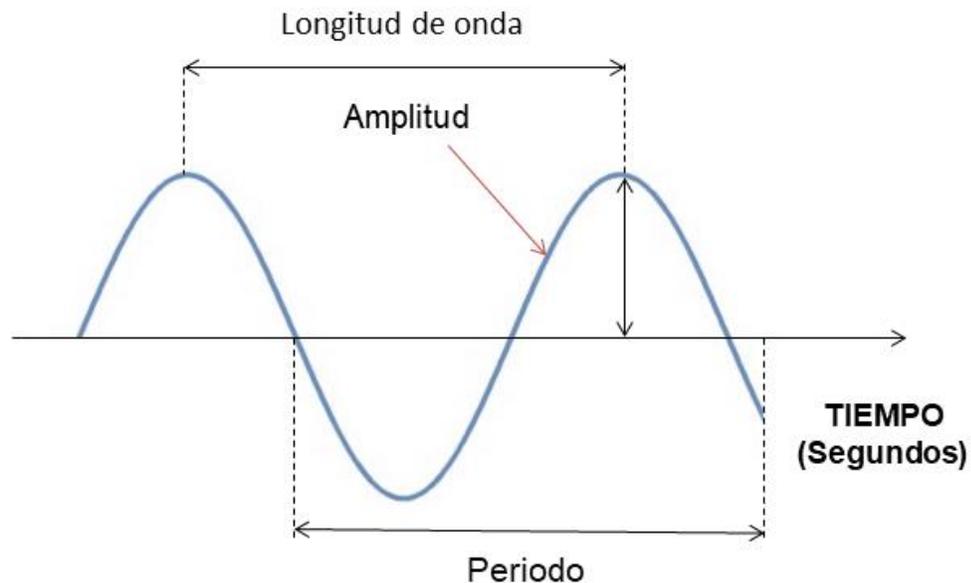


Figura 1.1: Representación de ondas de sonido y sus características físicas.

Por otro lado, debe considerarse que los tejidos oponen cierta resistencia al paso de las ondas de ultrasonido, denominada como impedancia acústica; la cual es producto de la densidad que tiene el medio por la velocidad de propagación del

sonido en dicho medio. Así, si dos materiales tienen la misma impedancia acústica es difícil que se produzca eco, si la diferencia de impedancias es pequeña se puede producir un eco débil, pero si la diferencia es grande se produce un eco intenso (Granados, 2016).

El ecógrafo se integra por la consola y el transductor. La consola se compone del monitor, los mandos y el teclado; dentro de la consola se transforman las señales eléctricas provenientes del transductor en imágenes que se pueden visualizar en la pantalla del monitor. El transductor posee una gran cantidad de cristales piezoeléctricos, cuya vibración por el paso de la corriente eléctrica produce la emisión de ondas que se transmiten a través, y desde, los tejidos en diferentes ángulos e intensidades (Tamayo, 2000). Las señales que son producidas por la corriente eléctrica, se amplifican y posteriormente se visualizan a través de un convertidor analógico digital, enviándose al monitor para proporcionar una imagen en tiempo real en un espectro del blanco al negro (Medan y El-Aty, 2010).

Las interacciones del ultrasonido con los tejidos son:

Reflexión: Es cuando el haz del ultrasonido llega a una zona de contacto entre dos medios que transmiten una señal de sonido a diferente velocidad (interfase), una parte del haz vuelve a la fuente emisora (eco) y el resto continúa propagándose hasta la siguiente interfase (Granados, 2016) **(Fig. 1.2)**.

Refracción: Es la desviación del ultrasonido transmitido ya que se propaga a través de un medio con una velocidad diferente, como por ejemplo, la interfase de

un tejido blando con líquido. La refracción ocurre solo si la interfaz no es perpendicular a la onda (Gayrard *et al.*, 2010) **(Fig. 1.2)**.

Dispersión: Es la reflexión de una pequeña fracción de la energía de la onda del ultrasonido en varias direcciones por interfaces pequeñas en una superficie irregular (Gayrard *et al.*, 2010) **(Fig. 1.2)**.

Absorción: Es la transformación de energía en calor cuando la onda se propaga por un medio homogéneo, por lo tanto, la intensidad de la onda disminuye exponencialmente con la profundidad de penetración (Gayrard *et al.*, 2010) **(Fig. 1.2)**.

Atenuación: La intensidad del haz del ultrasonido va disminuyendo progresivamente a medida que incide en estructuras más profundas, la cantidad de atenuación varía con la frecuencia del ultrasonido (Aldrich, 2007). En la atenuación participan el resto de las interacciones (Granados, 2016).

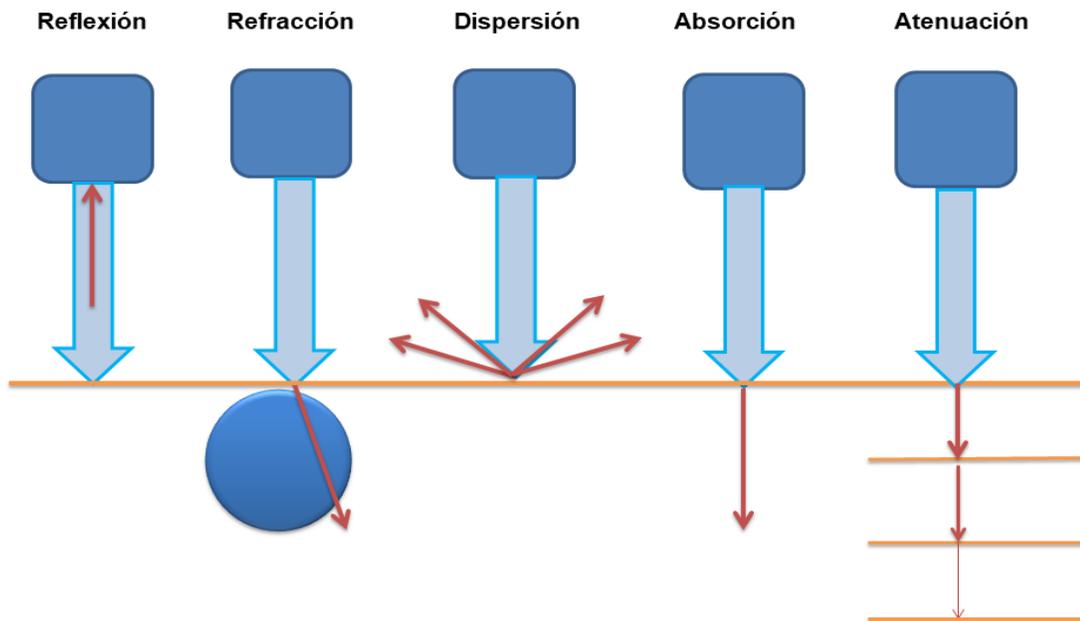


Figura 1.2: Interacciones de los tejidos con la onda de ultrasonido (Adaptado de Granados, 2016).

Ultrasonografía Modo B

El modo B o modo Brillo consiste en la transformación del haz de sonido en puntos que brillan con una intensidad que depende de la magnitud del eco. Se refiere a la porción de imagen obtenida a partir del plano de la sección en donde se encuentra el transductor. Así es posible generar imágenes del tejido que son similares a las secciones histológicas del plano analizado (Whittingham, 2007).

La descripción de las imágenes ultrasonográficas se basa en una evaluación de la forma, el contorno, el tamaño y la posición de la estructura que se estudia; también la ecogenicidad la cual depende de la amplitud de los ecos recibidos (**Fig. 1.3**).

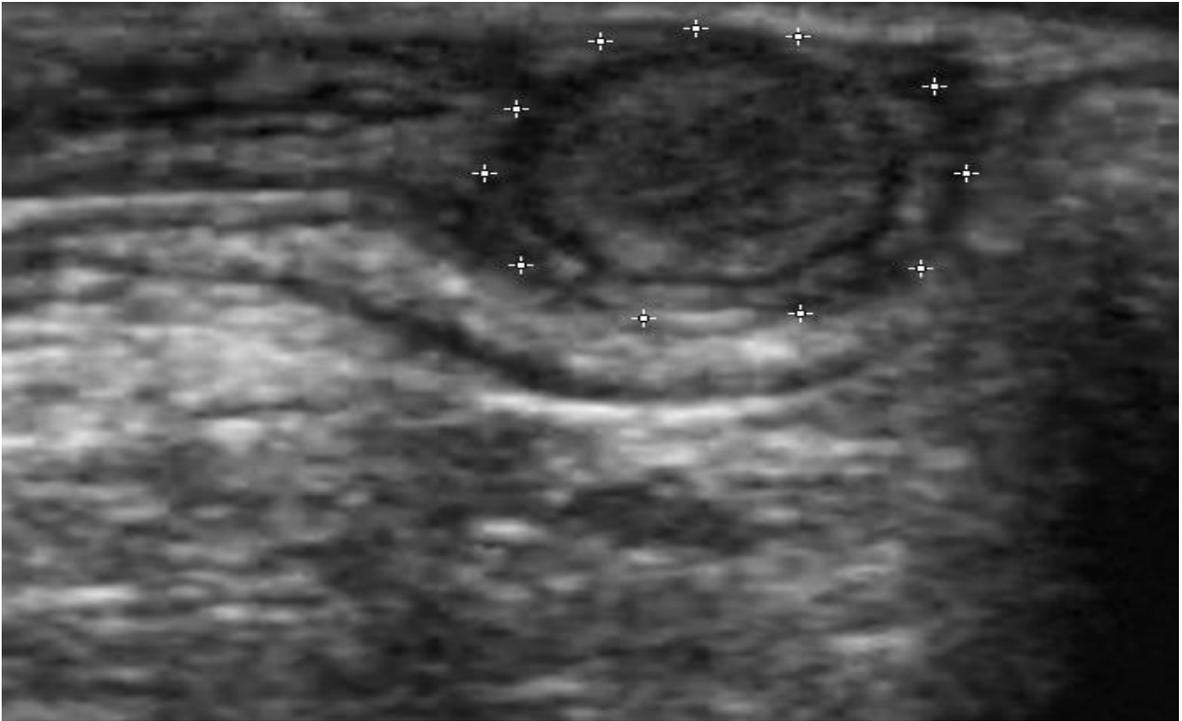


Figura 1.3: Imagen ultrasonográfica en Modo B de un corte transversal de una porción de cuerno uterino. Las cruces blancas delimitan la porción del cuerno uterino.

Una estructura ecogénica refleja la mayoría de las ondas del sonido de vuelta al transductor y por lo tanto aparece entre un color blanco (estructura sólida) a diferentes tonos de grises en la pantalla. Una estructura anecogénica no produce ecos, en cambio, transmite las ondas a tejidos situados más profundamente, un ejemplo de una estructura anecogénica es el líquido folicular que en la pantalla del ecógrafo aparece en color negro (**Fig. 1.4**). Los términos hiperecogénico e hipoecogénico indican un aumento y una disminución, respectivamente, de la ecogenicidad relativa en comparación con el tejido circundante; mientras que el término isoecogénico se utiliza para describir una ecogenicidad similar al tejido circundante (DesCôteaux *et al.*, 2006).

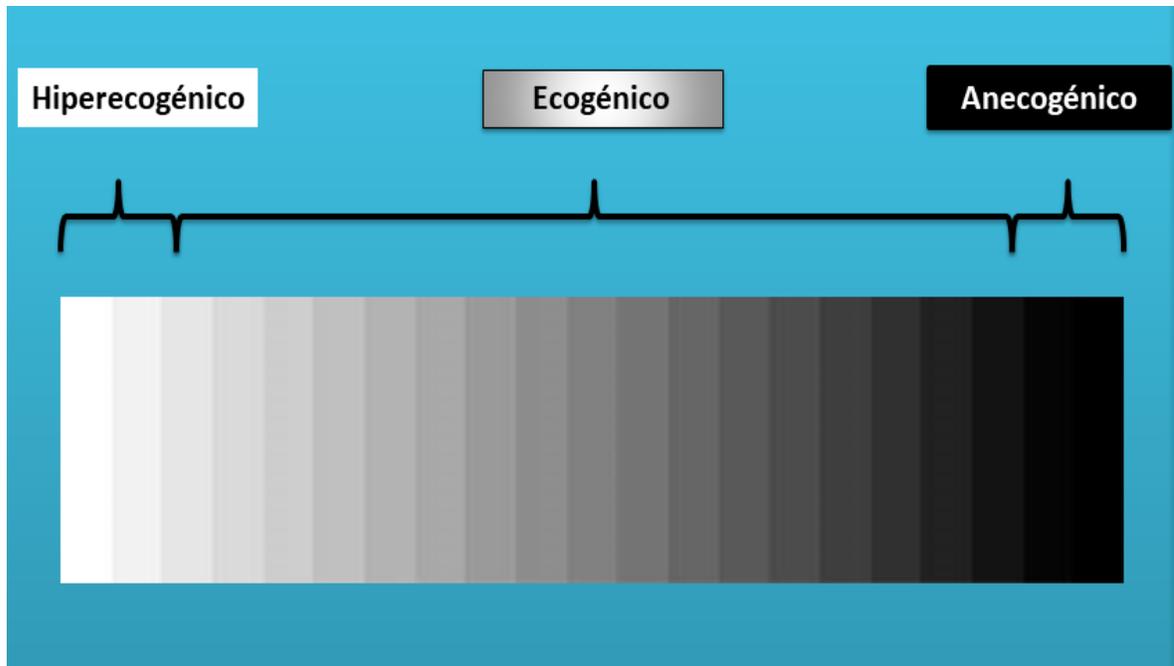


Figura 1.4: Terminología de la ecotextura de los tejidos (Adaptado de DesCôteaux *et al.*, 2006).

Artefactos Modo B

Los artefactos se observan a menudo en la examinación ultrasonográfica de los órganos reproductivos (Ginther, 1995). Los artefactos se tratan de errores en las imágenes a causa de procesos físicos que afectan el proceso de la emisión de la onda de ultrasonido (Granados, 2016).

Reflejo especular. Este se produce cuando la onda de ultrasonido atraviesa una superficie que tiene una gran capacidad para reflejar los ecos, la cual es más grande que el haz y paralela al transductor. Así, la superficie actúa como espejo y refleja el ultrasonido hacia otro reflector que en sí es la imagen real (Granados, 2016).

Reflejos no especulares: Son el resultado de las reflexiones de superficies rugosas o superficies que son más estrechas que el haz del ultrasonido. Cuando el haz llega a una superficie rugosa, la interfase efectiva es más estrecha que el ancho del haz. El cuerpo lúteo es una fuente de reflejos no especulares (Gayrard *et al.*, 2010).

Reverberación: Se produce cuando ecos de gran amplitud son reflejados de nuevo a nivel del transductor y vuelven a entrar al paciente, esto produce un segundo eco que en la imagen aparece al doble de la distancia que el eco real, este aparece en la imagen como múltiples líneas hiperecogénicas paralelas que van disminuyendo de intensidad, típicamente se produce en interfaces de tejido blando-aire (Ginther, 1995).

Sombra acústica: Se produce cuando el ultrasonido se encuentra con una superficie altamente reflejante que rebota todos los ecos, esta superficie es hiperecogénica pero debajo de la misma se produce una sombra anecogénica, está área corresponde al área de tejido del que no se retransmite la onda del ultrasonido de vuelta al transductor (Aldrich, 2007). Cuando la onda choca con la superficie tangencialmente resulta en un cono de sombra (Gayrard *et al.*, 2010).

Refuerzo posterior: Este se produce por la presencia de cavidades llenas de líquido, que cuando al cruzar el haz, este no se atenúa, por lo que la amplitud para una profundidad dada es mayor, lo cual genera un falso aumento de ecogenicidad en comparación a las zonas cercanas (Granados, 2016).

Ancho del haz: La periferia de una gran superficie de líquido o aire, o incluso todo el volumen de una pequeña vesícula como un folículo, presenta una superficie granulosa, debido al llenado del área anecogénica por artefactos de puntos ecogénicos. Esto debido a un problema en la resolución lateral para el segmento del haz que simultáneamente chocan el área con líquido o aire y la pared, los cuales se encuentran a una profundidad determinada, así cuando el transductor captura dos ecos al mismo tiempo son tratados como una sola señal. Estos artefactos nos pueden sugerir desorganización en la pared y pueden conducir a una conclusión errónea de atresia o muerte embrionaria (Gayrard *et al.*, 2010).

Efecto Doppler

En 1843 el físico austriaco Christian Johann Doppler describió el efecto que lleva su nombre y que representa el cambio de frecuencia que se produce en un sonido cuando existe movimiento relativo entre la fuente emisora y el receptor. La diferencia de frecuencia, debida a la proximidad o lejanía de una fuente emisora en movimiento con respecto al receptor, se denomina efecto Doppler (Szabo, 2014; Granados, 2016) (**Fig. 1.5**). El efecto Doppler se aplica en todos los tipos de ondas y en la ultrasonografía se utiliza fundamentalmente para el estudio del movimiento de la sangre. El transductor actúa como un objeto estacionario y las fuentes móviles y receptores del ultrasonido que generan los ecos de retorno son en su mayoría los glóbulos rojos (reflectores) (Ginther, 2007).

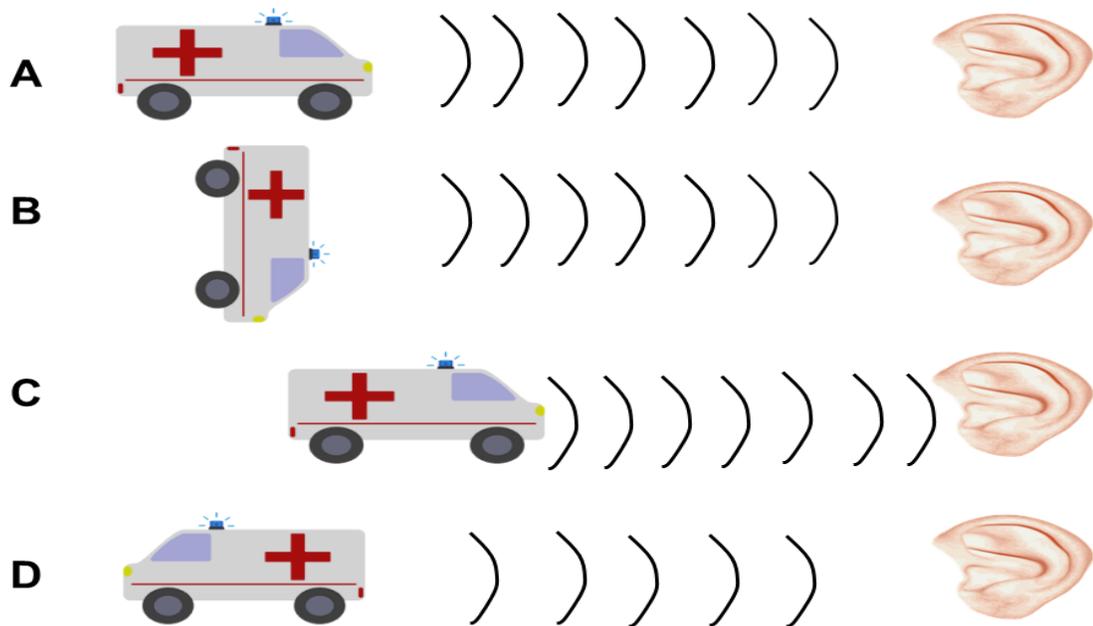


Figura 1.5: Efecto Doppler: Se esquematizan las diferentes percepciones del sonido: A: Estacionario, B: A través, C: Acercándose, D: Alejándose (Adaptado de Ginther, 2007).

Ultrasonografía Doppler

La combinación de imágenes en modo B y Doppler, proporciona información anatómica en tiempo real sobre el flujo sanguíneo de una estructura. Por lo que el Doppler color nos brinda una perspectiva única sobre las estructuras y eventos reproductivos, ya que la perfusión vascular no solo nos indica el estado actual de las estructuras sino que también nos puede proporcionar la futura funcionalidad de las estructuras examinadas. Como ejemplos encontraremos, el flujo al folículo preovulatorio, el estado funcional del cuerpo lúteo, la sensibilidad del cuerpo lúteo a agentes luteolíticos exógenos y endógenos, la diferenciación entre un quiste folicular y un quiste lúteo, entre otros (Ginther, 2007).

Cuando las ondas de ultrasonido golpean superficies estáticas, la frecuencia de los ecos reflejados corresponde a la de las ondas emitidas. En contraste, cuando las ondas llegan a estructuras en movimiento como los glóbulos rojos, la frecuencia de las ondas reflejadas cambia. Dependiendo de la velocidad del movimiento en el que rebotan (Herzog y Bollwein, 2007).

El cambio de frecuencia que detecta el transductor es dependiente de elementos como la velocidad y la dirección del flujo, del ángulo entre el haz del ultrasonido y de la dirección del flujo y de la velocidad de transmisión del sonido en los tejidos (Granados, 2016). Cuando el flujo se mueve hacia el transductor la frecuencia será positiva. Si el flujo se aleja del transductor, la frecuencia será negativa mientras que si se mueve paralelamente al haz del ultrasonido no habrá movimiento por lo que no habrá un cambio de frecuencias (Ginther, 2007).

Existen 5 métodos de ultrasonografía Doppler: Doppler continuo, Doppler pulsado, Doppler color, power Doppler y Doppler espectral (Rubens *et al.*, 2006).

El Doppler continuo incorpora dos cristales piezoeléctricos separados, un cristal emite continuamente las ondas y el otro recibe continuamente las ondas reflejadas. La ventaja de este sistema es que puede medir velocidades de flujo sanguíneo muy altas, pero una desventaja es que no hay selección de profundidad (Marsal, 1993).

El Doppler pulsado contiene un único cristal que emite los ultrasonidos y recibe la señal de forma alternante. De esta manera un pulso corto de ultrasonido es transmitido a una profundidad seleccionada con una frecuencia denominada

frecuencia de repetición de pulsos o *pulse repetition frequency* (PRF, por sus siglas en inglés) (Granados, 2016), así se puede evaluar el flujo en vasos específicos de manera selectiva (Herzog y Bollwein, 2007).

El Doppler color o imagen de flujo a color, es un modo de evaluación Doppler que incorpora información sobre los flujos de movimiento los cuales son codificados en color sobre la imagen bidimensional o modo B en tiempo real. Esta información es obtenida igual que con el Doppler pulsado, analizando al mismo tiempo varios volúmenes de muestra en una superficie seleccionada por el operador, a la cual se le denomina caja de color. Esta caja está compuesta de unidades homogéneas de color (píxeles) (**Fig. 1.6**), que son codificados con un color distinto que dependiendo de la dirección del movimiento detectado, los cambios están codificados por color en la pantalla; los cambios positivos (el flujo de sangre hacia el transductor) generalmente se indican en rojo y los cambios negativos (el flujo que se aleja del transductor) en azul (Bollwein *et al.*, 2016) (**Fig. 1.7**). La saturación de color es proporcional a la frecuencia media de los ecos que vienen del volumen que equivale a esa unidad o píxel, es decir, los reflectores que se mueven a velocidad alta se representan con un color más brillante y los lentos más oscuro (Granados, 2016).

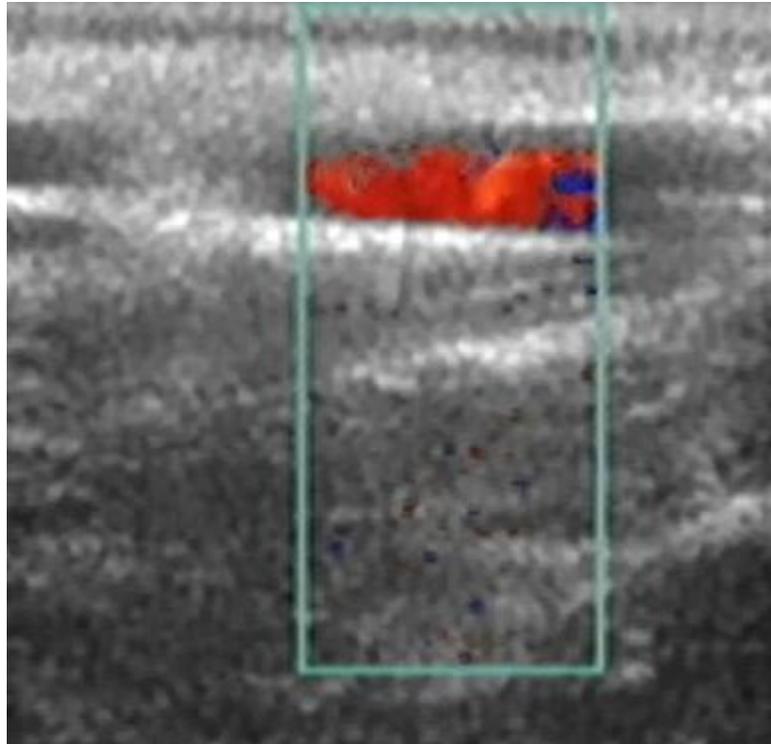


Figura 1.6: Ultrasonografía Doppler color: dentro del recuadro azul (caja de color) se puede observar detección de flujo sanguíneo representado mediante cambios de color en la imagen ultrasonográfica bidimensional.

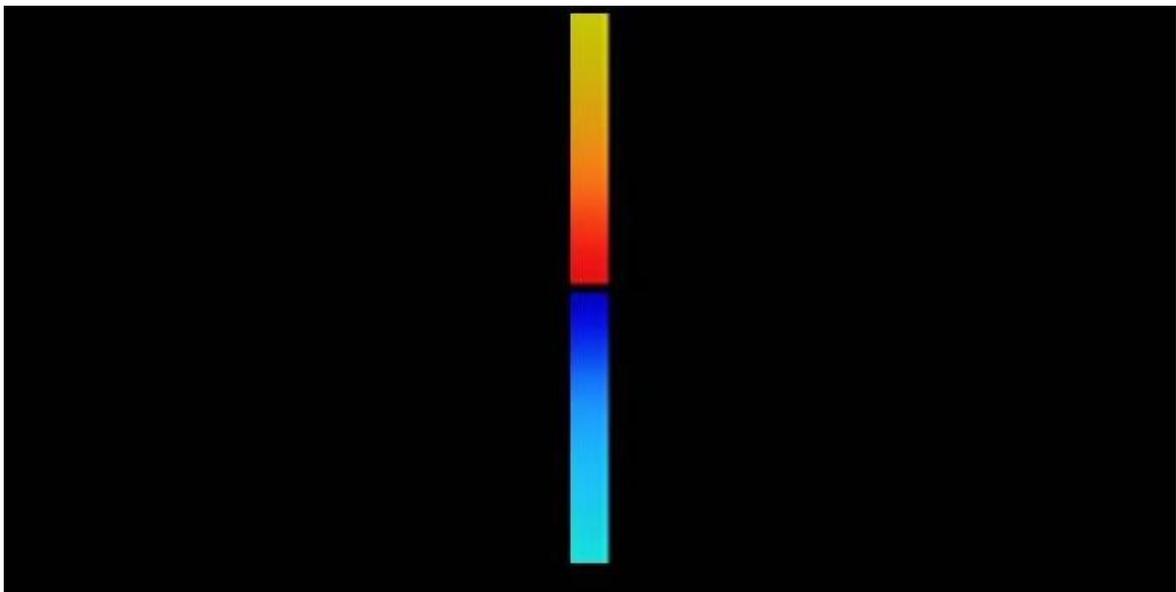


Figura 1.7 Barra Doppler Color: Esta barra representa los movimientos de flujo con respecto al transductor. Color rojo el flujo se aproxima al transductor, color azul se aleja.

El control de la ganancia en el ultrasonido es similar al control de volumen de audio; una ganancia insuficiente puede provocar la pérdida de señales de color, mientras que demasiada ganancia llega a causar una sobresaturación, por lo que es posible que aparezcan señales extrañas en el monitor (**Fig.1.8**). Se necesita un ajuste óptimo para el examen individual de un animal, pero el operador también desarrolla un sentido de estandarización para propósitos comparativos, así se hace más fácil estimar el estado funcional de un tejido de acuerdo con la extensión de la perfusión vascular; así mismo una óptima sensibilidad o habilidad de respuesta a diferentes flujos depende de las metas del operador sobre el tejido que se esté estudiando (Ginther, 2007).

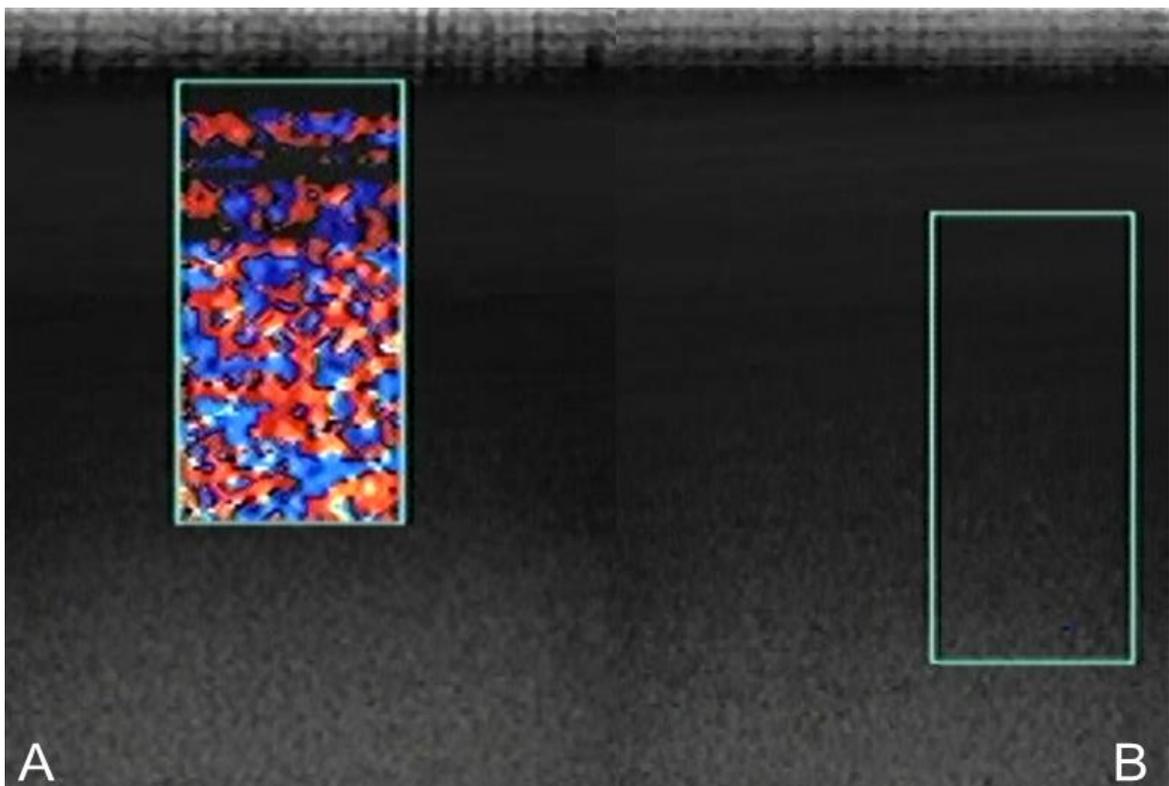


Figura 1.8: Comparativa entre una ganancia excesiva (A) y ganancia insuficiente del ultrasonido (B).

El power Doppler muestra el flujo sanguíneo en modo B en un rango graduado para un solo color (en escalas de amarillo, naranja y rojo oscuro), esto independientemente de la dirección del flujo. Las intensidades del color varían según la señal del power Doppler, dependiendo de la cantidad de glóbulos rojos (reflectores) que se muevan a una velocidad determinada (Zwiebel y Pellerito, 2005). Para las imágenes del power Doppler la intensidad de la escala de color es generada procesando la potencia o el poder de la señal Doppler, en lugar de la frecuencia de cambio. El power Doppler aumenta la sensibilidad tres o cinco veces en comparación con el Doppler color convencional para mostrar un flujo sanguíneo (Amso *et al.*, 2001) (**Fig. 1.9**). Esta mayor sensibilidad permite la evaluación de vasos con un diámetro más pequeño o flujo lento que no aparecen en una imagen de flujo convencional (Ginther, 2007).

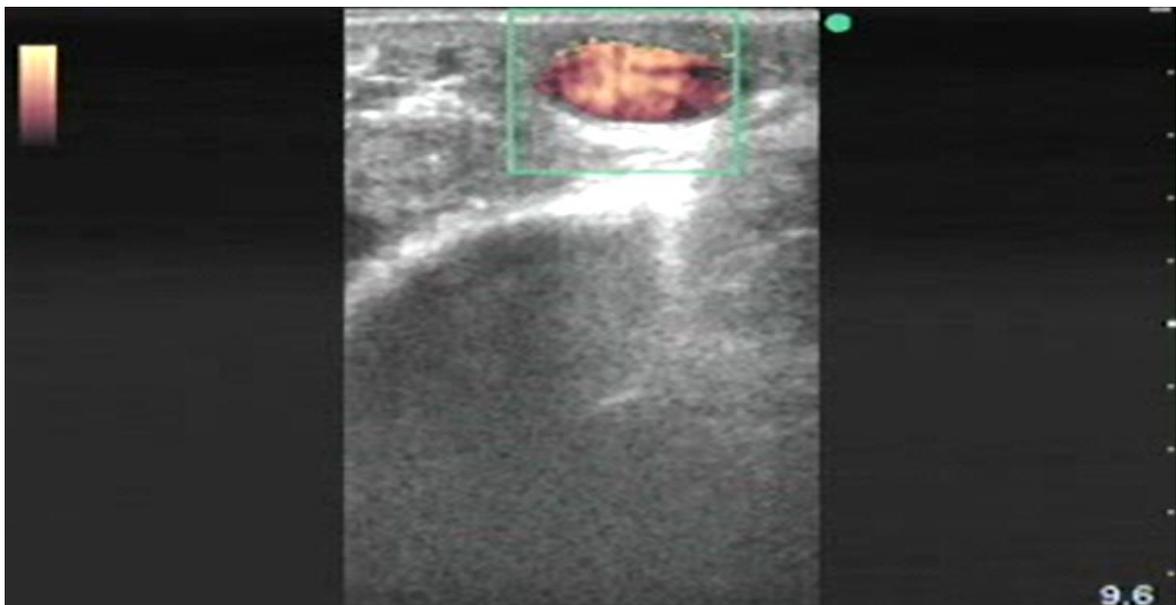


Figura 1.9: Ultrasonografía Power Doppler de la arteria uterina.

El Doppler espectral consiste en un espectro de frecuencias que pueden ser procesadas electrónicamente y representadas gráficamente. En dicha gráfica o curva de la frecuencia Doppler o velocidad se muestra en el eje vertical y el tiempo en el horizontal, mientras que la amplitud o potencia de cada componente se presenta en escala de grises, en esta gráfica se representa la variación del flujo de glóbulos rojos a lo largo de un ciclo cardiaco (Granados, 2016; Chavhan *et al.*, 2008) **(Fig. 1.10)**.

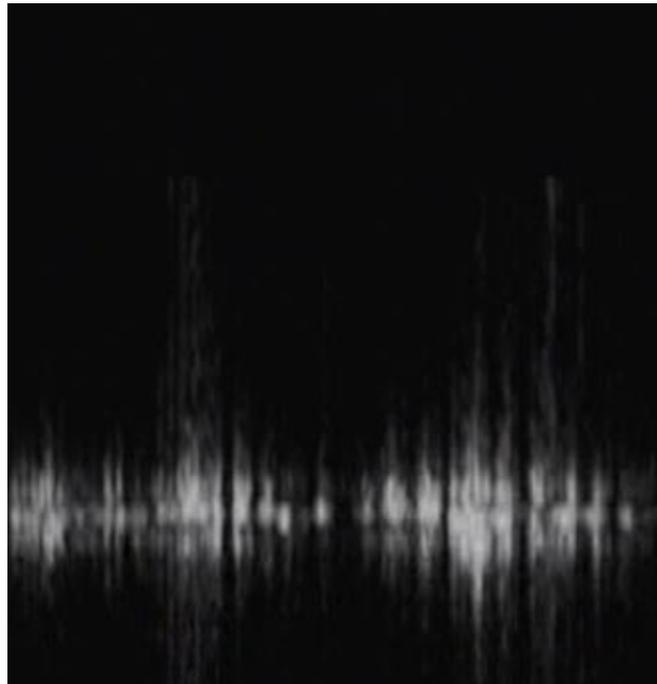


Figura 1.10: Ultrasonografía Doppler espectral del latido cardiaco de bovino.

Evaluación y cuantificación del flujo sanguíneo

El flujo sanguíneo en los vasos individuales (como ejemplo, en la reproducción bovina, la arteria uterina) se puede evaluar semicuantitativamente a través de los

índices Doppler. Estos índices no son una medida directa del flujo sanguíneo, sino que describen la resistencia al flujo sanguíneo de los vasos periféricos al vaso que se está examinando. Los índices Doppler son cantidades relativas del máximo de la sístole (S), el mínimo cambio de frecuencia de la sistole (M), la diástole (D), y el promedio de tiempo o *time averaged mean frequency* (TAMF, por sus siglas en inglés) durante un ciclo cardíaco. El llamado índice de resistencia (RI) se calcula utilizando la fórmula: $RI = (S-D)/S$ (Bollwein *et al.*, 2016). El índice de pulsatibilidad (PI) se utiliza para analizar el flujo en tejidos con alta resistencia vascular, en los que hay reflujo de sangre durante la diástole. El índice de pulsatibilidad mide la distancia total desde la parte superior hasta la parte inferior del pico sistólico y lo divide por la velocidad media a lo largo del ciclo cardíaco y se expresa como: $PI = (S-M)/TAMF$ (Herzog y Bollwein, 2007) **(Fig. 1.11)**.

La velocidad máxima promediada en el tiempo o *time averaged maximum velocity* (TAMV, por sus siglas en inglés) se calcula de la siguiente manera: $TAMV = TAMF \times \cos \alpha$ en donde α es el ángulo entre el haz del Doppler y la dirección del flujo sanguíneo (Bollwein *et al.*, 2016) **(Fig. 1.11)**.

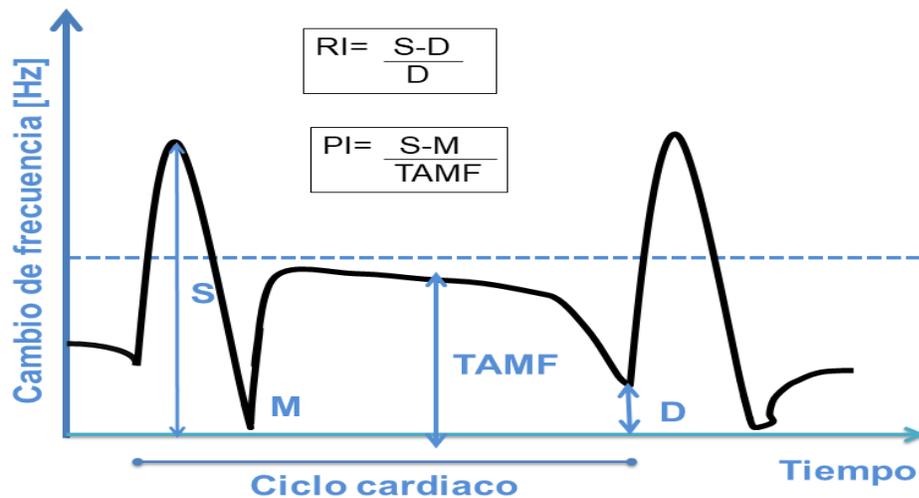


Figura 1.11 Evaluación semicuantitativa del flujo sanguíneo por medio de los índices Doppler (**PI**: Índice de pulsatibilidad y **RI**: Índice de Resistencia) **D**: Fin del cambio de frecuencia de Diástole, **M**: Mínimo cambio de frecuencia, **S**: Cambio de frecuencia de diástole y **TAMF**: Promedio de tiempo máximo del cambio de frecuencia (Adaptado de Bollwein *et al.*, 2016).

El flujo sanguíneo se puede evaluar analizando cualitativa y subjetivamente el número y brillo de los píxeles del Doppler color (Marsal, 1993). A causa de que hay varios vasos sanguíneos que abastecen a los folículos ováricos y los cuerpos lúteos, a menudo no se cuantifican midiendo los vasos individuales, sino al medir el área total de los píxeles coloreados o el área coloreada en relación al área total vista en las imágenes modo B, a través de un software (Bollwein *et al.*, 2016) como Image J™ (Ginther, 2007) (**Fig. 1.12**).

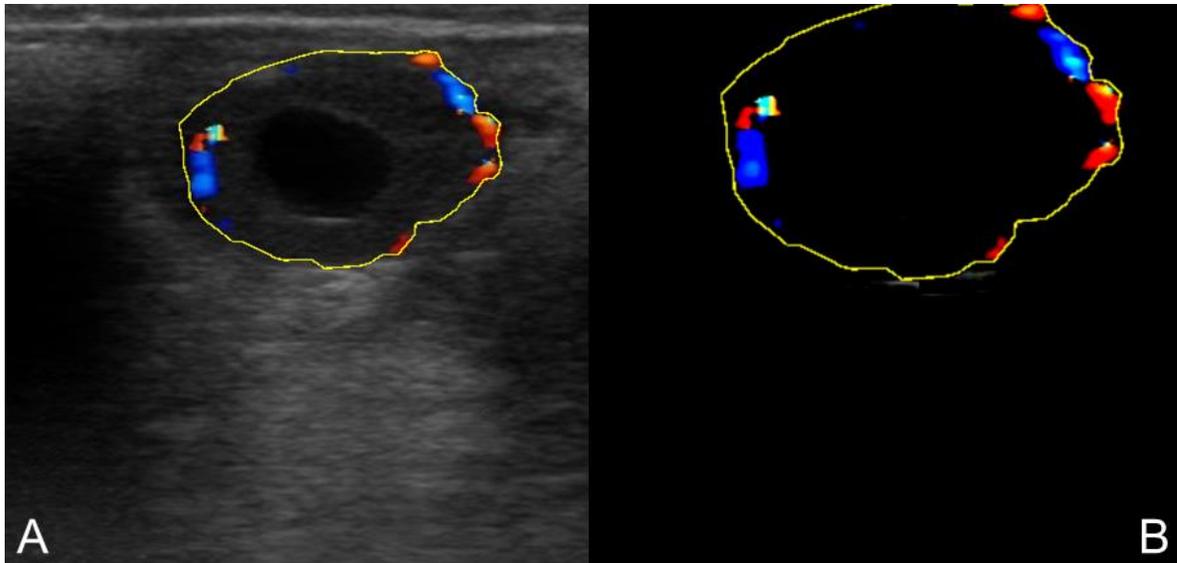


Figura 1.12: Evaluación cualitativa de imágenes de ultrasonidos Doppler color: Tratamiento de imágenes, en este caso de un cuerpo lúteo mediante el programa Image J™ en el cual se aísla los pixeles que representan el flujo a color de la región o estructura de interés.

Otro método de evaluación de las imágenes ultrasonográficas del Doppler color es la asignación de puntuaciones dependiendo la extensión de la perfusión vascular a través de la cantidad de pixeles de color en la evaluación ultrasonográfica de un órgano, tejido o estructura. Dicho sistema de evaluación suele ser subjetivo, ya que depende del operador aunque se puede convertir lo subjetivo en objetivo mediante el registro de imágenes en tiempo real, de modo que la puntuación se puede hacer por otra persona ajena al operador que realizó el examen ultrasonográfico (Ginher, 2007) (**Fig. 1.13**).

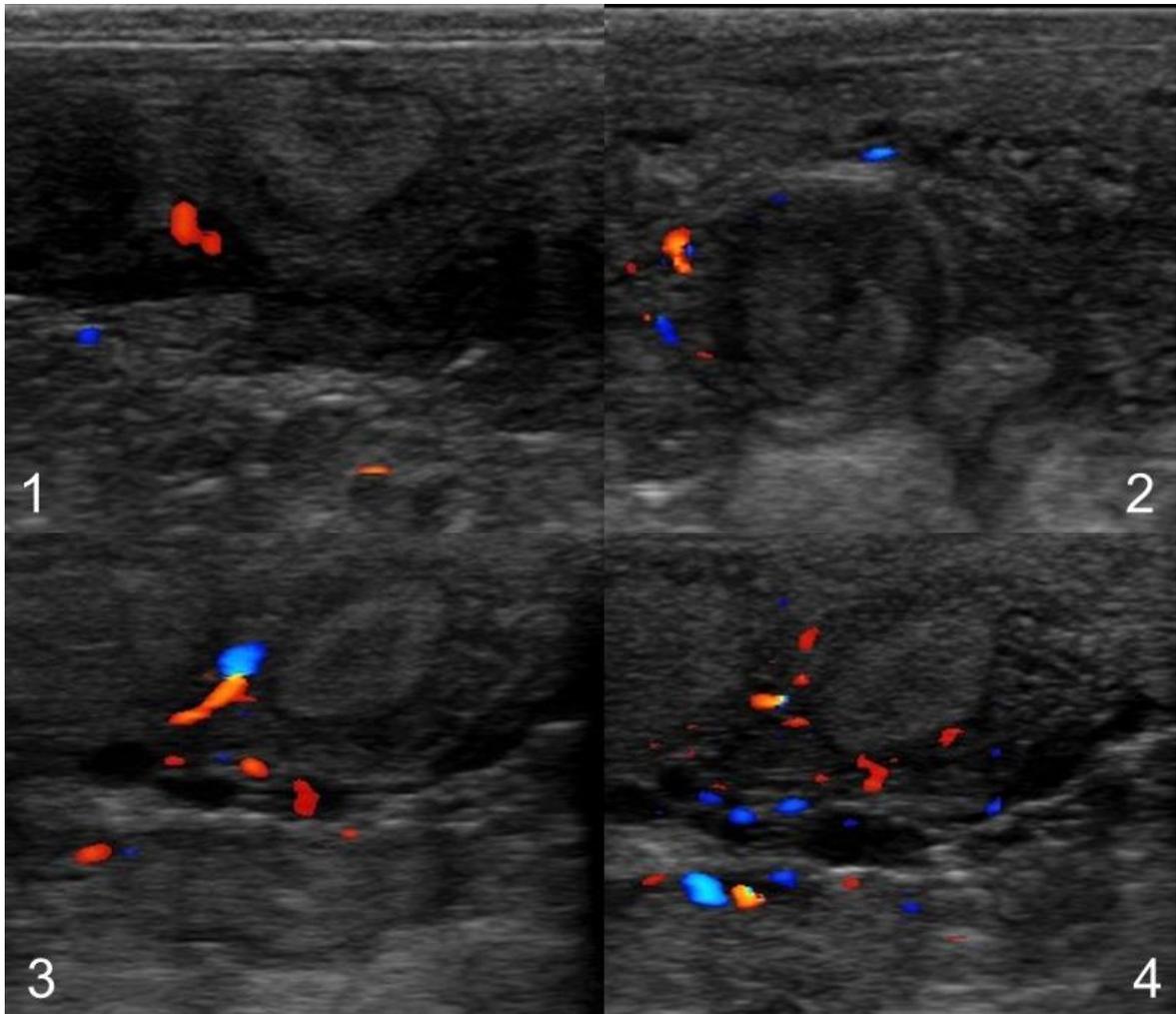


Figura 1.13: Evaluación del flujo sanguíneo uterino, mediante asignación de puntuación. En estas imágenes de un corte transversal de una porción de cuerno uterino se pueden observar diferencias en la cantidad de flujo, en diferentes días del ciclo estral), donde el día 1 se aprecia la menor cantidad de flujo y en el día 4 la mayor cantidad.

Artefactos de Flujo de Color

Los artefactos en la ultrasonografía Doppler se pueden agrupar en tres categorías (Campbell, 2004):

Artefactos causados por limitaciones técnicas en el escaneo, como son: saturación de la señal (*aliasing*), ángulo Doppler incorrecto sin flujo, exceso de señal (*blooming*) (**Fig. 1.14**) y volumen parcial (Rubens *et al.*, 2006).

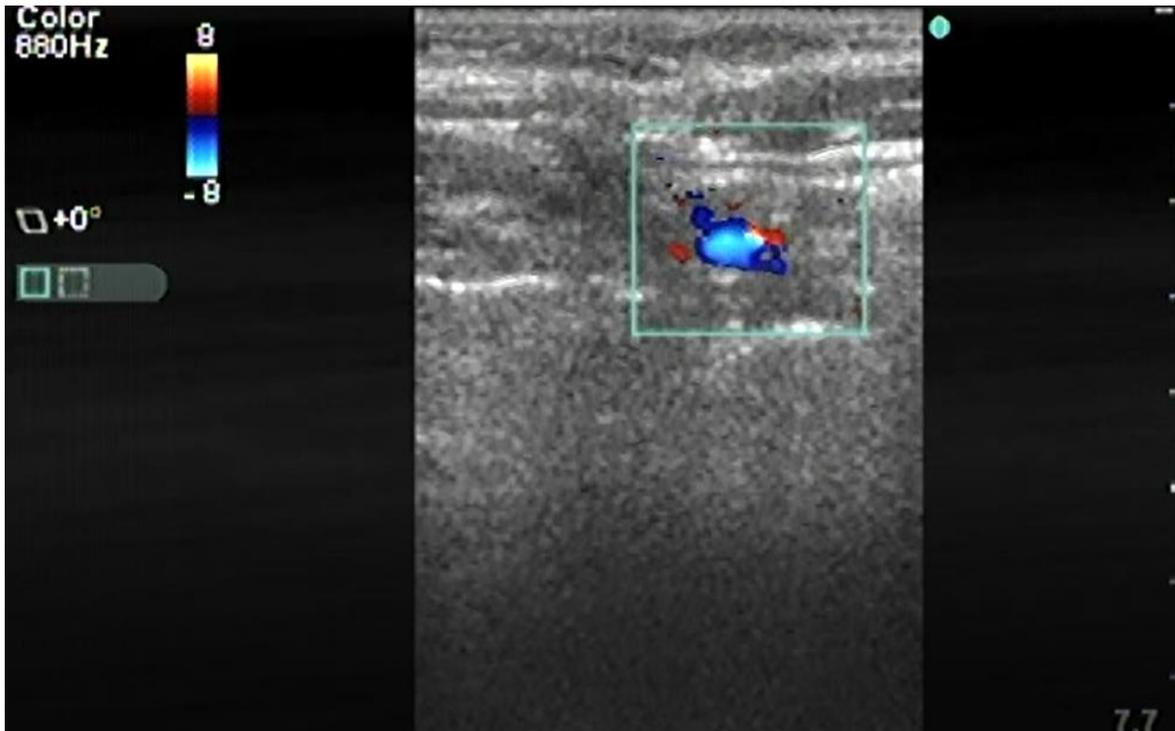


Figura 1.14: Artefacto por exceso de señal o blooming: En la imagen se puede observar como hay flujo que sobre pasa la delimitación del vaso sanguíneo.

Artefactos causados por el paciente, ya sea por movimiento de éste o por movimientos intestinales, entre ellos se encuentran: fricción (**Fig. 1.15**), imágenes espejo, brillo y pseudoflujo (Rubens *et al.*, 2006).

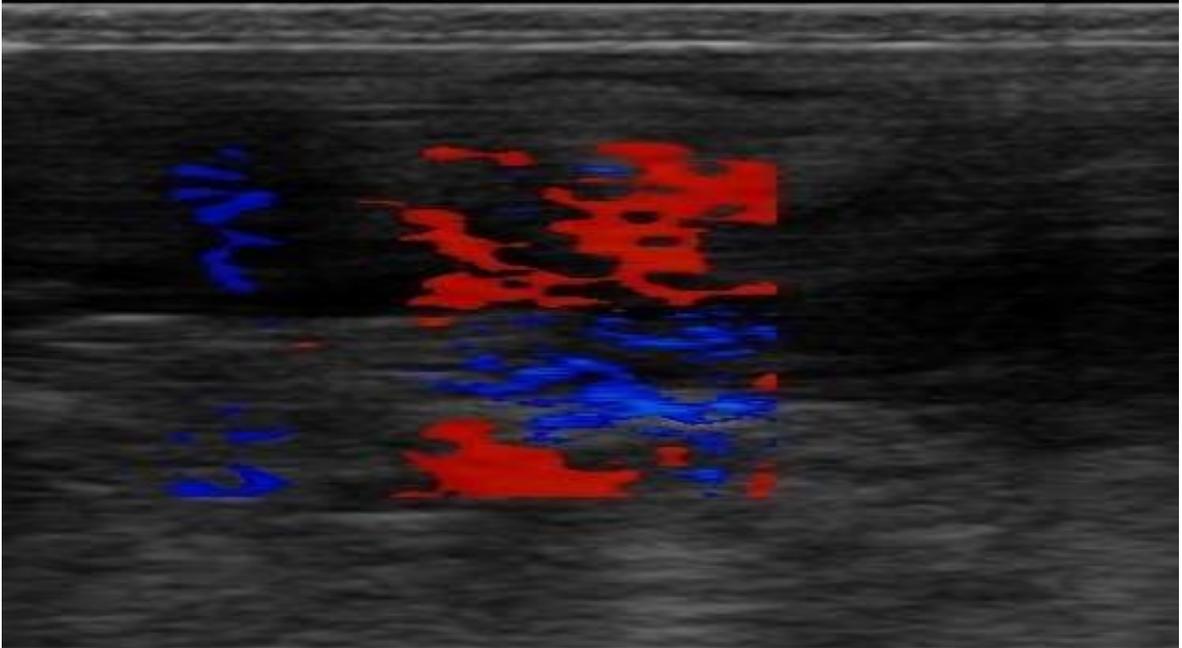


Figura 1.15: Artefacto de fricción: Este se debe a movimientos del paciente, que ocasionan un desplazamiento brusco del transductor. Es el artefacto más común en Medicina Veterinaria ya que muchas veces no se puede mantener un control preciso sobre los movimientos del animal.

Artefactos causados por factores del equipo: artefacto de borde y parpadeo (Rubens *et al.*, 2006).

Por otro lado, existen artefactos que se presentan específicamente en la ultrasonografía Doppler color, a continuación se describirán los más importantes:

Saturación de la señal o aliasing: Este artefacto es una visualización inexacta del color y ocurre cuando el rango de velocidad excede la escala disponible, esto se manifiesta como una codificación del color que representa la dirección del flujo en dirección opuesta (Rubens *et al.*, 2006).

Exceso de la señal o blooming: También es conocido como “sangrado de color” ya que el color se extiende desde el interior del vaso y sobrepasa más allá de la

pared de los vasos sanguíneos hacia áreas adyacentes. Esto puede ocurrir por que el color de la imagen, es en realidad dos imágenes superpuestas, normalmente es causado por ajustes de ganancia anormalmente altos (Nilsson, 2001), y puede evitarse al modificar la ganancia, aunque se pierde sensibilidad ante flujos bajos (Rubens *et al.*, 2006) **(Fig. 1.14)**.

Volumen parcial: Este resulta de los ecos y señales Doppler que atraviesan en forma dispar un corte poco delgado, quedando fuera del mismo, por lo que los ecos pueden aparecer dentro de una estructura anecogénica y las señales del Doppler se presentan en un área en la cual los vasos sanguíneos son percibidos en una escala de grises (Zweibel y Pellerito, 2005).

Pseudoflujo: Es definido como la presencia de flujo de un fluido diferente a la sangre (Campbell, 2004), el pseudoflujo puede imitar el flujo sanguíneo verdadero pero en realidad no hay ningún vaso sanguíneo que contenga sangre. La señal en color Doppler o power Doppler muestra un movimiento del fluido continuo. La forma de distinguir si es flujo sanguíneo u otro fluido puede ser con ayuda de otro tipo de Doppler como el pulsado (Zweibel y Pellerito, 2005).

Artefacto de borde o edge artifact: Este se muestra en las imágenes como un color persistente a lo largo del borde de estructuras calcificadas como cálculos biliares o hueso, así como superficies externas que son ecogénicas. Este artefacto es más común en el power Doppler que en el Doppler color (Rubens *et al.*, 2006).

Artefactos de brillo: Es una ráfaga repentina de color aleatorio que llena el cuadro, poniendo color en la imagen en escala de grises. Este artefacto puede ser

causado por movimiento del animal, intestinal o del transductor (Ginther, 2007). El power Doppler es más susceptible a éste artefacto, debido a que se requiere mayor tiempo para construir una imagen de este Doppler (Rubens *et al.*, 2006) **(Fig. 1.15).**

Parpadeo: Se trata de señales del Doppler color que imitan el movimiento o flujo detrás de una interface estacionaria fuertemente reflectante (Rahmouni *et al.*, 1996). El parpadeo se puede ver detrás de cualquier superficie irregular o rugosa, y es comúnmente causada por cálculos renales, calcificación de la vejiga y cristales de colesterol. El parpadeo se crea en el ecógrafo ya que las superficies ásperas aumentan los retrasos en medir a señal, aumentando el ancho de la banda espectral (Rubens *et al.*, 2006).

Imagen en espejo: Este artefacto muestra objetos en ambos lados de un reflector fuerte, a pesar de que se encuentran en un solo lado. El reflector dirige algunos de los ecos a un segundo reflector antes de devolver los ecos al transductor lo que genera un reflejo de múltiples trayectos (Rubens *et al.*, 2006).

Capítulo II Hemodinámica

La hemodinámica es el estudio de los principios físicos que regulan el flujo y la presión sanguíneos (RAE, 2017).

El flujo sanguíneo involucra la colaboración de varios factores, incluidos la regulación y función del corazón, la elasticidad de los vasos sanguíneos, las variaciones en el tamaño de los vasos sanguíneos y su estructura, así como los patrones de interconexión de millones de derivaciones de los vasos sanguíneos (Melbin y Detweiler, 1993).

El pulso arterial es una consideración primaria en la evaluación con Doppler, que aparte de la actividad cardíaca, involucra la elasticidad de las arterias mayores. Durante la contracción del ventrículo izquierdo (sístole) la sangre es expulsada de la aorta; las válvulas semilunares cierran al finalizar la contracción, y el ventrículo se comienza a relajar, lo que concluye con el llenado sanguíneo del atrio izquierdo (diástole). La sangre continúa su flujo en las principales arterias durante la diástole, mientras que las paredes arteriales se estrechan durante la misma; continuando con el movimiento de la sangre, en el cual existe una reducción de la velocidad del flujo sanguíneo. Las variaciones de la velocidad durante las fases de sístole y diástole se presentan como cambios de color o en forma de un gráfico o espectro en el ultrasonido Doppler (Ginther, 2007) **(Fig. 2.1)**.

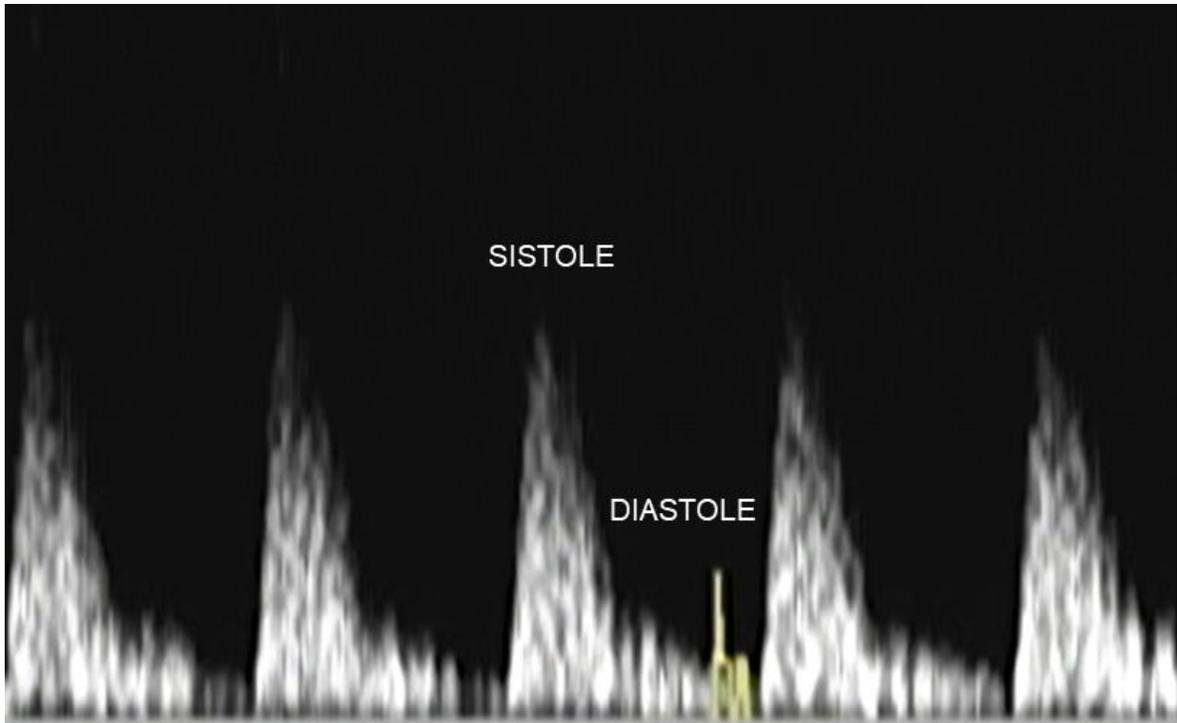


Figura 2.1: Imagen representativa de sístole y diástole mediante Ultrasonografía Doppler espectral.

Patrones de flujo sanguíneo

La conducción del flujo arterial hacia el tracto reproductivo se origina en el ventrículo izquierdo del corazón. La mitad de la resistencia total del flujo se le atribuye a las arteriolas (Kremkau, 1995). La resistencia de un tejido varía mucho, dependiendo de la constricción o relajación de la pared muscular de las arteriolas (Ginther, 2007). El adelgazamiento de arterias, las curvas y las bifurcaciones también generan resistencia (Ginther, 2007).

El conocimiento de los patrones de flujo sanguíneo es importante en la ultrasonografía Doppler color, ya que el rango de velocidades es representado por variaciones en el color.

Existen diferentes tipos de alteraciones en las velocidades del flujo sanguíneo en el recorrido de la sangre desde una arteria grande (aorta) al entrar a las ramas arteriales pequeñas, los patrones de flujo sanguíneo se pueden clasificar como flujos: “de enchufe”, “turbulento natural”, “turbulento con remolinos” y “laminar” (Ginther, 2007) **(Fig. 2.2)**.

Flujo de enchufe: En la aorta abdominal y en la entrada de una arteria grande, como por ejemplo la arteria iliaca, la velocidad de la sangre es casi uniforme en toda la arteria, por lo que se observa con un color constante (Ginther, 2007) **(Fig. 2.2)**.

Flujo turbulento natural: Este ocurre cuando el flujo de dos líneas paralelas de vasos sanguíneos se interrumpe en una bifurcación (Ginther, 2007) **(Fig. 2.2)**.

Flujo turbulento con remolinos: Este es un patrón aparentemente aleatorio de los componentes sanguíneos, los cuales se mueven en diferentes direcciones pero manteniendo la dirección de avance, en los extremos se pueden desarrollar patrones de remolinos. La incidencia de este tipo de flujo no se ha estudiado en animales, aunque se considera anormal en los humanos en los que se atribuye a una obstrucción, con excepción de los casos del corazón o de la entrada de la aorta ya que en estos dos, el mayor volumen sanguíneo provoca un flujo más turbulento (Kremkau, 1995) **(Fig. 2.2)**.

Flujo laminar: Cuando el flujo sanguíneo recorre una distancia corta en una arteria pequeña por ejemplo la arteria ovárica, el flujo se vuelve laminar ya que cada capa cilíndrica que compone al vaso sanguíneo retrasa a su vez la velocidad en forma

decreciente, de modo que la velocidad máxima se obtiene por la capa más interna (Carter, 2005) (**Fig. 2.2**).

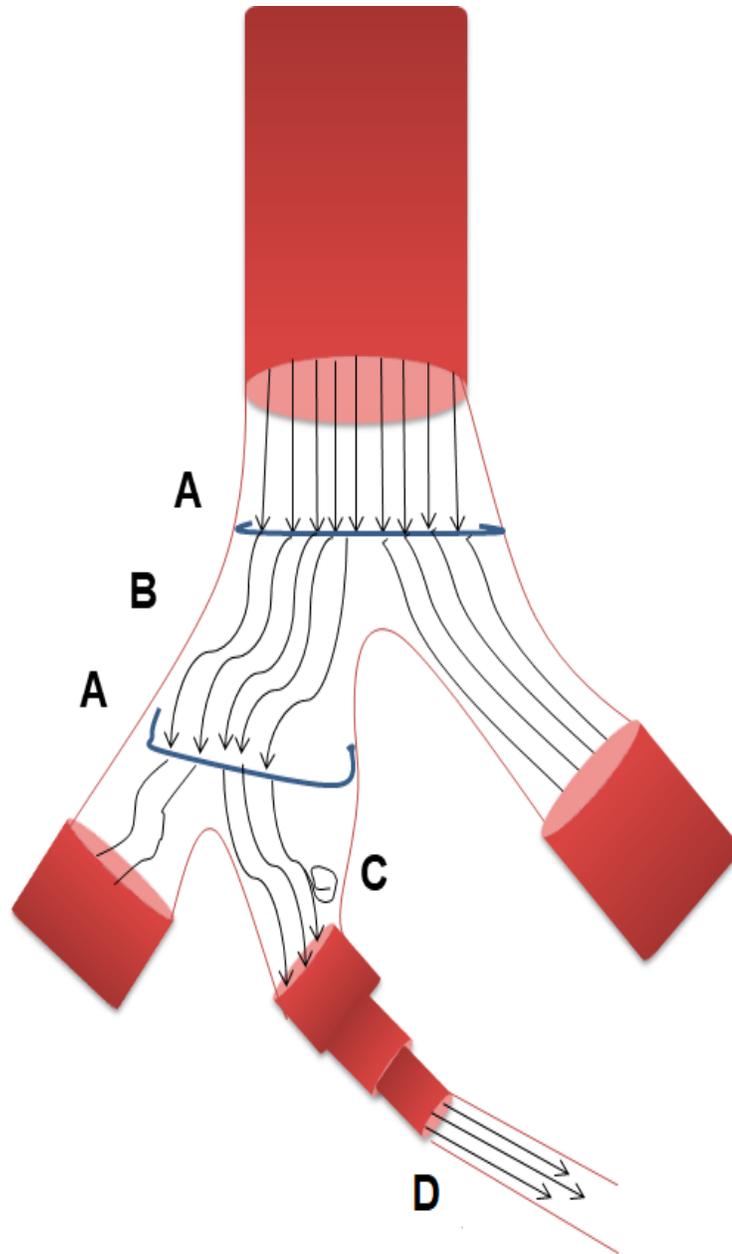


Figura 2.2: Diferentes patrones de flujo. **A:** Flujo de enchufe, **B:** Flujo turbulento natural, **C:** Flujo turbulento con remolinos y **D:** Flujo laminar. (Adaptado de Ginther, 2007).

Sistema de vascularización del ovario y el útero

La vascularización de los órganos genitales femeninos está a cargo básicamente de 5 arterias pares: ováricas, pudendas internas, uterinas, vaginales y vestibulares.

La arteria ovárica se origina en la aorta abdominal y recorre sinuosamente su camino a lo largo del ovario, en cuyas proximidades se separa en la rama ovárica y una rama uterina que van a la porción craneal del cuerno uterino. La cual se anastomosa con la arteria uterina dentro del ligamento ancho (Dyce *et al.*, 2007) **(Fig. 2.3)**. El útero está irrigado por ramas de la arteria pudenda interna, a partir de esta arteria se desprende la arteria uterina (König y Liebich, 2005).

Las venas son en su mayor parte satélites de las arterias, La vena ovárica plexiforme es relativamente más grande y la vena uterina más pequeña, esto en relación a las arterias que les acompañan. Un gran plexo venoso presente en la cara ventral del útero y la vagina drena ambos órganos permitiendo que la sangre se dirija a cualquiera de las venas pares ovárica uterina y vaginal (Dyce y Sack, 2007) **(Fig. 2.3)**.

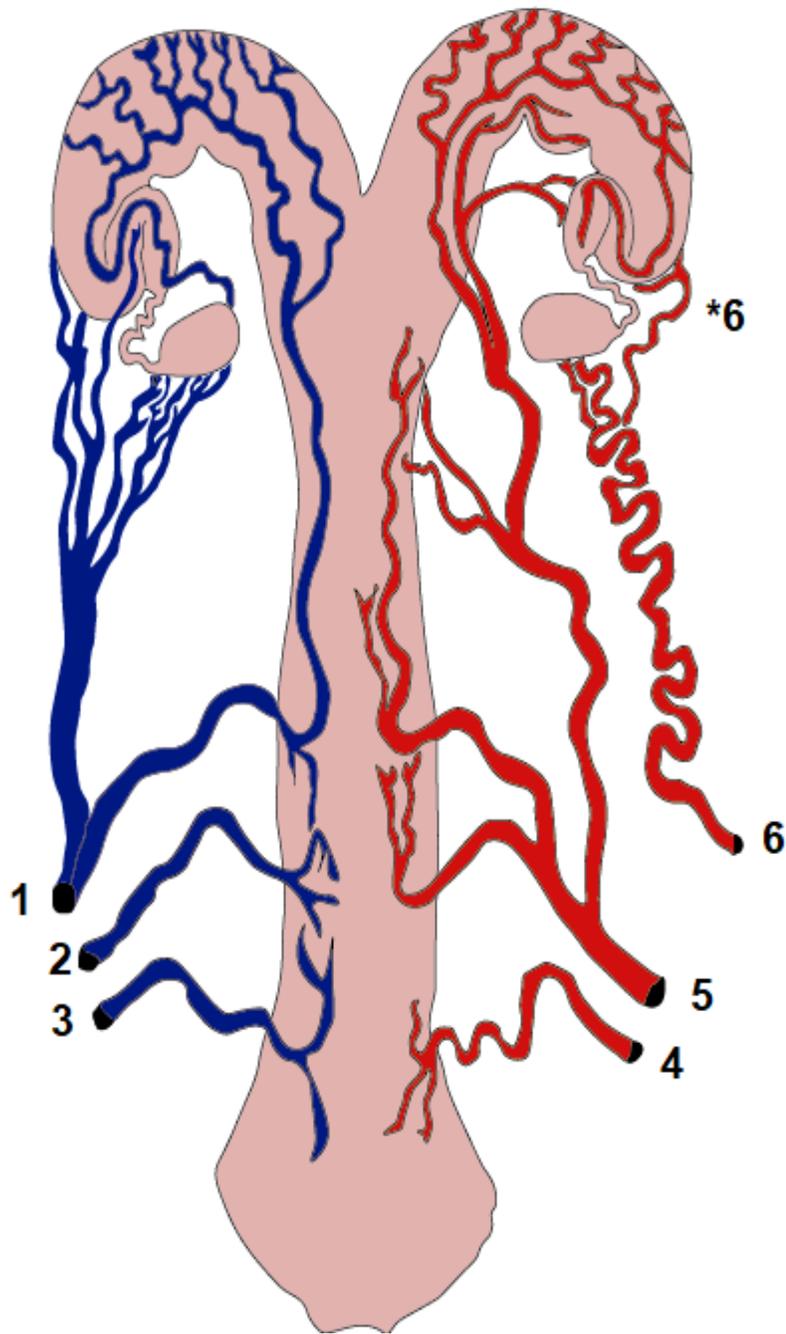


Figura 2.3: Irrigación del aparato reproductor de la vaca. Del lado izquierdo se encuentran las venas en color azul y del lado derecho las arterias en color rojo: 1: Vena ovárica, 2: Vena vaginal accesoria, 3: Vena vaginal, 4: Arteria vaginal, 5: Arteria uterina, 6: Arteria ovárica y *6: Rama uterina. (Adaptado de Dyce y Sack, 2007).

Capítulo III Ciclo estral

El ciclo estral puede definirse como un ciclo reproductivo regulado por factores genéticos, fisiológicos, de comportamiento y endocrinos que ocurren en un lapso comprendido entre dos periodos de estro consecutivos con una duración en promedio de 18 a 24 días, cuyo fin es generar un óvulo para que posteriormente sea fecundado (Guáqueta, 2009; Galina, 2007).

Las hembras bovinas se pueden clasificar como una especie poliéstrica continua; esto quiere decir que presentan ciclos estrales a lo largo del año (Gutiérrez *et al.*, 2007).

El ciclo estral se puede dividir en dos grandes fases: folicular y lútea:

La *fase folicular* comienza con la regresión del cuerpo lúteo del ciclo anterior y finaliza con la ovulación. Esta fase se puede subdividir dependiendo las características conductuales y endocrinas en proestro y estro (Gutiérrez *et al.*, 2007).

La *fase lútea* se caracteriza por la formación y presencia de un cuerpo lúteo funcional; esta fase se subdivide en metaestro y diestro (Gutiérrez *et al.*, 2007).

Útero

Su función principal, como parte del tracto genital es albergar a los embriones y mantener la gestación. En él se establece el intercambio de nutrientes y gases

entre el torrente sanguíneo de la madre y el fetal durante la gestación (Dyce *et al.*, 2007).

Anatomía general del útero

El útero es un órgano de forma tubular que conecta a los oviductos con el cérvix. En los rumiantes se clasifica como bicornual, ya que posee dos cuernos, un cuerpo y un cérvix (o cuello uterino). En el caso de la vaca, los cuernos uterinos tienen forma de cuerno de carnero, debido a que están enrollados. Por la altura en la que se presenta la unión de dichos cuernos, se clasifican como de fusión intercornual moderada. El cuerpo puede medir de 2 a 5 centímetros mientras que los cuernos desenrollados de 35 a 40 centímetros, esto si tomamos como medida la bifurcación real de los cuernos la cual se encuentra a nivel de la unión con el cuerpo del útero. En posición más craneal que la bifurcación real de los cuernos se localiza la falsa bifurcación de los mismos, unidos por dos hojas ligamentosas, llamadas ligamentos intercornuales. Este ligamento es empleado para la retracción del útero al momento del examen rectal (Rangel., 2009).

El útero está formado por 3 capas: capa mucosa o endometrio, es la porción más interna en contacto con la luz del útero. En esta se encuentran numerosas glándulas y en los rumiantes localizamos elevaciones ordenadas en cuatro filas irregulares las cuales corresponden a las carúnculas. La capa intermedia se denomina muscular o miometrio y es una envoltura muscular de dos capas, en la cual encontramos tejido conectivo y vasos sanguíneos. La capa externa que

recubre al útero es la serosa o perimetrio, la cual consta de varias ramificaciones vasculares, nervios y fibras musculares (König y Liebich, 2005).

El cérvix o cuello uterino es una estructura cilíndrica, firme y móvil, que mide de 7 a 10 centímetros de largo, y se localiza en el piso pélvico, arriba de la vejiga. Tiene una apariencia lobulada debido a la presencia de tres o cuatro anillos formados a partir de la capa muscular cervical. La función del cérvix es aislar al útero del ambiente externo, tiene la capacidad de cerrarse o abrirse dependiendo del momento fisiológico del animal.

La posición del útero es ventral con respecto al eje iliaco, se encuentra asentado en el piso de la cavidad pélvica, aunque factores como la edad y número de partos hacen que el útero caiga del piso pélvico. El útero se encuentra suspendido en la cavidad pélvica gracias a los ligamentos anchos. Estos son unas láminas bilaterales que se extienden desde el origen del suelo abdominal y las paredes pélvicas, la porción craneal de ambos lados del ligamento ancho cuelga verticalmente y sostiene al ovario, el oviducto y el cuerno del útero mientras que la porción caudal pasa más horizontalmente para fijarse a los lados del cuerpo del útero, el cuello y la porción craneal de la vagina (Dyce *et al.*, 2007)

Anatomía ultrasonográfica de útero

El cérvix sirve como referencia en el escaneo del aparato reproductor. Para ello el transductor debe de avanzar en el recto, manteniéndolo ventralmente, sobre el piso pélvico, una vez que se localiza el cérvix este se estabiliza con ayuda de los dedos para ayudar a visualizar la estructura la cual se caracteriza por que los

anillos son más ecogénicos que los espacios intercervicales (Réjean y Gnemmi, 2010) **(Fig. 3.1)**.



Figura 3.1: Imagen ultrasonográfica del cérvix. Corte longitudinal del cérvix, en el cual se muestran los bordes hiperecogénicos delimitada por las marcas amarillas. Dentro del círculo azul se puede observar una parte de un anillo cervical.

Además de saber las características anatómicas del útero para su evaluación ultrasonográfica, se debe recordar que hay cambios fisiológicos en el útero durante el ciclo estral como lo pueden ser: vascularidad, edema, tono y desarrollo endometrial (Ginther, 1998 Ribadu y Nakao, 1999).

La apariencia ultrasonográfica del útero y los cuernos uterinos se caracteriza por diferentes ecotexturas que representan las diferentes capas. El perimetrio produce

una señal hiperecogénica. Debajo de esta superficie hiperecogénica se observa una tenue línea ecogénica que representa las estructuras vasculares y las capas musculares longitudinales, externas e internas. Finalmente, el endometrio se caracteriza por una apariencia ecogénica en la mayoría del tejido con puntos o líneas anecogénicas de modo que se observan señales oscuras y brillantes dentro del tejido. Cuando no hay líquido endometrial en el lumen, el endometrio dorsal y ventral se unen y aparece como una línea brillante (**Fig. 3.2**).

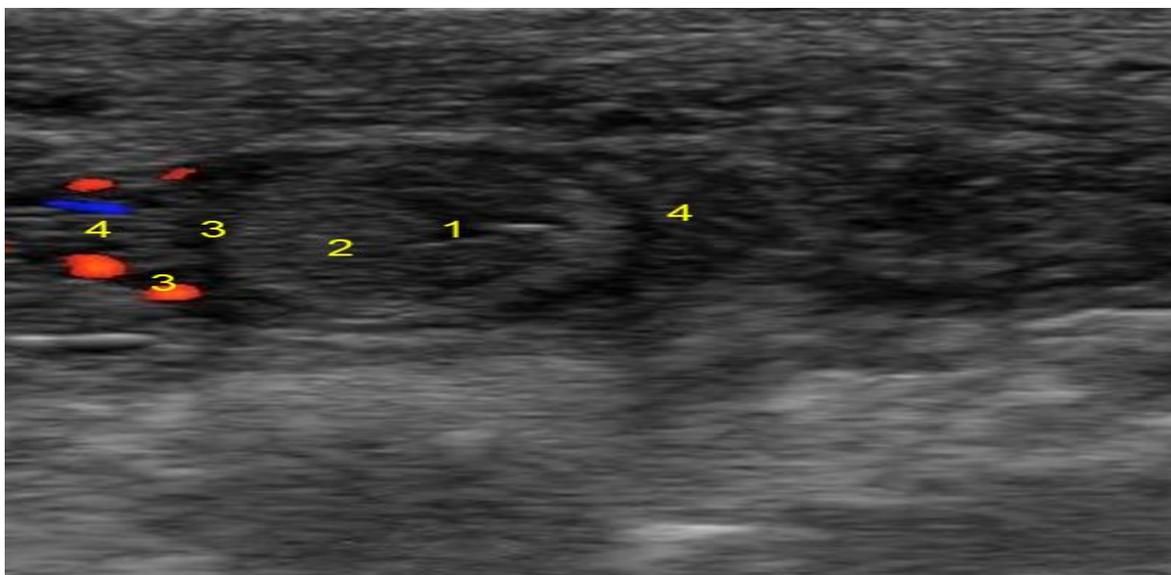


Figura 3.2: Segmento de cuerno uterino con sus diferentes partes, en un corte transversal **1:** Luz del endometrio, **2:** Endometrio, **3:** Zona vascular **4:** Miometrio.

Dentro de la fase folicular, en el proestro y el estro, el útero durante la palpación rectal presenta tono muscular firme, con paredes engrosadas y cuernos uterinos más enrollados que en el diestro (Bonafos *et al.*, 1995). En el ultrasonido, estos cambios se pueden ver como una pared uterina con tonos grises menos uniformes, así como, una apariencia más gruesa con respecto al endometrio. Una extensa superficie del útero con zonas anecogénicas corresponde a la

edematización del útero causada por una mayor de vasos sanguíneos debajo del endometrio (en el miometrio y perimetrio) (DesCôteaux *et al.*, 2009) **(Fig. 3.3)**.

Así mismo, durante el estro la mucosa endometrial se vuelve más ecogénica que en el proestro (Bonafos *et al.*, 1995). El límite entre el endometrio y el miometrio es más obvio, también, a causa de que la porción vascular se dilata aumenta en tamaño (Fissore *et al.*, 1986). El lumen del útero puede mostrar una gran acumulación de líquido endometrial a lo largo de los cuernos uterinos (Fissore *et al.*, 1986; Bonafos *et al.*, 1995).

Dentro de la fase lútea la hormona que encontramos presente en mayor concentración es la progesterona. En el ultrasonido se puede observar que el útero pierde tono; las paredes del endometrio se vuelven más delgadas con respecto a la fase folicular y normalmente se pierde el líquido endometrial (DesCôteaux *et al.*, 2010). También se puede observar que se tiene una apariencia ecogenicamente más uniforme (DesCôteaux *et al.*, 2009) **(Fig. 3.3)**.

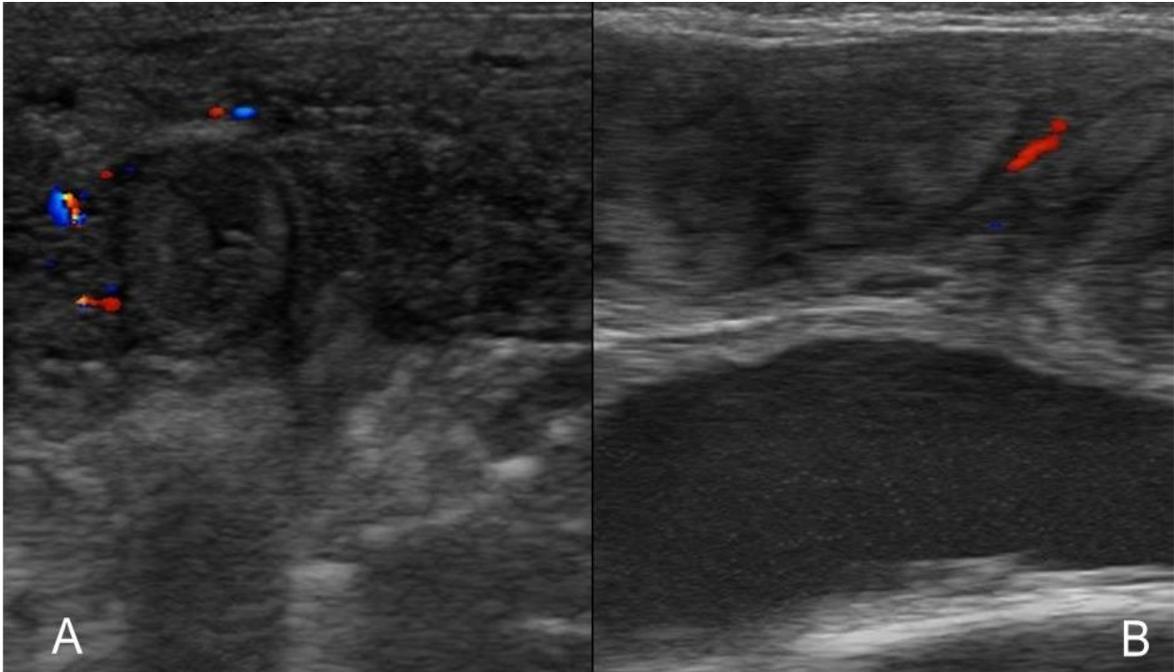


Figura 3.3: Imagen ultrasonográfica comparativa de dos cortes transversales del útero en dos fases: **A:** fase folicular (proestro) y **B:** fase lútea (diestro). En la fase folicular (A) se observa mayor cantidad de flujo sanguíneo con respecto a la fase lútea (B).

Flujo sanguíneo al útero

Un método para investigar el flujo sanguíneo al útero usando la ultrasonografía Doppler Color se ha desarrollado por Bollwein *et al.* (2000). Para ello, primero se localiza la arteria aorta abdominal en su región caudal, es decir, la porción que se encuentra más cercana al recto. Esta se encuentra ubicada entre el recto y el aparato reproductor. El transductor se orienta transversalmente, con el propósito de encontrar la unión con la arteria iliaca interna. Siguiendo esta última, en dirección craneal, se encuentran las ramas de la arteria umbilical rudimentaria y la arteria uterina. Esta última es el principal vaso sanguíneo que suministra sangre al útero y tiene un diámetro de hasta 5.0 mm en vacas no preñadas (Bollwein *et al.* 2000) (**Fig. 3.4**).

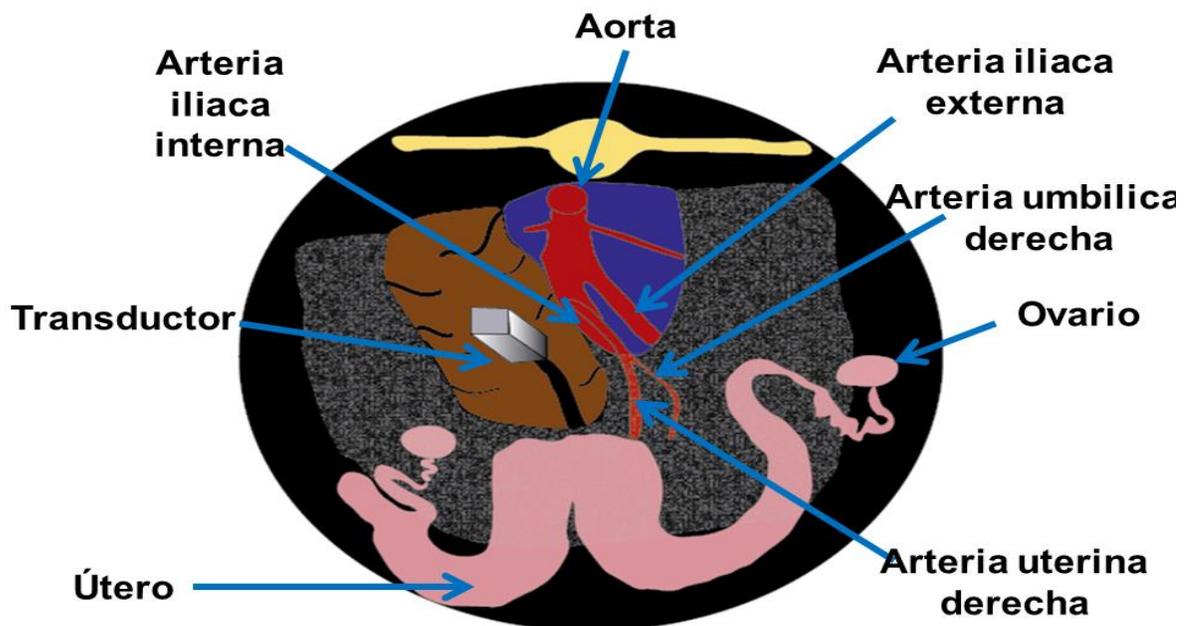


Figura 3.4: Esquema representativo del área pélvica de la vaca (vista caudal) donde se observa la posición del transductor durante la examinación ultrasonográfica de la arteria uterina (Adaptado de Bollwein *et al.*, 2016).

El tiempo promedio de más alta velocidad (*TAMV*) se alcanza durante el proestro y el estro, mientras que en el diestro permanece en un nivel constantemente bajo. Los cambios de la velocidad del flujo sanguíneo uterino asociados al ciclo, se correlacionan moderadamente con la concentración plasmática de estrógenos y progesterona. Esta correlación moderada indica que además de las hormonas sexuales esteroideas, hay otros factores involucrados en la regulación del flujo sanguíneo uterino; sin embargo, dichos factores no han sido identificados (Bollwein *et al.*, 2016). A pesar de ello, es sabido que en adición a las concentraciones hormonales, la expresión de los receptores a las mismas en el tejido es importante. En un estudio en yeguas, se encontró que la velocidad del

flujo sanguíneo uterino está correlacionada positivamente con la concentración del ARNm del receptor α de estrógeno (Herzog y Bolwein, 2007). Por otro lado, diversas investigaciones han observado que el óxido nítrico, un potente radical libre con efectos vasodilatadores, participa en la regulación del flujo sanguíneo uterino en humanos (Roselli *et al.*, 1998) y en ovinos (Van Buren *et al.*, 1992; Figueroa y Mashmann, 1995).

Ovario

El ovario es un órgano muy importante en el proceso reproductivo de los animales, ya que en él se desarrollan las estructuras ováricas (folículos [F], cuerpo hemorrágico [CH], cuerpo lúteo [CL] y cuerpo albicans [CA]) durante las diferentes etapas del ciclo estral, en respuesta a la estimulación del eje hipotálamico-hipofisiario. A su vez, dichas estructuras ováricas participan en la producción de los esteroides sexuales, y de otras hormonas, responsables del control reproductivo (**Fig. 3.5**).

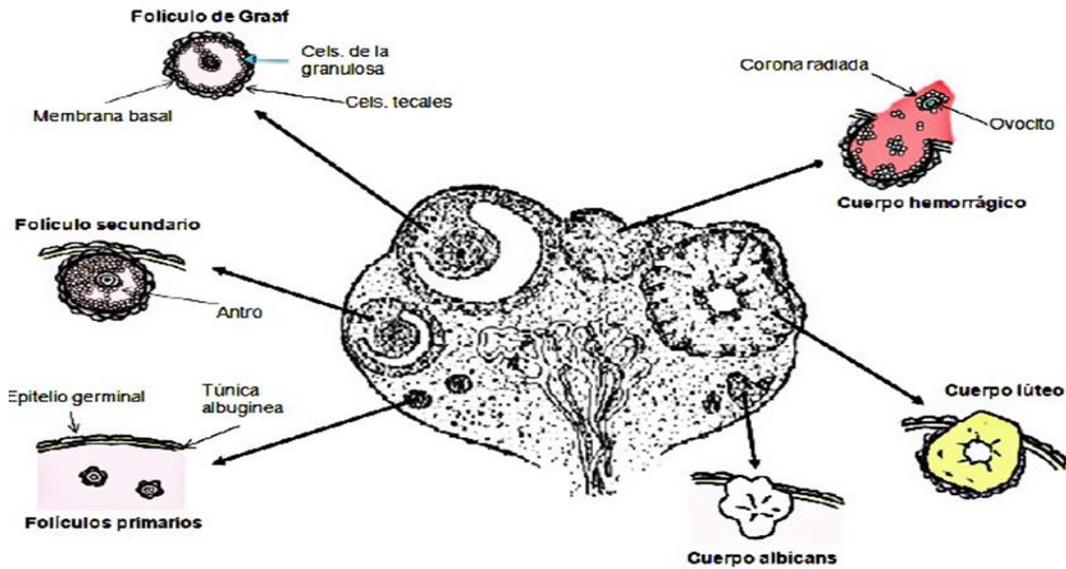


Figura 3.5: Esquema de las estructuras ováricas, cortesía del Departamento de Reproducción Animal, FMVZ, UNAM, 2019.

Anatomía general del ovario

El ovario de la vaca es ovoide y se asemeja a una almendra, está compuesto por la corteza o parte externa y la médula o parte interna (Rangel, 2009). Aunque debe considerarse que la presencia de las estructuras ováricas, así como de quistes y tumores, puede aumentar su tamaño y distorsionar su forma (Réjean y Gnemmi., 2010).

Los ovarios poseen dos partes: una corteza o estroma, en la cual se desarrollan las estructuras ováricas, y una médula que concentra la irrigación e innervación del órgano, las cuales ingresan por el hileo ovárico (Dyce *et al.*, 2007) (**Fig. 3.6**).

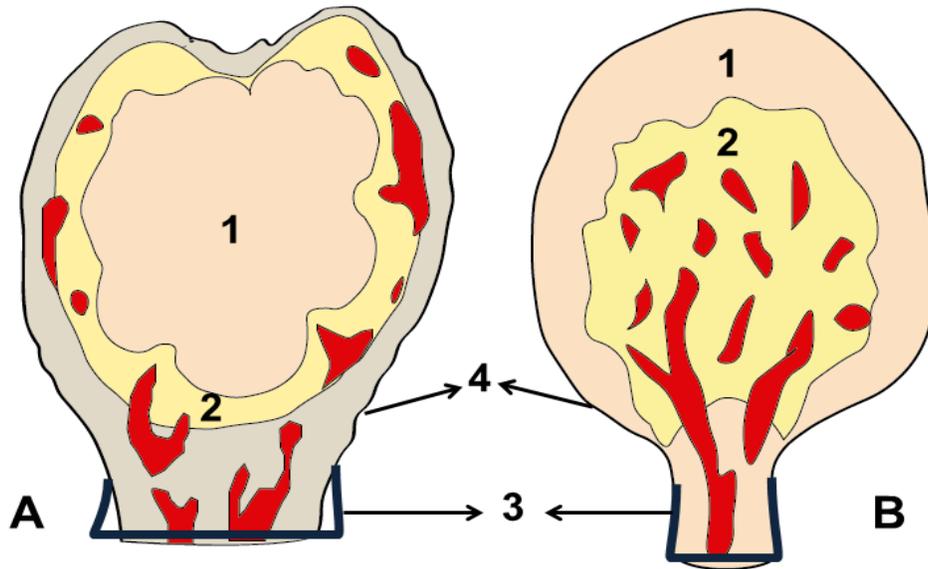


Figura 3.6: Esquema comparativo de la distribución arterial del ovario de yegua (A) y vaca (B) donde se compra su distinta distribución arterial así como las diferencias en la disposición anatómica de la medula y la corteza. 1: Corteza, 2: Médula, 3: Mesovario y 4: Mesotelio (Adaptado de Ginther, 2007).

Los ovarios se localizan dentro de la cavidad pélvica en la parte ventral del eje iliaco a nivel de la bifurcación de los cuernos uterinos, dentro del ligamento ancho; los ovarios se encuentran conectados a la punta del cuerno uterino por medio del oviducto.

Los bordes del ovario se ubican de la siguiente manera: el borde ventral se encuentra unido al mesovario, mientras que el borde dorsal está libre. El polo craneal se ubica en aposición a los oviductos, mientras que el polo caudal se localiza cerca de la pared abdominal. Finalmente, la cara medial del ovario es la superficie que se encuentra hacia los órganos abdominales (Réjean y Gnemmi, 2010).

Anatomía ultrasonográfica del ovario

El ovario es fácilmente identificado en el ecógrafo y se pueden obtener imágenes ya sea en cortes longitudinales, o en cortes transversos (Pieterse, 1989). Para identificar al ovario, el transductor debe de estar lo más cercano posible al mismo. El operador del ecógrafo tiene que dirigir el transductor hacia el polo anterior o posterior del ovario, moviéndose lateral o medialmente, para lograr un escaneo completo (Réjean y Gnemmi 2010).

Las imágenes ultrasonográficas de las estructuras del ovario son muy características; el estroma del ovárico es ecogénico y podemos encontrar estructuras anecoicas de pared delgada, correspondientes a los folículos pequeños (menores a 4 milímetros), medianos (entre 4 y 7 milímetros) y grandes (mayores a 8 milímetros), así como a los quistes (estructuras anovulatorias de mas de 20 milímetros). Con una apariencia ligeramente mas ecogénica y en ocasiones con una depresión se pueden distinguir los CH; mientras que los CL se aprecian con una ecogenicidad intermedia entre el CH y el estroma (Réjean y Gnemmi 2010). Las estructuras anteriores serán descritas a detalle en los apartados correspondientes a folículos y cuerpo lúteo (**Fig. 3.7**).

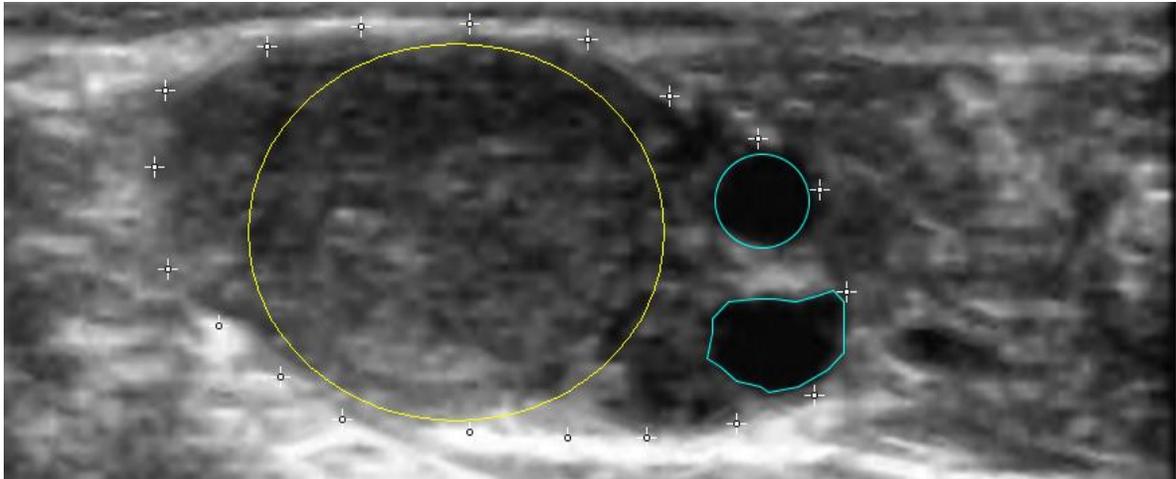


Figura 3.7: Imagen ultrasonográfica de un ovario (delimitado por las cruces de color blanco) con las estructuras más características durante su evaluación: Cuerpo lúteo (delimitado por la circunferencia amarilla) y dos folículos de similar tamaño: El folículo superior de forma redonda y el inferior de forma irregular (delimitados por la circunferencia azul).

Flujo sanguíneo al ovario

La angiogénesis es esencial para la fisiología del sistema reproductor de la hembra, y es especialmente importante en el desarrollo de las estructuras ováricas. Los cambios hemodinámicos ocurridos durante el final del crecimiento folicular, la ovulación y el desarrollo de un nuevo cuerpo lúteo, están involucrados en las modificaciones del tejido ovárico (Acosta *et al.*, 2002).

La ramificación ovárica divide el pedículo ovárico en dos o tres ramas, y cada rama se subdivide en otras dos o tres ramas más pequeñas. Como resultado se pueden formar de cuatro a nueve arterias (Lamond, 1974) (**Fig. 3.8**).

Una imagen de la arteria ovárica puede ser obtenida a través de la ultrasonografía Modo B, apoyado con el modo Doppler cuando sea necesario. La imagen del lumen de las arterias ováricas y uterinas pueden no ser completamente

anecogénicas artefactos como la reverberación hacen difícil la visualización de pequeñas arterias, así mismo las arterias pueden encontrarse en vacas no preñadas, pero no son detectables en vaquillas no preñadas (Ginther, 2007).

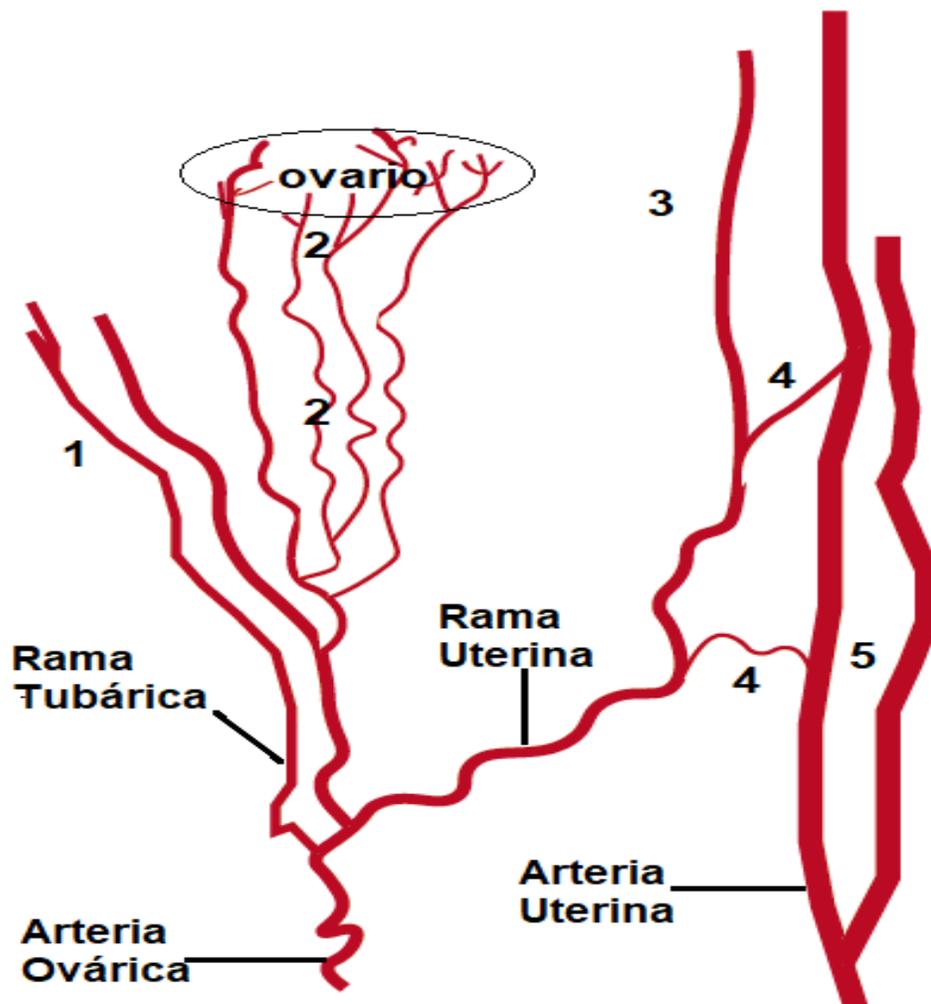


Figura 3.8: Esquema de las arterias y ramas que irrigan al ovario de la vaca. **1:** Rama primaria de la rama tubárica la cual irriga al infundíbulo y al ligamento ancho, **2:** Rama secundaria de la rama tubárica la cual irriga a varios segmentos del ovario, **3:** Rama saliente de la rama uterina la cual irriga al oviducto y una porción de la punta de los cuernos uterinos, **4:** Anastomosis entre la rama uterina y la arteria uterina, **5:** Ramas primarias de la arteria uterina (Adaptado de Lamond, 1974).

La arteria ovárica puede ser detectada en su origen encontrando la arteria aorta en un corte longitudinal, y moviendo el transductor de lado a lado. La arteria ovárica puede pasar cerca de la entrada pélvica y por lo tanto cerca de la arteria iliaca externa. Estos vasos sanguíneos pueden ser confirmados en el Doppler Color (Ginther, 2007) (**Fig. 3.9**).

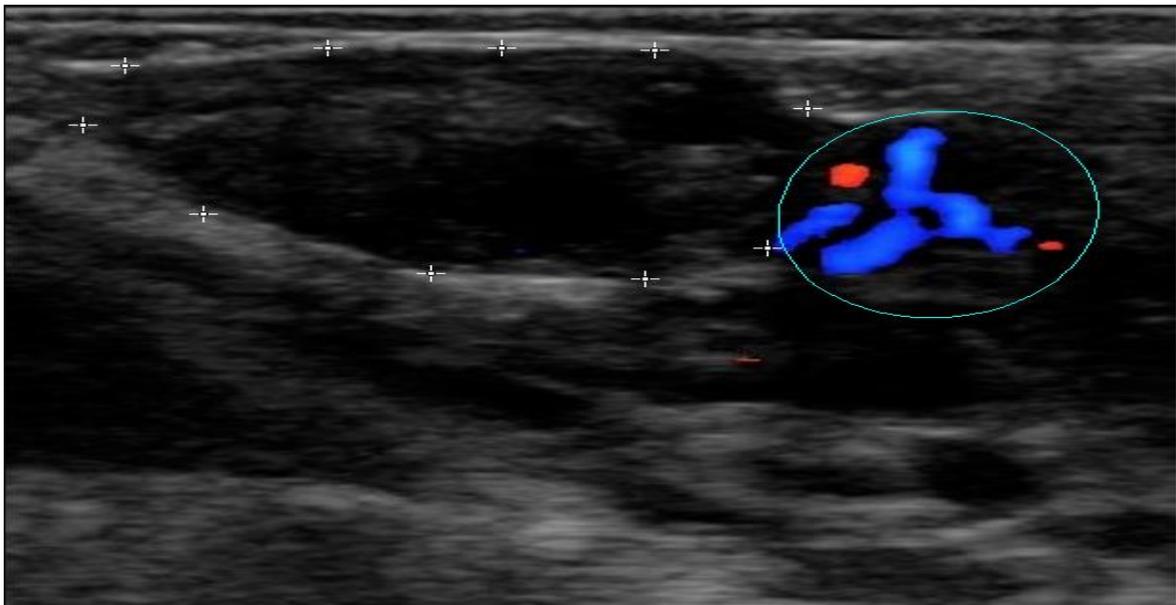


Figura 3.9: Imagen ultrasonográfica de la irrigación del ovario. En la circunferencia azul se puede observar la irrigación al ovario el cual está delimitado por las cruces de color blanco.

Anatomía folicular

Los folículos ováricos requieren de un adecuado flujo sanguíneo para suministrar oxígeno, nutrientes y hormonas; esto es un proceso importante en la selección y la maduración de un folículo dominante (Bruno *et al.*, 2009). Los aspectos vasculares de la foliculogénesis pueden ser estudiados a través de ultrasonografía Doppler y tiene el potencial para proporcionar información clínica sobre el estado y la

viabilidad futura de un folículo (Ginther, 2007). Los folículos ováricos desarrollan una espiral doble de vasos sanguíneos. La espiral externa consiste de arteriolas y vénulas en la teca externa, mientras que la espiral interna está formada por una red de capilares en la teca interna (Hunter, 2003).

Anatomía ultrasonográfica de los folículos

Los folículos ováricos son excelentes estructuras para la obtención de imágenes ultrasonográficas por que están llenos de líquido (Ginther, 1998), lo que los hace fácilmente identificables y los contrasta con las diferentes densidades del resto de las estructuras ováricas. Los folículos se aprecian como estructuras anecogénicas (negras) dentro del estroma del ovario, generalmente su forma es circular o esférica (Carrière *et al.*, 2010), aunque las formas irregulares que pueden llegar a presentar, son atribuibles a la compresión entre folículos adyacentes o entre un folículo y un cuerpo lúteo o entre el folículo y el estroma ovárico (Ginther, 1998) **(Fig. 3.10).**

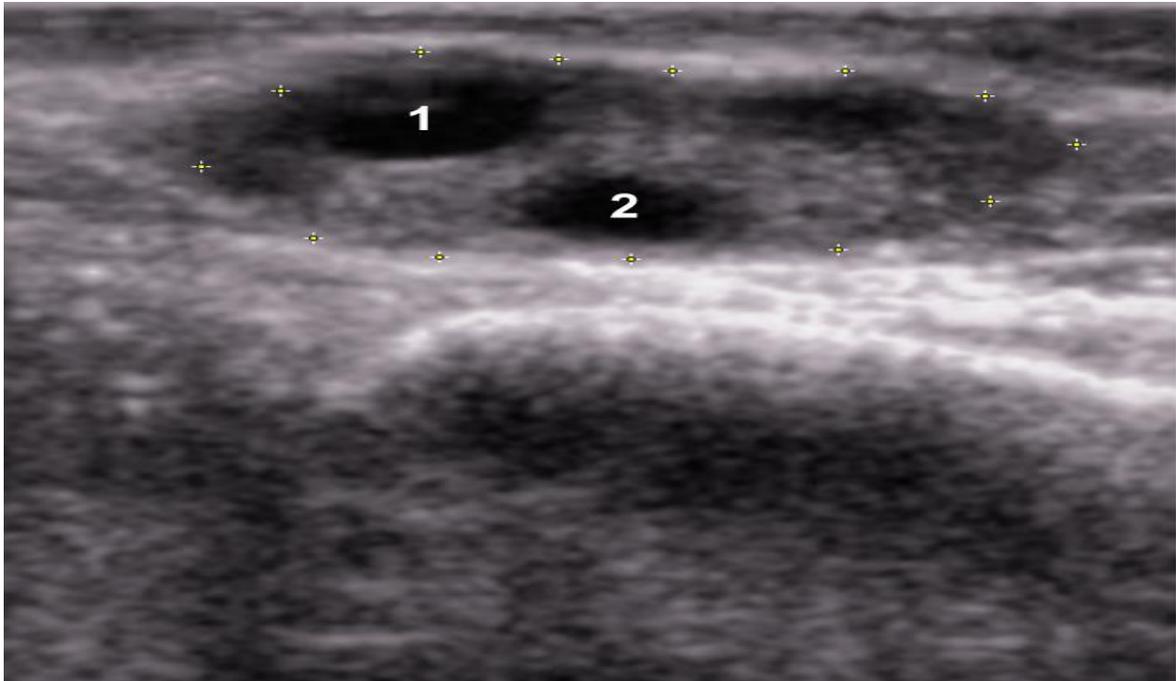


Figura 3.10: Imagen ultrasonográfica del ovario con dos folículos. Donde se pueden observar dos folículos de diferente tamaño: **1)** 14 milímetros y **2)** 11 milímetros. Las cruces amarillas delimitan al ovario.

Mediciones foliculares

Las mediciones foliculares son realizadas para registrar el crecimiento o tamaño de los folículos, la forma más común de medir y determinar un folículo es tomar el diámetro ya que es una medida fácil de obtener y comprender (Ginther, 1998). Las medidas de los folículos corresponden a las dimensiones del antro folicular sin tomar en cuenta el grosor de la pared (Tamayo, 2000). La determinación del diámetro de los folículos puede estar sujeta a variaciones debido a formas irregulares, así en folículos no esféricos se pueden estimar promediando los puntos más largos y anchos o ajustando la forma irregular a una forma circular aproximadamente equivalente. Para razones clínicas, no es necesaria una medición precisa y estandarizada de la dimensión de los folículos, pero es muy útil en investigación (Ginther, 1998) (**Fig. 3.11**).



Figuras 3.11: Mediciones foliculares: **A)** se observa una medición de la circunferencia, la cual puede dar el área del antro folicular. **B)** se observa una medición del diámetro folicular (la forma más común de medir los folículos).

Selección

El desarrollo folicular comienza con un aumento en los niveles de FSH que promueve un crecimiento en “oleada” de 5 a 6 folículos menores a los 4 milímetros de diámetro, a esto se le conoce como el reclutamiento folicular. De esta oleada uno o más folículos se convierten en dominantes, los cuales bloquean el soporte hormonal para el resto de los folículos, induciendo atresia (Gutiérrez *et al.*, 2007). Así, el folículo dominante continúa creciendo (**Fig. 3.12**) mientras que los folículos pequeños comienzan a disminuir su tamaño o crecen temporalmente a una velocidad reducida, a este evento se le conoce como selección folicular. Durante el ciclo estral ocurren dos o tres oleadas foliculares sucesivas, la primera aparece después de la ovulación, la segunda a mitad de ciclo y la tercera al término del diestro. En caso de que solamente haya dos oleadas por ciclo, la segunda terminará en la ovulación (Acosta, 2007).



Figura 3.12: Imagen ultrasonográfica de un folículo de aproximadamente 7.5 milímetros con flujo sanguíneo detectable.

Los cambios vasculares están involucrados en los cambios que se presentan en el tejido ovárico, en este caso, durante el crecimiento folicular y la ovulación. El aumento en el suministro de sangre de los folículos individuales aparentemente está asociado con las tasas de crecimiento folicular y la capacidad de convertirse en el folículo dominante, mientras que una reducida vascularización parece estar estrechamente relacionada con la atresia folicular (Acosta *et al.*, 2003).

En un estudio realizado por Acosta *et al.* (2005), se examinó el flujo sanguíneo para los folículos mayores a 2.5 milímetros de diámetro durante la primera oleada folicular, y se demostró que los folículos con flujo sanguíneo detectable desarrollan un diámetro mayor que aquellos sin flujo detectable al momento de la evaluación (**Fig. 3.13**). Además, se observó que antes de la selección folicular, no hubo diferencia significativa en el flujo sanguíneo detectable entre los dos folículos más grandes, pero después de la selección folicular el flujo sanguíneo detectable del folículo subordinado, disminuyó significativamente, mientras que el folículo dominante continuó con flujo sanguíneo en el día 3 posterior a la selección.

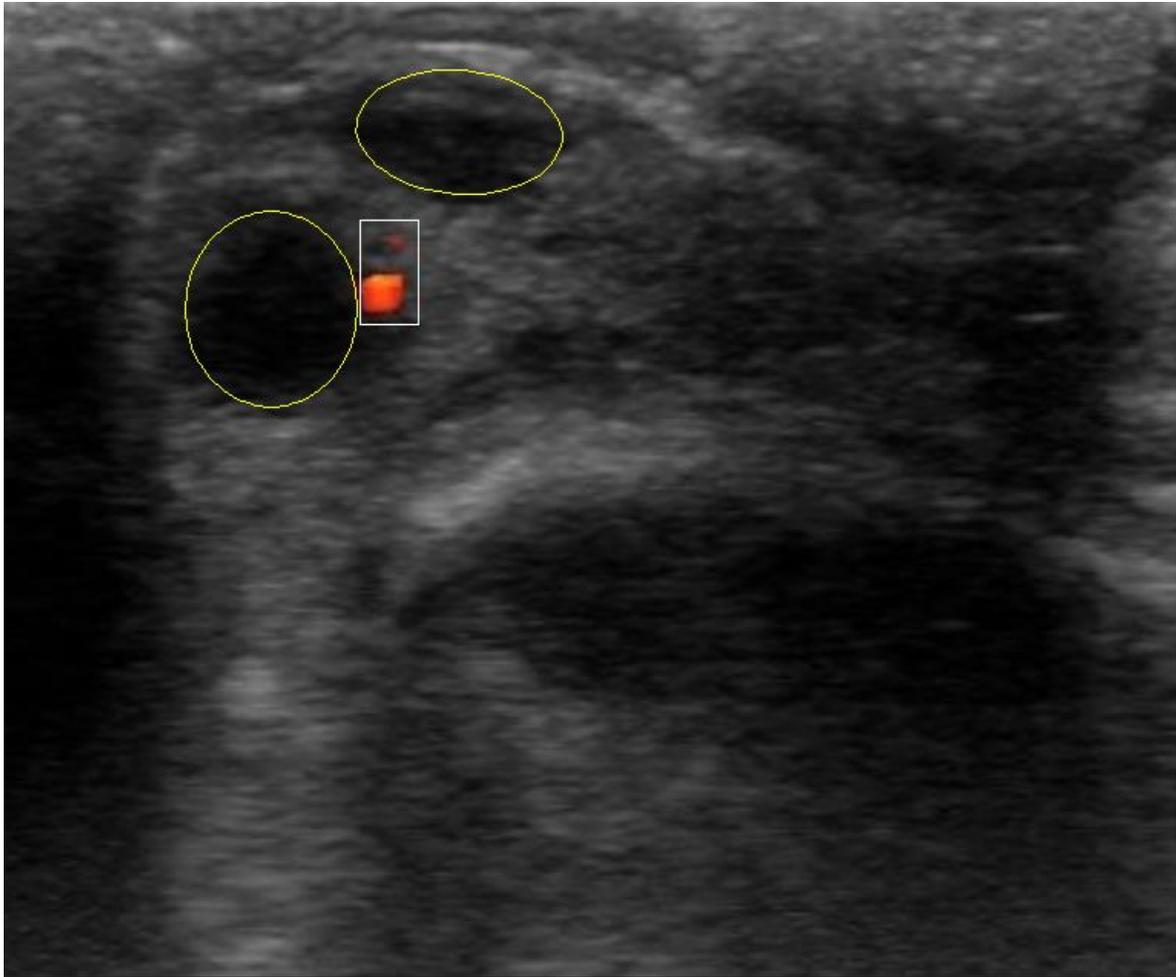


Figura 3.13: Imagen ultrasonográfica de la desviación folicular: En esta imagen se puede observar dos folículos de similar tamaño, de los cuales solo en el folículo de la parte inferior de la imagen se detectó flujo sanguíneo (recuadro blanco).

Folículo preovulatorio

Los folículos preovulatorios son estructuras anecogénicas de 15 a 17 milímetros de diámetro, aunque pueden llegar hasta los 20 milímetros. La ovulación puede ser asumida con la desaparición del folículo preovulatorio y la posterior aparición del cuerpo lúteo (Fricke, 2002). Se ha observado una vascularización extensiva en la pared en los folículos preovulatorios, cuyos vasos sanguíneos provienen del mesovario (Ginther, 2007) **(Fig. 3.14)**.

Antes del pico preovulatorio de LH, el flujo sanguíneo se puede detectar solamente en una pequeña área en la base del folículo, pero dicho flujo aumenta gradualmente en paralelo con las concentraciones circulantes de estradiol (Acosta *et al.*, 2003). La asociación entre el flujo sanguíneo al folículo y la concentración de estradiol posiblemente es debida a que el estradiol causa una rápida dilatación de los vasos sanguíneos al aumentar la biodisponibilidad de óxido nítrico (Pancarci *et al.*, 2012).

Se ha observado que los cambios del flujo sanguíneo al folículo están asociados con el pico preovulatorio de LH y la ovulación (Acosta *et al.*, 2003). En dicho estudio se detectó un aumento agudo en el flujo sanguíneo entre las 0 y las 6 horas posteriores al comienzo del pico provulatorio de LH, así como 0.5 horas después de la aplicación de GnRH exógena. Posterior al aumento de LH hay un incremento significativo de la irrigación hacia la base del folículo, alcanzado su máximo desarrollo antes de la ovulación (Matsui y Miyamoto, 2009), este aumento del flujo sanguíneo al folículo preovulatorio puede ser para elevar el suministro de hormonas y facilitar la ruptura folicular que producirá la ovulación (Acosta, 2007).

Estos datos confirman que los cambios funcionales y estructurales inducidos por el pico preovulatorio de LH en un folículo maduro están asociados con un incremento local en el flujo sanguíneo dentro de la pared del folículo preovulatorio (Acosta *et al.*, 2003).

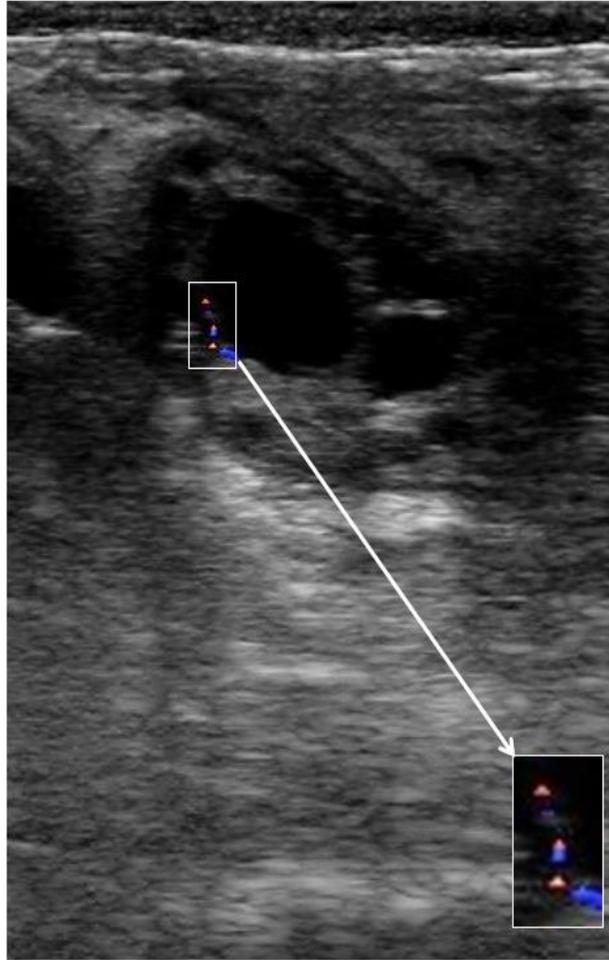


Figura 3.14: Imagen ultrasonográfica de un folículo preovulatorio con flujo sanguíneo detectable (recuadro blanco).

Cuerpo lúteo

El cuerpo lúteo se encarga de producir progesterona, prepara al útero para el posible mantenimiento de un embrión (Ginther, 1995). La identificación de un cuerpo lúteo nos proporciona información sobre si las novillas han alcanzado la madurez sexual, si la vaca presenta un ciclo estral normal o presenta alguna patología como anestro o quistes, así como ayudar a reconocer una posible gestación, confirmándolo con la presencia de un embrión en el cuerno uterino ipsilateral al ovario donde se encuentre el cuerpo lúteo (DesCôteaux *et al.*, 2009).

Debido que una angiogénesis apropiada desempeña un papel decisivo en el funcionamiento del cuerpo lúteo, los estudios sobre el flujo sanguíneo pueden proporcionar información valiosa sobre su fisiología y funcionalidad. Los estudios en vacas cíclicas han demostrado que las concentraciones de progesterona en el plasma sanguíneo pueden predecirse de manera más confiable por el flujo sanguíneo del cuerpo lúteo, que el tamaño del mismo (Bollwein *et al.*, 2012).

Anatomía ultrasonográfica del cuerpo lúteo

Después de la desaparición del folículo ovulatorio, en su lugar se desarrolla un cuerpo lúteo, identificable por ultrasonografía a partir del día 3 del ciclo estral. Por su dinámica se puede clasificar al cuerpo lúteo como: en desarrollo (días 1 a 4), maduro (días 5 a 16) o en regresión (días 17 a completar la luteolisis) (Corredor y Páez, 2012) (**Fig. 3.15**).

La apariencia ultrasonográfica del cuerpo lúteo difiere dependiendo de la etapa de desarrollo y funcionalidad en la que se encuentre (Carrière *et al.*, 2010). Así, un cuerpo lúteo en desarrollo aparece en una imagen ultrasonográfica como una estructura negra a grisácea, irregularmente definida con puntos ecogénicos, la cual se diferencia del estroma del ovario que presenta una tonalidad uniformemente ecogénica. El cuerpo lúteo maduro se presenta como una estructura bien definida, con una línea de demarcación visible entre ella y el estroma del ovario, ya que el cuerpo lúteo es hipoecogénico, comparado con el estroma del ovario. Un cuerpo lúteo en regresión presenta una débil línea de

demarcación entre el cuerpo lúteo y el estroma del ovario, debido a la ligera diferencia en ecogenicidad entre los tejidos (Pieterse *et al.*, 1990) (**Fig. 3.16**).

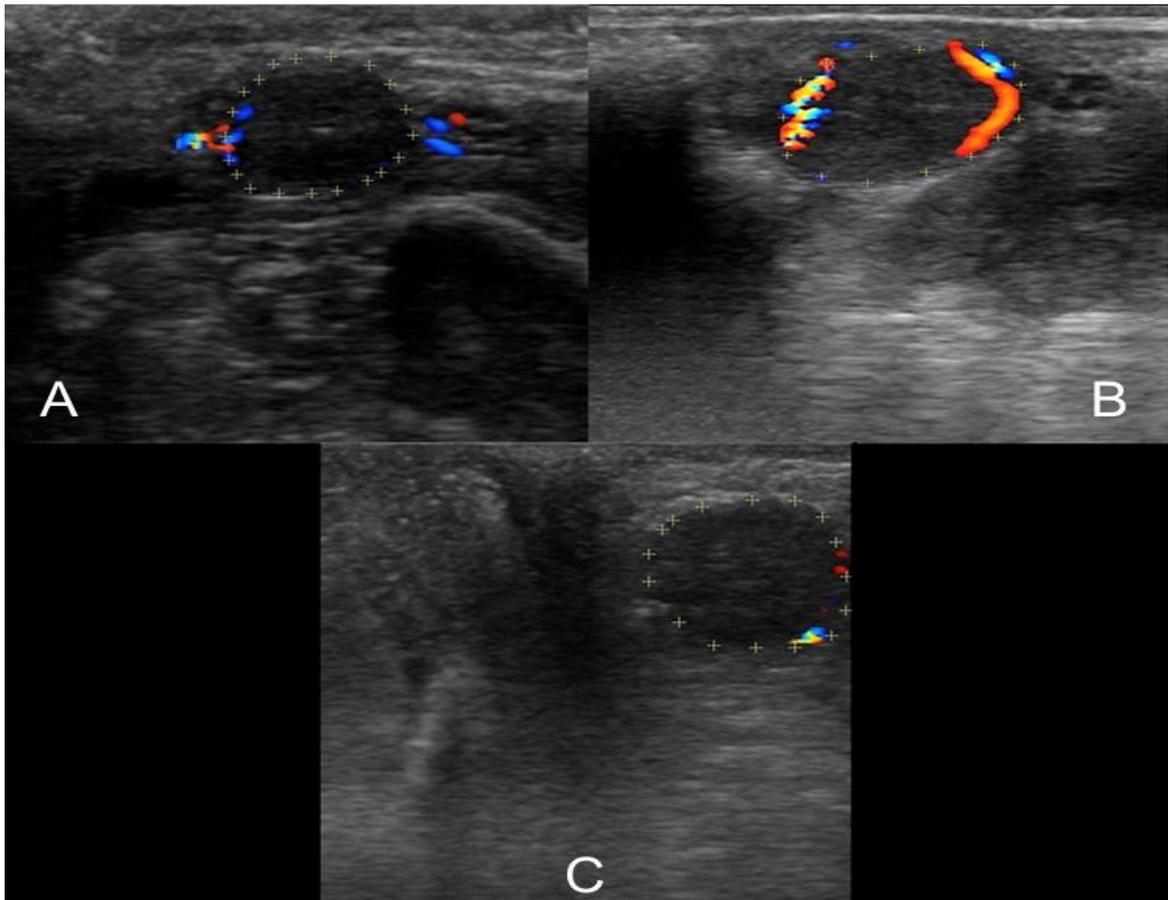


Figura 3.15: Imagen ultrasonográfica comparativa del cuerpo lúteo: **A)** Cuerpo lúteo en desarrollo (3 días), **B)** Cuerpo lúteo maduro (14 días), **C)** Cuerpo lúteo en regresión (17 días). Se puede observar las diferencias de flujo sanguíneo, teniendo mayor irrigación el cuerpo lúteo maduro (B).

Es posible observar cuerpos lúteos cavitarios, los cuales se aprecian durante los primeros 10 días del ciclo estral, con una frecuencia de 30 a 50%. Estos cuerpos lúteos se consideran como estructuras normales que no afectan el ciclo estral (Kahn y Volkman, 1994; Pierson y Ginther, 1988). El cuerpo lúteo cavitario se caracteriza por poseer una cavidad central con forma irregular anecogénica, la

cual se encuentra rodeada por tejido lúteo. La cavidad central puede disminuir su tamaño conforme progresa el diestro hasta convertirse en tejido luteal ecogénico (Corredor y Páez, 2012) (**Fig. 3.17**).

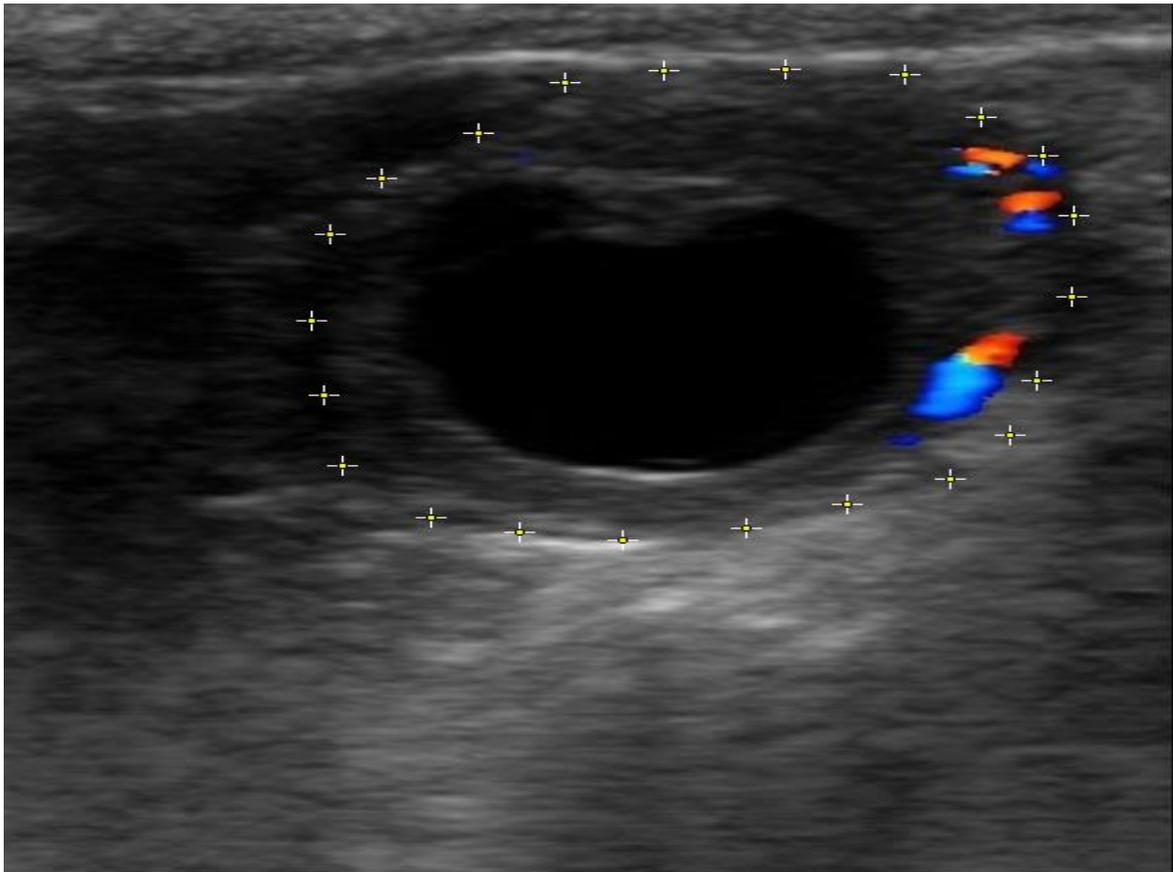


Figura 3.16: Cuerpo lúteo cavitario: Se puede observar un cuerpo lúteo delimitado por las cruces amarillas con una cavidad (anecogénica) que se encuentra rodeada de tejido lúteo (ecogénico). Se aprecia la irrigación similar a la de un cuerpo lúteo maduro.

Flujo sanguíneo del cuerpo lúteo

La demanda funcional del cuerpo lúteo requiere un rápido desarrollo y regresión del extenso sistema vascular que posee. Así, después de la ovulación la membrana basal entre las capas de la granulosa y de la teca se rompe y ocurre la invasión de vasos sanguíneos desde la teca interna, iniciando el desarrollo del

cuerpo lúteo. El cuerpo lúteo de la vaca se vuelve altamente vascularizado pocos días después de la ovulación y desarrolla extensas redes periféricas de vasos sanguíneos (Ginther, 2007). El cuerpo lúteo es uno de los órganos más vascularizados con una de las mayores tasas de flujo sanguíneo por unidad de tejido con respecto a cualquier órgano en el cuerpo (Witbank *et al.*, 1988).

Factores angiogénicos y vasoactivos tienen un papel importante en la regulación de la perfusión al cuerpo lúteo y en la secreción de progesterona. Los mayores factores de crecimiento angiogénico en el cuerpo lúteo son el factor de crecimiento endotelial vascular A o *vascular endothelial growth factor A* (VEGF, por sus siglas en inglés) y el factor de crecimiento de fibroblastos 2 o *fibroblast growth factor 2* (FGF, por sus siglas en inglés), los cuales son potentes estimuladores de la proliferación y la migración de las células endoteliales (Ferrara *et al.*, 2003; Wiedlocha y Sorensen, 2004).

Desarrollo del cuerpo lúteo

En el periodo entre el pico preovulatorio de LH y el desarrollo del cuerpo lúteo temprano, ocurren cambios significativos en la pared folicular como lo son: la formación vascular (angiogénesis) y diferenciación de las células de la teca y granulosa (luteinización). El elevado flujo sanguíneo al cuerpo lúteo representa una condición importante para la secreción de progesterona (Janson *et al.*, 1981).

En el cuerpo lúteo en desarrollo (día 1 a 4), el flujo sanguíneo aumenta gradualmente en paralelo con el incremento del volumen y de las concentraciones

de la progesterona plasmática (Acosta *et al.*, 2003). Debido a que el suministro de sangre está estrechamente relacionado con las concentraciones de progesterona circulantes, el flujo sanguíneo al cuerpo lúteo puede ser una herramienta útil para evaluar la función lútea temprana (Bollwein *et al.*, 2016) (**Fig. 3.17**).

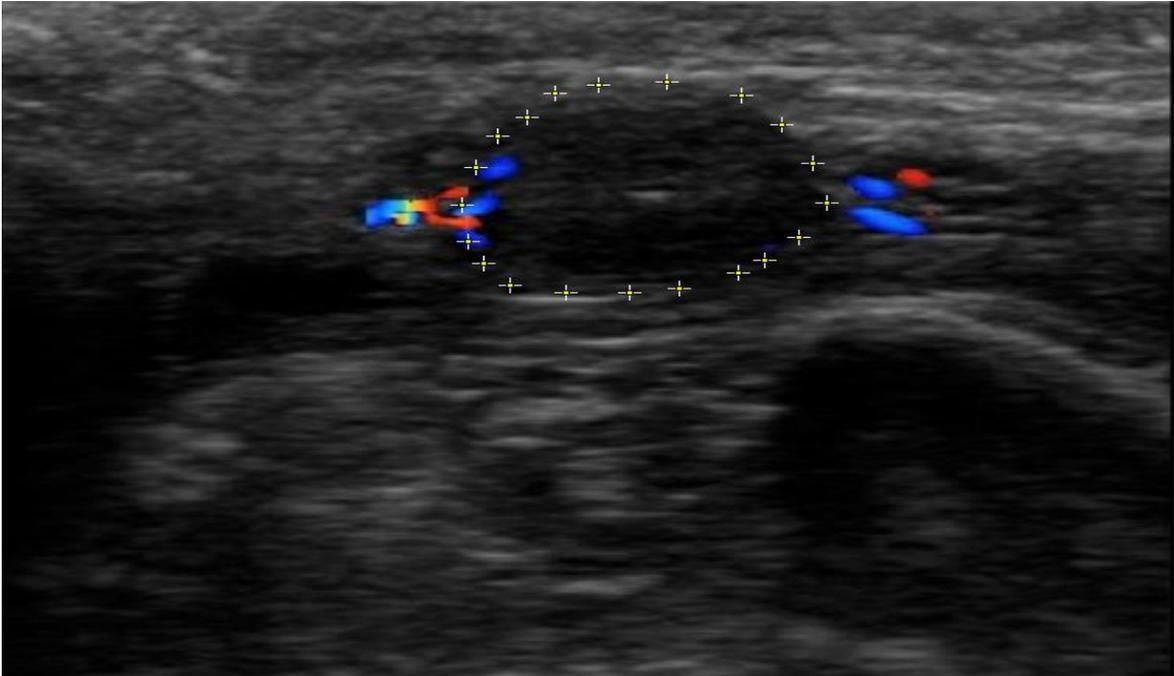


Figura 3.17: Cuerpo lúteo en desarrollo: La estructura delimitada se trata de un cuerpo lúteo de 3 días con flujo sanguíneo detectable.

En la etapa de cuerpo lúteo maduro dentro de los días 9 a 12, se ha encontrado que hay una mayor correlación entre concentraciones de progesterona plasmática y tejido lúteo que entre el tamaño del cuerpo lúteo y progesterona plasmática (Lüttgenau *et al.*, 2011). Consecuentemente, la reducción del volumen del cuerpo lúteo se asocia con menores concentraciones de progesterona plasmática, por lo tanto la cantidad de células lúteas parece ser decisiva para la cantidad de

progesterona producida por el cuerpo lúteo de la vaca (Vasconcelos *et al.*, 2001)

(Fig. 3.18).

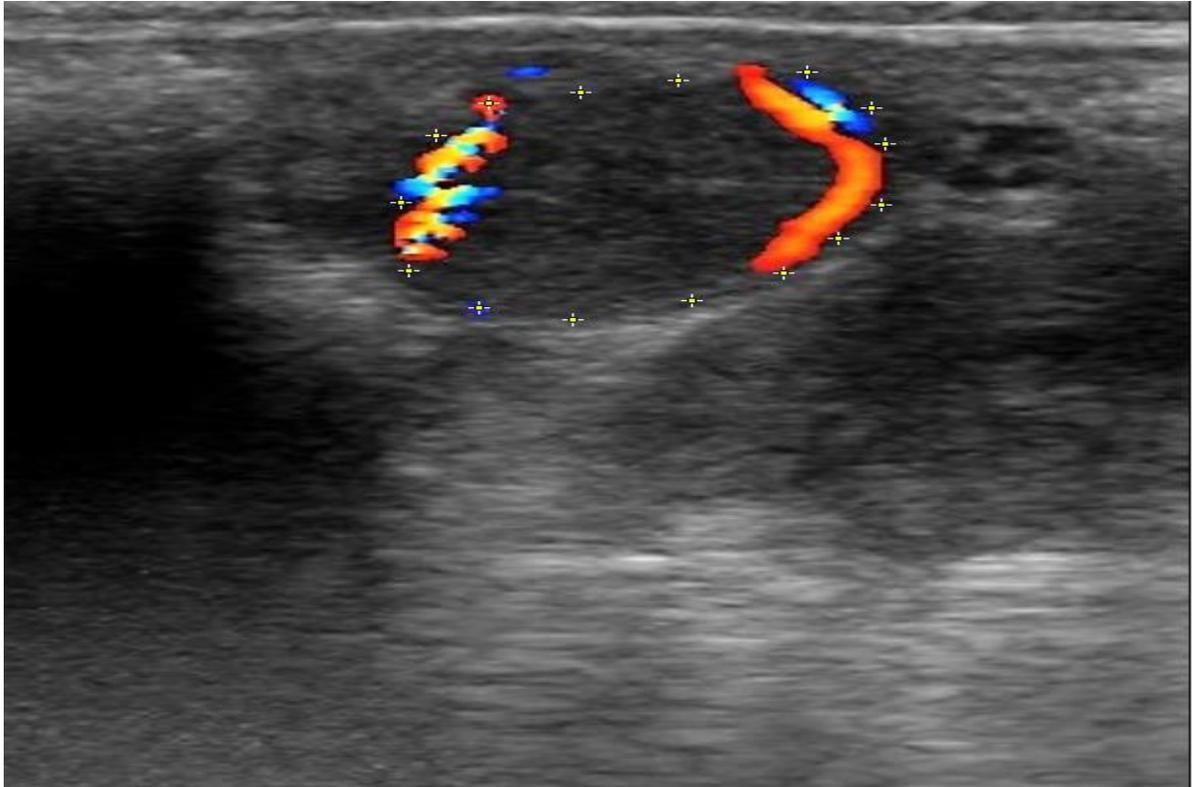


Figura 3.18: Cuerpo lúteo maduro: La estructura delimitada se trata de un cuerpo lúteo de 12 días con flujo sanguíneo abundante.

Regresión del cuerpo lúteo

Alrededor de los días 17 y 18, después de la ovulación, se produce un aumento en el flujo sanguíneo, que se asocia con mayores concentraciones plasmáticas de PGFM (metabolito de $\text{PGF}_2\alpha$), las cuales aumentan a medida que se incrementa el flujo sanguíneo, lo que sugiere que la liberación de $\text{PGF}_2\alpha$ del útero estimula el aumento del flujo sanguíneo del cuerpo lúteo, seguido por una disminución en los niveles de progesterona en plasma un día después (Miyamoto *et al.*, 2005) Como

se puede observar en la **Fig. 3.19**, esto fue medido ya que en las imágenes se observa un aumento secuencial de flujo sanguíneo en el día 16, para posteriormente en el día 18 mostrar una disminución de flujo sanguíneo y del tamaño del cuerpo lúteo.

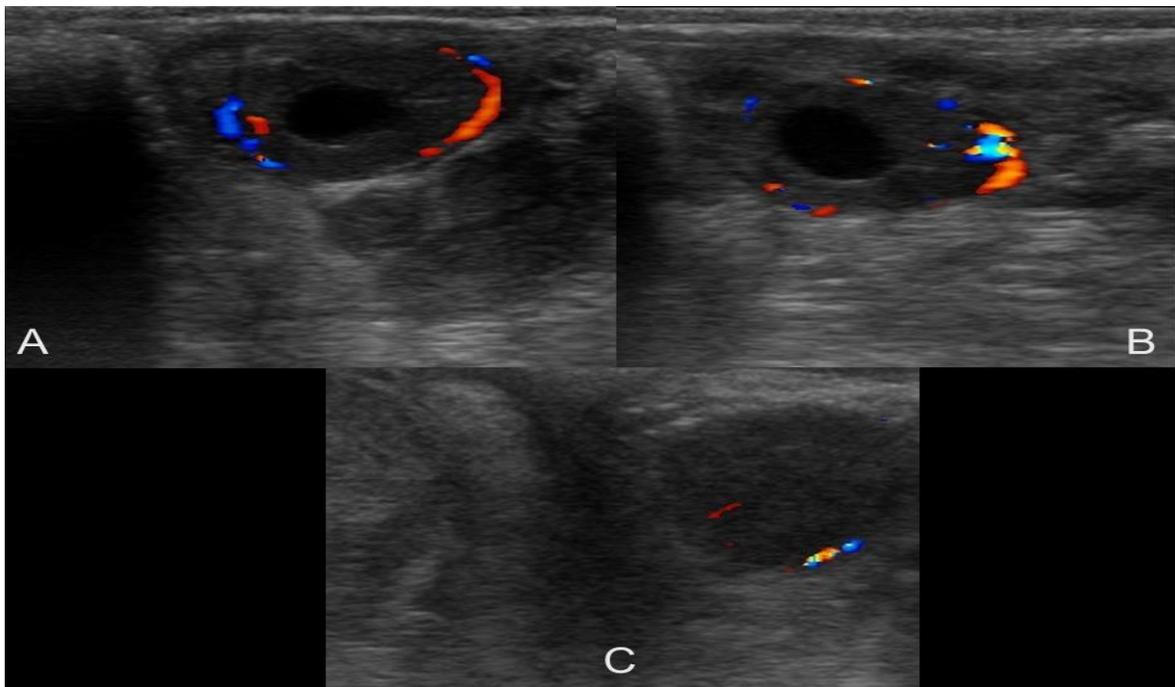


Figura 3.19: Proceso de luteolisis: En esta imagen ultrasonográfica se puede observar los cambios morfológicos y de flujo sanguíneo de un cuerpo lúteo cavitario durante su regresión. **A)** día 15 del ciclo, **B)** día 16 y **C)** día 18). Es notoria la disminución del flujo sanguíneo conforme progresa la luteolisis.

El descenso en los niveles de la progesterona plasmática ocurre en paralelo con la disminución del flujo sanguíneo al cuerpo lúteo (Shirasuna *et al.*, 2004), que es seguida por una reducción en el tamaño del cuerpo lúteo, aproximadamente 3 días después (Herzog *et al.*, 2010) (**Fig. 3.20**).

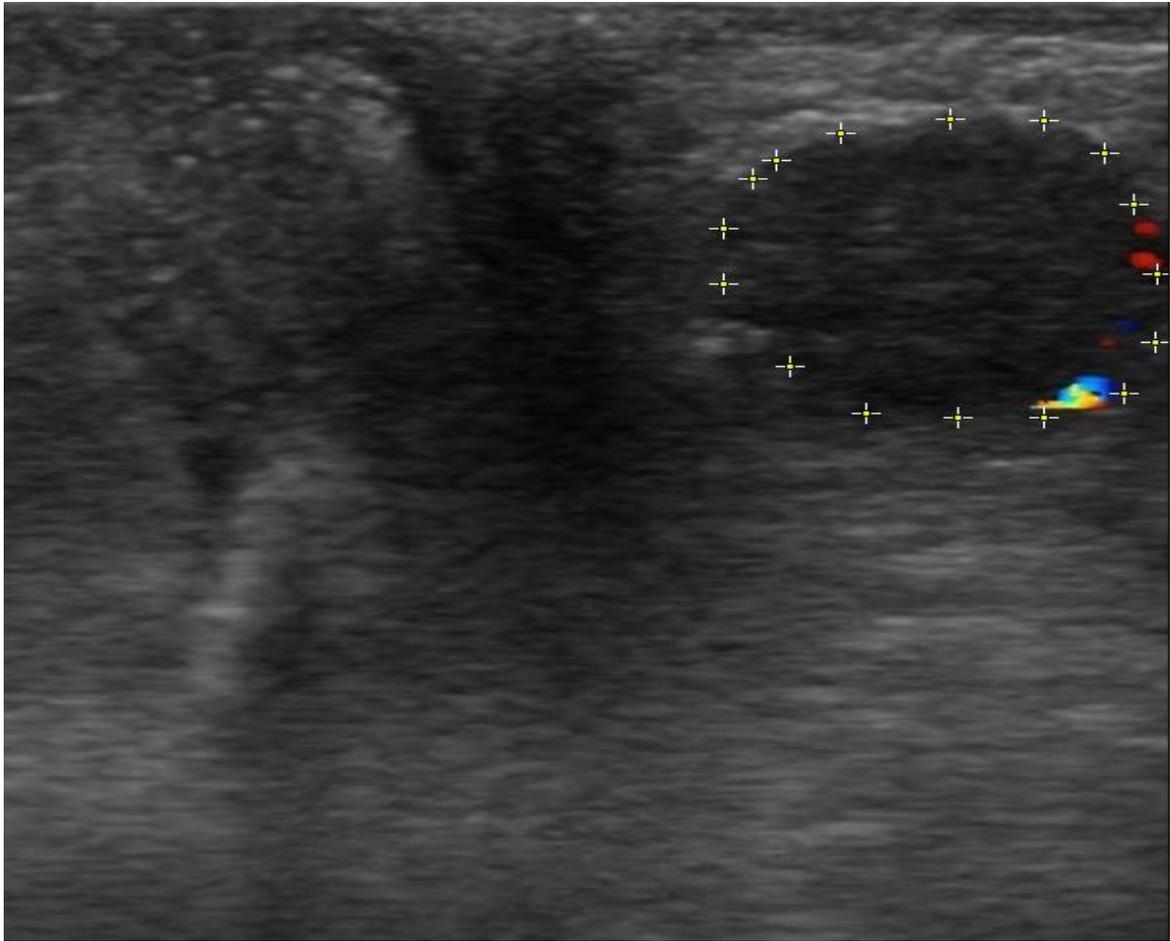


Figura 3.20: Cuerpo lúteo en regresión: Imagen ultrasonográfica de un cuerpo lúteo al finalizar el diestro.

Debido a la estrecha relación entre el flujo sanguíneo y la progesterona durante las etapas luteales temprana y tardía, el flujo sanguíneo del cuerpo lúteo puede ser usado para distinguir entre un cuerpo lúteo en desarrollo y en regresión del mismo tamaño (Bollwein *et al.*, 2016).

La $PGF_2\alpha$ y los análogos de prostaglandinas son luteolíticos en las vacas y otras especies domésticas, e inducen la regresión lútea o cuando se administran durante la fase lútea del ciclo estral (Smith *et al.*, 1998). Sin embargo, si la aplicación de la prostaglandina exógena ocurre dentro de los 5 a 6 días

posteriores a la ovulación no produce luteolisis ya que el cuerpo lúteo no cuenta con los receptores a esta hormona (Levy *et al.*, 2006). En un estudio realizado por Acosta *et al.* (2002) Se observó que en los cuerpos lúteos de vacas entre los 10-12 días posteriores a la ovulación el flujo sanguíneo aumentó de manera aguda 30 minutos después de la inyección de una dosis luteolítica de $\text{PGF}_2\alpha$, flujo que se mantuvo elevado dos horas después de dicha aplicación, lo cual sugieren que el aumento drástico en el flujo sanguíneo al cuerpo lúteo es un evento clave en el inicio de la regresión del cuerpo lúteo. Como se observa en la **Fig. 3.21**, se encontraron resultados similares a lo que Acosta *et al.* describe al aplicar una dosis luteolítica de $\text{PGF}_2\alpha$, aumentando exponencialmente 30 minutos posteriores a la aplicación, manteniendo un aumento de flujo 4 horas posteriores y a las 24 horas se observa una disminución en el tamaño y flujo sanguíneo del cuerpo lúteo.

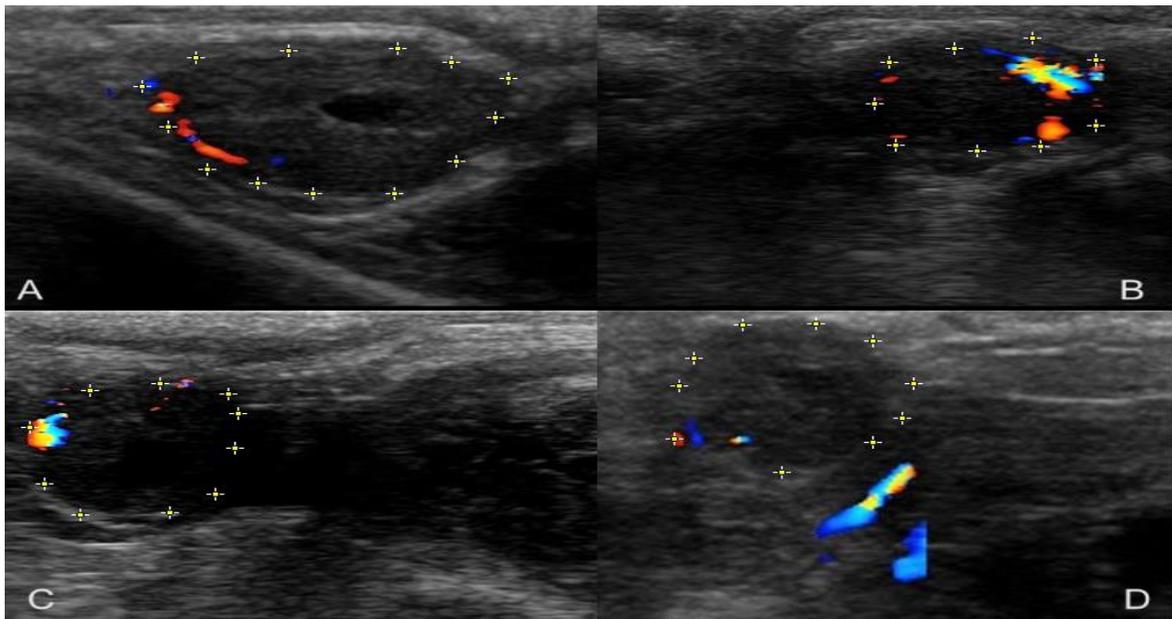


Figura 3.21: Proceso de luteolisis inducida. **A:** Previa aplicación de $\text{PGF}_2\alpha$, **B:** 30 minutos posteriores a la aplicación de $\text{PGF}_2\alpha$, **C:** 4 horas posteriores a aplicación de $\text{PGF}_2\alpha$, **D:** 24 horas posteriores a la aplicación de $\text{PGF}_2\alpha$.

Capítulo IV Quistes ováricos

Los quistes son patologías dinámicas que pueden ser identificadas en uno o en ambos ovarios. No se sabe realmente cual es el origen de esta patología, pero hay una serie de factores predisponentes, por ejemplo, factores genéticos y nutricionales (Quintinela *et al.*, 2002) También se han asociado a cambios celulares y moleculares en el crecimiento folicular, como concentraciones inapropiadas de receptores hormonales, esteroidales o para gonadotropinas; así como desbalance de las mismas hormonas (Chamba *et al.*, 2017).

En un estudio realizado por Chamba *et al.* (2017) se observaron correlaciones entre la presencia de quistes y factores como: vacas arriba del rango de una condición corporal (Mayor a 3) en una evaluación del 1 al 5 (23%), la presencia de metritis (9%) y utilización de productos hormonales (10%). Lo anterior con relación al total de los animales con quistes que se encontraron en el estudio.

La importancia económica de los quistes radica en su impacto en los días abiertos y sus costos asociados. Se estima, por ejemplo, que en los quistes foliculares se aumentan entre 22 y 64 los días abiertos (Lucy *et al.*, 1990).

La diferenciación precisa entre quistes foliculares y lúteos por palpación rectal es difícil (Farin *et al.*, 1992), pero los estudios ultrasonográficos permiten, además del diagnóstico general, la identificación del tipo de quiste de que se trata (Quintinela *et al.*, 2002). La ultrasonografía Doppler color resulta una herramienta aún más efectiva para confirmar la conformación de la pared folicular, ya que las imágenes del flujo sanguíneo en la misma muestran un mayor espesor en el caso de los

quistes lúteos (Matsui y Miyamoto, 2009) (**Fig. 4.1**). Lo determinación del tipo de quiste involucrado es útil para la selección del tratamiento a seguir (Rauch *et al.*, 2008).

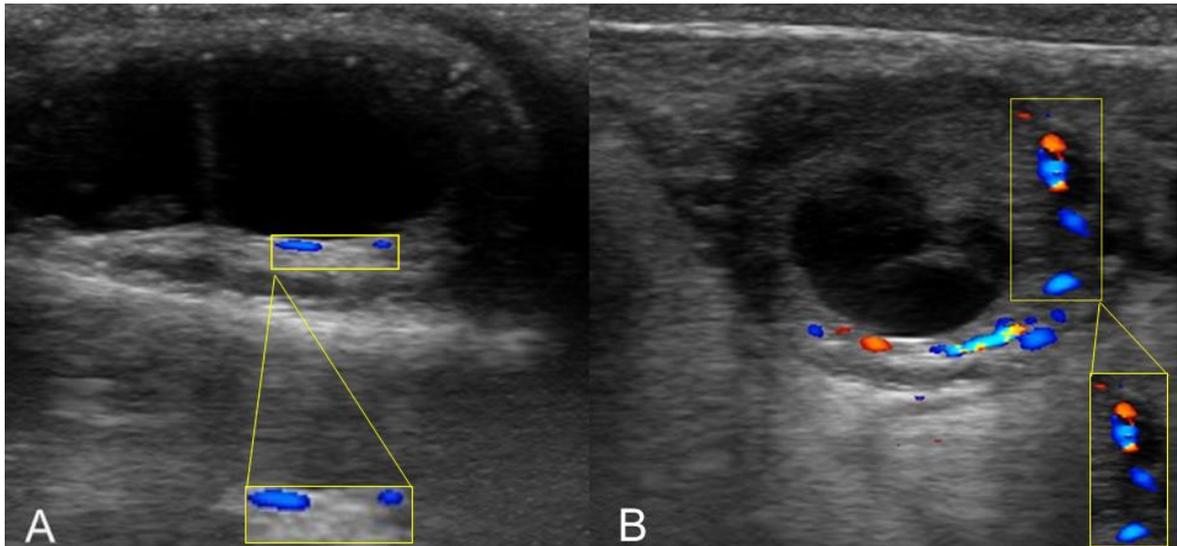


Figura 4.1: Imagen comparativa entre **A:** Quiste folicular y **B:** Quiste lúteo: En el recuadro amarillo se observa el flujo detectable. En el caso del quiste folicular el flujo es en una pared muy delgada (menor a 3 milímetros) y el quiste lúteo se presenta en una pared más gruesa (mayor a 3 milímetros).

Quistes foliculares

Anteriormente se definía a un quiste folicular como una estructura mayor a 25 milímetros que persistía durante 10 días o más en ausencia de un cuerpo lúteo. Definiciones actuales lo mencionan como una estructura superior a los 17 milímetros que persisten por 7 días o más (Carrière *et al.*, 1995; Gaverick, 2007; Silvia *et al.*, 2002). Se les menciona como estructuras dinámicas ya que pueden regresar y ser remplazadas por otros quistes, pueden sufrir atresia o luteinizarse; inclusive puede llegar a haber una ovulación en presencia de estas estructuras

(Acuña, 2007). Además se pueden encontrar solos o en grupo (Quintinela *et al.*, 2002).

Los quistes foliculares, poseen paredes delgadas, menores a 3 milímetros de grosor y con niveles bajos de progesterona (Douthwaite y Dobson, 2000; Rauch *et al.*, 2008). Ecográficamente aparecen como estructuras anecogénicas de 17 milímetros o más de diámetro, con paredes delgadas y ecogénicas (Quintinela *et al.*, 2002). Los quistes foliculares se asocian clínicamente a la repetición de celos, ninfomanía y anestro (Rauch *et al.*, 2008) (Fig. 4.2).

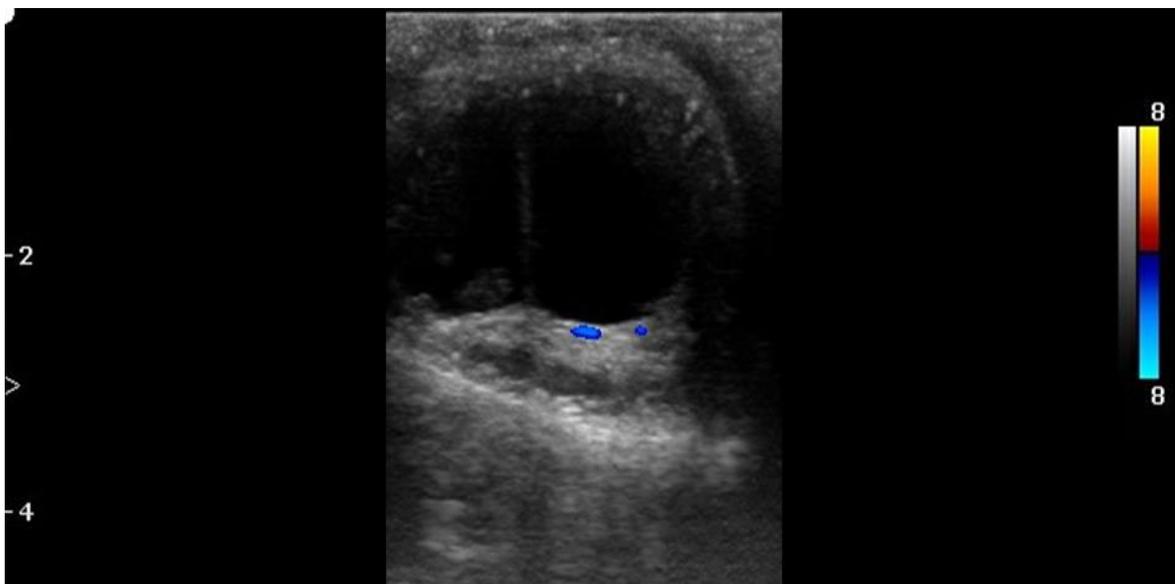


Figura 4.2: Quiste folicular con flujo sanguíneo. Se observa que el flujo se encuentra en una pared delgada (menor a 3 milímetros).

Quistes lúteos

Se cree que las causas básicas de los quistes lúteos son las mismas que para los quistes foliculares. La liberación de LH puede ser mayor que en la que ocurre cuando se desarrollan quistes foliculares, por lo que es suficiente para iniciar la

luteinización de los folículos, pero es inadecuada para causar la ovulación. Los quistes lúteos pueden ser una extensión de los quistes foliculares, de modo que el folículo no ovulatorio se luteiniza parcialmente de forma espontánea o después de aplicación de hormonas exógenas (Statham, 2018).

Los quistes lúteos tienen paredes más gruesas que los foliculares, de 3 milímetros o más de espesor (Rauch *et al.*, 2008), y producen significativamente niveles más altos de progesterona (Douthwaite y Dobson, 2000).

En la mayoría de las ocasiones, los quistes lúteos causan anestro por los altos niveles de progesterona. Estos aparecen con un mayor tamaño al de un cuerpo lúteo normal pero con ecotextura es diferente, ya que la cavidad central del quiste lúteo es irregular y se encuentra rodeada de una capa gruesa de tejido luteinizado (Corredor y Páez, 2012) **(Fig. 4.3)**.

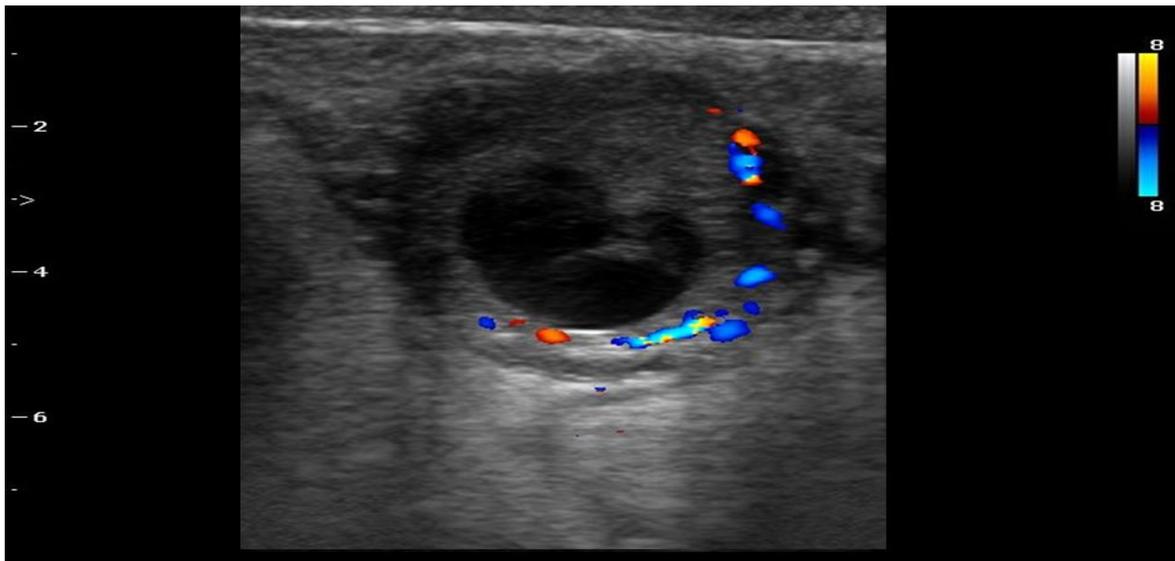


Figura 4.3: Quiste lúteo con flujo sanguíneo: Se observa que el flujo se encuentra en una pared gruesa (mayor a 3 milímetros).

CONCLUSIONES

En este Manual se describen eventos fisiológicos del aparato reproductor de la vaca, por medio de la ultrasonografía Doppler color. Con esto se espera que estudiantes, profesionistas y académicos relacionados con la Medicina Veterinaria y Zootecnia puedan usar esta información como material didáctico para ampliar sus conocimientos en un tema que cada vez adquiere más importancia en la reproducción bovina.

REFERENCIAS

- Acosta TJ. Studies of follicular vascularity associated with follicle selection and ovulation in cattle. *J Reprod Dev.* 2007; 53(1):39-44.
- Acosta TJ, Hayashi KG, Matsui M, Miyamoto A. Changes in follicular vascularity during the first follicular wave in lactating cows. *J Reprod Dev.* 2005; 51: 273-280.
- Acosta TJ, Hayashi KG, Ohtani M, Miyamoto A. Local changes in blood flow within the preovulatory follicle wall and early corpus luteum in cows. *Reproduction.* 2003; 125: 759-767.
- Acosta TJ, Yoshizawa N, Ohtani M, Miyamoto A. Local changes in blood flow within the early and midcycle corpus luteum after prostaglandin F (2 alpha) injection in the cow. *Biol Reprod.* 2002; 66: 651 – 658.
- Acuña V. Compendium de reproducción animal. Montevideo (Uruguay): Intervet; 2007.
- Aldrich JE. Basic physics of ultrasound imaging. *Crit Care Med.* 2007; 35:131-137.
- Amso NN, Watermeyer SR, Pugh N, O'Brien S, D'Angelo A. Quantification of power Doppler energy and its future potential. *Fertil Steril.* 2001; 76:583-587.
- Bollwein H, Meyer HH, Maierl J, Weber F, Baumgartner U, Stolla R. Transrectal Doppler sonography of uterine blood flow in cows during the estrous cycle. *Theriogenology.* 2000; 53:1541-1552.
- Bollwein H, Lüttgenau J, Herzog K. Bovine luteal blood flow: basic mechanism and clinical relevance. *Reprod Fertil Dev.* 2012; 25:71–79.
- Bollewein H, Heppelmann M, Lüttgenau J. Ultrasonografic Doppler use for female reproduction management. *Vet Clin Food Anim.* 2016; 32:149-164.
- Bonafos LD, Kot K, Ginther OJ. Physical characteristics of the uterus during the bovine estrous cycle and early pregnancy. *Theriogenology.* 1995; 43:713-721.
- Bruno JB, Matos MH, Chaves RN, Celestino JJ, Saraiva MV, Lima-Verde IB, *et al.* Angiogenic factors and ovarian follicle development. *Anim Reprod.* 2009; 6(2):371-379.
- Campbell SC. Doppler Ultrasound artifacts. Philadelphia (Estados Unidos): Elsevier; 2004.

Carrière PD, Amaya D, Lee B. Ultrasonography and endocrinology of ovarian dysfunctions induced in heifers with estradiol valerate. *Theriogenology*. 1995; 43:1061-1076.

Carrière PD, Gnemmi G, DesCôteaux L, Matsui M, Miyamoto A, Colloton J. Bovine Ovary En DesCôteaux L, Colloton J, Gnemmi G. *Practical Atlas of ruminant and camelid reproductive ultrasonography*. Wisconsin (Estados Unidos): Wiley-Blackwell; 2010.

Carter S. Hemodynamic considerations in peripheral vascular and cerebrovascular disease, *Introduction to a vascular ultrasonography*. Philadelphia (Estados Unidos): Elsevier Saunders; 2005.

Chaffaux S, Valon F, Martinez J. Evolution de l'image échographique du produit de conception chez la vache. *Bull acad vét Fr*, 1982; 55:213-221.

Chamba HR. Benitez EE, Pesántez MT. Factores predisponentes para la enfermedad quística ovárica bovina y su efecto en la eficiencia reproductiva, *Red Med Vet*. 2017; 35:17-28.

Chavhan GB, Parra DA, Mann A, Navarro OM. Normal Doppler spectral waveforms of major pediatric vessels: Specific patterns. *Radiographics*. 2008; 28:691-706.

Corredor-Camargo E., Páez-Barón E. (2012). Aplicaciones de la ultrasonografía en la reproducción bovina: revisión. *Ciencia Y Agricultura [Internet]*. 2012; 9(2):29-37. [Citado 2 de septiembre 2018]; Disponible en: https://revistas.uptc.edu.co/index.php/ciencia_agricultura/article/view/2813.

DesCôteaux L, Carrière PD, Durocher D. Ultrasonography of the reproductive system of the cow: Basic principles, practical uses and economic aspects of this diagnostic tool in dairy production. *Memories of XXIV world buiatrics congress*; 2006, Nice (France): International Veterinary Information Service, 2006.

DesCôteaux L, Gnemmi G, Colloton J. Ultrasonography of the Bovine female genital tract. *Vet Clin Food Anim*. 2009; 25:733-752.

DesCôteaux L, Chastant-Millard S, Gnemmi G, Colloton J, Bollwein H. Bovine Uterus En DesCôteaux L, Colloton J, Gnemmi G. *Practical Atlas of ruminant and camelid reproductive ultrasonography*. Wisconsin (Estados Unidos): Wiley-Blackwell; 2010

- Douthwaite R, Dobson H. Comparison of different methods of diagnosis of cystic ovarian disease in cattle and an assessment of its treatment with a progesterone releasing intravaginal device. *Vet Rec.* 2000; 147: 355-359.
- Dyce KM, Sack WO, Wensing CJG. *Anatomía Veterinaria*. 3a ed. Ciudad de México (México): Manual moderno; 2007.
- Farin PW, Youngquist RS, Parfet JR, Garverick H. Diagnosis of luteal and follicular ovarian cysts by palpation per rectum and linear-array ultrasonography in dairy cows. *Am J Vet Res.* 1992; 200:1085–1089.
- Ferrara N, Gerber HP, LeCouter J. The biology of VEGF and its receptors. *Nat Med.* 2003; 9:669-676.
- Figuroa JP, Massmann GA. Estrogen increases nitric oxide synthase activity in the uterus of nonpregnant sheep. *Am J Obstet Gynecol.* 1995; 173:1539–1545.
- Fissore RA, Edmonson AJ, Pashen RL, Bondurant. The use of ultrasonography for the study of the bovine reproductive tract II. Non - pregnant, pregnant and pathological conditions of the uterus. *Anim Repro Sci.* 1986; 12:167-177.
- Fricke PM, Scanning the future: Ultrasonography as a reproductive management tool for dairy cattle, *J Dairy Sci.* 2002; 85(89): 1918-1926.
- Garverick HA, Ovarian follicular cysts. In: Rudolph P, *Current Therapy in Large Animal Theriogenology*. St. Louis (Estados Unidos): Saunders Elsevier; 2007.
- Gayrard V, Carrière PD. Principles and recommendations, essential concepts, and common Artifacts in Ultrasound Imaging En DesCôteaux L, Colloton J, Gnemmi G. *Practical Atlas of ruminant and camelid reproductive ultrasonography*. Wisconsin (Estados Unidos): Wiley-Blackwell; 2010
- Ginther OJ. How ultrasound technologies have expanded and revolutionized research in reproduction in large animals, *Theriogenology.* 2014; 81:112-125.
- Ginther OJ. *Ultrasonic imaging and animal reproduction: Fundamentals*. Wisconsin (Estados Unidos): Equiservices Publishing; 1995.
- Ginther OJ. *Ultrasonic imaging and animal reproduction: Cattle*. Wisconsin (Estados Unidos): Equiservices Publishing; 1998.
- Ginther OJ, *Ultrasonic imaging and animal reproduction: Color-Doppler ultraonography*. Wisconsin (Estados Unidos): Equiservices Publishing; 2007.

Granados Ruiz MA. Principios básicos de ecografía. Asociación Española de Pediatría [Internet], 2016 [Citado 20 agosto 2018], Disponible en: https://continuum.aeped.es/files/guias/Material_descarga_unidad_1_ecocardiografia.pdf

Guáqueta H, Ciclo estral: Fisiología básica y estrategias para mejorar la detección de celos, *Rev Med Vet Zoot*, 2009; 56:163-183.

Gutiérrez C, Rangel L, Lassala A. Pubertad, ciclo estral y estacionalidad. En: Galina C, Valencia J, compiladores. Reproducción de animales domésticos, 3a ed México, Limusa; 2008.

Herzog K, Bollwein H. Application of Doppler ultrasonography in cattle reproduction. *Reprod Domest Anim*. 2007; 42 Suppl 2:51-58.

Herzog K, Brockhan-Ludemann M, Kaske M, Beindorff N, Paul V, Niemann H, *et al*. Luteal blood flow is a more appropriate indicator for luteal function during the bovine estrous cycle than luteal size. *Theriogenology*. 2010; 73:691–697.

Hunter RHF. Physiology of the graafian follicle and ovulation. Cambridge (Reino Unido) Cambridge university press; 2003.

Janson PO, Damber JE, Axen C. Luteal blood flow and progesterone secretion in pseudopregnant rabbits. *J Reprod Fertil*. 1981; 63:491-497.

Kahn W, Volkman D. Veterinary Reproductive Ultrasonography. Toronto (Canadá). Mosby Wolfe, 1994.

König HE, Liebich H. G., Anatomía de los animales domésticos, órganos, sistema circulatorio y sistema nervioso. Texto y Atlas a color, Tomo 2. Buenos Aires (Argentina): Editorial Panamericana; 2005

Kremkau FW. Doppler ultrasound. 2a ed. Winston-Salem, Carolina del Norte: Saunders Company; 1995.

Lamond DR, Drost M. Blood supply to the bovine ovary, *J Anim Sci*. 1974; 38:106-112.

Levy N, Kobayashi S, Roth Z, Wolfenson D, Miyamoto A, Meidan R. Administration of prostaglandin F_{2α} during the early bovine luteal phase does not alter the expression of ET-1 and of its type A receptor: a possible cause for corpus luteum refractoriness. *Biol Reprod*. 2006; 3:377–382.

Lucy MC, Thatcher WW, Macmillan KL. Ultrasonic identification of follicular populations and return to estrus in early postpartum dairy cattle given intra vaginal progesterone for 15 days. *Theriogenology*. 1990; 34:325-340.

Lüttgenau J, Ulbrich SE, Beindorff N, Honnens A, Herzog K, Bollwein H. Plasma progesterone concentrations in the mid-luteal phase are dependent on luteal size, but independent of luteal blood flow and gene expression in lactating dairy cows. *Anim Reprod Sci*. 2011; 125:20-29.

Marsal K. Doppler ultrasonography: techniques. In: Hanson A, Spencer JAD, Rodeck CH, *The Circulation*. Cambridge (Reino Unido): University Press; 1993.

Matsui M, Miyamoto A. Evaluation of ovarian blood flow by colour Doppler ultrasound: Practical use for reproductive management in the cow. *Veterinary J*. 2009; 181: 32-240.

Medan SM, El-Aty A. Advances in ultrasonography and its applications in domestic ruminants and other farm animal reproduction, *J Adv Res*. 2010; 1:123-128.

Melbin J, Detweiler DK. The cardiovascular system and blood flow. *Physiology of domestic animals*. New York (Estados Unidos): Comstock Publishing Associates; 1993.

Miyamoto A, Shirasuna K, Wijayagunawardane MP, Watanabe S, Hayashi M, Yamamoto D, *et al*. Blood flow: A key regulatory component of corpus luteum function in the cow. *Domest Anim Endocrinol*. 2005; 29:329–339.93.

Nilsson A. Artifacts in sonography and Doppler. *Eur Radio*. 2001; 11:1308–1315.

Pancarci SM, Ari UC, Atakisi O, Güngör O, Cigremis Y, Bollwein H. Nitric oxide concentrations, estradiol-17 beta progesterone ratio in follicular fluid, and COC quality with respect to perifollicular blood flow in cows. *Anim Reprod Sci* 2012;130:9-15.

Pierson RA, Ginther OJ. Ultrasonic imaging of the ovaries and uterus in cattle. *Theriogenology*. 1988; 29:21-37.

Pierson RA, Kastelic JP, Ginther OJ. Basic principles and techniques for transrectal ultrasonography in cattle and horses. *Theriogenology*. 1993; 29:3-20.

Pieterse MC. Ultrasonic characteristic of physiological structures on bovine ovaries: Diagnostic ultrasound and animal reproduction. London (Reino Unido): Kluwer Academic Publisher; 1989.

Pieterse MC, Taverne MA, Kruip TA, Willemse AH. Detection of corpora lutea and follicles in cows: A comparison of transvaginal ultrasonography and rectal palpation. *Vet Rec.* 1990; 126(22):552–554.

Pursley J R, Mee M O, Wiltbank MC. Synchronization of ovulation in dairy cows using PGF₂α and GnRH. *Ther.* 1995; 44:915-923.

Quintela LA, Peña AI, Barrio C, Díaz PG. Correlación entre el perfil sérico bioquímico y la producción lechera con la presencia de folículos quísticos en vacas Holstein, *Arch Zootec.* 2002; 51:351-360.

Quintela LA, Barrio M, Pena AI, Becerra JJ, Cainzos J, Herradon PG, Diaz C. Use of ultrasound in the reproductive management of dairy cattle. *Reprod Domest Anim.* 2012; 47(3):34-44.

Rahmouni A, Bargoin R, Herment A. Color Doppler twinkling artifact in hyperechoic regions. *Radiology.* 1996; 199:269-271.

Rangel L. Morfofisiología del Aparato Reproductor en Porras A, Páramo RM.,. *Manual de prácticas de Reproducción Animal.* México Universidad Nacional Autónoma de México, Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia; 2009.

Rauch A, Kruger L, Miyamoto A, Bollwein H. Colour Doppler sonography of cystic ovarian follicles in cows. *J Reprod Dev.* 2008; 54:447–453.

RAE (Real Academia Española). Hemodinámica. En: *Diccionario de la lengua española*, [Internet] 23ª edición, 2017, [Citado 4 diciembre 2018] Disponible en: <http://dle.rae.es/?id=K8pGXSt>

Réjean CL, Gnemmi G Anatomy Reproductive tract of the cow En DesCôteaux L, Colloton J, Gnemmi G. *Practical Atlas of ruminant and camelid reproductive ultrasonography.* Wisconsin (Estados Unidos): Wiley-Blackwell; 2010

Ribadu AY, Nakao T. 1999. Bovine reproductive ultrasonography: A review. *J Repro Dev.* 1995; 45:13-28.

Rodríguez-Zamora LA, Abuelo A, Bejar JP, López L, Pérez A, Sanchís JM et al. El uso de la ecografía Doppler color en la reproducción, Albéitar, [Internet]. 2013 [citado 14 noviembre 2017]; 154. Disponible en: <http://albeitar.portalveterinaria.com/noticia/11290/articulos-rumiantes-archivo/el-uso-de-la-ecografia-doppler-color-en-el-control-reproductivo-del-vacuno.html>.

Rosselli M, Keller PJ, Dubey RK. Role of nitric oxide in the biology, physiology and pathophysiology of reproduction. *Hum Reprod Update.* 1998; 4:3-24.

Rubens, DJ, Bhatt, S, Nedelka, S, Cullinan J. Doppler Artifacts and Pitfalls. *Radiol Clin North Am.* 2006; 44: 805-835.

Salveti NR, Rey F, Ortega HH. Enfermedad quística ovárica bovina. *FAVE* [Internet]. 2007; 6(1-2):1-17.[Citado 5 septiembre 2018], Disponible en: <https://doi.org/10.14409/favecv.v6i1/2.144>

Shirasuna K, Asaoka H, Acosta TJ, et al. Endothelin-1 within the corpus luteum during spontaneous luteolysis in the cow: local interaction with prostaglandin F-2 alpha and angiotensin II. *J Cardiovasc Pharmacol* 2004; 44: 252–255.

Silvia WJ, Hatler TB, Nugent AM, Laranja da Fonseca LF. Ovarian follicular cysts in dairy cows: an abnormality in folliculogenesis. *Domest Anim Endocrinol.* 2002; 23:167-177.

Smith ST, Ward WR, Dobson H. Use of ultrasonography to help to predict observed oestrus in dairy cows after the administration of prostaglandinF2 α . *Vet Rec.* 1998; 142:271–327.

Statham J., Luteal cystic disease in cattle, *MSD Veterinary Manual*, [Internet] 2018, [Citado 10 septiembre 2018]; Disponible en: <https://www.msdsvetmanual.com/reproductive-system/cystic-ovary-disease/luteal-cystic-ovary-disease-in-cattle>.

Szabo T. *Diagnostic ultrasound imaging: inside out.* 2da ed. Burlington (Estados Unidos): Academic Press; 2014

Tamayo TM, La ecografía como medio diagnóstico y evaluación de los procesos reproductivos en el bovino. *Sitio Argentino de Producción animal* [Internet], 2000 [Citado 3 de agosto 2018]; Disponible en: http://www.produccion-animal.com.ar/informacion_tecnica/ecografia_ultrasonido/36-ecografia_reproduccion.pdf.

Van Buren GA, Yang DS, Clark KE. Estrogen-induced uterine vasodilatation is antagonized by L-nitroarginine methyl ester, an inhibitor of nitric oxide synthesis. *Am J Obstet Gynecol.* 1992; 167:828–833.

Vasconcelos JLM, Sartori R, Oliveira HN, Guenther JG, Wiltbank MC. Reduction in size of the ovulatory follicle reduces subsequent luteal size and pregnancy rate. *Theriogenology.* 2001; 56:307-314.

Whittingham TA. Medical diagnosis applications and sources. *Prog Biophys Mol Biol.* 2007; 93:84-110.

Wiedlocha A, Sorensen V. Signaling, internalization, and intracellular activity of fibroblast growth factor. *Curr. Top. Microbiol. Immunol.* 2004; 286: 45–79.

Wiltbank, MC, Dysko RC, Gallagher KP, Keyes PL. Relationship between blood flow and steroidogenesis in the rabbit corpus luteum. *J Reprod Fertil.* 1988; 84:513-520.

Zwiebel WJ, Pellerito JS. *Introduction to vascular ultrasonography.* Philadelphia (Estados Unidos): Elsevier; 2005.