

Universidad Nacional Autónoma de México
Facultad de Estudios Superiores Cuautitlán
Lic. Medicina Veterinaria y Zootecnia
Reproducción Animal
Manual Virtual de Reproducción animal en perros y gatos

M. en C. Alicia Alcántar Rodríguez
MVZ Francisco Javier Carbajal Merchant
MVZ Demmy Grisha De los santos Castro

INSEMINACIÓN ARTIFICIAL EN PERROS Y GATOS

Definición

El término inseminación artificial (IA) se refiere a colectar el semen de un macho, para posteriormente introducirlo en el aparato genital de la hembra (15, 35).

La IA fue la primera biotecnología aplicada para mejorar la reproducción y la genética de los animales de granja (10).



IMPORTANCIA

La IA presenta abundantes ventajas sobre la monta natural, como son: transmisión de genes de reproductores con características deseables, evita la transmisión de enfermedades venéreas, disminuye el estrés en los animales reproductores, se puede inseminar a más de una hembra con el mismo eyaculado, permite utilizar el semen de ejemplares de diferentes regiones geográficas, y obtener descendencia de individuos que son incapaces de aparearse de forma natural (1, 5, 8, 30).

Es así que las diferentes técnicas de inseminación artificial surgen como alternativa para realizar selección genética (1, 17, 29, 30). En la actualidad la preservación de semen y la inseminación artificial son temas de gran interés para los médicos veterinarios y criadores de muchos países (29).



IMPORTANCIA

La insidencia de alteraciones genéticas va en aumento, la causa principal de este fenómeno se debe a los altos índices de endogamia, debido a la práctica de realizar cruzamientos sin emplear protocolos de selección parentales de manera formal (26).

La inseminación artificial en caninos es una herramienta de mejoramiento genético, ofreciendo razas de caninos especializadas de acuerdo a su fin zootécnico (1, 8, 28, 29).

La Inseminación artificial está aconsejada cuando:

 **Se presenta incompatibilidad genital: como es el caso de cruzar perros de diferente talla**
(5, 8, 17)

 **Se presenta indiferencia sexual, es decir en perros que provienen de una misma camada y que han vivido juntos por mucho tiempo.**
(24)

 **En el caso de problemas en la estructura del pene (machos en los cuales la erección del pene ocurre demasiado temprano, imposibilitando la penetración debido al engrosamiento del glande) o de la vagina en el caso de la hembra.**
(5, 8)

 **En ausencia del reflejo sexual, generalmente a través de captación de feromonas o de hormonas, de este modo la ausencia del reflejo sexual determina una excitación sexual inútil acompañada por consiguiente de incapacidad reproductiva.**
(5, 8)

 **Cuándo los reproductores se encuentran separados geográficamente**
(1, 5, 8, 27, 28)



Cuándo es necesario conservar sus características de acuerdo a su función zootecnica

(8)



Hembras nerviosas o con problemas de conducta hacia el macho que evitan el apareamiento.

(1, 5, 9, 36)



Machos con rigidez o debilidad de las extremidades posteriores.

(9, 36)



En el caso de problemas en la estructura de la vagina en el caso de la hembra.

(5, 9, 17)



Para evitar enfermedades de transmisión sexual como Tumor Venéreo Transmisibile (TVT) o Brucella.

(9, 24)



En perros agresivos para mantener la integridad de alguno de los reproductores.

(5, 36)



Imagen 11.6 Tumor Venéreo Transmisibile (TVT) en prepucio de perro. Fotografía tomada por Grisha De los Santos, Tepotzotlán, México.

En los caninos existe gran variedad de razas y cada una tiene una función determinada, lo que es que económicamente interesante debido al valor que adquieren los animales de razas muy selectas cuando provienen de padres campeones (35, 36). Existen razas como las variedades de Bulldog, en los que la reproducción generalmente se lleva a cabo por inseminación artificial ya que debido a sus torax profundos y pelvis estrechas, son más propensos a agotarse (17, 36).



Imagen 11.7-11.10 Bulldog macho de distintas edades. Fotografía tomada por Grisha De los Santos, en Clínica Hospital Veterinario Tepotzotlán, Estado de México, México.



Esquema 11.1. Pasos para realizar inseminación artificial y posterior confirmación por diagnóstico clínico.



SELECCIÓN DE EJEMPLARES

Imagen 11.11. American Bulldog Macho. Fotografía tomada por Grisha De los Santos, en Clínica Hospital Veterinario Tepotzotlán, Estado de México, México.

Imagen 11.12-11-15. Perros de distintas funciones zootécnicas. Fotografía tomada por Grisha De los Santos. México.



Esquema 11.2. Tipos de fin zootecnico en perros

Selección de ejemplares (1, 9, 17, 29)

1. Raza
2. Edad
3. Peso
4. Líbido
5. Condición coorporal
6. Estado fisiológico
7. Concentración espermática
8. Historia clínica
9. Historial genético

* Temperamento



Imagen 11.16. Perros de exhibición en LATINZOO - México. Fotografía tomada por Grisha De los Santos. México.



EVALUACIÓN DE SEMEN

Imagen 11.17. Colección de semen de perro. Imagen adquirida en: Lakna (2017). Difference Between Sperm and Semen. En:

<https://pediaa.com/difference-between-sperm-and-semen/>

1. Una movilidad progresiva adecuada en un semen fresco de buena calidad debe ser igual o mayor al 70%, con movimiento rectilíneo y progresivo (26).

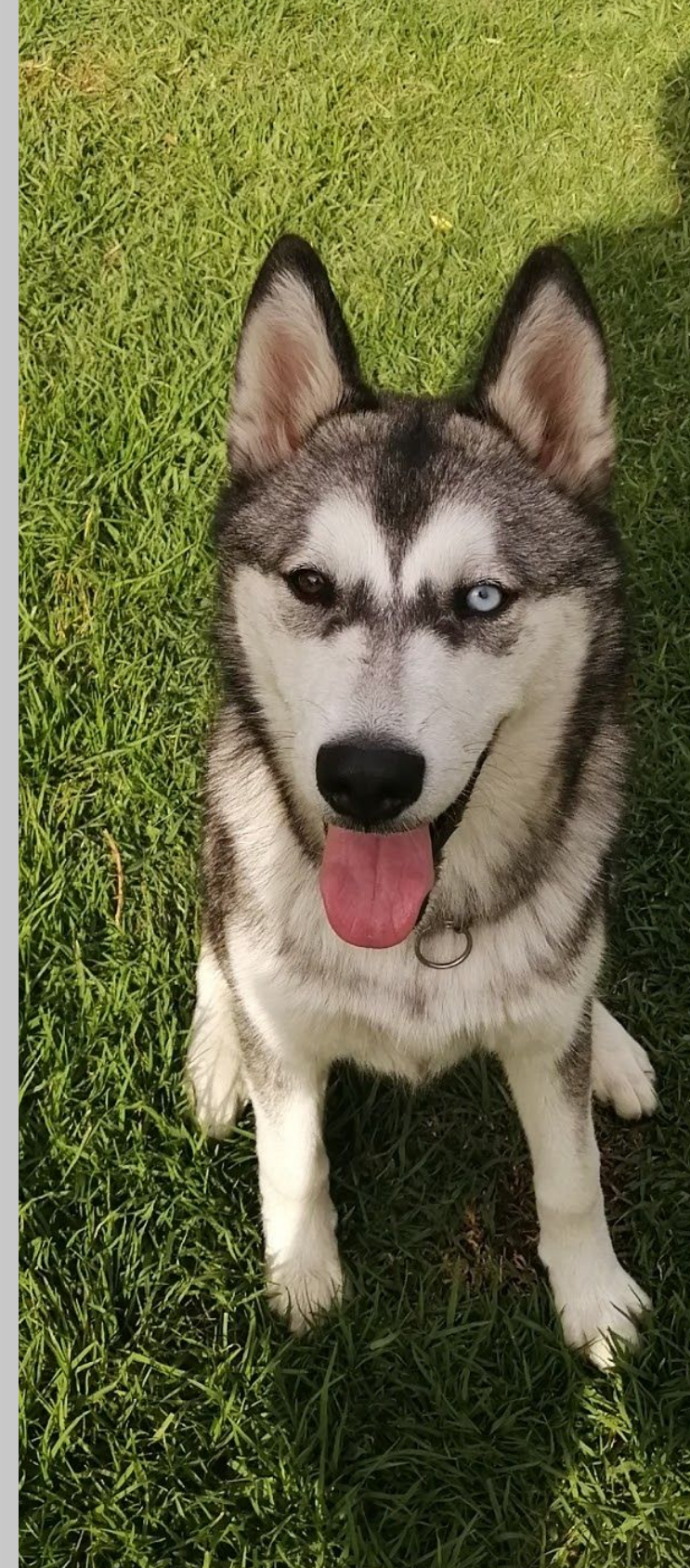
2. En el perro la cantidad de espermatozoides totales debe ser igual o superior a $150 - 200 \times 10^6$, considerándose normal para un perro de tamaño chico o mediano, esperando más cantidad de espermatozoides en un canino de raza grande o gigante (8, 26, 50). Y en los gatos debe ser de entre $5-10 \times 10^6$ (12,31). Entre las causas de una baja concentración espermática, se podrían mencionar:

- a) Eyaculación incompleta por nerviosismo en machos jóvenes e inexpertos (1, 9).
- b) Perros tratados con corticoides o con Ketoconazol que inhiben la espermatogénesis transitoriamente (1).
- c) Alteraciones hormonales como el hipotiroidismo (1, 9).
- d) Estructuras testiculares fibrosadas, por traumatismos o infecciones. Cualquier tipo de alteración a nivel escrotal e inflamaciones agudas como orquitis o epididimitis agudas (aumento de temperatura local) (1, 9).
- e) Anomalías testiculares: criptorquidia unilateral, tumores de células de Sertoli, seminomas, tumor de células intersticiales, degeneración testicular (1, 9).

3. Se considera que un semen fresco de buena calidad debe tener no menos un 70% de espermatozoides vivos (17, 21, 29).

Factores que influyen sobre las características seminales

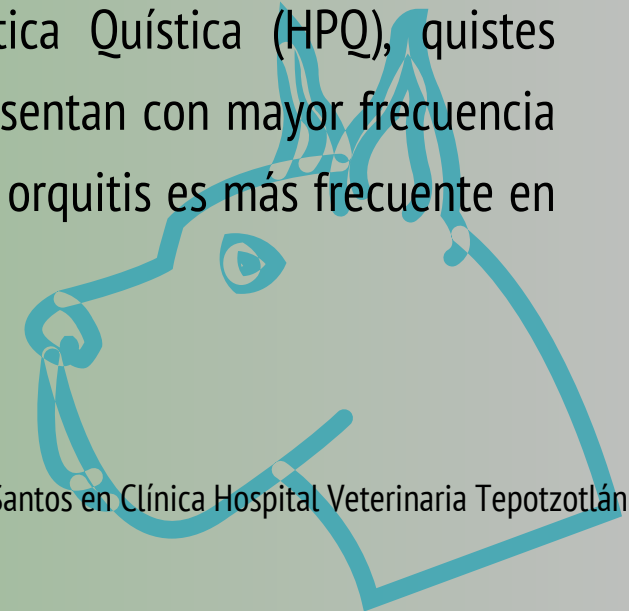
- a. **Temperatura:** El espermatozoide es una célula altamente sensible a cambios de temperatura y la exposición a la luz, el profesional debe extremar sus precauciones para evitar la muerte espermática por un mal manejo de la muestra (1, 2, 9, 17, 20, 29).
- b. **Individuo-raza:** Algunas investigaciones han conseguido demostrar la variación individual de la calidad del eyaculado al pos-descongelado entre caninos de una misma raza (1, 2, 9).
- c. **Estado del medio ambiente:** El miedo y el pánico a determinadas situaciones y ambientes impiden que se produzca una erección completa y por consiguiente que se pueda producir la eyaculación. Los ejemplares excesivamente juguetones o inquietos, suelen presentar una incapacidad para conseguir que se produzca el reflejo de erección-eyaculación (1, 29). Un ambiente con varias personas, ruidos, movimientos no ayuda a desencadenar el reflejo, tampoco una sujeción exagerada del reproductor (1, 9, 29).





d. **Edad:** La calidad seminal depende de la edad en que el animal comienza la pubertad. Este factor varía con la raza, el tamaño y el peso, por ejemplo: en un Gran Danés puede alcanzarse la pubertad recién a los 2 años, por lo tanto, si tomamos una muestra al año, obtendremos mala calidad seminal (1, 9, 26).

Por otro lado la vejez está asociado a patologías tales como: Hiperplasia Benigna Prostática (HPB), Hiperplasia Prostática Quística (HPQ), quistes prostáticos y atrofia testicular las cuales se presentan con mayor frecuencia en animales de entre 5 y 10 años; así como la orquitis es más frecuente en perros mayores a 10 años (32).



e. **Frecuencia de extracción:** Una obtención seminal diaria produce una reducción de las reservas espermáticas en aproximadamente 7 días y empeora si se realizan dos. Se ha comprobado que si se logran 2 eyaculados con escaso margen de tiempo entre recogidas, la motilidad total de la muestra es mayor que la motilidad de cada uno de los eyaculados por separado. Si se realizan recogidas de semen cada 2 días, no ocurre una reducción significativa de las reservas espermáticas. Si no hay servicio ni toma de muestra de semen por períodos largos, puede ocurrir un envejecimiento de las reservas espermáticas, que serán excretadas con el semen o la orina (1).

f. **Eritrocitos:** Se presentan comúnmente en el eyaculado de machos mayores a 5 años, proceden de la próstata e indican enfermedad. Puede deberse a traumas accidentales que ocurren durante la monta natural o la recogida manual y que producen lesiones en el pene o al prepucio (26). La presencia de sangre en el semen que va a ser congelado, afecta negativamente a la motilidad y al estado del acrosoma (1).



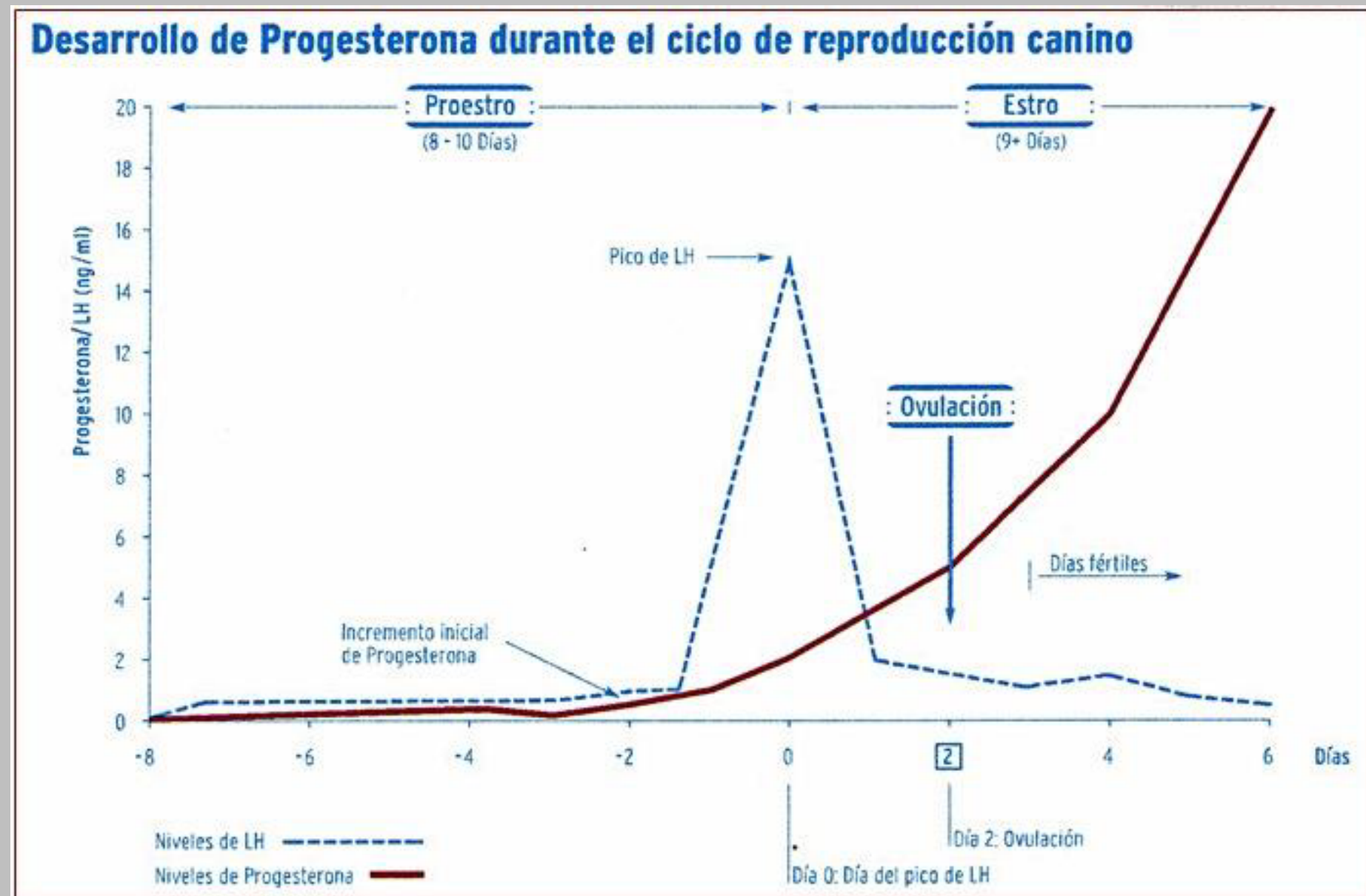
Imagen 11.20. Obtención se semen en perro de forma manual. Fotografía tomada por Grisha Delos Santos en Clínica Veterinaria Carbajal. México.



DETECCIÓN DE ESTRO

Imagen 11.21. Detector de ovulación marca DRAMINSKY. Fotografía tomada por Grisha Delos Santos en Clínica Veterinaria Carbajal. México.

La progesterona sérica (P4) aumenta rápidamente por encima de 1-3 ng/ml durante el pico preovulatorio de LH, e inmediatamente (o después de una pausa de 1-3 días) aumenta rápidamente, llegando a 10-25 ng/ml hacia el final de estro (3). Cuando los niveles de P4 se encuentran en una concentración de 2 ng/ml, se considera que el pico de LH ha finalizado (8).



Gráfica 1. Desarrollo de P4 durante el ciclo de reproducción canino. Adquirido de: Gaspelleira, Interpretación de los resultados del test de progesterona. En: <https://www.gaspalleira.es/resultados-test-progesterona-perras.html>

Niveles de progesterona en relación con los eventos del ciclo estral	
Progesterona sérica (ng/ml)	Evento
<1.0	Anestro o proestro
1.0-1.9	3 días pre-ovulación
2.0-2.9	2 días preovulación
3.0-3.9	1 día pre-ovulación
4.0-10.00	Ovulación
>10.0 + citología vaginal exfoliativa con células queratinizadas	Diestro

Tabla 11.1 Niveles de P4 y su relación con el ciclo estral. Tabla tomada y adaptada de Kustritz M.V.R. (2006). The Dog Breeder's Guide to Successful Breeding and Health Management. Saunders Elsevier. Estados Unidos. Pp 135-140.

Momento óptimo de inseminación,
48 horas después (8, 9, 17, 29, 35)



Valores de P4 en sangre, momento y método de inseminación artificial

<i>Valor de P4 en sangre</i>	48 horas	24 horas	12 horas	Realizar de inmediato	Método de inseminación artificial a elección
<i>5.0-7.5 ng/ml</i>					IA Vaginal
<i>7.6-10 ng/ml</i>					IA Vaginal / IA Intrauterina quirúrgica
<i>10.1-11.0 ng/ml</i>					IA Intrauterina quirúrgica
<i>11.1-15 ng/ml</i>					IA Intrauterina quirúrgica

Esquema 3. Valores de progesterona en sangre y su interpretación para escoger momento y tipo de IA en perras.



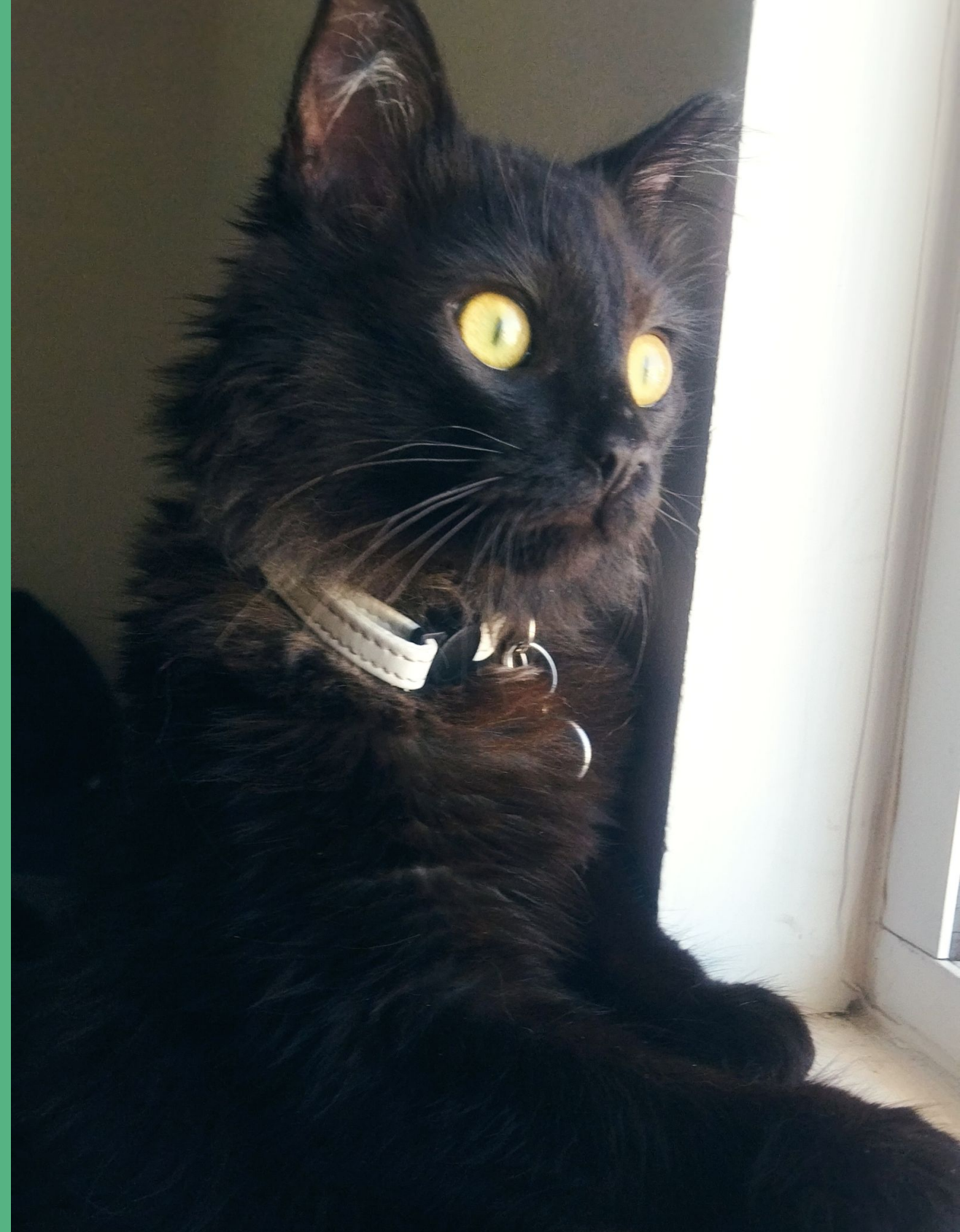
Inducción de ovulación en la gata

Imagen 11.22. Gata adulta. Fotografía tomada por Grisha Delos Santos en Cuautitlán Izcalli. México.

Las gatas poseen ovulación inducida por el coito, siendo necesario varios estímulos coitales para inducir una onda de LH de suficiente intensidad para inducir la ovulación, la cual se producirá 29-40 horas posteriores al pico de LH (9, 17, 30).

Debido a que el ciclo estral del gato doméstico es muy variable, se suele realizar ultrasonidos para hacer un seguimiento de la maduración folicular y de esta manera encontrar el mejor momento para inducir la ovulación. Aunque se puede utilizar una citología vaginal para detectar el momento del estro (31).

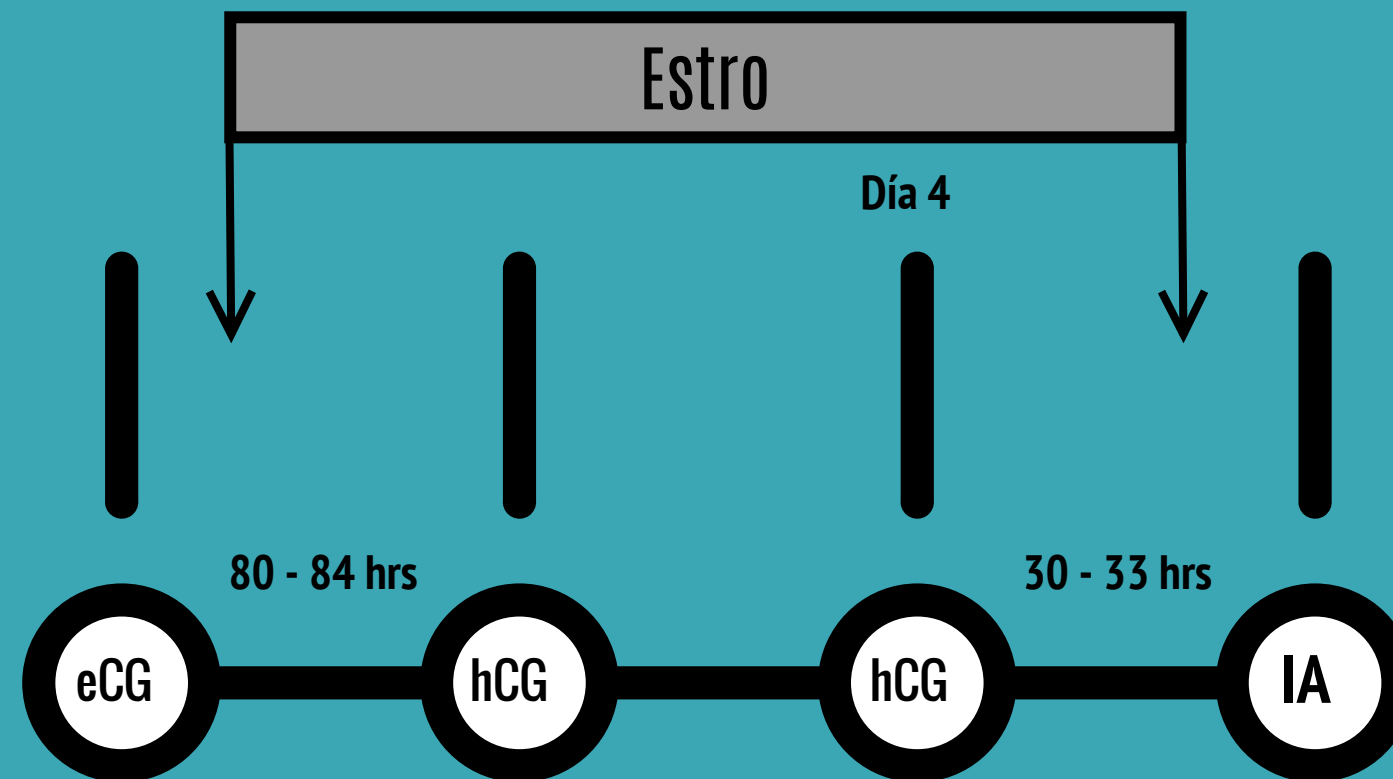
Imagen 11.23. Gata adulta. Fotografía tomada por Grisha Delos Santos en Cuautitlán Izcalli. México.



Generalmente se utilizan las siguientes hormonas para estimular e inducir la ovulación:

1. **pFSH (FSH porcina):** Su uso principal es para estimular el desarrollo folicular. La principal desventaja de esta hormona es que para conseguir su efecto se necesita aplicar 1 o 2 inyecciones durante 3 – 6 días (21).
2. **Gonadotropina coriónica equina (eCG):** Se utiliza principalmente para estimular el desarrollo folicular, y al contrario que la FSH, tiene una alta vida media y solo es necesaria una inyección. La principal desventaja es que se crean anticuerpos contra la gonadotropina y disminuye la respuesta ovárica a ésta si se administra con mucha frecuencia (12, 21).
3. **pLH (LH porcina):** Provoca la maduración final del ovocito y la ovulación. La principal desventaja es la necesidad de administrar varias inyecciones (21).
4. **Gonadotropina coriónica humana (hCG):** Provoca la maduración oocitaria y la ovulación. Tiene un efecto duradero y efectivo. La principal desventaja es la misma que la eCG, la creación de anticuerpos (12, 21).

Uno de los protocolos más comunes para inducir el estro es la combinación de eCG y hCG. Se administra una sola inyección de eCG y 80 – 84h más tarde una inyección de hCG para inducir la ovulación y otra en el día 4 del estro. La inseminación se produce 30 – 33h después. Este protocolo tiene una tasa de más del 45% de éxito (21, 32). También es posible la aplicación de una sola dosis de hCG después de observar el estro de manera natural (9, 32).



Esquema 11.4. Esquema del protocolo para inducir la ovulación en gatas mediante el uso de eCG/hCG.. Esquema adquirido de: Vilar M.A.M. (2020-2021). Inseminación artificial en gatas: Protocolos para inducir la ovulación y técnicas (revisión bibliográfica)(trabajo para fin de grado).

Además de estos protocolos, se ha observado que inhibir la función ovárica antes de inducir incrementa el éxito de ovulación. En gatas es la inhibición folicular (21, 32).

Para inhibir la actividad folicular, se utilizan cuatro hormonas: levonorgestrel, melatonina, análogos GnRH (acetato de deslorelina) y progesterona (21, 32).

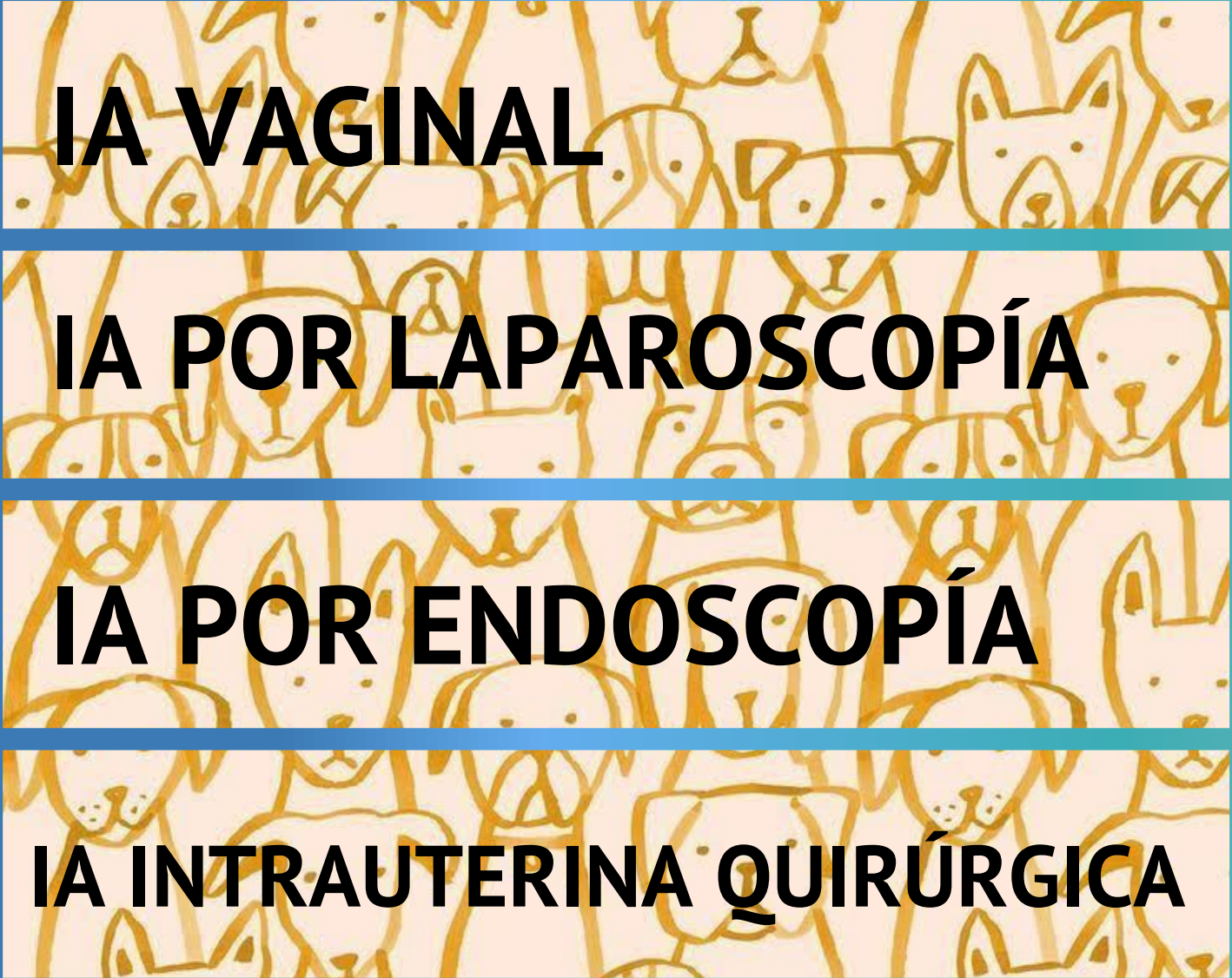
Tabla 11.1 Efecto de distintos fármacos sobre la actividad folicular ovarica en gatas

Producto	Efecto
Levonorgestrel	Ovulaciones más consistentes y predecibles
Melatonina	Inhibe de manera efectiva la función ovárica, y sirve principalmente para reducir la hiperestimulación ovárica
Progesterona	Previene la ovulación espontánea, incrementa la sensibilidad ovárica frente a las gonadotropinas y asegura un entorno endocrino normal
Acetato de deslorelina	Produce estros fértiles



MÉTODO DE INSEMINACIÓN

Imagen 11.24. Inseminación intravaginal en perra Bulldog Inglés Fotografía tomada por Grisha Delos Santos en Clínica Veterinaria Carbajal. México.



IA VAGINAL

IA POR LAPAROSCOPÍA

IA POR ENDOSCOPÍA

IA INTRAUTERINA QUIRÚRGICA

La elección de la técnica dependerá de la calidad y tipo de semen utilizado y de los equipos disponibles (9, 30).

IA VAGINAL

La totalidad del material utilizado deberá estar estéril, libre de sustancias que alteren la viabilidad espermática y precalentado a 37 °C para evitar alterar la calidad del eyaculado (30).

En la IA intravaginal el semen será depositado en la vagina craneal mediante un catéter de longitud acorde al tamaño del animal (30). El catéter se introducirá a través de los labios vulvares, evitando la fosa del clítoris, dirigiéndose primero hacia dorsal para luego dirigirse hacia craneal adecuándose a la anatomía de la hembra canina. Una vez que el catéter se encuentra en el fondo de la vagina, el semen es impulsado a través de él mediante una jeringa y depositado en vagina craneal. Luego el catéter es retirado y la hembra es mantenida 10 a 15 minutos con el tren posterior sobreelevado (1, 5, 30).



IA POR LAPAROSCOPIA

Ésta es la técnica más empleada para la inseminación en gatas, ya que permite obtener altas tasas de preñez utilizando un número bajo de espermatozoides (1×10^6 espermatozoides en 5ml). De esta manera permite conseguir una gestación, utilizando poca cantidad de espermatozoides (30, 32). Ésta técnica tiene una tasa de concepción del 50% (9, 30).

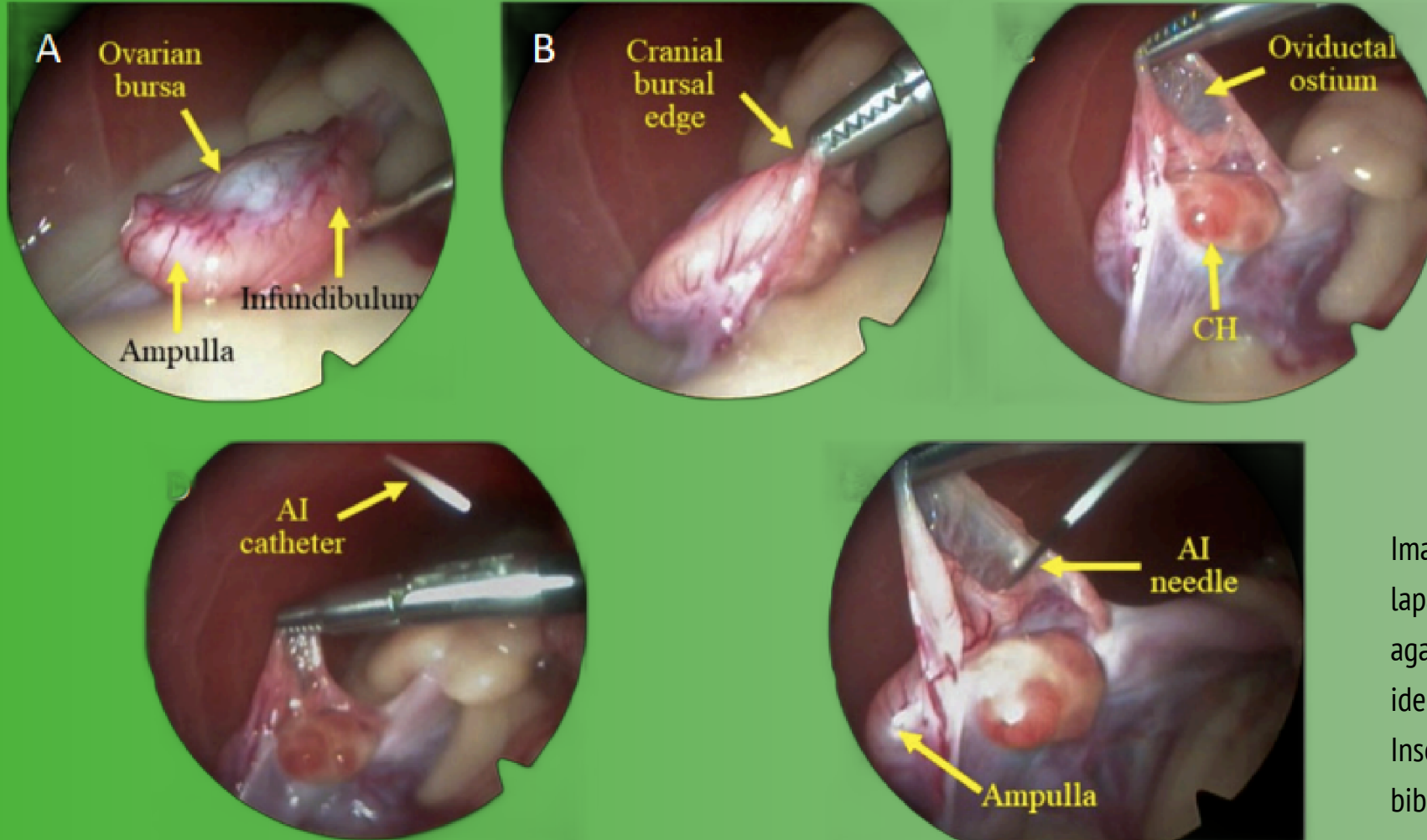
Las dos principales desventajas son:

1. La complejidad de la técnica, que debe realizarse bajo anestesia general o sedación (1, 30, 32).
2. El equipo a utilizar, ya que es equipo costoso y requiere manejo especializado (1, 30, 32).



IA POR LAPAROSCOPIA

INSEMINACIÓN OVIDUCTAL LAPAROSCÓPICA



Se realiza bajo anestesia general y mediante un equipo de laparoscopia, se buscan e identifican los ovarios. Una vez localizados, con unos fórceps atraumáticos se identifica y se sujeta el borde craneomedial de la bolsa ovárica. Esta bolsa se abre y se vuelve del revés para permitir la visualización del ostium oviductal. Se inserta un catéter vía percutánea lo más próximo a la bolsa ovárica, y a través de este catéter, se inserta una aguja de 22 G con una jeringa a 2 cm de profundidad en el ostium oviductal. Posteriormente se inyecta la dosis de semen (32).

Imagen 11.25-11.29 Técnica de inseminación laparoscópica oviductal. A: Vista laparoscópica del ovario izquierdo y la bursa. B: Colocación adecuada de las pinzas de agarre en el borde de la bursal craneomedial. C: Eversión de la bolsa ovárica para identificar el ostium oviductal en la ampolla. Obtenido de: Vilar M.A.M. (2020-2021). Inseminación artificial en gatas: Protocolos para inducir la ovulación y técnicas (revisión bibliográfica)(trabajo para fin de grado). Pp. 10.

IA POR LAPAROSCOPÍA

INSEMINACIÓN LAPAROSCÓPICA INTRAUTERINA

Bajo anestesia general, se realiza una incisión en la línea media para la laparotomía y se buscan y exponen los cuernos. Con unas pinzas de agarre atraumáticas se sujeta el cuerno a la pared abdominal. Se inserta un catéter con una aguja de 22G en el tercio proximal de la luz intrauterina con la punta del catéter dirigida hacia craneal, avanzando 2 cm, mientras la aguja continua en el sitio de penetración. Posteriormente, se extrae la aguja y se inserta otro catéter dentro del anterior que contiene la dosis del semen que se va a depositar en la unión uterotuba (12, 32).

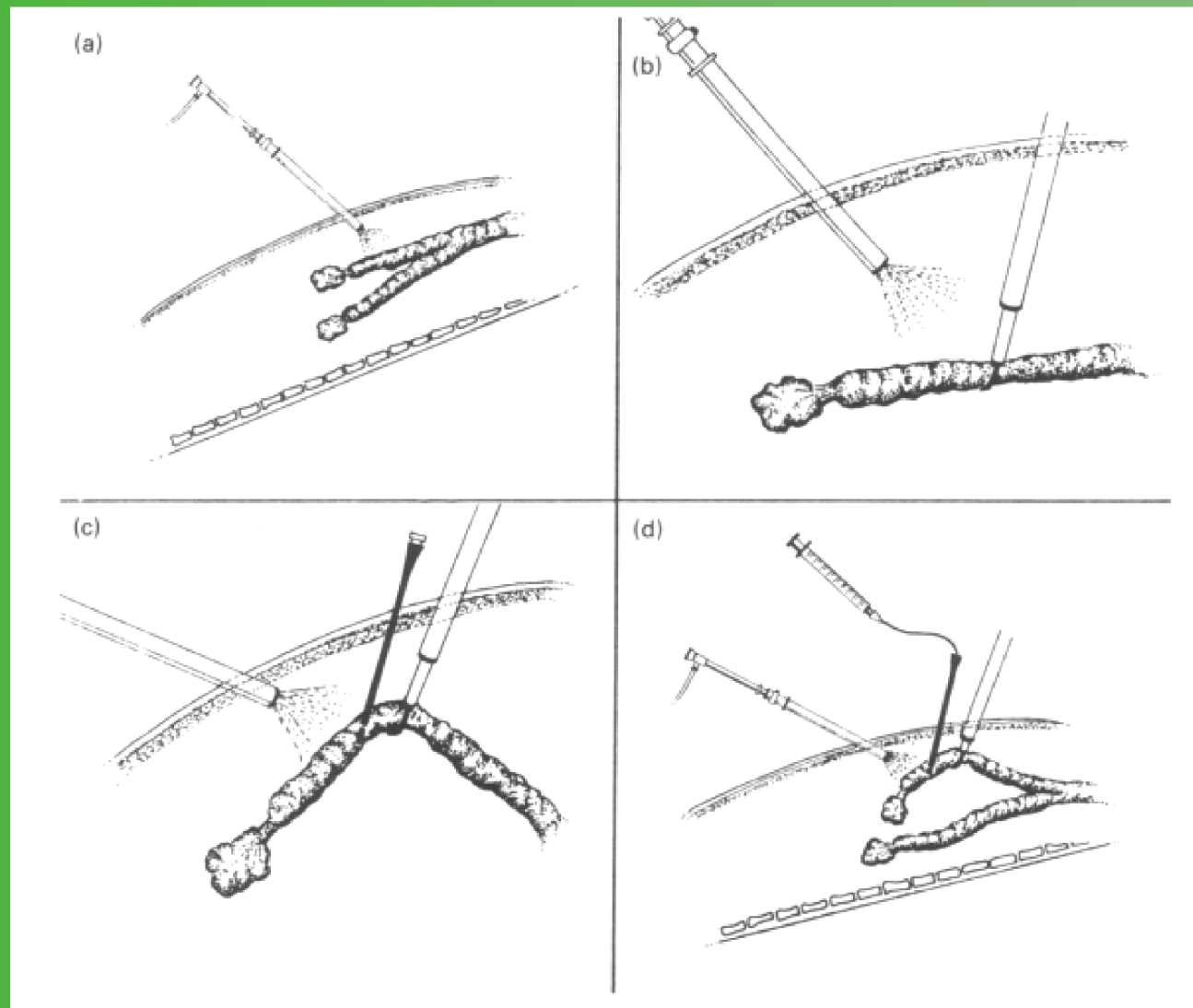


Imagen 11.30 Inseminación laparoscópica intrauterina en felinos. a: El laparoscopio se usa para identificar el tracto reproductivo; (b) se utilizan pinzas accesorias para coger el cuerno uterino; (c) se eleva el cuerno y se inserta un catéter perforado a través de la pared abdominal ventral en el lumen uterino; y (d) el estilete se retira del catéter y el tubo que contiene los espermatozoides se guía a través del catéter hacia el lumen uterino para depositar los espermatozoides. Imagen obtenida Vilar M.A.M. (2020-2021). Inseminación artificial en gatas: Protocolos para inducir la ovulación y técnicas (revisión bibliográfica)(trabajo para fin de grado).

IA POR ENDOSCOPIA



Imagen 11.31 Equipo de endoscopia para inseminación en perra. Fotografía tomada por MVZ Francisco Carbajal, en Clínica Veterinaria Carbajal, México.

En esta técnica el semen es depositado directamente en la luz del útero, se pueden visualizar la granulación de los pliegues vaginales, se puede identificar si existe alguna barrera anatómica, no requiere anestesia ni medicación. El semen utilizado puede ser fresco, refrigerado o congelado, también puede ser evaluado antes de depositarse en el útero (8, 32).

Este método permite al operador visualizar el cuello facilitando la maniobra de cateterización uterina. La hembra generalmente no necesita sedación (en perras), el operador requiere cierto entrenamiento y el equipamiento posee un costo considerable (30).

IA POR ENDOSCOPIA

En gatas la mayoría de las técnicas requieren de sedación profunda o anestesia general para poder ser realizadas, pero esta anestesia debe ser efectuada después de la ovulación, esto es debido a que si se realiza la anestesia cuando no se ha producido la ovulación los folículos preovulatorios no ovularán (32). La anestesia con Ketamina y Xilacina inhibe o retrasa la ovulación, por lo que se recomienda realizar la preanestesia con butorfanol y midazolam, o butorfanol y metomidina; y la anestesia con isofluorano (12, 30).

Una vez anestesiada, se posiciona en decúbito esternal con la pelvis ligeramente elevada. Se utiliza un endoscopio para la visualización del cérvix. Se inserta en el vestíbulo de la vaginal y se avanza cranealmente hasta que se observa el cérvix y el pliegue dorsal (9, 32). Se utiliza un catéter especial diseñado para esta técnica, que consiste en una sonda urinaria que presenta el extremo con una aguja de acero que se inserta junto al endoscopio (Catéter propuesto por Zambeli, 2005) (32), y se observa entrar la aguja en el cérvix. Una vez insertada la aguja, se retira el endoscopio y en el mismo catéter se deposita el semen (9, 32).

IA INTRAUTERINA QUIRURGICA



Puede realizarse mediante laparotomía, con anestesia general o epidural. Se deposita lentamente el semen en el cuerpo o cuernos uterinos mediante una jeringa y una aguja 21G x1", con el bisel hacia arriba y una inclinación de 45 °C (28, 30). Es una práctica sencilla pero el número de inseminaciones es limitado y deben extremarse las medidas para evitar infecciones (8, 28, 30). La realización de esta técnica está indicada únicamente cuando no se cuenta con endoscopio y el semen que se va a utilizar está congelado o, cuando no se tiene la certeza de que el cérvix continúa abierto para poder realizar una inseminación vaginal. Para realizar esta técnica idealmente se utiliza semen fresco, aunque también puede ser refrigerado y congelado (8).



Imagen 11.32 Procedimiento quirúrgico en UltraVet Hospital Veterinario, Queretaro, Querétaro, Méx.



Elección de tipo de semen

Imagen 11.33 Perro adulto. Fotografía tomada por Grisha De los Santos en Clínica Hospital Veterinaria Tepotzotlá, Méx.

Semen fresco



La obtención de semen se realiza rutinariamente de forma manual, aunque puede utilizarse electroeyaculación en animales muy agresivos o en los que no logran eyacular por la técnica manual. La recolección de la fracción espermática es suficiente para realizar la IA, parte de la fracción prostática puede recolectarse sólo para asegurarse que se ha recolectado toda la segunda fracción. Si el volumen de la fracción espermática es escasa, la fracción prostática puede servir para aumentarlo y facilitar el manejo del semen (28).

No puede ser conservado más de unas cuantas horas y requiere que la hembra y el macho estén presentes en el mismo lugar y al mismo tiempo (1, 8). La utilización de IA con semen fresco brindará resultados comparables (tasas de preñez y tamaño de la camada) con los obtenidos mediante servicio natural (30).

Imagen 11.34 Muestra de Semen. Imagen adquirida de Hyatt J. (2020).

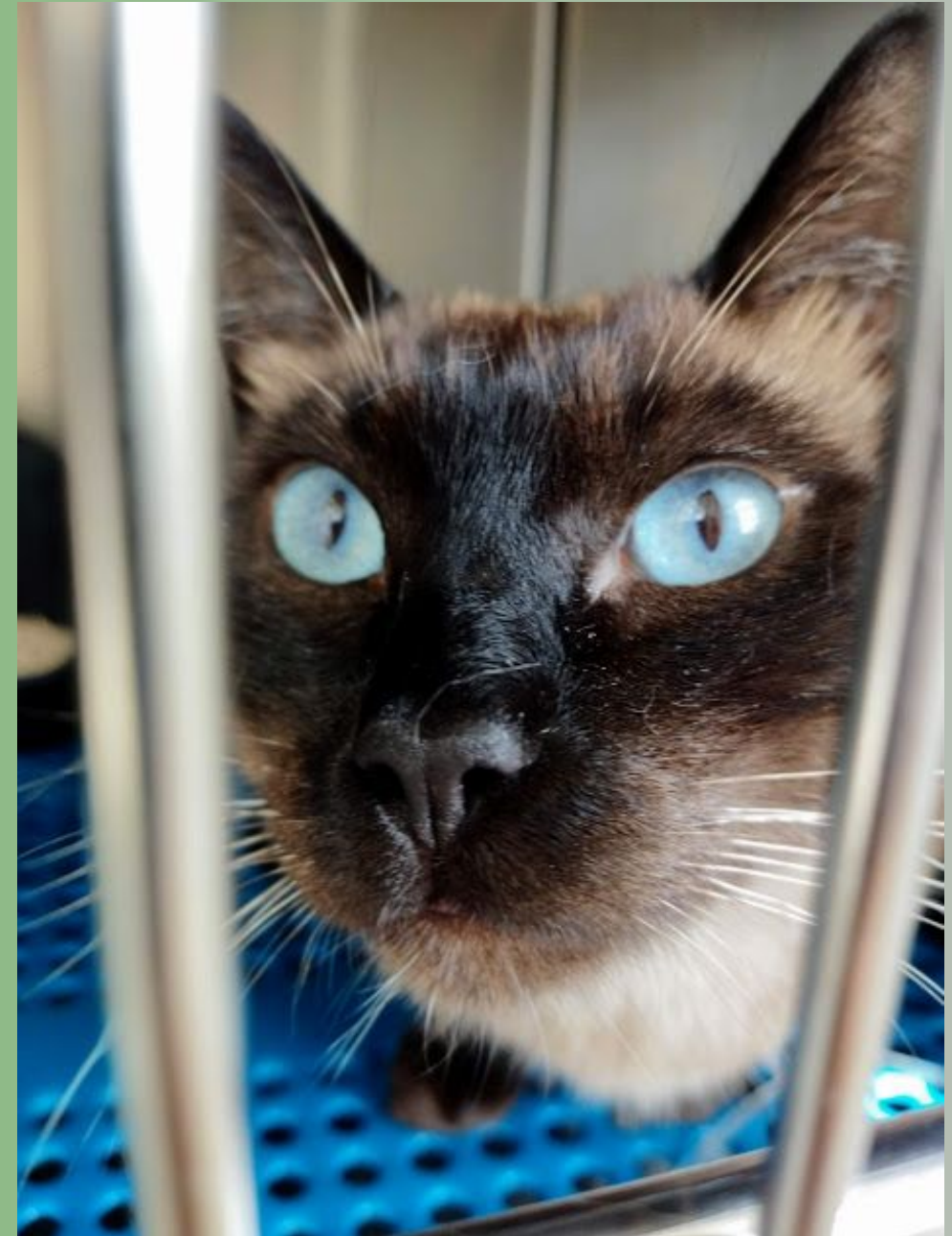
Advice on purchasing Frozen Semen. Veterinary Reproduction

Consultancy

Semen refrigerado

Para mantener el semen en refrigeración hay que añadir al medio de dilución un componente que proteja a los espermatozoides del shock frío, observándose que los mejores resultados se obtienen con la yema de huevo (1, 27, 29, 32), es posible mantener la viabilidad hasta 10 días a 4 °C, sin alterar su viabilidad (1), un período de tiempo suficiente para trasladar el semen e inseminar animales ubicados en localizaciones geográficas distantes (30).

Imagen 11.35 Gato adulto. Fotografía tomada por Grisha los Santos en Clínica Veterinaria Tepotzotlán, México.



Semen congelado

Los resultados obtenidos en IA con semen congelado (porcentaje de preñez y tamaño de camada) son inferiores a los obtenidos con semen fresco, sin embargo son lo suficientemente buenos, como para estimular su uso en especial cuando un reproductor es realmente valioso (7, 30), la crioconservación de semen es la única manera para realizar muchos intercambios internacionales (8).

El uso de semen con bajo porcentaje de espermatozoides viables al descongelado y las fallas en la determinación del momento de mayor fertilidad son dos factores críticos cuando se trabaja con semen congelado (7, 30).

Imagen 11.35 Gato adulto. Fotografía tomada por Grisha los Santos en Clínica Veterinaria Tepotzotlán, México.



Tabla I: Porcentajes de preñez en la perra obtenidos realizando IA con semen congelado

Table I. Bitch pregnant rate in artificial insemination with frozen semen

Autor	Volumen de pajuela	Técnica de IA	Porcentaje de preñez	tamaño promedio de la camada
Silva 1996	0,5 ml	IAUL	60	SD
Nothling 1997	0,25 ml	IAV	100	9
Nothling 1993	0,25 ml frac. prost	IAVCFP	92,9/100	9.3
		IAVSFP	60	10.7
Fastard 1984	0,5 ml	IAUT	64-69	SD
Fosberg 1995	0,5 ml	IAV	40-80	4
		IAUN	83-91	5.4
Fontbone 1993	0,5 ml	IAV	52,6	4.2
		IAUT	73,6	5.5
Wilson 1993	0,5 ml	IAUT	80	5

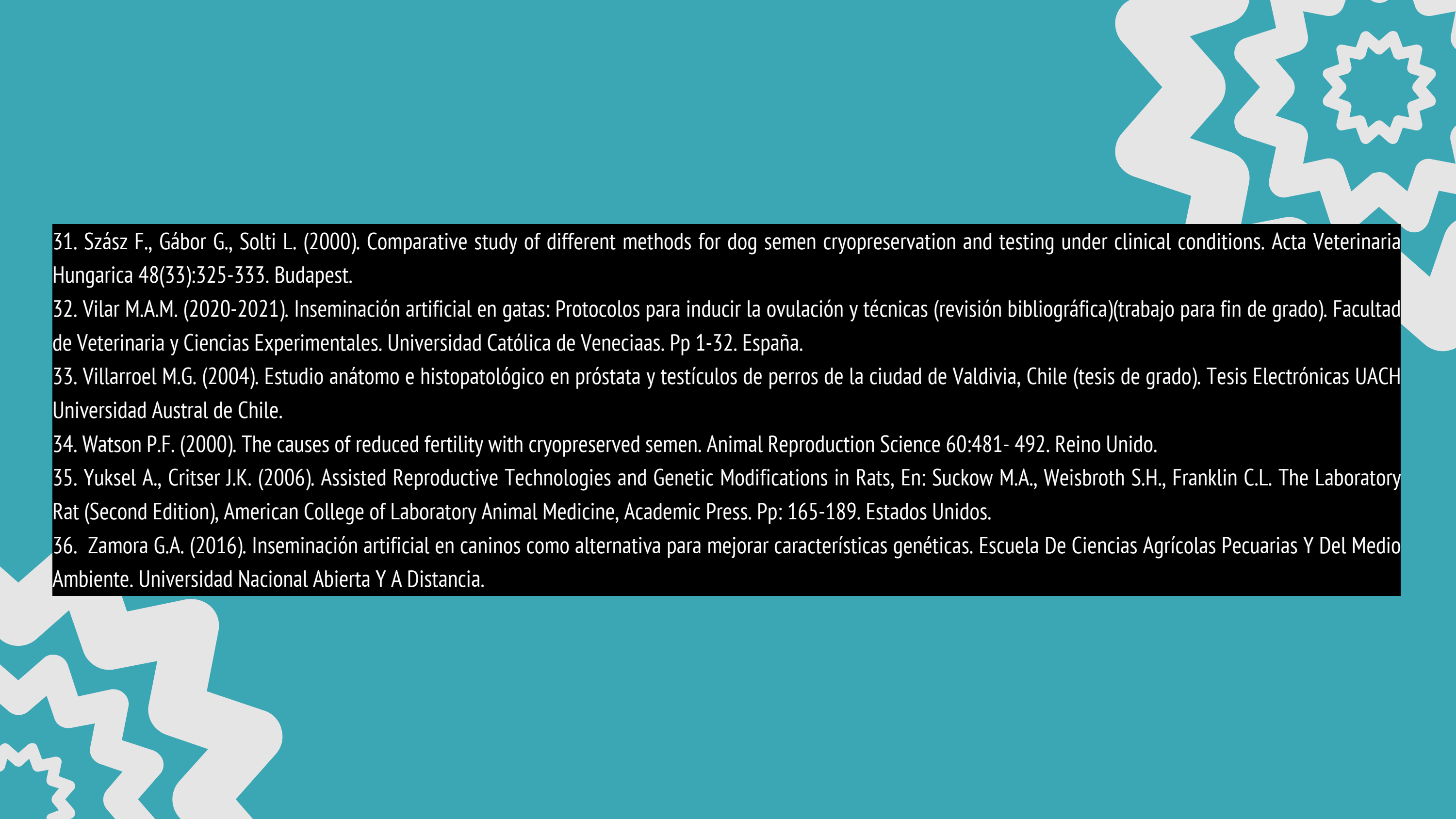
inseminación artificial vaginal: IAV; inseminación artificial vaginal con fracción prostática: IAVCFP
inseminación artificial vaginal sin fracción prostática: IAVSFP; inseminación artificial uterina laparoscópica: IAUL ; inseminación artificial uterina cateter noruego: IAUN; inseminación artificial uterina transcervical: IAUT; no se informa el dato en el trabajo de referencia: SD

Tabla 11.1 Porcentaje de preñez en la perra obtenidos realizando IA con semen congelado. Obtenido de: Stornelli M.A. et al. (2008) Inseminación artificial con semen fresco, refrigerado y congelado.

Bibliografía

1. Alamo S.D. (2007). Crioconservación y viabilidad espermática en la especie canina: utilización de nitrógeno líquido vs ultracongelador de -152°C (tesis doctoral). Facultad de Veterinaria. Universidad de Las Palmas de Gran Canaria. Pp. 42-45. España.
2. Batista M., Alamo D., González F., Cruz M.G., Gracia A. (2006). Influence of the freezing technique (nitrogen liquid vs ultrafreezer of -152 degrees C) and male-to-male variation over the semen quality in Canarian Mastiff breed dogs. *Reproduction in domestic animals = Zuchthygiene* 41(5):423-428. España.
3. Concannon P.W. (2011). Rductive cycles of the domestic bitch, *Animal Reproduction Science* 124(3-4):200-210. Estados Unidos.
4. Dumond C., Fontbonne A. (1993). Les indispensables de l' animaux de compagne. Ed P.M.C.A.C. Bulletin de l'Académie Vétérinaire de France Paris. Pp.153-159. Francia.
5. Eilts B. (2005). Theoretical aspects of canine semen cryopreservation. *Theriogenology*; 64(3):692-697. Estados Unidos.
6. Fastard W. (1984). Bitch fertility after natural mating and after artificial insemination with semen fresh or frozen semen. *Journal of Small Animal Practice* 25:561-565. Reino Unido.
7. Fastard W., Andersen-Berg K. (1989). Factors influencing the success rate of artificial insemination with frozen semen in the dog. *Journal of Reproduction and Fertility* 39:289-292. Reino Unido.
8. Federacion Canófila Mexicana (2019). Banco de semen canino y centro de reproducción manual N° 9. Pp: 2-49. México.
9. Feldman E.C, Nelson R. (1996). Artificial insemination, fresh extended semen, and frozen semen. En: Feldman E.C., Nelson R.W. *Canine and feline endocrinology and reproduction*, 2da Ed. Pp 1005-1014. Estados Unidos.
10. Foote R.H. (2002) The History of Artificial Insemination; Selected Notes and Notables. *Journal Animal Scence* 80:1-10. Estados Unidos.
11. Fuse H., Iwasaki M., Katayama T. (1993). Correlation between the hypoosmotic swelling test and various sperm function tests. *International Journal of Fertility and Menopausal Studies* 38(5):311-315. Japón.
12. Funez A.F., Pereira S.P., Sánchez S.C. (2005). Inseminación artificial en gatos. *PortalVeterinaria*. Centro Veterinario Punta. España.
13. Günzel-Apel A.R. (1999). Artificial insemination with frozen semen in the bitch: intrauterine insemination techniques. Third conference of the European society for domestic animal reproduction 6:71-72. Alemania.
14. Held J.P. (1997). Critical evaluation of the success and role of chilled and frozen semen in today's veterinary practice. *Proceedings of Canine Reproduction Symposium*. American College of Theriogenologist. Pp.49-59. Estados Unidos.
15. Hernandez M.F. (2008). Evaluación y aplicación de inseminación asistida en caninos de la raza Bulldog con semen fresco y refrigerado (tesina). Universidad Autónoma Agraria Antonio Narro. Pp 4-30. México.

16. Hernández-Caravaca I., Izquierdo-Rico J.M., Matás C., Carvajal J.A., Vieira L., Abril D., Soriano-Úbeda C., García-Vázquez F.A. (2012). Reproductive performance and backflow study in cervical and post-cervical artificial insemination in sows. *Animal Reproduction Science* 136(1-2):14-22. España.
17. Johnston S.D., Kuztritz M.V.R., Olson P. (2001). Breeding Management and Artificial Insemination of the Bitch. En: *Canine and feline Theriogenology*, Ed. Philadelphia: WB Saunders. Pp. 41-66.
18. Nothling J.O., Volkman D.H. (1993). Effect of addition of autologous prostatic fluids on the fertility of frozen-thawed dog semen after intravaginal insemination. *Journal of Reproduction and Fertility* 47:325-327. República de Sudáfrica.
19. Nötling J.O., Gerstenberg C., Volkman D.H. (1995). Success with intravaginal insemination of frozen-thawed dog semen. A retrospective study. *Journal of the South African Veterinary Association* 66(2):49-55. República de Sudáfrica.
20. Oaxaca J.A.S., Jiménez M.S.C., Mendoza R.M., Izquierdo A.C., Gutiérrez J.F.P., Jiménez C.A.C. (2005). El estrés en el proceso reproductivo de mamíferos domésticos. *Producción animal* 20(212):15-18. México.
21. Pelican K.M., Wildt D.E., Pukazhenthí B., Howard, J. (2006). Ovarian control for assisted reproduction in the domestic cat and wild felids. *Theriogenology* 66(1):37-48. Estados Unidos.
22. Rodríguez-Gil J.E., Montserrat A., Rigau T. (1994). Effect of hypo-osmotic incubation on acrosome and tail structure on canine spermatozoa. *Theriogenology* 44. Pp. 885-900.
23. Salamon S., Maxwell W.M.C. (2000). Storage of ram semen. *Animal Reproduction Science* 62:77-111. Australia.
24. Sánchez A. (1998). Inseminación Artificial En Perros. Iv Curso Internacional De Medicina Y Cirugía En Pequeños Animales. Mevepa V Región - Universidad De Chile. Pp. 122-131. Chile.
25. Sánchez A. (2000). Examen Clínico Reproductivo En La Perra Doméstica. Curso Tópicos En Reproducción De Pequeños Animales. Universidad De Chile. Santiago. Pp. 60-66. Chile.
26. Sevane N., Dunner N. (2014). Patologías hereditarias en el perro. *Canis et Felis. Revista Veterinaria Profesional de Animales de Compañía* 5(130):64-97. España.
27. Sorribas C.E. (2005). Inseminación artificial. En: *Atlas de reproducción canina*. Intermedica. Pp: 53-62. Buenos Aires.
28. Stornelli M.A., Stornelli M.C., Arauz M.S., De La Sota L. (2001). Inseminación artificial con semen fresco, refrigerado y congelado. Aplicación y desarrollo en caninos. *Analecta Veterinaria* 21(1):58-66. Argentina.
29. Stornelli M.A., De La Sota L. (2008). Congelación de semen en caninos. Instituto de Teriogenología de la Facultad de Ciencias Veterinarias. Universidad Nacional De La Plata. *Veterinaria Cuyana* 1(1):10-14. Argentina.
30. Stornelli M.A. (2016). Congelación De Semen E Inseminación Artificial. En: Stornelli M.A.; De la Sota R.L. *Manual de reproducción de animales de producción y compañía*. Facultad de Ciencias Veterinarias. Editorial de la Universidad de Plata. Pp 221-234. Argentina

- 
31. Szász F., Gábor G., Solti L. (2000). Comparative study of different methods for dog semen cryopreservation and testing under clinical conditions. *Acta Veterinaria Hungarica* 48(33):325-333. Budapest.
32. Vilar M.A.M. (2020-2021). Inseminación artificial en gatas: Protocolos para inducir la ovulación y técnicas (revisión bibliográfica)(trabajo para fin de grado). Facultad de Veterinaria y Ciencias Experimentales. Universidad Católica de Veneciaas. Pp 1-32. España.
33. Villarroel M.G. (2004). Estudio anátomo e histopatológico en próstata y testículos de perros de la ciudad de Valdivia, Chile (tesis de grado). Tesis Electrónicas UACH Universidad Austral de Chile.
34. Watson P.F. (2000). The causes of reduced fertility with cryopreserved semen. *Animal Reproduction Science* 60:481- 492. Reino Unido.
35. Yuksel A., Critser J.K. (2006). Assisted Reproductive Technologies and Genetic Modifications in Rats, En: Suckow M.A., Weisbroth S.H., Franklin C.L. *The Laboratory Rat* (Second Edition), American College of Laboratory Animal Medicine, Academic Press. Pp: 165-189. Estados Unidos.
36. Zamora G.A. (2016). Inseminación artificial en caninos como alternativa para mejorar características genéticas. Escuela De Ciencias Agrícolas Pecuarias Y Del Medio Ambiente. Universidad Nacional Abierta Y A Distancia.