

Ganado porcino: Inseminación artificial a tiempo fijo (IATF) vs inseminación artificial convencional (IA)

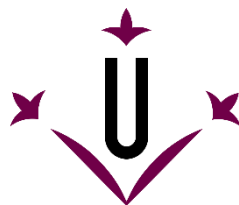
Trabajo de Fin de Grado

Autora: Jordina Pujadas Marlès

Curso: 2020-2021

Tutora: Irene López Helguera

Titulación: Doble Grado Veterinaria y Ciencia de la Producción Animal



Universitat de Lleida

Resumen:

La inseminación artificial (IA) es la tecnología más común empleada en la reproducción porcina, se estima que más del 90% de las cerdas de los países desarrollados son inseminadas artificialmente (Riesenbeck, 2011).

La variación en el tiempo de estro-ovulación hace necesaria la inseminación repetida para asegurar un buen índice de concepción, sin embargo, con la tecnología adecuada para predecir este momento sólo es necesaria una única dosis.

La inseminación artificial a tiempo fijo (IATF) pretende conseguir este objetivo a través de protocolos hormonales para sincronizar y predecir el momento de la ovulación.

Esta revisión bibliográfica pretende describir los diferentes protocolos hormonales empleados en las técnicas de inseminación, así como las ventajas e inconvenientes que estos suponen para poder determinar la factibilidad de la inseminación artificial a tiempo fijo.

Resum:

La inseminació artificial (IA) és la tècnica més comunament utilitzada en reproducció porcina, s'estima que més del 90% de les truges dels països desenvolupats són inseminades artificialment (Riesenbeck, 2011).

La variació en el temps de estro-ovulació fa necessària la inseminació repetida per assegurar un bon índex de concepció, no obstant, amb la tecnologia adequada per predir aquest moment només és necessària una única dosi.

La inseminació artificial a temps fixe (IATF) pretén aconseguir aquest objectiu a través de protocols hormonals per sincronitzar i predir el moment de l'ovulació.

Aquesta revisió bibliogràfica pretén descriure els diferents protocols hormonals empleats en les tècniques d'inseminació, així com les avantatges i inconvenients que aquests suposen per poder determinar la factibilitat de la inseminació artificial a temps fixe.

Abstract:

The artificial insemination (AI) is the most common technology used in swine reproduction, it is estimated that more than 90% of sows in developed countries are artificially inseminated (Riesenbeck, 2011).

The variation in the time of oestrus-ovulation makes repeated insemination necessary to ensure a good conception rate, however, with the appropriate technology to predict this moment, only a single dose is necessary.

Fixed-time artificial insemination (IATF) aims to achieve this goal through hormonal protocols to synchronize and predict the time of ovulation.

This bibliographic review aims to describe the different hormonal protocols used in insemination techniques, as well as the advantages and disadvantages that these entail in order to determine the feasibility of fixed-time artificial insemination.

CONTENIDO

Siglas y acrónimos	7
Índice de figuras	8
1. Introducción	9
2. Objetivos	11
3. Metodología.....	12
4. Marco teórico.....	15
4.1. Fisiología del ciclo estral de la cerda	15
4.1.1. Inicio de la pubertad.....	16
4.1.2. Inicio de la actividad reproductiva tras el parto.....	17
4.2. Hormonas empleadas para la sincronización	19
4.2.1. Análogos de la gnrh	19
4.2.1.1. Buserelina.....	19
4.2.1.2. Triptorelina.....	20
4.2.1.3. Peforelina.....	20
4.2.1.4. Goserelina.....	21
4.2.1.5. Gonadorelina.....	21
4.2.2. Gonadotropinas	21
4.2.2.1. Gonadotropina coriónica humana (HCG)	22
4.2.2.2. Gonadotropina coriónica equina (ECG o PMSG).....	22
4.2.2.3. PG600 ®	22
4.2.2.4. Hormona luteinizante porcina (pLH).....	23
4.2.3. Progestágenos.....	23
4.2.3.1. Altrenogest.....	24
4.2.4. Prostaglandinas	24
4.3. Inseminación artificial convencional (IA).....	25
4.3.1. Técnicas de inseminación artificial	26
4.3.2. Protocolo de inseminación artificial	29

4.3.2.1.	Inseminación artificial en nulíparas.....	29
4.3.2.2.	Inseminación artificial en múltiparas	31
4.4.	Inseminación artificial a tiempo fijo	32
4.4.1.	Protocolos hormonales basados en la detección del estro.....	33
4.4.2.	Protocolos hormonales basados en los días post-destete	34
4.4.3.	Protocolos hormonales empleados en nulíparas	40
5.	Discusión	45
5.1.	Ventajas e inconvenientes de la IATF en cerdas múltiparas	45
5.2.	Ventajas e inconvenientes de la IATF en cerdas nulíparas.....	48
6.	Conclusiones.....	50
7.	Bibliografía.....	51

SIGLAS Y ACRÓNIMOS:

IA: Inseminación artificial

IATF: Inseminación artificial a tiempo fijo

GnRH: Hormona liberadora de gonadotropinas

FSH: Hormona foliculoestimulante

LH: Hormona luteinizante

h: Horas

IGF-1: Factor de crecimiento insulínico tipo 1

LHRH: Hormona liberadora de hormona luteinizante

hCG: Gonadotropina coriónica humana

eCG o PMSG: Gonadotropina coriónica quina

pLH: Hormona luteinizante porcina

PGF2a: Prostaglandina dos alfa

CAI o SAI: Inseminación cervical o estándar

PCAI: Inseminación post-cervical o intrauterina

DUI: Inseminación intrauterina profunda

UI: Unidades internacionales

mg: Miligramos

mL: Mililitros

microgr: Microgramos

®: *Copyright*

Vs: *Versus*

ÍNDICE DE FIGURAS:

Figura 1. Artículos publicados anualmente sobre inseminación artificial a tiempo fijo en ScienceDirect.....	12
Figura 2. Artículos publicados anualmente sobre inseminación artificial a tiempo fijo en cerdas en ScienceDirect.....	13
Figura 3. Tipo de artículos publicados durante 2020 en la base de datos SciencieDirect	13
Figura 4. Tipos de dispositivos empleados para la inseminación artificial en función de la técnica.....	28

1. INTRODUCCIÓN

La inseminación artificial (AI) es el proceso de recolección de espermatozoides de un animal macho y la posterior deposición manual en el tracto reproductivo de una hembra (FAO, 2017). Esta técnica está en funcionamiento desde el año 1930 pero no es hasta las últimas tres décadas cuando se extiende su uso. Las ventajas de esta técnica son muchas, entre ellas; el incremento de la eficiencia en el uso del macho, el incremento del potencial de selección genética, la disminución de los costes de mantenimiento de los machos, la mejora de la facilidad en la manipulación a la hora de inseminar y la reducción en las enfermedades de transmisión sexual. Sin embargo, también tiene sus complicaciones debido a la rigurosidad de la técnica de inseminación, el correcto mantenimiento y almacenamiento de las dosis seminales y a la necesidad de una alta calidad espermática para asegurar la concepción.

El éxito de la inseminación artificial depende principalmente del momento adecuado de inseminación en relación con la ovulación. Un estudio (Soede, et al., 1995) reveló que cuando las inseminaciones se hacían en las primeras veinticuatro horas previas a la ovulación la fertilidad aumentaba. Sin embargo, el uso de semen congelado reducía la ventana de tiempo en tan solo cuatro horas previas a la ovulación (Waberski, et al., 1994). Aunque esta información parezca de gran ayuda, la estimación del tiempo de ovulación es una tarea complicada y hoy en día todavía problemática ya que depende de muchos factores intrínsecos tales como la edad, el número de partos, la genética y la raza de la cerda y extrínsecos como el fotoperiodo, la nutrición y el manejo.

La práctica de usar múltiples inseminaciones es la manera más fácil de asegurar un buen índice de concepción sin tener que predecir el momento exacto de la ovulación. Hoy en día se estima que una cerda es inseminada de 1.7 a 2.6 veces por estro (Roca, et al., 2016). Sin embargo, el desarrollo de nuevas tecnologías como la inseminación artificial a tiempo fijo (IATF) puede cambiar el futuro de la producción incrementando la productividad y disminuyendo los costes (De Rensis & Kirkwood, 2016). Esta novedosa técnica tiene por objetivo la inducción de la ovulación a través del empleo de hormonas para poder inseminar en un tiempo óptimo y así reducir el número de servicios por cerda (Quirino, et al.,

2019). Además, esta técnica disminuye la necesidad de detección de celo debido al cálculo exacto del momento de la ovulación.

Las hormonas empleadas para promover el desarrollo folicular y sincronizar la ovulación son muchas. Entre ellas destacan los análogos de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH) que ejercen su función en la hipófisis estimulando la liberación de hormona foliculoestimulante (FSH) y hormona luteinizante (LH) y las gonadotropinas exógenas que ejercen su función en las gónadas.

La entrada en estro de las cerdas nulíparas es también un factor muy importante para el cumplimiento de los objetivos productivos de las explotaciones porcinas (Manjarín, et al., 2015). Dado que entre el 30 y el 50% de las cerdas son reemplazadas anualmente, el control eficiente de la reproducción de las cerdas primerizas puede tener un gran impacto la economía de las explotaciones porcinas (Estienne, et al., 2001). Esta varía en función de la raza, el fotoperiodo, el efecto del macho, la alimentación y el tipo de alojamiento en el que se encuentren. Para entrar en pubertad, se usan progestágenos sintéticos que actúan inhibiendo la liberación de gonadotropinas con el objetivo de permitir la regresión del cuerpo lúteo, además de parar el crecimiento de nuevos folículos, así como la ovulación durante un periodo de catorce a dieciocho días. Una vez finalizado este periodo las cerdas saldrán en celo, pero no se inseminarán hasta pasados dos o tres estros (dependiendo del productor) debido a que la cantidad de óvulos que maduran son inferiores que en las posteriores ovulaciones.

La variación en la duración del estro, en cerdas jóvenes de 24-48 horas mientras que las cerdas multíparas pueden llegar hasta las 72 horas y la ovulación respecto el estro aproximadamente a las 38-48 horas del inicio hacen que el manejo en cerdas jóvenes y adultas sea diferente. Además, debido a la variedad en el tiempo de ovulación en relación con el inicio y a la duración del estro, hacen necesaria una repetida comprobación del celo para asegurar el momento de la ovulación.

Así pues, este trabajo se pretende describir los diferentes protocolos hormonales descritos para la técnica de inseminación artificial a tiempo fijo y sus ventajas e inconvenientes respecto la técnica de inseminación artificial convencional

además de profundizar y diferenciar los protocolos entre hembras jóvenes y adultas debido a las diferencias anteriormente descritas ya que es un tema relativamente nuevo y en continuo estudio.

2. OBJETIVOS

En este trabajo se pretende describir las técnicas de inseminación artificial actuales en cerdas y los métodos hormonales empleados para poder comparar y elegir la opción que más se ajuste a las necesidades del productor.

Para ello es necesario:

- Describir la fisiología de la cerda y su ciclo estral
- Describir las hormonas disponibles en el mercado y sus propiedades farmacocinéticas.
- Conocer las situaciones en las que es factible el uso de hormonas.
- Describir las técnicas de inseminación artificial actuales; la inseminación artificial convencional y la inseminación artificial única a tiempo fijado
- Conocer el manejo de la cerda nulípara y multípara
- Comparar los protocolos hormonales con el fin de encontrar el más correcto en cada caso a partir de los estudios existentes

3. METODOLOGÍA

La metodología se centra en la búsqueda de artículos en los principales buscadores on-line como “Scopus”, “Web of Science”, “Pubmed”, “ScienceDirect” y “Mendeley” a través de palabras claves de estudios realizados sobre sincronización de celo y técnicas de inseminación artificial en cerdas. Las palabras clave principales son “gilt”, “sow”, “fixed-time artificial insemination”, “hormonal protocols” y combinaciones de las anteriores.

En la figura 1 se ve como a partir del 2011 aumentan el número de publicaciones referentes a la inseminación artificial a tiempo fijo en ScienceDirect, con un claro aumento en 2020 con un total de 433 artículos publicados. Así pues, estos datos sugieren el incremento en el interés y el estudio de esta técnica de inseminación artificial.

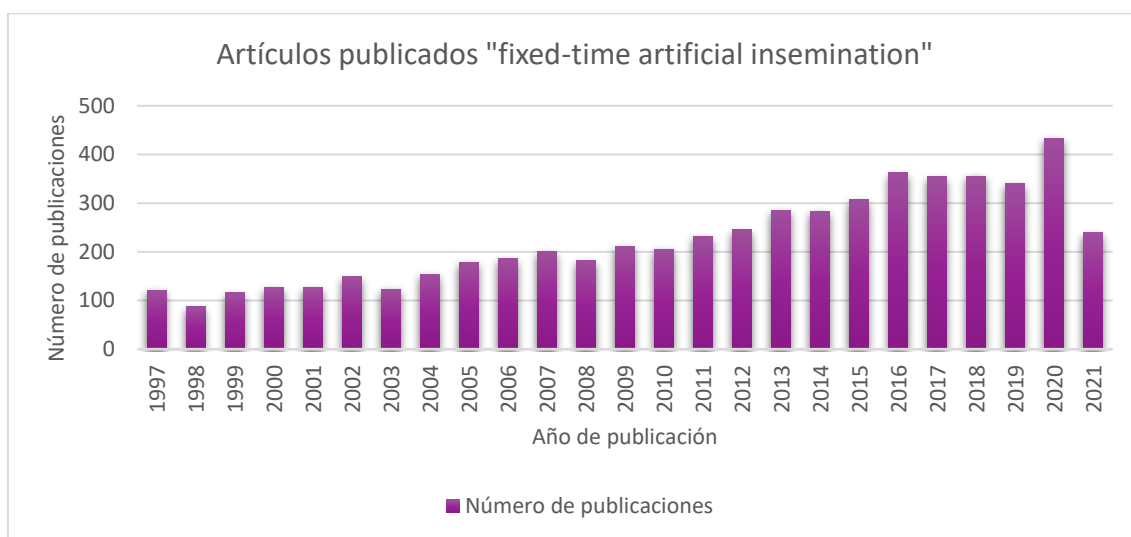


Figura 1. Artículos publicados anualmente sobre inseminación artificial a tiempo fijo. La búsqueda se realizó en ScienceDirect utilizando la palabra “fixed-time artificial insemination”.

Si se acota la búsqueda añadiendo las palabras “gilts and sows” a la anterior se muestra el impacto de esta técnica en el sector porcino. En la siguiente figura se representan los artículos publicados anualmente.

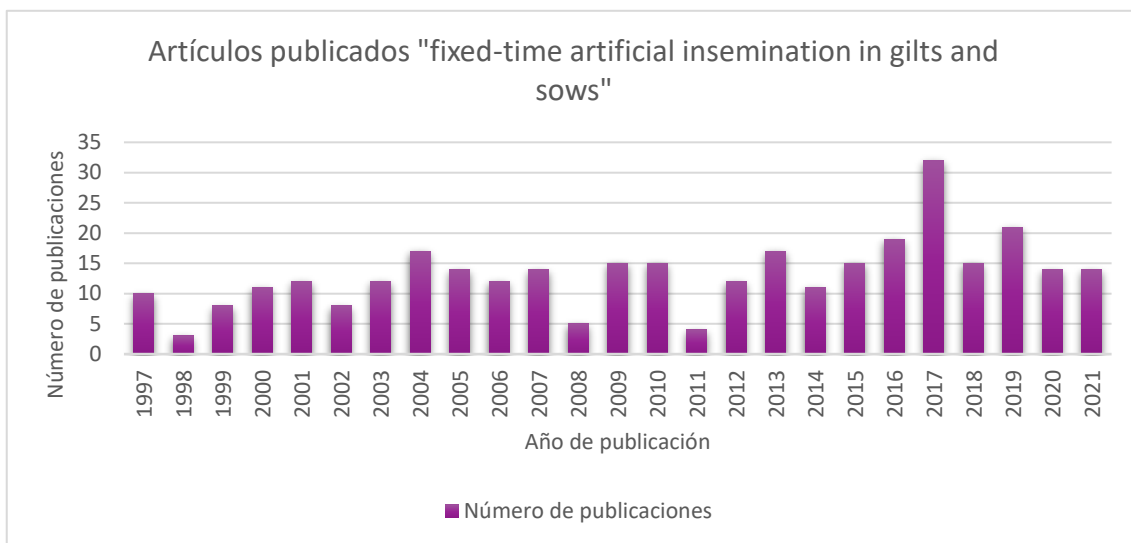


Figura 2. Artículos publicados anualmente sobre inseminación artificial a tiempo fijo en cerdas. La búsqueda se realizó en ScienceDirect utilizando la palabra “fixed-time artificial insemination in gilts and sows”.

Si se coge como referencia las publicaciones de 2020 en la búsqueda de “fixed-time artificial insemination in gilts and sows” y a su vez se discrimina en función del tipo de publicación, se ve que la gran mayoría de ellas son artículos de investigación.



Figura 3. Tipo de artículos publicados durante 2020 en la base de datos ScienceDirect. La búsqueda se realizó utilizando la palabra “fixed-time artificial insemination in gilts and sows”.

Una vez se haya recopilado una gran cantidad de artículos, se procede a su lectura y redacción teniendo en cuenta los protocolos hormonales que emplean y a qué grupo de cerdas está destinado según su estado fisiológico.

Por último, se pretende plasmar los resultados de estos estudios de una forma entendible y clara haciendo una comparación entre ellos y determinando las posibles ventajas e inconvenientes descritas en cada caso. A partir de ahí, se extraen las conclusiones.

4. MARCO TEÓRICO

4.1. FISIOLOGÍA DEL CICLO ESTRAL DE LA CERDA

Las cerdas son poliéstricas continuas, su actividad sexual está activa durante todo el año. Su ciclo estral es de 21 días aproximadamente y se divide en dos fases; la fase folicular que incluye el proestro y el estro (5-7 días) y la fase luteal que incluye el metaestro y el diestro (13-15 días) (Fuentes, et al., 2006). El ciclo estral se interrumpe durante la gestación y se reanuda con el destete, en condiciones normales, entre los 4 y 10 días posteriores a este (Rodríguez-Estévez, 2010).

La regulación del ciclo sexual de la cerda se controla a través del eje neuro-endocrino-gonadal que a su vez es regulado por factores como estímulos externos, hormonas y factores nutricionales. Este eje está compuesto por el cerebro que gestiona y regula los estímulos externos en señales nerviosas, el hipotálamo y la hipófisis que son estructuras encargadas de sintetizar factores liberadores de gonadotropinas y gonadotropinas respectivamente y el ovario que es el encargado de secretar esteroides que regulan el desarrollo sexual (Rodríguez-Estévez, 2010).

Durante las primeras etapas de desarrollo, el folículo ovárico solo responde a los factores intraováricos y son independientes del control gonadotropo del hipotálamo e hipófisis. Una vez los folículos adquieren las células de la teca interna y se forma el antro, su maduración depende de las gonadotropinas FSH y LH que tienen receptores específicos en las células de la granulosa (FSH y prolactina) y de la teca interna (LH). A su vez, las células de la granulosa son las encargadas de producir estrógenos y progesterona y las células de la teca interna los andrógenos (Falceto, et al., 2004).

Durante la fase folicular los niveles de LH son bajos y los de FSH altos, esto produce el crecimiento de los folículos hasta que con el avance de esta fase aumentan los niveles de estrógenos que provocan el entumecimiento de los órganos tubulares y la vulva y la inhibición del eje hipotálamo-hipófisis frenando la liberación de FSH y LH. En este momento solo se desarrollan los folículos que ovularán (estos alcanzan los dos milímetros), los folículos que no alcanzan este

tamaño se atresian (Falceto, et al., 2014). Con el descenso de los niveles de FSH se produce el pico preovulatorio de LH que actúa sobre el folículo produciendo la ovulación y la luteinización de las células de la granulosa y de la teca que aumentan la concentración de progesterona. El estro dura aproximadamente dos-tres días y la cerda presenta el reflejo de inmovilidad y la vulva rojiza, tumefacta y con secreciones. La ovulación tiene lugar entre 26 y 40 horas tras el inicio del estro y ovulan entre quince y treinta folículos.

La fase luteal se inicia con el metaestro que dura aproximadamente siete días y es seguida por el diestro que dura unos nueve y se caracterizan por la secreción continuada de progesterona a través de los cuerpos lúteos. La progesterona tiene la función de inducir la proliferación del endometrio necesaria se diera lugar la implantación de embriones y bloquear el desarrollo de los folículos para impedir la descarga de FSH y LH y así la ovulación. En ausencia de gestación, el endometrio produce prostaglandinas que llegan al ovario y producen la luteólisis entre los doce y dieciséis días del ciclo con la degeneración del cuerpo lúteo en cuerpo *albicans* y su posterior desaparición.

4.1.1. Inicio de la pubertad

La pubertad se presenta entre los 200-220 días de edad cuando el hipotálamo pierde la sensibilidad al feedback negativo de esteroides ováricos que permite manifestar las conductas de celo (Falceto, et al., 2014). Este viene determinado por la secreción y frecuencia de los pulsos de LH que incrementan a partir de los 180 días de vida. El incremento provocará la maduración de los folículos ováricos y dará lugar al pico preovulatorio para culminar en la primera ovulación (Rodríguez-Estévez, 2010).

El inicio de la pubertad se ve influenciado por la genética, el efecto macho, el fotoperiodo, la alimentación y el alojamiento de las cerdas. En cuanto a la genética, las razas híbridas alcanzan la pubertad hasta veinte días antes que las razas puras (Knox R. , 1999). En el efecto macho, la exposición diaria durante 10-20 minutos provoca un incremento significativo de las concentraciones y frecuencia del pulso de LH (Rodríguez-Estévez, 2010) que desencadena un

adelanto de la pubertad de hasta diez días siempre y cuando las cerdas sean mayores de veinticuatro semanas. Además, según (Iziard, 1983) las hembras que alcanzan la pubertad a edades más tempranas debido a la estimulación del verraco tienen tasas de ovulación más altas y con un mayor potencial reproductivo. Las horas de luz son también un factor muy importante en la entrada de la cerda en pubertad ya que la melatonina que es liberada en el periodo de oscuridad tiene una función inhibitoria de la síntesis de gonadotropinas hipofisarias. Así pues, periodos con menor horas de luz provocarían una menor liberación de gonadotropinas. Se recomienda que las cerdas tengan quince horas diarias de luz y en épocas que no pueda cumplirse se suplementen con luz artificial.

La restricción alimentaria provoca retrasos en la aparición de la pubertad de más de siete días debido al retraso en la maduración del eje hipotálamo-hipófisis-ovario ya que la limitación en la ingesta reduce la secreción de GnRH y LH y consecuentemente retrasa el crecimiento de los folículos ováricos (Coma & Gasa, 2007). Al mismo tiempo se asocia a unos niveles bajos de estradiol, de insulina y de IGF-1 necesarios para la maduración ovárica. Por último, el alojamiento para estimular la pubertad tiene que ser en grupos de ocho a doce animales (aunque puede variar) y con un mínimo de un metro y medio cuadrado por animal para permitir un contacto adecuado con el verraco durante la exposición.

En el inicio de la pubertad se producen un menor número de ovulaciones y por eso no se realizan inseminaciones hasta el segundo o tercer celo (Rodríguez-Estévez, 2010). La mayoría de los productores inseminan a las cerdas nulíparas en el segundo celo si estas han entrado en pubertad antes de los 200 días de vida, y en el tercer celo si ha sido más tarde (Wiedmann, 2010).

4.1.2. Inicio de la actividad reproductiva tras el parto

Durante la lactación el ciclo sexual de la cerda se ve paralizado. Esto es debido a que el amamantamiento libera sustancias opioides que juntamente con el estado de catabolismo de la cerda producen la inhibición de GnRH, por tanto, la

inhibición en la liberación de LH y FSH hipofisiarias (Rodríguez-Estévez, 2010). Tras el destete, la cerda recupera la actividad cíclica entre los 3 y 8 días posteriores siendo en el 90% de los casos entre los 3 y 6 días (Foxcroft, et al., 2010). El intervalo de anestro post-destete aumenta a medida que se acortan las lactaciones, siendo la duración de la lactación ideal de entre 3 y 5 semanas (Rodríguez-Estévez, 2010).

Según Soede y colaboradores (Soede, et al., 2011), las cerdas que entran en estro antes de los 6 días post-destete tendrán un mayor índice de parto y mayores tamaños de camadas que las cerdas que entran en estro a posteriori. Aunque pasados los 10 días tras el destete se considera que la cerda está en anestro, puede haber celos silentes que pasen inadvertidos (Stork, 1979). Este fenómeno es más habitual en cerdas jóvenes ya que el celo tiene una menor duración.

La ovulación suele ocurrir en el primer 70% del tiempo del estro, así pues, cerdas con un corto periodo entre el destete y el estro serán ovuladoras tardías (estro-ovulación >40h) mientras que las cerdas con un largo periodo entre el destete y el estro serán ovuladoras tempranas (estro-ovulación <24h) (Kemp & Soede, 1996).

4.2. HORMONAS EMPLEADAS PARA LA SINCRONIZACIÓN

Las hormonas son moléculas que actúan como mensajeros químicos y son secretadas directamente al torrente sanguíneo, llegando a órganos diana donde se unen a receptores específicos para desencadenar diversas respuestas (National Center for Biotechnology Information, 1998).

Una gran cantidad de hormonas exógenas pueden ser empleadas para controlar el desarrollo folicular y sincronizar la ovulación en cerdas. En el siguiente apartado se describen los principales grupos, donde actúan y que función tienen.

4.2.1. Análogos de la GnRH

Las hormonas análogas de la hormona liberadora de gonadotropinas actúan en la hipófisis promoviendo la síntesis de hormona foliculoestimulante y de hormona luteinizante. Aunque la ovulación no requiere una cantidad de LH determinada, su efectividad se ve influenciada por la cantidad almacenada en la glándula y, si esta es mínima, puede afectar negativamente a la calidad de la luteinización folicular (Aherne & Kirkwood, 1985).

Los análogos de la GnRH son capaces de inducir ovulaciones tanto en hembras nulíparas como en multíparas. Además, también reducen la duración del estro y acortan el intervalo entre la detección del celo y la ovulación (Brussow, Jochle, & Huhn, 1996). Sin embargo, si se emplean a dosis elevadas de manera continua ejercen el efecto contrario ya que su permanencia en la unión con el receptor inhibe el eje hipófisis-gónadas, evitando la acción de la GnRH endógena y produciendo un descenso en los niveles de FSH y LH (Lopez, 2009).

4.2.1.1. Buserelina

El acetato de buserelina es una hormona análoga sintética de la GnRH. Es un superagonista del receptor GnRH, así pues, estimula la producción de FSH y LH

entre 20 y 170 veces más que la misma (Brogden, Buckley, & Ward, 1990). Existen en el mercado una amplia variedad de medicamentos con el acetato de buserelina como principio activo, tales como Porceptal®, Conceptal®, Fertigest®, Veterelin®, etc.

Su vía de administración es intramuscular y recientemente se ha demostrado la inyección de buserelina 86 horas tras el destete induce la ovulación en las siguientes 32-44 horas en multíparas, pero solamente un 50% en primíparas (Driancourt, et al., 2013).

4.2.1.2. Triptorelina

El acetato de triptorelina es una hormona análoga sintética de la GnRH. Así pues, estimula la producción de FSH y LH por la hipófisis.

Su vía de administración es intravaginal en formato de gel y produce un pico de LH a las 4-12 horas post-tratamiento e induce la ovulación a las 36-48 horas siguientes (Stewart, y otros, 2010). Según (Knox, y otros, 2017) la administración del gel intravaginal a las 96 horas tras el destete induce la ovulación en un 80,1% de las cerdas entre las 40-48 horas siguientes.

4.2.1.3. Peforelina

El acetato de peforelina es decapeptido sintético análogo de la GnRH. Esta estimula específicamente la secreción de FSH produciendo un aumento del diámetro de los folículos. En el mercado actualmente sólo se encuentra Maprelin® como medicamento con peforelina como principio activo.

Se emplea para la sincronización de cerdas tanto nulíparas como multíparas. Su vía de administración es intramuscular y su vida en el plasma sanguíneo es de pocos minutos.

4.2.1.4. Goserelina

El acetato de goserelina es un decapeptido análogo superagonista de la hormona liberadora de gonadotrofinas (agonista de la GnRH), es decir, es un análogo agonista de la hormona liberadora de hormona luteinizante (LHRH). Este estimula la producción de LH y como consecuencias de las hormonas sexuales testosterona y estrógeno de manera no pulsátil provocando una interrupción en los sistemas de retroalimentación de las hormonas endógenas. Se emplea para suprimir la producción de las hormonas sexuales testosterona y estrógeno.

4.2.1.5. Gonadorelina

El acetato de gonadorelina es una gonadorelina sintética fisiológica y químicamente igual a la liberada de manera natural por el hipotálamo (GnRH). Esta estimula la síntesis y liberación de gonadotropinas pituitarias como la LH y la FSH. El fármaco empleado es Fertagyl ®, Gonavet ® a dosis de 25-75 microgramos vía intramuscular o subcutánea.

Se emplea para la inducción y sincronización de la ovulación en cerdas adultas y nulíparas y también para la sincronización del parto.

4.2.2. Gonadotropinas

Las gonadotropinas o gonadotrofinas son un grupo de hormonas secretadas en la hipófisis o glándula pituitaria que provocan la liberación de LH y FSH y tienen su acción en las gónadas. La administración de gonadotrofinas exógenas provoca el restablecimiento de un nuevo ciclo estral debido a la promoción del desarrollo folicular y la ovulación (Gardón, 2005).

4.2.2.1. Gonadotropina coriónica humana (hCG)

La hCG es una hormona glicoproteica constituida por dos subunidades, la subunidad alfa y la subunidad beta, muy parecidas a la de las hormonas LH y FSH. La hCG es un análogo de la hormona luteinizante (LH), esta actúa a nivel del ovario y no depende de las reservas de LH endógenas de la glándula pituitaria (De Rensis & Kirkwood, 2016).

Una inyección de hCG induce la ovulación en las 39-49 horas posteriores en un 85-90% de los casos en hembras multíparas (Soede & Kemp, 1993).

4.2.2.2. Gonadotropina coriónica equina (eCG o PMSG)

De igual manera que la hCG, la eCG es una hormona glicoproteica de alto peso molecular constituida por dos subunidades, la subunidad alfa y la subunidad beta. Esta hormona está producida por el corion de la yegua y se emplea en combinación con hCG, GnRH o progestágenos para la inducción de la pubertad.

Una inyección de 1000 UI de eCG intramuscular seguida de 50 microg de GnRH induce la ovulación en los siguientes 4 días en el 100% de las cerdas prepúberes (Labêta, de Vasconcelos, & de Mello, 2018).

También se emplea en la sincronización de estros durante la lactancia incrementando la respuesta ovárica y como consecuencia el tamaño de la camada (Gardón, 2005).

4.2.2.3. PG600 ®

La combinación de 400 UI de eCG y 200 UI de hCG comercializada con el nombre de PG600 ® se emplea para la inducción del estro y la ovulación en cerdas prepuberales y en cerdas tras el parto. Numerosos estudios (Kirkwood, et al., 1998; Knox, et al., 2000; Knox, et al., 2001) demuestran que la inyección intramuscular de PG600 en cerdas prepúberes y cerdas destetadas induce el

estro en el 50-90% de los casos a los 5 días. El intervalo destete-estro es menor, pero tanto el índice de sincronización, como el índice de partos y el tamaño de la camada son similares al de las cerdas no tratadas.

4.2.2.4. Hormona luteinizante porcina (pLH)

La pLH es una glucoproteína dimérica, formada por dos polipéptidos; un azúcar y una proteína unidos por enlaces disulfuro. Como la hCG, la hormona luteinizante porcina actúa a nivel del ovario y no depende de las reservas de LH endógenas de la glándula pituitaria (De Rensis & Kirkwood, 2016).

Una inyección de pLH intramuscular induce la ovulación en las 35-40 horas posteriores tanto en hembras nulíparas como en multíparas. Estudios posteriores demuestran una mayor eficacia en la administración de pLH por inyección en la submucosa vulvar. Dosis de 2,5 mg al inicio del estro provoca una mayor ovulación dentro de las primeras 24 horas que por vía intramuscular (Ulguim, et al., 2014).

4.2.3. Progestágenos

Los progestágenos son un grupo de hormonas constituido principalmente por la progesterona, progestágeno de origen natural. Estos están formados por un esqueleto de 21 carbonos y forman una de las cinco clases de hormonas esteroideas.

Son secretadas mayoritariamente por el cuerpo lúteo y la placenta, aunque una pequeña parte puede ser producida en las glándulas adrenales y el hígado y su función es el mantenimiento de la gestación.

4.2.3.1. Altrenogest

El altrenogest es un progestágeno sintético que actúa inhibiendo la liberación de gonadotropinas. Este suprime la secreción de FSH y LH de la glándula pituitaria cuando se administra 20 mg de 14 a 20 días vía oral con el objetivo de permitir el regreso del cuerpo lúteo, además de parar el crecimiento de nuevos folículos, así como la ovulación. Así pues, se produce la sincronización de las cerdas sexualmente maduras (Knox, et al., 2017).

Según diversos estudios (Webel & Day, 1982; Marinat-Botté, et al., 1985; Estienne, et al., 2001) la administración oral de 15 mg por cerda y día produce el estro en un 85% de los casos entre los 4 y 9 días siguientes a la supresión del tratamiento.

4.2.4. Prostaglandinas

Las prostaglandinas son un grupo de hormonas de naturaleza lipídica derivadas el ácido graso eicosanoide. Existen tres tipos de prostaglandinas siendo la PGF2a la implicada en el ciclo estral de la cerda. Esta hormona es producida por el útero cuando no hay gestación, de manera que actúa sobre el cuerpo lúteo produciendo la luteolisis.

El empleo de análogos de la progesterona como Dinolytic® y Prostyl® sirve para reducir el índice destete-celo y son administrados vía intramuscular del orden de 2-3 ml de medicamento. Sin embargo, son más utilizados para provocar el parto a los 112-114 días de gestación (Hammond D., 1980).

4.3. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CONVENCIONAL (IA)

La inseminación artificial consiste en la deposición de la cantidad suficiente de espermatozoides viables en el lugar adecuado en el momento de la ovulación y el mantenimiento aséptico del proceso. El objetivo de la inseminación artificial es asegurar que en el momento de la ovulación hay un suficiente número de espermatozoides en los primeros centímetros del oviducto, cuya función es el almacenar espermatozoides (Hunter, 2002).

La inseminación artificial convencional se basa en la detección del celo para determinar el momento de la ovulación y así proceder a la inseminación. La detección del celo se centra en los cambios en el comportamiento de la cerda como el aumento del nerviosismo, la reducción del apetito, la monta a otras cerdas, la lordosis y en los cambios fisiológicos como la tumefacción y cambio de coloración de la vulva y el flujo vulvar mucoso (Gordon, 1997).

La inseminación artificial convencional emplea la inseminación múltiple en el cérvix del orden de dos a tres dosis durante la presentación del estro de la cerda debido a la variación en el tiempo de ovulación durante el celo. Las dosis seminales suelen ser de 80 a 100 ml con una concentración de 3×10^9 espermatozoides. La alta concentración de espermatozoides es necesaria para compensar las pérdidas por reflujo seminal y por la respuesta inflamatoria uterina de la cerda. Sin embargo, los catéteres empleados están diseñados para minimizar estas pérdidas (Kirkwood & Kauffold, 2015).

Tanto el índice de concepción como el tamaño de la camada se ven influenciados por el momento de la inseminación ya que si esta se produce más de 24 horas antes de la ovulación el semen no será menos viable cuando esta ocurra (Knox, et al., 2001).

4.3.1. Técnicas de inseminación artificial

Principalmente existen tres técnicas de inseminación en función del punto de disposición de la dosis seminal. Estas son; la inseminación cervical o estándar (CAI o SAI), la inseminación post-cervical o intrauterina (PCAI o IUI) y la inseminación intrauterina profunda (DUI). Según qué técnica se utilice, el volumen, la cantidad de espermatozoides por dosis y la longitud del catéter varían.

La primera técnica desarrollada es la inseminación cervical. Esta consiste en la disposición de la dosis seminal de entre 70-100 ml en el cuello del útero a través de un catéter de 54 cm de longitud (Arisnabarreta & Allende, 2017). La cantidad óptima de espermatozoides varía en función del autor, pero se establece la media de tres mil millones por dosis (Hormaechea, 2016). Esta es la técnica más empleada debido a su gran facilidad de uso.

La segunda técnica desarrollada es la inseminación intrauterina (IUI) o post-cervical. Esta consiste en atravesar el cérvix y colocar la dosis seminal de 30-50 ml en el cuerpo del útero a través de una cánula que sobresale en 15-20 cm del interior del catéter con una totalidad de 73 cm. La cantidad óptima de espermatozoides varía en función del autor, pero se establece la media de 1.5 mil millones por dosis (Peltoniemi, Alm, & Andersson, 2009)

En cuanto a las cerdas nulíparas, la porción craneal del cuello uterino es de menor tamaño respecto a las multíparas (de 12 a 25 cm respectivamente). Esto dificulta el paso de la cánula a través del cérvix haciendo necesario el uso de dispositivos diseñados exclusivamente para nulíparas para poder equiparar el índice de éxito (Hernández, et al., 2017).

Estudios recientes (Cane, et al., 2019) demuestran un impacto reproductivo positivo en cuanto al uso de la inseminación intrauterina respecto a la inseminación artificial cervical con un mayor índice de partos (84.8% vs 71.44%) aunque el tamaño de la camada, el número de lechones nacidos, los nacidos muertos y momificados no se ven afectados.

Por último, la técnica desarrollada más recientemente es la inseminación intrauterina profunda (DUI) y consiste en la disposición de la dosis seminal en uno de los cuernos uterinos, cerca de la unión útero-tubárica, con un catéter con cánula de 148 cm de longitud. Esta técnica está diseñada para el uso de semen criopreservado o sexado, con valores de viabilidad y fertilidad inferiores a los del semen fresco o refrigerado (Vázquez, et al., 2005). La cantidad óptima de espermatozoides varía en función del autor, pero se establece la media de 50-200 millones por dosis de semen fresco y de mil millones por dosis de semen congelado (Roca, et al., 2003). Esta técnica se emplea poco debido a la dificultad de la inserción de la cánula por el cérvix en nulíparas (García-Vázquez, et al., 2019).

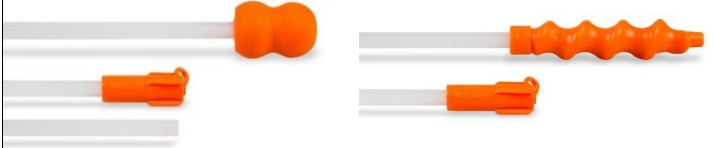

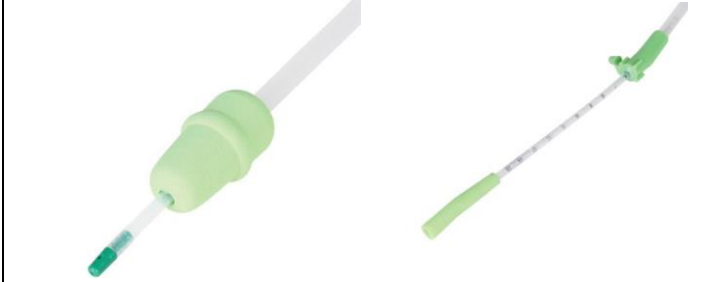
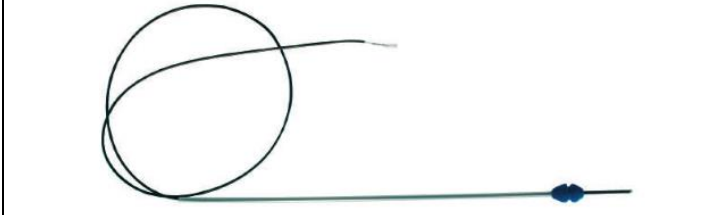
<p>Catéter de inseminación cervical (CAI)</p>	 <p>(1)</p>
<p>Catéter de inseminación post-cervical para cerdas multíparas (PCAI)</p>	 <p>(2)</p>
<p>Catéter de inseminación post-cervical para cerdas nulíparas (PCAI)</p>	 <p>(3)</p>
<p>Catéter de inseminación intrauterina profunda (DUI)</p>	 <p>(4)</p>

Figura 4. Tipos de dispositivos empleados para la inseminación artificial en función de la técnica. (1) (Magapor, 2021); (2;4) (Minitüb, 2020); (3) (Schippers agrícola, 2021). Elaboración propia.

4.3.2. Protocolo de inseminación artificial

El estro es el indicador primario para el momento de la IA y se basa principalmente en la respuesta del reflejo de inmovilidad en presencia del verraco (Knox R.V., 2016).

La duración del estro es muy importante ya que afecta al número de inseminaciones que va a recibir la cerda, siendo más efectiva la inseminación múltiple y está estrechamente relacionada con el momento de la ovulación (Weitze, et al., 1994). El sistema de inseminación artificial convencional se basa en la inseminación múltiple, donde las cerdas reciben una dosis por cada día que presentan el reflejo de inmovilidad, estos son de 1 a 3 días, siendo más común la inseminación doble (Diehl, Day, & Stevermer, 1984).

Para asegurar unas condiciones higiénicas para evitar la introducción de bacterias en la vagina de la cerda, hay que limpiar la vulva para eliminar los restos de orina y heces. Para la inseminación post-cervical, se lubrica el catéter para que pase de manera más fácil por el cuello uterino y se inserta en la vagina con un ángulo de 45 grados hacia la columna vertebral para evitar su introducción en la vía urinaria. Una vez introducido el catéter se rota en sentido contrario a las agujas del reloj para que el extremo quede ajustado al cérvix, seguidamente se fija la dosis seminal a él para que el semen fluya por gravedad durante 3-4 minutos y se ejerce presión sobre el dorso de la cerda. Una vez finalizada la inseminación se retira el catéter suavemente con una rotación en el sentido de las agujas del reloj para liberar el cérvix.

4.3.2.1. Inseminación artificial en nulíparas

Para poder inseminar a las cerdas nulíparas primero tienen que entrar en pubertad, esta se puede inducir con la exposición diaria al verraco además de con la administración de hormonas. Para las cerdas pre-puberales, de seis meses de edad, se emplea la administración de hormona coriónica equina y hormona coriónica humana (eCG + hCG) 600 UI intramuscular para inducir la

pubertad (Kraeling & Webel, 2015). Esta administración consiste en una inyección de 400 UI de eCG y 200 UI de hCG como una única (PG600®). Además de 20 minutos diarios de exposición al verraco.

La cerda entrará en pubertad a los 4-5 días de la administración de gonadotropinas. Este celo no es recomendable para cubrir a la cerda ya que es demasiado joven y se les administra una dosis oral de 6.8 mL de un análogo de la progesterona como el altrenogest (2.2 mg altrenogest/mL, Regu-Mate®) durante al menos 14 días de tratamiento. Al finalizar, las cerdas entraran en estro entre los 4 y 9 días siguientes (De Rensis & Kirkwood, 2016).

El protocolo estándar de inseminación en nulíparas es la detección del celo dos veces al día después de la supresión del tratamiento con altrenogest y la inseminación a las 24 horas y a las 32 horas (Spencer, et al., 2010). La duración del celo en las cerdas nulíparas es inferior siendo normalmente de un día frente a los 2-3 días en multíparas (Gordon, 1997). En estas, el intervalo desde el pico preovulatorio de LH hasta la ovulación es de unas 40 horas.

Según un estudio (Rodrigues, et al., 2020) se demuestra la eficacia de la segunda inseminación tras 24 horas de la primera ya que la mayoría de las cerdas primerizas no habían ovulado en las 26-33 horas después del tratamiento con agonistas de la GnRH. Esto deja claro la necesidad de la segunda inseminación para poder asegurar una buena ratio de concepción.

En cuanto a la elección de la técnica de inseminación, numerosos estudios (Ternus, et al., 2017; Jaqueline, et al., 2021; Will, et al., 2021) demuestran que no hay diferencias significativas en el índice de partos entre las cerdas nulíparas inseminadas con la técnica de inseminación artificial intrauterina respecto las cerdas con inseminación artificial cervical. También destacan que la introducción de la cánula en la inseminación artificial intrauterina es más exitosa cuando las cerdas son mayores y tienen una buena condición corporal.

4.3.2.2. Inseminación artificial en múltiparas

En las cerdas destetadas es muy importante el intervalo destete-estro ya que las cerdas que vuelven a la ciclicidad de manera temprana tras el destete (3^o-4^o día) tienen estros más largos y mayor intervalo entre el estro y la ovulación debido al mayor tamaño de sus folículos (Kemp & Soede, 1997). Así pues, en términos generales, las cerdas que salen en celo precozmente tras el destete (3^o y 4^o día) deben ser inseminadas en el segundo y tercer día del celo; las cerdas que salen en celo el quinto día tras el destete deben ser inseminadas a las 24 y a las 36 horas y las cerdas que salen el celo de manera tardía el sexto día tras el destete deben ser inseminadas a las 24 horas sin ser necesaria una segunda inseminación (Weitze, et al., 1994).

También está descrita la salida en celo de las cerdas entre los días 0 y 2 tras el destete. Este celo precoz es debido principalmente a una baja intensidad y frecuencia de succión de los lechones que provoca un desbloqueo del hipotálamo produciendo la liberación de GnRH y anticipando de esta manera el inicio del ciclo ovárico (Stevenson & Britt, 1981). Estas cerdas normalmente son inseminadas en un momento erróneo ya que no se detecta el celo y tienen un alto índice de repetición.

Numerosos estudios demuestran que el uso de altrenogest para posponer el intervalo destete-estro mejora el rendimiento reproductivo de las cerdas (Knox, 2014; ;Marinat-Botté, et al., 1994; Fernandez, et al., 2005, van Leeuwen, 2011). Se recomienda suministrar 20 mg tras el destete durante 3 días, en el caso de lactaciones de 27 o más días de duración, y durante 5 días si la lactación es inferior a 27 días 40 mg. Una vez finalizado el tratamiento, el celo comenzará en 5-6 días.

Este periodo en el que las cerdas son tratadas les proporciona un mayor tiempo para recuperar la condición corporal que han perdido durante la lactación, como consecuencia los parámetros reproductivos tales como la tasa de concepción y el tamaño de la camada se verán aumentados.

4.4. INSEMINACIÓN ARTIFICIAL A TIEMPO FIJO

La inseminación artificial a tiempo fijo es una técnica reproductiva que tiene por objetivo la inseminación en un tiempo óptimo para así reducir el número de servicios por cerda (Quirino, et al., 2019). Esta depende principalmente del tiempo de inseminación, así pues, variaciones de sólo medio día pueden tener grandes impactos en el índice de concepción del orden de un 12% (Germain, Labrecque, & Rivest, 2019).

Los protocolos empleados pueden estar basados en la detección del estro o en los días post-destete para el correcto uso de inductores de la ovulación para la sincronización del estro. Los protocolos que se basan en la detección del estro, también incluyen normalmente el empleo de la hormona luteínica porcina (pLH) como inductor de la ovulación y usualmente con resultados satisfactorios. Los protocolos que se basan en los días post-destete como referencia emplean principalmente análogos de la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), tales como la burserelina y la triptorelina (Quirino, et al., 2019).

Sin embargo, (Driancourt, et al., 2013) emplear la detección del estro antes de la IATF es un factor importante para evitar la inseminación de cerdas que no estén en él y evitar así el reflujó de semen y la disminución del índice de concepción. Los protocolos IATF se adaptan mejor a las cerdas destetadas ya que las primíparas tienen patrones de ciclicidad más heterogéneos. Las hembras primerizas necesitan, además, el previo tratamiento con hormonas análogas de la progesterona para la sincronización del estro, tales como altrenogest asociados o no a la gonadotropina coriónica equina, para mejorar el desarrollo folicular y la aparición del estro, seguido de un inductor de la ovulación como análogos de la GnRH, LH o hCG.

El uso de una única inseminación a tiempo fijo tiene el riesgo de reducir la prolificidad hasta el 12% y el tamaño de la camada hasta 1.4 lechones (Flowers & Alhusen, 1992). Sin embargo, esto puede no ser cierto cuando los tiempos de inducción de la ovulación e inseminación son óptimos. Aun así, algunos de los protocolos de inseminación artificial a tiempo fijo emplean una o incluso dos inseminaciones.

Los principales protocolos hormonales para la sincronización de la ovulación en cerdas cíclicas para la técnica de inseminación artificial a tiempo fijo son los basados en la detección del estro y los basados en los días post-destete. A continuación, se profundiza en estos:

4.4.1. Protocolos hormonales basados en la detección del estro

Estos protocolos tienen por objetivo determinar el momento de la ovulación a partir del uso de inductores de la ovulación y se aplican cuando se detecta el estro. Las hormonas empleadas cuando se ha detectado el estro son principalmente la hormona luteinizante porcina, el acetato de buserelina y el acetato de triptorelina.

Según un estudio (Zak, et al., 2010) en el que se administra a cerdas multíparas 5 mg de hormona luteinizante porcina (pLH) intramuscular al inicio del estro y se hacen dos inseminaciones a tiempo fijo a las 24 y 30h siguientes, se demuestra que no hay diferencias en el índice de partos (87.28% y 83.20%) respecto las cerdas no tratadas, pero si en el tamaño de camada (12.88 y 11.80) siendo significativamente superior en las cerdas tratadas.

Según otro estudio (Fontana, et al., 2014) en el que se emplea 5 mg de pLH intramuscular al inicio del estro y se inseminan a las 24 horas, cerdas tratadas con 5 mg de pLH al inicio del estro y son inseminadas a las 0 y 24 horas y cerdas no tratadas hormonalmente e inseminadas de manera repetida con la técnica de inseminación post-cervical. El tratamiento con pLH no provoca una variación en el intervalo estro-ovulación (32.4h de media) y no hubo diferencias entre el índice de partos ni el tamaño de la camada entre los tratamientos. Así pues, una única inseminación a las 24 horas tras el tratamiento con pLH tiene resultados reproductivos equiparables a la doble inseminación sin tratamiento hormonal.

Un estudio más reciente (Ulguim, et al., 2016) en hembras multíparas en el que se emplea la inseminación artificial a tiempo fijo a las 24 horas tras la inyección al inicio del estro de 2,5 mg de pLH en la submucosa vulvar, demuestra que no hay diferencias significativas en cuando al índice de concepción (90-93%) ni al

tamaño de camada (12,4-12,5) respecto las cerdas con inseminación convencional múltiple.

En cuanto al uso de **acetato de buserelina**, según un estudio (Compiani, et al., 2018) en el que se compara un grupo de cerdas inseminadas convencionalmente tras la detección de estro 2/3 veces y cerdas inducidas con una inyección intramuscular de 0.01 miligramos de buserelina a las 8-12 horas tras la detección del estro seguida de una única inseminación a tiempo fijo. Los resultados demuestran una clara disminución del número de inseminaciones para la obtención de la preñez en el grupo tratado con buserelina ya que el 95% de las cerdas no mostraba signos de celo a las 12 horas siguientes. Sin embargo, las cerdas no tratadas requirieron dos inseminaciones e incluso el 10.3% una tercera.

Según Knox, et al. (2011) en el que se emplea triptorelina intravaginal al inicio del estro y la inseminación a las 2 y 26 horas no mostró diferencias significativas en cuanto a la tasa de ovulación respecto el grupo control (45.1% vs 34.2%, $P > 0.1$) pero la duración del estro fue reducida (58 h vs 65h).

Así pues, el uso de estimuladores de la ovulación una vez detectado el estro seguido de una única inseminación artificial a tiempo fijo puede obtener resultados reproductivos similares a la inseminación artificial convencional.

4.4.2. Protocolos hormonales basados en los días post-destete

Tras el destete se inicia la fase folicular que provoca que la mayoría de las cerdas ovulen en los 4-6 días siguientes, provocando así su sincronización (Weitze, et al., 1994). Los protocolos empleados en este apartado tienen por objetivo la mejora de esta sincronización natural a través de inductores del desarrollo folicular tras el destete con el uso de gonadotropinas y juntamente, o no, con la administración de inductores de la ovulación.

Según Cassar, et al. (2005) en el que se compara a cerdas sin tratamiento hormonal inseminadas dos veces cada 12 horas el día 5 post-destete, cerdas tratadas con 600 UI de eCG intramuscular tras el destete e inseminadas dos

veces cada 12 horas el día 5 post-destete, cerdas tratadas con pLH a las 80 horas tras el destete e inseminadas a las 36 y 44 horas siguientes, cerdas tratadas con eCG al destete+pLH a las 80 horas e inseminadas a las 36 y 44 horas siguientes y cerdas tratadas con eCG al destete+pLH a las 80 horas e inseminadas únicamente a las 36 horas. Los resultados demuestran que el tiempo entre la inyección de pLH y la ovulación fue de 38.2 ± 2.8 h. El índice de partos fue mayor en las cerdas tratadas con eCG+pLH y doble inseminación pero el tamaño de la camada no se vio afectado.

Según otro estudio (Bennett-Steward, et al., 2007), en el que compara la dosis mínima de pLH administrada en cerdas destetadas para producir la ovulación, demuestra que tanto a dosis de 1.25, 2.5 o 5 mg vía intramuscular el intervalo destete-ovulación se acorta, pero la ovulación en las primeras 40 horas es mayor en dosis de 2.5 y 5 mg.

Según Cassar, et al. (2010) en un estudio posterior en el que se administra 600 UI de eCG intramuscular a las 24 horas tras el destete seguida de 2.5mg de pLH a las 72 o 80 horas después y tras 36 horas se hace una única inseminación artificial. Demuestra una mayor predictibilidad en el tiempo de ovulación en las cerdas tratadas y además confirma que el intervalo eCG-pLH puede ser reducido a 72 horas sin afectar a los parámetros reproductivos.

En cuanto al uso de **acetato de buserelina** para inducir la ovulación, según Marinat-Botté, et al. (2010) se espera la reanudación natural de los folículos tras el destete y se administran de 10 microgramos de buserelina intramuscular en un grupo de cerdas las 104h post-destete y en otro grupo a las 94h post-destete. La inseminación se hace cuando se detecta el estro. El 100% de las cerdas tratadas con buserelina a las 94 horas ovuló en las siguientes 24 horas vs el 68.7% de las no tratadas. Sin embargo, el tamaño de las camadas y el índice de parto no fue diferente respecto estas. En cuanto a las cerdas tratadas a las 104 horas, se comprobó que la administración de buserelina fue demasiado tardía y solo el 66.7% ovuló en las siguientes 24 horas, es decir, estadísticamente sin diferencias respecto el grupo control.

Según un estudio posterior (Driancourt, et al., 2013) en el que se empleó distintas dosis de buserelina (6,10 y 16 microgramos) a las 77 horas tras el destete en

hembras múltiparas y primíparas para demostrar la dosis mínima necesaria para la inducción de la ovulación, esta se observó a las 32-44 horas post-inyección y fue de 73%,73% y 85% de las cerdas respectivamente a dosis creciente (6,10 y 16 microgramos), pero en comparación con la edad de las cerdas, mientras que el 100% de las múltiparas ovularon indiferentemente de la dosis empleada tan solo el 50%, 50% y 67% de las primíparas lo hicieron a las mismas dosis. La magnitud de pico de LH preovulatorio fue comparable en los dos grupos de hembras y tanto el tamaño de la camada, como el índice de ovulación y la viabilidad de los embriones no fueron diferentes entre grupos. Sin embargo, la frecuencia de los quistes foliculares fue mayor en las hembras tratadas con 10 y 16 microgramos de buserelina respectivamente. Posteriormente en el mismo estudio se administración 10 microgramos de buserelina intramuscular a las 86 horas post-destete y la inseminación 30-33 horas después obtuvo los mismos resultados en cuanto al tamaño de camada ($13,6\pm 3.8$ vs $13,7\pm 3.2$) y al índice de partos (87% vs 84,5%) que las hembras inseminadas sin tratar y repetidas veces al inicio del estro.

Según Baroncello, et al. (2017) en el que compara dos grupos de cerdas; el primero con la administración de 600 UI de eCG tras el destete y 10 microgramos de buserelina a las 86-89 horas y una FTAI a las 30-33 horas y el segundo con la administración de únicamente 10 microgramos de buserelina a las 86-89 horas tras el destete se demuestra que el intervalo destete-ovulación es más corto en las cerdas eCG+buserelina (44.5h vs 48.2h), pero el índice de partos y el tamaño de camada es menor. Esto puede ser debido a que las cerdas no fueron inseminadas en el momento óptimo de ovulación ya que tendrían que ser cubiertas antes de las 116-122h tras el destete.

Así pues, el empleo de acetato de buserelina es frecuentemente empleado a razón de 10 microgramos y tiene que administrarse entre las 77-94 horas para afectar positivamente a la ovulación. Los parámetros reproductivos tras la administración de buserelina y una única inseminación artificial tiempo fijo son comparables a la inseminación artificial convencional sin el uso de hormonas.

En cuanto al uso de **acetato de triptorelina**, según Knox, et al. (2011), no existen diferencias significativas en cuanto al ratio de partos (65.6% vs 78.4%) ni al tamaño de camada (11.1 vs 10) entre las cerdas inseminadas a las 2 y 26

horas tras la detección del estro o las inseminadas a las 8 y 32 horas tras la administración de 100 microgramos de triptorelina intravaginal a las 96 horas post-destete, pero si en cuanto a la duración del estro (51h), que fue reducida en las cerdas tratadas ya que la ovulación se produjo en más proporción (57.9% vs 34.2%) en las primeras 48 horas.

Estudios posteriores en cerdas destetadas (Knox, et al., 2017), se observa la mayor sincronización de la ovulación (80,1%) cuando se emplean 200 microgramos de triptorelina en 1.2% de metilcelulosa a las 96 horas tras el destete y la inseminación a tiempo fijo a las 20-24 horas consigue la mejor tasa de fertilidad con un 82.5% vs 80.1% ($P=0.04$) en cuanto al índice de partos respecto el grupo control, sin tener efecto sobre el número de lechones nacidos vivos (12.1).

Según Fabi (2017) en el que se compara la administración de OvuGel® a las 96h post-destete con una inseminación a las 120h, la administración de P.G.600® intramuscular al destete + OvuGel® a las 96h y una inseminación a las 120h, la administración de P.G.600® intramuscular al destete y dos inseminaciones a las 0 y 24h tras la detección del estro y por último las cerdas sin tratamiento hormonal y con dos inseminaciones a las 0 y 24h tras la detección del estro. Los resultados demuestran que la proporción de cerdas que mostraban estro a los 7 días de destete fue de 94.5% en las tratadas con OvuGel® respecto un 82.2% en las no tratadas con este ($P<0.05$). Las cerdas tratadas con P.G.600® o P.G.600®+Ovugel® no mostraron diferencias significativas entre la presentación del celo a día 7 o 10 post-destete ($P>0.05$) ni en cuanto a la duración del intervalo destete-estro. Este fue menor en las cerdas tratadas con P.G.600® (4.9 ± 0.4 días) comparado con las cerdas que no la recibieron (5.4 ± 0.4 días). En cuanto al índice de concepción, no hubo diferencias significativas ($P>0.1$) en ninguno de los tratamientos hormonales que fue del 61.2%. Tampoco en el tamaño de la camada (11.3), número de lechones nacidos muertos (1.0) o número de momificados (0.2). Sin embargo, hubo diferencias en el número de lechones nacidos vivos (10.2) en el tratamiento de P.G.600®+OvuGel®, además las cerdas tratadas con OvuGel® tuvieron un mayor tamaño de camada por dosis seminal (5.4) respecto (3.2) en las cerdas no tratadas ($P<0.05$).

Según Dillard (2018) en el que se pretende retardar el momento de administración de OvuGel® a las 120 horas tras el destete, se comparan los parámetros reproductivos entre este protocolo, el estudiado anteriormente con la administración de triptorelina a las 96 horas tras el destete y con la inseminación a las 20-26 horas siguientes, en comparación con cerdas inseminadas tradicionalmente a la detección de estro y estro cada 24 horas. El índice de concepción fue de $98.9\pm 0.1\%$ en cerdas inseminadas tradicionalmente, de $92\pm 2.1\%$ en cerdas tratadas a las 96 horas y de $84\pm 2.9\%$ en cerdas tratadas a las 120 horas. En cuanto al número de lechones nacidos vivos, este fue superior en las cerdas inseminadas convencionalmente 13 ± 0.1 vs 12.8 ± 0.2 y 12 ± 0.3 en los tratamientos de 96 y 120 horas post-destete respectivamente. Sin embargo, el resultado no fue significativo para este parámetro reproductivo ($P>0.05$). Así pues, el uso de acetato de triptorelina intravaginal a razón de 200 microgramos en 1.2% de metilcelulosa y tiene que administrarse antes de las 120 horas tras el destete, preferiblemente a las 96h para inducir una mayor ovulación con un mayor índice de partos, pero sin causar efecto en cuanto al tamaño de camada. Este último parámetro difiere según el autor, ya que Fabi (2017) demuestra un mayor tamaño de camada con el tratamiento P.G.600®+OvuGel®.

En cuanto al uso de **acetato de peforelina**, según de Jong, et al. (2013) en el que se administra Maprelin® en multíparas 24 horas tras el destete, los resultados indican que hay un mayor índice de estro a los 7 días en tratadas (95% respecto 90% las no tratadas) pero la administración de peforelina parece no tener efecto sobre el tamaño de las camadas.

Según otro estudio (Vangroenweghe, et al., 2016) en el que se emplea peforelina (Maprelin®) administrado en nulíparas, primíparas y multíparas para comprar los parámetros reproductivos de las cerdas y la calidad de los lechones nacidos. Las nulíparas fueron inyectadas a las 48 horas tras la supresión con altrenogest y las multíparas y primíparas a las 24 horas tras el destete. Los resultados demuestran que no hubo diferencias significativas entre el intervalo destete-estro, número de lechones totales nacidos, nacidos muertos y momificados entre los grupos tratados y el grupo control. Sin embargo, el índice de estro fue significativamente mayor 93.2% en las cerdas tratadas con Maprelin® frente al 87.2% de las no tratadas pero el índice de partos no se vio afectado. Finalmente, tanto el índice

de eficiencia de parto como el índice de lechones nacidos vivos fue significativamente mayor en las cerdas tratadas con peforelina. Sin embargo, no hubo diferencias en cuanto al peso de los lechones nacidos.

Un estudio posterior en el que se pretende comparar los parámetros reproductivos entre cerdas a las 24 horas post-destete con la aplicación de peforelina o eCG (de Jong, et al., 2017), los resultados demuestran que no hay diferencias significativas entre el tamaño de la camada ni el índice de mortalidad de los lechones entre los grupos estudiados. Sin embargo, los pesos de los lechones nacidos fueron significativamente menores en las cerdas tratadas con eCG. En cerdas multíparas hubo más lechones nacidos muertos en las tratadas con peforelina con 2.2 vs 0.9 de las tratadas con eCG pero los lechones nacidos fueron de mayor tamaño en las cerdas nulíparas tratadas con peforelina 1.36 vs 1.26 las cerdas tratadas con eCG.

Así pues, diversos estudios demuestran la eficacia del acetato de peforelina en la inducción de la ovulación. En cuanto al tamaño de camada hay diferencias entre estudios, los resultados de Vangroenweghe, et al. (2016) indican un mayor número de lechones nacidos vivos, pero a iguales pesos. Sin embargo, de Jong, et al. (2017) indican un mayor peso de los lechones.

En cuanto al uso de **acetato de gonadorelina**, según Romo, et al. (2009) en el que se pretende determinar el efecto de la aplicación de 50 microgramos de gonadorelina a las 24 y 72 horas tras el destete sobre los parámetros reproductivos. El primer grupo de cerdas recibe 1 ml de solución estéril a las 24 y 72h post-destete y el segundo grupo de cerdas recibe 50 microgramos de gonadorelina (Fertagyl®) a las 24 y 72h post-destete El intervalo destete-celo disminuyó ($P=0.07$) en las cerdas tratadas (7 ± 4.7 vs 5.6 ± 2.6 días) con un 94% de las cerdas entrando en celo en los primeros siete días respecto el 80% de las no tratadas ($P<0.05$). La tasa de partos entre los dos grupos no mostró diferencias significativas (88% vs 94%) con ($P=0.14$) y el tamaño de la camada fue menor en las cerdas tratadas con gonadorelina ($P<0.09$) pero no modificó el peso de la camada al nacimiento ($P=0.33$).

Así pues, el uso de 50 microgramos de gonadorelina a los 24 y 72h post-destete aumenta el número de cerdas que entran en celo en los primeros 7 días, pero en

cuanto a los demás parámetros reproductivos no se puede confirmar el efecto beneficioso.

4.4.3. Protocolos hormonales empleados en nulíparas

Para poder emplear protocolos hormonales para la inseminación artificial a tiempo fijo en nulíparas es necesario un método para sincronizar el inicio de la fase folicular. Para ello está ampliamente utilizado el progestágeno sintético, altrenogest, que se emplea en hembras cíclicas durante 14 días que en los siguientes 4-9 días entraran en estro (Wood, et al., 1992).

Según De Rensis & Kirkwood (2016) en cerdas nulíparas maduras, la doble inseminación artificial a tiempo fijo basada en la administración de altrenogest y eCG+hCG puede alcanzar el 70% de tasa de partos. Además, tanto la inseminación artificial a tiempo fijado única como doble puede ser aplicada después de los protocolos de altrenogest y eCG+GnRH, hCG o pLH horas después sin tener en cuenta la expresión de estro y obtener tasas de parto similares a las inseminadas tras la detección del estro.

Según Brussow, et al. (1996) en el que se emplea un análogo de la GnRH, D-Phe⁶-LHRH (GnRH-A) para inducir la ovulación en cerdas nulíparas. En el primer ensayo de cerdas son tratadas con 75 microgramos de GnRH-A después del tratamiento con altrenogest para el grupo control o con eCG para la estimulación del desarrollo folicular. Las ovulaciones se iniciaron a las 36.4±3.3h y terminaron a las 39±2.8h después de la administración de GnRH-A. Seguidamente, después del pretratamiento con altrenogest y eCG un grupo de cerdas recibió 50 microgramos de GnRH-A y otro grupo de cerdas recibió 500 UI de hCG (grupo control) y fueron inseminadas a las 24 y 42h siguientes. La tasa de concepción y el índice de lechones (número de lechones por 100 inseminaciones) fue de 78.8% y 779 para el grupo 1 y de 74.4% y 728 para el grupo 2 (P<0.05). Así pues, el índice de concepción y el tamaño de la camada fue superior en las cerdas tratadas con GnRH-A.

Según un estudio (Degenstein, et al., 2008) en el que se compara el uso de 5 mg de pLH con un grupo control tras el tratamiento con altrenogest (15 mg/d durante 14 días). Las cerdas recibieron 500 microgramos de cloprostenol (análogo sintético de la prostaglandina F_{2α}) el día 15, 600 UI de eCG el día 16 y 5mg de pLH o suero salino fisiológico a las 80h. Todas las cerdas fueron inseminadas a los 6 días. La concentración en el pico de pLH y la amplitud de este fue mayor en las cerdas tratadas con pLH (P=0.01). Sin embargo, no hubo diferencias en el tiempo y duración del estro o en el momento de la ovulación en el intervalo del estro entre tratamientos. En el mismo experimento también se comparan los parámetros reproductivos entre cerdas que recibieron 14-18 días de altrenogest, 600 UI de eCG tras 24 horas y 5mg de pLH, 750 UI de hCG o suero salino fisiológico 80h tras el tratamiento con eCG. Se demuestra que tanto las cerdas inducidas con pLH como las tratadas con hCG el diámetro del folículo más grande en el inicio de la ovulación es menor que en las cerdas no tratadas (8.1±0.2 vs 8.6±0.2 mm). Sin embargo, las cerdas tratadas ovularon de manera más temprana que las no tratadas (43.2±2.5, 47.6±2.5, 59.5±2.5 horas respectivamente) con una mayor sincronización de la ovulación en las cerdas tratadas con pLH (P<0.01). Aun así, no hubo diferencias significativas en la calidad del embrión entre los tres grupos tratados. Así pues, el uso de pLH tiene un efecto positivo en cuanto a la sincronización de la ovulación en cerdas nulíparas sin afectar la calidad embrionaria.

Según Ulguim, et al. (2014) se demuestra que la administración de 2,5 mg de pLH en la submucosa vulvar al inicio del estro avanza la ovulación en nulíparas sometidas a detección de celo dos veces al día hasta las 36 horas sin previo tratamiento con altrenogest. La inseminación 16 horas después produce índices de concepción similares al grupo no tratado (12.3 vs 14.1). Sin embargo, cuando la inseminación tiene lugar tan sólo 12 horas tras la administración de pLH, el índice de partos se ve reducido respecto las inseminadas de manera convencional de 86% y 93.5% respectivamente. El número de lechones nacidos no se ve afectado por el tratamiento, pero tiende a ser inferior (10 vs 13) en los protocolos que emplean FTAI frente a los no tratados cuando la inseminación tiene lugar fuera del intervalo óptimo (Ulguim, et al., 2016).

Según Rodrigues, et al. (2020) se administra a un grupo de cerdas 600 UI de eCG intramuscular 24 horas tras finalizar el tratamiento con altrenogest, 80 horas después se administran 5 mg de pLH y tras 36 horas se hace una única inseminación. Al segundo grupo de cerdas se administran 2 ml de acetato de triptorelina intravaginal 6 días después de la supresión de altrenogest y se inseminadas a las 24h. Por último, el grupo control es inseminado dos veces durante el estro cada 24h. Los resultados mostraron que las cerdas de los dos grupos tratados hormonalmente parieron con menor desviación en el tiempo (2.4 ± 1.6 y 2.9 ± 1.2 días) respectivamente comparado con las cerdas control (4.5 ± 3.3 días). El peso de los lechones fue 80 g superior en las cerdas del primer grupo ($P < 0.001$) y 64 g superior en las cerdas del segundo grupo ($P < 0.05$) al control. Estas cerdas tuvieron el parto con menor desviación en el tiempo, pero sus rendimientos reproductivos fueron menores; los lechones tuvieron un mayor peso, pero el tamaño de la camada y el índice de parto fueron menores.

Así pues, la administración de eCG + pLH seguida de una única inseminación podría ser útil para minimizar el tiempo desde el primer hasta el último parto en los lotes de primerizas, además, del leve aumento del peso de los lechones.

En cuanto al **acetato de buserelina**, según un estudio (Marinat-Botté, et al., 2010) en el que se sincronizaron todas las cerdas con Regumate® y se dividen en cuatro grupos; el primer grupo fue inseminado dos veces tras la detección del estro, al segundo y cuarto grupo se le administró 10 microgramos de buserelina las 120 y 104 horas respectivamente y al grupo tres se le administró 800 UI de eCG a las 24 horas de la administración de 10 microgramos de buserelina a las 104 horas. Las cerdas fueron inseminadas a las 144 y 168h para el grupo 2, a las 128 y 144h para el grupo 3 y a las 144 y 152h para el grupo 4.

La administración de buserelina a las 104h tras el tratamiento con Regumate® sincronizó la ovulación en el 97.9% y 100% de las cerdas en las primeras 24h para los grupos 3 y 4 mientras que la administración de buserelina a las 120h sólo sincronizó la ovulación en un 88.9% en las primeras 24h. La ratio de ovulación del grupo 2 y 4 fue comparable al grupo control. En cuanto al índice de concepción fue mayor en los grupos 2 y 3 con un 92% y 96% respectivamente comparado con el grupo 1 y 4 con un 84% y 81%. La combinación de eCG y buserelina a las 104h (grupo 3) incremento la ratio de ovulación (+4CL) pero

disminuyó la supervivencia embrionaria a 62% el día 30. Así pues, la administración de 10 microgramos de buserelina en hembras nulíparas es eficaz para la sincronización de la ovulación en las siguientes 24h a las 104h tras finalizar al tratamiento con progestágenos orales, además provoca mayores ratios de concepción si se emplea juntamente con la administración de eCG previa y la doble inseminación artificial a tiempo fijo.

Según un estudio (Driancourt, 2013) en el que se compararon los parámetros reproductivos entre el grupo control de cerdas inseminadas convencionalmente a las 12 y 24 horas de manifestar el estro tras el tratamiento de 20 mg durante 18 días con altrenogest y las cerdas tratadas con 10 microgramos de buserelina intramuscular a las 115-120 horas tras la supresión con altrenogest e inseminadas una única vez a las 30-33 horas. Tanto el índice de partos (80.9% vs 78.8%), como el número total de cerdos nacidos (12.9 vs 13.1) y el número de lechones nacidos vivos (11.9 vs 12.1) fueron similares y sin diferencias significativas entre ellos.

En cuanto al uso de **acetato de triptorelina** su eficacia no está demostrada en cerdas jóvenes (nulíparas) por lo que no se recomienda su uso, aunque un estudio reciente (Stewart, et al., 2010) demuestra la inducción de un mayor pico de LH preovulatorio en nulíparas tratadas con 100 microgramos de triptorelina en 1.2% de metilcelulosa.

Según Knox, et al. (2017) se demuestra que el empleo de 100 a 400 mg triptorelina intravaginal a las 120h después del último tratamiento con progestágenos orales incrementa la sincronización de la ovulación haciendo que esta se de en las siguientes 24-48 horas. Según el estudio anteriormente descrito (Rodrigues, et al., 2020), cuando se comparan el uso de acetato de triptorelina con el acetato de buserelina, los parámetros sugieren que es mejor el uso de buserelina ya que el peso de los lechones fue mayor y la desviación de los partos fue menor.

En cuanto al uso de **acetato de gonadorelina**, según Brüssow, et al. (2007) en el que se emplea Fertilan® para inducir la ovulación en nulíparas a dosis de 10, 20 y 40 microgramos a días 1, 4, 7, 10 y 13 de tratamiento. Los resultados demuestran una estimulación del pico de LH dosis-dependiente pero con la

consecuente ovulación suficiente a dosis de 10 y 20 microgramos. Otro experimento en el que las cerdas nulíparas reciben 10 o 20 microgramos de Fertilan® tras el tratamiento con Regumate® y eCG o 50 microgramos de Gonavet® (sustancia activa gonadorelina) 80 horas tras la inyección de eCG. El tiempo de ovulación varió entre 34-42 horas post inyección, sin embargo, la ovulación ocurrió antes en las hembras tratadas con Gonavet®.

5. DISCUSIÓN

5.1. Ventajas e inconvenientes de la IATF en cerdas multíparas

Ventajas de la IATF según diferentes autores:

Con relación al manejo de las cerdas, los autores coinciden en que la inseminación artificial a tiempo fijo es una buena herramienta para la optimización de la labor del trabajador ya que la predicción en la hora de la inseminación y el menor número de dosis seminales necesarias para la concepción optimizan la tarea (Quirino, et al., 2019). Además, la menor necesidad de detección de celo en los protocolos de inseminación a tiempo fijo reduce el tiempo dedicado a cada hembra durante la inseminación, pudiendo aumentar el número de cerdas a manejar. Aun así, algunos autores (Kaeoket, et al., 2003) recomiendan hacer la detección de celo de igual manera para eliminar la posibilidad de cubrir cerdas que no estén en estro.

Si se analizan los parámetros reproductivos relacionados con la ovulación, diversos autores (Romo, et al., 2009; Zak, et al., 2010) indican una reducción en el tiempo del intervalo destete-estro, además (Marinat-Botté, et al., 2010; Knox, et al., 2011) entre otros, demuestran la mayor sincronización en las ovulaciones en las primeras 24-48h tras el tratamiento hormonal respecto las hembras no tratadas. Este suceso es debido a la maduración de los folículos ováricos al tamaño ideal para la ovulación (>6,5 mm) en un menor periodo de tiempo cuando se administran análogos de la GnRH como el acetato de triptorelina o de buserelina que provocaran la ovulación en las siguientes 24-48h. Este hecho desencadena, siempre y cuando las cerdas se queden gestantes, una mayor concentración de partos que a su vez facilita una mayor posibilidad de atención durante ellos, una menor mortalidad de los lechones y como consecuencia una mayor producción y uniformidad de los lotes en los períodos de lactación y destete.

Si se examinan los parámetros reproductivos indicativos del éxito de la inseminación tales como el índice de concepción y el índice de partos, diversos autores (Zak, et al., 2010; Fontana, et al., 2014; Ulguim, et al., 2016) coinciden en que estos resultados reproductivos son equiparables a los de las cerdas sin

tratamiento hormonal e inseminadas repetidas veces durante el manifiesto del estro, incluso en algún estudio (Knox, et al., 2017) superiores. De igual manera, si se atiende a los parámetros reproductivos que indican la viabilidad de los lechones, diversos autores (Zak, et al., 2010; Vangroenweghe, et al., 2016; de Jong, et al., 2017; Rodrigues, et al., 2020) afirman un mayor peso al nacer a igual tamaño de camada (Driancourt, et al., 2013; Fontana, et al., 2014; Ulguim, et al., 2016) de las hembras tratadas hormonalmente en comparación a las de madres no tratadas. Sin embargo, Zak, et al. (2010) y Vangroenweghe, et al. (2016) afirman que el tamaño de la camada es superior en las camadas de las cerdas tratadas.

Las diferencias en el tamaño de camada entre las cerdas tratadas y no tratadas están aún en estudio, estas podrían ser debidas a la inseminación en mayor proporción de las cerdas no tratadas hormonalmente en el momento subfértil, sin embargo, la inseminación repetida hace improbable esta hipótesis. Además, Terqui, et al. (2000) sugiere que la inseminación múltiple puede aumentar la probabilidad de fertilización del ovocito por espermatozoides envejecidos provenientes de la inseminación anterior presentes en el tracto reproductivo dando lugar a embriones menos competentes. Así mismo, Gawronska, et al. (2000) sugiere que el aumento de LH, a parte de su implicación en la ovulación y luteinización, también tiene un papel en el control de la motilidad oviductal y puede contribuir en el éxito de la fertilización y migración de los embriones hacia el útero.

Desventajas de la IATF según diferentes autores:

Las principales desventajas de la inseminación artificial a tiempo fijo se basan en la complejidad de los protocolos hormonales empleados, ya que estos son muy rigurosos y aún en estudio. Las horas de administración de los fármacos son estrictas y diferencias de pocas horas pueden dar parámetros reproductivos deficientes (Baroncello, et al., 2017; Dillard, 2018). Además, el empleo de hormonas supone un coste extra para el productor sin tener claros los beneficios comerciales que estos comportan (Quirino, et al., 2019).

El uso repetido de hormonas durante la vida de una cerda puede ser un tema controvertido ya que están descritos problemas en el aparato reproductor como quistes foliculares que aumentan con el empleo de inductores de la ovulación tales como el acetato de buserelina o el acetato de triptorelina (Knox et al., 2011; Driancourt, et al., 2013). Sin embargo, su alta similitud con las hormonas naturales del organismo, la rápida eliminación y la ausencia de residuos en animales han demostrado ser un método seguro para la mejora de los parámetros reproductivos en las explotaciones sin dañar la salud del animal (Knox, et al., 2017) .

En el análisis de los parámetros reproductivos, la única desventaja descrita según Romo, et al. (2009) es el menor tamaño de camada cuando se emplea la gonadorelina como hormona inductora de la ovulación en los protocolos de inseminación artificial tiempo fijo respecto la inseminación convencional. Esto es debido a que no todas las hormonas estudiadas son igual de eficaces, por ello la mayoría de los protocolos se centran en el uso de acetato de buserelina y triptorelina ya que han demostrado ser más eficientes.

Debido a que en los protocolos de inseminación artificial a tiempo fijo no es indispensable la detección del celo ya que el momento de la inseminación viene determinado por la previa administración de hormonas, es probable que se cubran cerdas que no son fértiles en el momento esperado. Esto puede ser debido a ovulaciones tempranas o a problemas intrínsecos durante la lactación como la pérdida excesiva de condición corporal y la aparición de quistes ováricos en cerdas con una lactación pobre. La cubrición tardía produce una mayor probabilidad de descarga vulvar (Kaeoket et al., 2003) y un menor índice de concepción. Además, el efecto del fotoperíodo puede dar lugar a una infertilidad estacional o un retraso en el intervalo destete-estro que puede llegar a ser del 5-10% en verano y otoño (Knox, et al., 2017).

5.2. Ventajas e inconvenientes de la IATF en cerdas nulíparas

Como se ha dicho anteriormente, las cerdas nulíparas son tratadas con protocolos hormonales diferentes de las cerdas múltiparas ya que su ciclo sexual no está todavía sincronizado, por ello está ampliamente utilizado la sincronización del inicio de la fase folicular con altrenogest. La principal desventaja de la inseminación artificial a tiempo fijo en cerdas nulíparas es el alto coste que supone el tratamiento hormonal previo a la inseminación por ello también existen protocolos sin el uso de altrenogest y se basan en la administración de pLH en la submucosa vulvar al inicio del estro y la posterior inseminación a tiempo fijo a las dieciséis horas (Quirino et al., 2019). Sin embargo, el uso de este protocolo de manera práctica es inviable debido a la necesidad de detección de celo múltiples veces al día, hecho que dificulta la tarea del productor.

Si se analizan los parámetros reproductivos que conciernen a la ovulación, la principal ventaja de la inseminación artificial a tiempo fijo en nulíparas, al igual que la explicada anteriormente en múltiparas, es una mayor sincronización de la ovulación en las primeras 24-48h post-tratamiento hormonal (Degenstein, et al., 2008; Marinat-Botté, et al., 2010; Ulguim, et al., 2014; Knox, et al., 2017). Este hecho, además, supone una menor desviación en el tiempo del inicio de los partos y ayuda a tener una mejor homogeneidad de los lotes.

En cuanto a los parámetros que indican el éxito de la inseminación como el índice de concepción, los autores Brüssow, et al., (1996) y Marinat-Botté, et al. (2010) afirman que este es mayor en los protocolos de inseminación artificial a tiempo fijo. Sin embargo, Ulguim, et al. (2014) y Rodrigues, et al. (2020) afirman que una inseminación artificial a las 12h del tratamiento hormonal con pLH produce unos menores índices de concepción que la inseminación artificial convencional debido a la asincronía entre el aumento de LH exógena con la maduración folicular final, hecho que provoca la incorrecta maduración de los folículos y por tanto una menor tasa de ovulación y su consiguiente concepción deficiente.

En cuanto al índice de partos, los autores Rodrigues, et al. (2020) afirman que es menor, pero según Driancourt (2013) y De Rensis, et al. (2016) se demuestra

que son estadísticamente iguales que en la inseminación artificial convencional con detección de estro. Sin embargo, en lo referente al tamaño de la camada, Driancourt (2013) indica que no hay diferencias significativas pero Rodrigues, et al. (2020) afirman una reducción en el tamaño de la camada con unos pesos superiores de los lechones al destete debido a la menor variación en el momento del parto.

6. CONCLUSIONES

Como se ha visto al largo del trabajo, los beneficios de la inseminación artificial a tiempo fijo respecto la inseminación artificial convencional difieren según los estudios y los protocolos hormonales empleados, además de según el estado fisiológico de las cerdas, por ello todavía no está estrictamente claro si debe substituir las técnicas empleadas actualmente en las explotaciones.

Para poder afirmar y recomendar el uso de la IATF a las granjas de cerdo se debería tener claro unas pautas para poder equiparar el rendimiento productivo al de la inseminación artificial convencional. Estas pautas comprenden el riguroso tiempo de administración de los tratamientos hormonales y el correcto manejo de la inseminación además del buen estado de salud de las cerdas, factores importantes que se han ido repitiendo al largo del trabajo.

Sin embargo, es necesario el constante estudio y experimentación para hallar el protocolo hormonal más simple, económico y con mejores resultados reproductivos. Así pues, se necesita el estudio de los protocolos hormonales disponibles en mayor profundidad para poder poner en funcionamiento esta novedosa técnica todavía en desuso.

7. BIBLIOGRAFÍA

- Agriculture, N. T. (2003-2017). *IAEA*. Obtenido de <http://www-naweb.iaea.org/nafa/aph/resources/technology-ai.html>
- Aherne, F., & Kirkwood, R. (1985). Nutrition and sow prolificacy. *J. Reprod. Fertil Suppl.*, 33: 169-83.
- Baroncello, E., Bernardi, M., Kummer, A., Wentz, I., & Bartolozzo, F. (2017). Fixed-time post cervical artificial insemination in weaned sows following buserelin use combined with/without eCG. *Reproduction in Domestic Animals*, 52: 76-82.
- Bennett-Steward, K., Cassar, G., Plante, C., Friendship, R., & Zak, L. (2007). Ovulation induction protocol using equine chorionic gonadotropin and porcine luteinizing hormone in the weaned sow. *Journal of Swine health and Production*, 194-197.
- Brogden, R., Buckley, M., & Ward, A. (1990). Buserelin: A Review of its Pharmacodynamic and Pharmacokinetic Properties, and Clinical Profile. *Drugs*, 39, 399-437.
- Brussow, K., Jochle, W., & Huhn, U. (1996). Control of ovulation with GnRH analog in gilts and sows. *Theriogenology*, 46: 925-34.
- Brüssow, K., Schenider, F., Kanitz, W., Ratky, J., Kauffold, J., & Wähner, M. (2009). Studies on fixed time ovulation induction in the pig. *Control of Pig Reproduction VIII* (págs. 187-195). Nottingham University Press.
- Brüssow, K., Schneider, F., Tuchscherer, A., Ratky, J., Krealing, R., & Kanitz, W. (2007). Luteinizing hormone release after administration of the gonadotropin-releasing hormone agonist Fertilan (goserelin) for synchronization of ovulation in pigs. *Journal of Animal Science*, 85: 129-137.
- Cane, F., Pereyra, N., Cane, V., Patricia, M., & Teijeiro, J. (2019). Improved farrowing rate using intrauterine insemination in sows. *Revista Mexicana de Ciencias Pecuarias*, 10: 583-594.
- Cassar, G., Friendship, R., Zak, L., & Kirkwood, R. (2010). Effect of eCG dose on the estrus response of gilts and weaned sows and effect of the interval between eCG and pLH injections on sow performance. *J. Swine Health Prod.*, 18, 182-186.
- Cassar, G., Kirkwood, R., Poljak, Z., & R.M., F. (2004). Effect of estrogen formulation and site of desposition on fertility of artificially inseminated sows treated with hCG to induce ovulation. *J. Swine Health Prod*, 12: 285-7.
- Cassar, G., Kirkwood, R., Poljak, Z., Bennet-Steward, K., & Friendship, R. (2005). Effect of single or double insemination on fertility of sows bred at an induced estrus and ovulation. *J Swine Health Prod*, 13(5): 254-258.
- Coma, J., & Gasa, J. (2007). *Alimentación de la reposición y de la cerda primeriza*. Departament de Ciència Animal i dels Aliments, UAB.
- Compiani, R., Arioli, E., Zizioli, B., Messina, F., Grossi, S., & Sgoifo Rossi, C. (2018). Use of buserelin acetate for estrus induction of swine. *Large Animal Review*, 24: 223-226.

- de Jong, E., Jourquin, J., Kauffold, J., Sarrazin, S., Dewulf, J., & Maes, D. (2017). Effects of a GnRH analogue (peforelin) on the litter performance of gilts and sows . *Porc Heal Manag.*, 3: 4-9.
- de Jong, E., Kauffold, J., Engl, S., Jourquin, J., & Maes, D. (2013). Effect of a GnRH analogue (Maprelin) on the reproductive performance of gilts and sows. *Theriogenology*, 80: 870-877.
- De Rensis, F., & Kirkwood, R. (2016). Control of estrus and ovulation: Fertility to timed insemination of gilts and sows. *Theriogenology*, 86, 1460-1466.
- Degenstein, K., O'Donoghue, R., Patterson, J., Beltranena, E., Ambrose, D., Foxcroft, G., & Dyck, M. (2008). Synchronization of ovulation in cyclic gilts with porcine luteinizing hormone (pLH) and its effects on reproductive function. *Theriogenology*, 70: 1075-1085.
- Diehl, J., Day, B., & Stevermer, E. (1984). Artificial insemination in swine. *Pig industry handbook North Carolina Cooperative Extension Service*, p. 3-6.
- Dillard, D. (2018). The Effectiveness of and Induced Ovulation Regimen Based on Wean-to-Estrus Interval and Estrous Activity in Sows.
- Driancourt, M. (2013). Fixed time artificial insemination in gilts and sows. Tools, schedules and efficacy . *Soc Reprod Fertil.*
- Driancourt, M., Cox, P., Rubion, S., Harnois-Milon, G., Kemp, B., & Soede, N. (2013). Induction of an LH surge and ovulation by buserelin (as Receptal) allows breeding of weaned sows with single fixed-time insemination. *Theriogenology*, 80: 391-9.
- Estienne, M., Harper, A., Horsley, B., Estienne, C., & Knight, J. (2001). Effects of P.G.600 on the onset of estrus and ovulation rate in gilts treated with Regu-mate. *J. Anim. Sci.*
- Estienne, M., Harper, A., Horsley, B., Estienne, C., & Knight, J. (2001). Effects of P.G.600 on the onset of estrus and ovulation rate in gilts treated with Regu-mate. *J Anim Sci*, 79: 2757-61.
- Fabi, A. (2017). *Use of Triptorelin Acetate for Inducing Ovulation and Facilitating Fixed Time Artificial Insemination of Sows Weaned on Small-Scale and Niche Market Pig Farms*. Suffolk.
- Falceto, M., Duque, C., Alfonso, J., Ciudad, M., & Espinosa, E. (2004). Variaciones fisiológicas de la funcionalidad ovárica en la cerda. *Dialnet*, 82: 11-32. Obtenido de Avparagon: <https://www.avparagon.com/docs/reproduccion/r-041230-4.pdf>
- Falceto, M., Úbeda, J., Mitjana, O., Bonastre, C., Ausejo, R., & Dahmani, Y. (2014). Uso de tratamientos hormonales para el control reproductivo de la cerda. *Suis*, Nº 109.
- Fernandez, L., Diez, C., Ordonez, J., & Carbajo, M. (2005). Reproductive performance in primiparous sows after postweaning treatment with a progestagen. *J Swine Health Prod*, 13: 28-30.
- Flowers, W., & Alhusen, H. (1992). Reproductive performance and estimates of labor requirements associated with combinations of artificial insemination and natural service in swine. *Journal of Animal Science*, 70: 615-621.

- Fontana, D., Ulguim, R., Sbardella, P., Bernardi, M., Wentz, I., & Bortolozzo, F. (2014). Fixed-time post-cervical artificial insemination in sows receiving porcine luteinising hormone at oestrus onset. *Anim Reprod Sci.*, Jan 30;144(3-4):109-14.
- Foxcroft, G., Patterson, J., & Dyck, M. (2010). Improving production efficiency in a competitive industry. *24th Manitoba Swine Seminar. Sharing Ideas and Information for Efficient Pork Production*, (págs. 81-98). Winnipeg, Manitoba.
- Fries, H., Souza, L., Faccin, J., Reckziegel, H., Marimon, B., & Bernardi, A. (2010). Induction and synchronization of ovulation in sows using a gonadotropin-releasing hormone analog (Licerelin). *Anim. Reprod.*, 7:362-6.
- Fuentes, M., Pérez, L., Suárez, Y., & Soca, M. (2006). Características reproductivas de la cerda. Influencia de algunos factores ambientales y nutricionales. *Revista Electrónica de Veterinaria REDVET*.
- García-Vázquez, F., Mellagi, A., Ulguim, R., Hernandez-Caravaca, I., Llamas-Lopez, P., & Bartolozzo, F. (2019). Post-cervical artificial insemination in porcine: the technique that came to stay. *Theriogenology*, 129: 37-45.
- Gardón, J. (2005). sincronización de celos y control de la ovulación en la cerda. Sincronización de celos y respuesta ovárica en la cerda, 2.
- Gawronska, B., Stepień, A., & Ziecik, A. (2000). Role of luteinizing hormone in control of oviductal function. *Reproduction in Domestic Animals*, 53: 129-133.
- Germain, G., Labrecque, J., & Rivest, J. (2019). The effect of timing of a single-dose artificial insemination on sow fertility. *9th European Conference on Precision Livestock Farming*, (págs. 27-33). Cork.
- Gordon, I. (1997). *Controlled Reproduction in Pigs*. Wallingford: Cab international.
- Guthrie, H., Bolt, D., & Cooper, B. (1990). Effects of gonadotropin treatment on ovarian follicle growth and granulosa cell aromatase activity in prepuberal gilts. *J. Anim. Sci.*, 68: 3719-26.
- Hammond D., M. G. (1980). A farrowing management system using cloprostenol to control the time of parturition. *Vet Rec*, 106(4): 72—75.
- Hernández, I., Llamas, P., Izquierdo, M., Soriano, C., Matás, C., Gardón, J., & García, F. (2017). Optimization of postcervical artificial insemination in gilts: Effect of cervical relaxation procedures and catheter type. *Theriogenology*, 90: 147-52.
- Hunter, R. (2002). Vital aspects of fallopian tube physiology in pigs. *Reprod Dom Anim*, 37: 186-190.
- Iziard, M. (1983). Pheromone and Reproduction in Domestic Animals. *Pheromones and Reproduction in mammals*, 253-285.
- Jaqueline, K., Fermo, D., Negri, M., Gonçalves, A., Pandolfo, F., Kummer, R., & da Rosa, R. (2021). Reproductive performance in gilts following applications of different insemination doses and techniques. *Theriogenology*, 160: 26-32.

- Kaeoket, K., Persson, E., & Dalin, A. (2003). Influence of pre-ovulatory insemination and early pregnancy on the infiltration by cells of the immune system in the sow endometrium. *Animal Reproduction Science*, 75: 55-71.
- Kauffold, J., Beckjunker, J., Kanora, A., & Zaremba, W. (2007). Synchronization of oestrous and ovulation in sows not conceiving in a scheduled fixed-time insemination program. *Anim. Reprod. Sci.* , 97: 84-93.
- Kemp, B., & Soede, N. (1996). Relationship of weaning-to-estrus interval to timing of ovulation and fertilization in sows. *L. Anim. Sci.*, 74: 944-9.
- Kemp, B., & Soede, N. (1997). Consequences of variation in interval from insemination to ovulation on fertilization in pigs. *J Reprod Fertil Suppl*, 52: 79-89.
- Kirkwood, R., & Kauffold, J. (2015). Advances in Breeding Management and Use of Ovulation Induction for Fixed-time AI. *Reprod. Dom. Anim.* , 50: 85-9.
- Kirkwood, R., Aherne, F., & Foxcroft, G. (1998). Effect of gonadotropin at weaning on reproductive performance of primiparous sows . *Swine Health Prod*, 6: 51-5.
- Knox, R. (1999). *Technologies for Improving Reproductive Management of the Swine Breeding Herd*. University of Illinois.
- Knox, R. (2014). Impact of swine reproductive technologies on pig and global food production. *Adv Exp Med Biol*, 752: 131-60.
- Knox, R. (2016). Artificial insemination in pigs today. *Theriogenology*, 85: 83-93.
- Knox, R., Rodriguez Zas, S., Slotter, N., McNamara, K., Gall, T., & Levis, D. (2013). An analysis of survey data by size of the breeding herd for the reproductive management practices of North American so farms. *J Anim Sci*, 91: 433-45.
- Knox, R., Rodriguez-Zas, S., Miller, G., Willenburg, K., & Robb, J. (2001). Administration of P.G.600 to sows at weaning and the time of ovulation as determined by transrectal ultrasound. *J Anim Sci*, 79: 796-802.
- Knox, R., Stewart, K., Flowers, W., Swanson, M., Webel, S., & Kraeling, R. (2017). Design and biological effects of a vaginally administered gel containing the GnRH agonist, triptorelin, for synchronizing ovulation in swine. *Theriogenology*.
- Knox, R., Taibl, J., Breen, S., Swanson, M., & Webel, S. (2014). Effects of altering the dose and timing of triptorelin when given as an intravaginal gel for advancing and synchronizing ovulation in weaned sows. *Theriogenology*, 82: 379-86.
- Knox, R., Tudor, K., Rodrigues-Zas, S., & Robb, J. (2000). Effect of subcutaneous vs intramuscular administration of P.G.600 on estrual and ovulatory responses of prepuberal gilts. *J. Anim Sci*, 78: 1732-7.
- Knox, R., Webel, S., Swanson, M., Johnston, M., & Krealing, R. (2017(2)). Effects of estrus synchronization using Matrix® followed by treatment with the GnRH agonist triptorelin to control ovulation in mature gilts. *Animal Reproduction Science*, 185: 66-74.
- Knox, R., Willenburg, k., Rodriguez-Zas, S., Greger, D., Hafs, H., & Swanson, M. (2011). Synchronization of ovulation and fertility in weaned sows treated with intravaginal

- triptorelin is influenced by timing of administration and follicle size. *Theriogenology*, 75 (2): 308-319.
- Kraeling, R., & Webel, S. (2015). Current strategies for reproductive management of gilts and sows in North America. *J. Anim. Sci. Biotechnol*, 6, 1-14.
- Labêta, C., de Vasconcelos, B., & de Mello, M. (2018). Induction of puberty and synchronization of estrus in gilts with eCG and GnRH. *Revista Brasileira de Zootecnia*.
- Langendsijk, P., Bouwman, E., Soede, N., & Kemp, B. (2000). GnRH and hCG synchronise ovulation in sows without pre-treatment with hCG. *J. Reprod. Fertil*, 35 abstr 26.
- Lopez, E. (2009). *La hormona liberadora de las gonadotropinas GnRH y su acción en la reproducción. Monografía*. Veracruz.
- Magapor S.L. (15 de Junio de 2021). *magapor.com*. Obtenido de <https://magapor.com/portfolio-items/cateter-espuma-consin-adaptador/?portfolioCats=38>
- Manjarín, R., Cassar, G., Friendship, R., Garcia, J., Dominguez, J., & Kirkwood, R. (2015). Effect of additional human chorionic gonadotrophin (hCG) on follicular growth and ovulation in gonadotrophin-treated gilts. *Can. J. Vet. Res.*, 79, 210-213.
- Marinat-Botté, F., Venturi, E., Guillouet, P., Driancourt, M., & Terqui, M. (2010). Induction and synchronization of ovulations of nulliparous and multiparous sows with an injection of gonadotropin-releasing hormone agonist (Receptal). *Theriogenology*, 73: 332-42.
- Martinat-Botte, F., Bariteau, F., Badouard, B., & Terqui, M. (1985). Control of pig reproduction in a breeding programme. *J Reprod Fertil*, 33: 211-28.
- Martinat-Botte, F., Bariteau, F., Forgerit, Y., Macar, C., Poirier, P., & Terqui, M. (1994). Control of reproduction with a progestagen-altrenogest (Regumate) in gilts and at weaning in primiparous sows: effect on fertility and litter size (abstract). *Reprod Domest Anim*, 29: 362-5.
- McBride, M., Amezcua, R., Cassar, G., O'Sullivan, T., & Friendship, R. (2019). Combining fixed-time insemination and improved catheter design in an effort to improve swine reproduction efficiency. *Animals*.
- Minitüb GmbH. (15 de Junio de 2020). *Tecnología de Reproducción Animal: Porcino*. Obtenido de <https://www.minitube.com/catalog/es/pc-cateter-postcervical-p5199/>
- Peltoniemi, O., Alm, K., & Andersson, M. (2009). Uterine insemination with a standard AI dose in a sow pool system. *Reproduction in Domestic Animals*, 44(3): 414-8.
- Quirino, M., Pinheiro, A., Santos, J., Ulguim, R., Mellagi, A., & Bortolozzo, F. (2019). Reproductive performance of fixed-time artificial insemination in swine and factors for the technology success. *Ciencia Rural*.
- Riesenbeck, A. (2011). Review on international trade with boar semen. *Reprod Domest Anim*, Sep;46 Suppl 2:1-3.
- Roca, A., Parilla, I., Bolarín, A., Martínez, E., & Rodríguez-Martínez, H. (2016). ¿Podemos mejorar la eficiencia de la IA en porcino? *Anaporc*.

- Roca, J., Caravajal, G., Lucas, X., Vázquez, J., & Martínez, E. (2003). Fertility of weaned sows after deep intrauterine insemination with a reduced number of frozenthawed spermatozoa. *Theriogenology*, 60(1): 77-87.
- Rodrigues, L., Amezcua, R., Cassar, G., O'Sullivan, T., & Friendship, R. (2020). Comparison of Single, Fixed-Time Artificial Insemination in Gilts Using Two Different Protocols to Synchronize Ovulation.
- Rodríguez-Estévez, V. (2010). *El anestro y la infertilidad estacional de la cerda*. Zaragoza: Grupo Asís Biomedica S.L.
- Romo, J., Romo, J., Acuña, O., Güémez, H., Barajas, R., Juárez, F., & Camacho, F. (2009). Efecto de la aplicación de GnRH-análogo después del destete sobre el desempeño reproductivo de la cerda. *Redvet*, 10 nº11.
- Schippers agrícola. (15 de Junio de 2021). *schippersweb.com*. Obtenido de <https://www.schippersweb.com/cat-primeriza-sonda-i-u-tapon-p-500-4502030.html>
- Soede, N., & Kemp, B. (1993). In synchronized pigs, the duration of ovulation is not affected by insemination and is not a determinant for early embryonic survival. *Theriogenology*, 39: 1043-53.
- Soede, N., Langendijk, P., & Kemp, B. (2011). Reproductive cycles in pigs. *Anim Reprod Sci*, 124: 251-8.
- Soede, N., Wetzels, C., Zondag, W., de Koning, M., & Kemp, B. (1995). Effects of time of insemination relative to ovulation, as determined by ultrasonography, on fertilization rate and accessory sperm count in sows. *J. Reprod. Fertil*, 104, 99-106.
- Spencer, K., Purdy, P., Blackburn, H., Spiller, S., Stewart, T., & Knox, R. (2010). Effect of number of motile frozen-thawed boar semen and number of fixed-time inseminations on fertility in oestrus synchronized gilts. *Anim Reprod Sci*, 121: 259-66.
- Stevenson, J., & Britt, J. (1981). Interval of estrus in sows and performance of pigs after alteration of litter size during late lactation. *Journal of Animal Science*, 53: 177-181.
- Stewart, K., Flowers, W., Rampacek, G., Greger, D., Swanson, M., & Hafs, H. (2010). Endocrine, ovulatory and reproductive characteristics of sows treated with an intravaginal GnRH agonist. *Animal Reproduction Science*, 120, 112-119.
- Ternus, E., Vanz, A., Lesskiu, P., Preis, G., Serafini, L., Consoni, W., . . . Cristani, J. (2017). Reproductive performance of gilts submitted to post-cervical artificial insemination. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinaria e Zootecnia*, 69: 777-784.
- Terqui, M., Guillouet, P., Maurel, M., & Martinat-Botté, F. (2000). Relationship between peri-oestrus progesterone levels and time of ovulation by ecography in pigs and influence of the interval between ovulation and artificial insemination (A) on litter size. *Reproduction Nutrition Development*, 40: 393-404.
- Ulguim, R., Fontana, D., Bernardi, M., Wentz, I., & Bortolozzo, F. (2016). Single fixed-time artificial insemination in gilts and weaned sows using pLH at estrus onset administered through vulvar submucosal route. *Theriogenology*, 86: 1072-1080.

- Ulguim, R., Fontana, D., Rampi, J., Bernardi, M., Wentz, I., & Bortolozzo, F. (2014). Use of porcine luteinizing hormone at oestrous onset in a protocol for fixed-time artificial insemination in gilts. *Reproduction in Domestic Animals*, 49: 756-760.
- van Leeuwen, J., Martens, M., Jourquin, J., Driancourt, M., Kemp, B., & Soede, N. (2011). Effects of altrenogest treatments before and after weaning on follicular development, farrowing rate, and litter size in sows. *J Anim Sci*, 89: 2397-406.
- Vangroenweghe, F., Goossens, L., & Jourquin, J. (2016). An evaluation of gonadotropin-releasing hormone analogue administered to gilts and sows on subsequent reproductive performance and piglet birth weight. *Porc Health Manag*, 2:1-7.
- Vázquez, J., Martínez, E., Roca, J., Gil, M., Parrilla, I., Cuello, C., . . . Vázquez, J. (2005). Improving the efficiency of sperm technologies in pigs: the value of deep intrauterine insemination. *Theriogenology*, 63(2): 536-47.
- Waberski, D., Weitze, K., Gleumes, T., Schwartz, M., Willmen, T., & Petzoldt, R. (1994). Effect of time of insemination relative to ovulation on fertility with liquid and frozen boar semen. *Theriogenology*, 42: 831-840.
- Webel, S., & Day, B. (1982). The control of ovulation. *Control of pig reproduction* (págs. 197-210). London: Cole DJA, Foxcroft G., editors.
- Weitze, K., Wagner-Rietschel, H., Waberski, D., Richter, L., & Krieter, J. (1994). The onset of heat after weaning, heat duration, and ovulation as major factors in artificial insemination timing in sows. *Reprod. Dom. Anim.*, 29, 433-443.
- Wiedmann, R. (2010). Advances in sow and gilt management. *London Swine Conference Proceedings* (págs. 53-9). London, Ontario: Focus on the Future.
- Will, K., Silveira, D., Musskopf, M., Mellagi, A., Bortolozzo, F., Kummer, R., & Ulguim, R. (2021). Reproductive performance in gilts following applications of different insemination doses and techniques. *Theriogenology*, 160: 26-32.
- Wood, C., Kornegay, E., & Shipley, C. (1992). Efficacy of altrenogest in synchronizing estrus in two swine breeding programs and effects on subsequent reproductive performance of sows. *Journal Animal Science*, 70: 1357-1364.
- Zak, L., Patterson, J., Hancock, J., Hockley, D., Rogan, D., & Foxcroft, G. (2010). Benefits of synchronizing ovulation with porcine luteinizing hormone in a fixed-time insemination protocol in weaned multiparous sows. *Journal of Swine health and Production*, 125-131.