

**UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA
ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL**



Inseminación artificial en porcinos

POR

ERICK RODRIGUEZ HERNANDEZ

MEMORIA

EXPERIENCIA PROFESIONAL

OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE DE 2016

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

Inseminación artificial en porcinos

POR

ERICK RODRIGUEZ HERNANDEZ

MEMORIA

EXPERIENCIA PROFESIONAL

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL H. JURADO EXAMINADOR COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

APROBADA POR

PRESIDENTE:

MVZ. J. GUADALUPE RODRIGUEZ MARTINEZ

VOCAL:

MVZ. RODRIGO I. SIMON ALONSO

VOCAL:

ING. HECTOR ESTRADA FLORES

VOCAL SUPLENTE:

M.C. SILVESTRE MORENO AVALOS


MC. RAMÓN ALFREDO DELGADO GÓNZALEZ

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE DE 2016

UNIVERSIDAD AUTÓNOMA AGRARIA ANTONIO NARRO
UNIDAD LAGUNA
DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL

Inseminación artificial en porcinos

POR

ERICK RODRIGUEZ HERNANDEZ

MEMORIAS DE EXPERIENCIA PROFESIONAL

QUE SE SOMETE A LA CONSIDERACIÓN DEL COMITÉ DE ASESORÍA COMO
REQUISITO PARCIAL PARA OBTENER EL TÍTULO DE:

MÉDICO VETERINARIO ZOOTECNISTA

APROBADA POR

ASESOR PRINCIPAL:

MVZ. J. GUADALUPE RODRIGUEZ MARTINEZ

MC. RAMÓN ALFREDO DELGADO GONZÁLEZ

COORDINADOR DE LA DIVISIÓN REGIONAL DE CIENCIA ANIMAL



Coordinación de la División
Regional de Ciencia Animal

TORREÓN, COAHUILA

DICIEMBRE DE 2016

Contenido

INTRODUCCION	1
TENDENCIA MUNDIAL	2
1.1.- APARATO REPRODUCTOR DE LA HEMBRA	3
1.2.- OVARIOS	3
1.3.- OVIDUCTOS	4
1.4.- ÚTERO	5
1.5.- VAGINA	6
1.6.- VESTÍBULO Y VULVA	6
1.7.- GLÁNDULAS MAMARIAS	7
II.- APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO	7
2.1.- TESTÍCULOS	8
2.2.- EPIDÍDIMO	9
2.3.- CONDUCTOS DEFERENTES	9
2.4.- PRÓSTATA	10
2.5.- VESÍCULA SEMINAL	10
2.6.- GLÁNDULAS DE COWPER O BULBO URETRALES	11
2.7.- URETRA	11
2.8.- PENE	12
2.9.- PREPUCIO	12
3.1.- PERIODO PRE-PUBERAL	13
3.2.- PERIODO PUBERAL O PUBERTAD	13
3.3.- FACTORES ESTIMULANTES O INHIBITORIOS SOBRE LA LLEGADA DE LA PUBERTAD	14
3.3.1.- GENÉTICOS	14
3.3.2.- AMBIENTALES	14
3.3.3.- ALOJAMIENTO	14
3.3.4.- PRESENCIA DEL MACHO	15
3.3.5.- EDAD	15
3.3.6.- NUTRICIÓN	15
3.3.8.- ESTIMULACIÓN CON HORMONAS EXÓGENAS	16
IV.- CICLO SEXUAL DE LA CERDA	16
4.1.- FASE FOLICULAR: COMPRENDE PROESTRO Y ESTRO	16
4.1.1.- PROESTRO: PERIODO DE CRECIMIENTO FOLICULAR	17

4.1.2.- ESTRO: PERIODO DE MADURACIÓN Y OVULACIÓN DE LOS FOLÍCULOS	17
4.2.- FASE LUTEAL: COMPRENDE METAESTRO Y DIESTRO	18
4.2.1.- METAESTRO: PERIODO DE DESARROLLO DEL CUERPO LÚTEO (CUERPO <i>RUBRUM</i>).....	18
4.2.2.- DIESTRO: PERIODO DE CUERPO LÚTEO	18
4.3.- DINÁMICA FOLICULAR Y LUTEAL DURANTE EL CICLO SEXUAL	19
4.4.- ANESTRO	22
4.5.- CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS DE LOS OVARIOS DE LAS HEMBRAS CÍCLICAS EN CADA UNA DE LAS FASES DEL CICLO ESTRAL	22
4.5.1.- OVARIOS DE HEMBRAS EN ANESTRO PREPUBERAL	22
4.5.2.- OVARIOS DE HEMBRAS EN ANESTRO POS PUBERAL O POS INSEMINACIÓN	23
4.5.3.- OVARIOS DE HEMBRAS EN ANESTRO POS DESTETE	23
4.5.4.- OVARIOS CON SUBACTIVIDAD.....	24
4.5.5.- OVARIOS SUBACTIVOS SIN OVULACIÓN	24
4.5.6.- OVARIOS SUBACTIVOS CON OVULACIÓN (DIESTRO SUBACTIVO).....	24
4.5.7.- HIPOPLASIA OVÁRICA	24
V.- REGULACION HORMONAL DEL CICLO ESTRAL.....	25
5.1.- HORMONA LIBERADORA DE GONADOTROFINAS (GNRH)	26
5.2.- HORMONA FOLÍCULO ESTIMULANTE (FSH).....	26
5.3.- HORMONA LUTEINIZANTE (LH).....	27
5.4.- GONADOTROFINAS NO HIPOFISARIAS	27
5.5.- OXITOCINA	27
5.6.- ESTRÓGENOS (ESTRADIOL-17 BETA).....	28
5.7.- PROGESTERONA (P4)	28
5.8.- PROSTAGLANDINA F2 [∞]	29
5.9.- PROLACTINA	29
5.10.- ANDRÓGENOS	30
5.11.- FACTORES LOCALES QUE REGULAN LA MADURACIÓN FOLICULAR	31
5.11.1.- LA INHIBINA	31
5.11.2.- LA ACTIVINA	31
5.11.3.- LA FOLISTATINA	31
VI.- PUBERTAD DEL MACHO	32
VII.- CONTROL NEUROENDOCRINO DEL MACHO	34
7.1.- FSH.....	34

7.2.- LH o ICSH	34
7.3.- INHIBINA	34
7.4.- TESTOSTERONA	35
VIII.- FACTORES QUE AFECTAN LA CANTIDAD Y CALIDAD DEL EYACULADO	35
8.1.- TAMAÑO DE LOS TESTÍCULOS	35
8.2.- LA EDAD	35
8.3.- LA RAZA Y EL INDIVIDUO	35
8.4.- RITMO DE SERVICIO O RECOGIDA	36
8.5.- FACTORES AMBIENTALES	36
8.6.- ALIMENTACIÓN	37
8.7.- ALOJAMIENTO Y MANEJO	37
IX.- EL VERRACO DONANTE DEBE REUNIR CIERTAS CONDICIONES DE CALIDAD: GENÉTICA, BIOLÓGICA Y SANITARIA.....	38
9.1.- CALIDAD GENÉTICA	38
9.2.- CALIDAD BIOLÓGICA	39
9.3.- CALIDAD SANITARIA.....	39
X.- INSTALACIONES DE UN CENTRO DE INSEMINACION ARTIFICIAL	40
10.1.- ZONA DE ALOJAMIENTO DE VERRACOS	40
10.2.- ZONA DE RECOGIDA.....	41
10.3.- LABORATORIO.....	41
10.4.- LAZARETO	42
10.5.- ALMACÉN DE MATERIAL Y OFICINA DE DIRECCIÓN.....	43
XI.- MÉTODOS DE COLECCIÓN DEL SEMEN	43
11.1.- VAGINA ARTIFICIAL.....	43
11.2.- EL MÉTODO DE ELECTROEYACULACIÓN.....	43
11.3.- RECOLECCIÓN MANUAL DE SEMEN ES EL MÉTODO MÁS COMÚN	43
XII.- LA EYACULACIÓN DEL VERRACO	44
12.1.- LA INICIAL O ANTI ESPERMÁTICA	44
12.2.- SECRECIÓN RICA EN ESPERMATOZOIDES	44
12.3.- POST ESPERMÁTICA	44
XIII.- CONTROL DEL SEMEN EN EL LABORATORIO	45
13.1.- TEMPERATURA.....	45
13.2.- COLOR Y OLOR.....	46
13.3.- VOLUMEN	46

13.4.- MOTILIDAD	47
13.5.- MORFOLOGÍA.....	47
13.6.- CONCENTRACIÓN	48
13.7.- pH.....	49
XIV.- DILUCIÓN DEL SEMEN	49
XV.- PROTOCOLO PARA LA EXTRACCIÓN Y DILUCION DEL SEMEN	51
XVI.- MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL	54
16.1.- INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CERVICAL (IAC), CONVENCIONAL O TRADICIONAL.	54
16.2.- INSEMINACIÓN ARTIFICIAL TRANSCERVICAL (IAT), POST CERVICAL (IAPC) O INTRAUTERINA (IAIU)	54
16.3.- INSEMINACIÓN ARTIFICIAL INTRATUBARICA (IAIT) O INTRAUTERINA PROFUNDA (IAIUP).....	55
16.3.1.- VENTAJAS DE LA IAIU Y IAIUP SOBRE LA IAC.....	56
16.3.2.- DESVENTAJAS DE LA IAIU Y IAIUP	57
XVII.- VENTAJAS DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL SOBRE LA MONTA NATURAL.....	59
17.1.- VENTAJAS ZOOTÉCNICAS.....	59
17.2.- VENTAJAS SANITARIAS.....	60
17.3.- VENTAJAS DE MANEJO	60
XVIII.- DESVENTAJAS Y/O LIMITACIONES DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CON RESPECTO A LA MONTA NATURAL	60
XIX.- SEMEN CONGELADO PARA LA INSEMINACION ARTIFICIAL	61
XX.- ¿EN QUÉ MOMENTO INSEMINAR?	62
XXI.- METODOLOGIA DE LA APLICACIÓN DEL SEMEN	63
XXII.- PRINCIPALES ENFERMEDADES DE INTERES REPRODUCTIVO.....	65
22.1.- CIRCOVIRUS PORCINO TIPO 2 (PCV2).....	65
22.2.- SÍNDROME REPRODUCTIVO Y RESPIRATORIO PORCINO (PRRS).....	66
22.3.- PARVOVIRUS PORCINO PPV	66
22.4.- METRITIS: (INFECCIÓN DEL TRACTO UTERINO)	67
22.5.- MASTITIS: (INFECCIÓN DEL SISTEMA MAMARIO)	67
22.6.- COMPLEJO MASTITIS - METRITIS - AGALACTIA	68
22.7.- LEPTOSPIROSIS	68
BIBLIOGRAFIA	69

INTRODUCCION

La inseminación artificial (IA) es una biotecnología de la reproducción de primera generación que consiste en la introducción de semen diluido (Torrentes M.R.A. y col., 2013), por medio de instrumentos adecuados y en el momento oportuno, en el lugar más óptimo del aparato genital femenino (Padilla P.M. 2007). De acuerdo con la ONU, la carne de cerdo es la más consumida en el mundo y es responsable de más del 35% de la ingesta. (Yeste M. 2016). La Porcicultura en México es una de las principales actividades económicas del subsector pecuario, el consumo de carne de cerdo ocupa el 3º lugar a nivel nacional y representa la actividad productiva con mayor captación de la producción de granos forrajeros (German A.C. y col., 2005). El uso de las tecnologías en la producción porcina en los últimos veinte años, se ha logrado gracias a el manejo de las explotaciones, el refuerzo de la bioseguridad (bloquea transmisión de enfermedades infecciosas o parasitarias) y sobre todo, al colaborar en la transmisión y expansión del material genético de forma rápida, segura y eficiente. Actualmente, se aplica en el 100% de las explotaciones. Además, la aceptación está proporcionando un enorme estímulo para el desarrollo de otras tecnologías como la congelación de dosis seminales, sexaje de espermatozoides, transferencia embrionaria, etc. (Roche A. y col., 2014). Hoy en día, el éxito obtenido es el resultado de años de investigación y educación procedentes de universidades, gobiernos, empresas comerciales, y las operaciones de producción, con revistas y sitios de Internet que ayudan a la educación con la difusión de información en todo el mundo (Knox R.V. 2015).

TENDENCIA MUNDIAL

La población mundial es de 6,4 mil millones de personas aproximadamente y está en constante crecimiento. En este contexto, existe la expectativa de que llegará a 8,1 mil millones en 2030 y 9 mil millones en 2050. En los próximos 25 años, este crecimiento de la población exigirá un cierto aumento del 50% en la producción de alimentos. Por lo tanto, se requerirá que el mundo aumente un 53% en la producción de carne, por lo anterior hay que elevar de 367 a 562 millones de toneladas. El aumento del consumo per cápita, que está previsto en 19.1Kg por habitante en 2030. Según los datos de ABIPECS (2011), China lidera el ranking mundial al producir anualmente alrededor de 50 mil toneladas de carne, seguido por la Unión Europea, Estados Unidos y Brasil (22.250, 10.052 y 3.170, respectivamente). Esta alta producción, básicamente, se produjo por el desarrollo y la adopción de nuevas tecnologías en prácticamente todas las áreas, como la genética, nutrición, manejo, sanidad y reproducción. Sin lugar a dudas, en la zona de reproducción, la inseminación artificial (AI) representa un enorme progreso en la producción de la especie porcina (Paulino Da Costa *and col.*, 2011).

I.- REVISION DE LITERATURA

1.1.- APARATO REPRODUCTOR DE LA HEMBRA

El aparato reproductor de la cerda presenta dos ovarios en forma de racimos de uva, que son capaces de madurar un gran número de folículos, la bolsa ovárica es bien desarrollada y encierra completamente al ovario, el oviducto se divide en tres partes y es donde se lleva a cabo la fecundación de los óvulos, el útero es bicornual, los cuernos son largos y el cuerpo es corto, el cérvix es más largo que el cuerpo del útero y los anillos cervicales tienen forma de espiral, la vagina es larga y es la que comunica al cérvix con la vulva. Por su parte, sólo la vagina y el vestíbulo vaginal se alojan en la cavidad pelviana, ya que otros órganos genitales como los ovarios, las trompas uterinas y el útero, quedan topografiados en la cavidad abdominal (Torrentes M.R.A. y col., 2013). Por otro lado el canal pelviano es un conjunto formado por huesos y ligamentos que prolonga hacia atrás la cavidad abdominal y contiene algunos órganos genitales femeninos y por donde pasa el feto en el momento del parto, este mide 10-15 cm el sacro-púbico y 6-10 cm el iliaco (Roberts S.J. 2005).

1.2.- OVARIOS

La cerda presenta dos ovarios en forma de racimos de uva, tienen una forma irregular característica por la presencia de gran número de folículos y cuerpos lúteos, se encuentran ubicados en la cavidad abdominal, pueden estar situados en el borde lateral de la entrada pelviana o cerca de ella como en la vaca, pero su posición es muy variable en la hembra que ha concebido muy joven y pueden estar a unos 2.5 a 5 cm caudales al riñón (Dyce K.M. *et al.*, 1999), adheridos y sostenidos en la parte dorsal y lateral por parte del ligamento ancho llamado mesovario, están escondidos en la bolsa ovárica (Torrentes M.R.A. y col., 2013), su tamaño es de 4 x 2.5 x 2.5 (López M.C.R. 2010) estos aumentan

a medida que el animal envejece. La función de los ovarios es la producción de las hormonas sexuales (estrógenos y progesterona) y las células sexuales (ovocitos). Cuando la cerda está en celo libera varios ovocitos (Germán A.C. y col., 2005), suelen producir 10-15 óvulos en cada periodo de celo y en cerdas multíparas unos 17 ovocitos (Torrentes M.R.A. y col., 2013). Sin embargo, al nacimiento posee una potencialidad de ovocitos de 50,000 a 150,000 (Mellisho E. 2010). Por otro lado en las hembras en anestro verdadero son siempre inactivos (Falceto R.V. 2008).

1.3.-OVIDUCTOS

Son dos conductos sinuosos de forma tubular que miden de 15 a 30 cm (aproximadamente 20cm) de longitud y se inicia por medio de un gran orificio situado en el interior de la bolsa ovárica y orientada hacia el ovario, su curso continúa por el mesosalpinx (Dyce K.M. *et. al.*, 1999); lo componen las fimbrias, infundíbulo, ampolla, istmo y unión uterotubárica. La función es captar al ovulo después de la ovulación y llevarlo al interior donde se va a llevar a cabo la fecundación (Torrentes M.R.A. y col., 2013). También secreta iones de lactato, piruvato, sodio y calcio al momento de la ovulación y concentración de estrógenos para mantener los requerimientos del ovocito recién ovulado, favoreciendo la capacidad espermática de fecundar y así atender las necesidades metabólicas del embrión recién formado (López M.C.R. 2010). Por otro lado la obstrucción de la trompa con la presencia de hidrosalpinx es la causa más frecuente de infertilidad de la cerda (Dyce K.M. *et. al.*, 1999).

1.4.-ÚTERO

El útero de la cerda consta de un cuello o cérvix, un cuerpo y dos cuernos en conjunto mide de 53 cm en primíparas y 169cm en múltiparas. El cuello o cérvix tiene una forma tubular mide de 10 a 24cm con una luz tortuosa, su consistencia es dura (tejido conjuntivo rico en fibras colágenas), la estructura interna o anillos tienen forma de espiral, donde se fija o atornilla el pene del semental o en su caso la cánula(López M.C.R. 2010). El cuerpo del útero es corto de forma tubular mide de 3 a 5cm aproximadamente, su función es transportar los espermatozoides los cuales sufren absorción y fagocitosis, la pared uterina se reviste de una mucosa glandular (endometrio) bajo la cual se extiende la capa de musculo liso (miometrio) y encima un revestimiento del peritoneo se encargan de la contracción uterina, también produce $PGF_2\alpha$ la cual ingresa al torrente sanguíneo en alta concentración, esta se difunde desde la vena útero ovárica a la arteria ovárica y es transportada directamente al ovario y causa luteolisis del cuerpo lúteo(Mellisho E. 2010). Los cuernos uterinos están situados cranealmente a la entrada de la pelvis, a medio camino entre el techo y el suelo de la cavidad abdominal, y están suspendidos por ligamentos anchos, son extremadamente largos, libremente móviles, flexuosos formando numerosas asas que se confunden con el intestino delgado. En la hembra no preñada pueden medir 1,2 a 1,5 m de largo, que durante la gestación avanzada puede llegar a duplicarse. La extremidad de los cuernos se adelgaza para acomodarse al diámetro de las trompas uterinas(Sisson S. and Grossman J.D. 1982). Su función es la capacidad de los espermatozoides para la fecundación y proveer de medio ambiente para el embrión y crecimiento del feto(Mellisho E. 2010).

1.5.-VAGINA

La vagina mide de 10 a 12 cm de largo en una cerda de tamaño mediano (Sisson S. and Grossman J.D. 1982). Es la porción del conducto del parto situada en la cavidad pelviana, entre el útero por delante y el vestíbulo caudalmente, está formada de epitelio escamoso estratificado después se extienden las capas musculares una interna circular de fibras lisas y una externa longitudinal, sirve como receptáculo del pene del macho durante la copula (López M.C.R. 2010), también posee glándulas que secretan lubricación y glándulas que secretan feromonas (Mellisho E. 2010).

1.6.-VESTÍBULO Y VULVA

El vestíbulo tiene unos 7,5 cm de largo (Sisson S. and Grossman J.D. 1982), se localiza entre la vagina y la vulva, la unión de estas marca la presencia del orificio uretral externo así como un pliegue inmediatamente craneal llamado himen (López M.C.R. 2010). La vulva es un órgano sensorial notándose en la porción externa de los genitales de la hembra extendidos desde el vestíbulo al exterior (Mellisho E. 2010), los labios son gruesos y están cubiertos con un tegumento que forman arrugas. La comisura dorsal es redonda, pero la ventral se prolonga formando una larga proyección aguda, no olvidando el clítoris aunque mide unos 6 cm de longitud, es escasamente visible, formando una proyección aguda de la que se extiende a cada lado lateralmente y hacia atrás un pliegue mucoso (Torrentes M.R.A. y col., 2013). Las cerdas jóvenes con una vulva infantil son bastante abundantes, pero igualmente indeseables para mantenerlas como hembras de reposición para reproductoras en el colectivo de la explotación, puesto que esta característica defectuosa suele ser también indicativa de un escaso desarrollo del aparato genital con posibilidades considerables de infertilidad (Dyce K.M. *et. al.*, 1999).

1.7.-GLÁNDULAS MAMARIAS

Las glándulas mamarias se encuentran ubicadas en machos y hembras de manera paralela a la línea media ventral, y su número varía entre 6 – 7 pares, como en la perra, siendo las más productivas las ubicadas cerca del tórax. La función es proveer leche a las crías, cada pezón tiene comúnmente dos orificios (Sisson S. and Grossman J.D. 1982). La estructura y el funcionamiento de las glándulas son muy similares a las de la vaca.

Composición química de la leche de cerda

Grasa	6.8%
Proteínas	6.2%
Lactosa	4-0%
Cenizas	1.0%

(Germán A.C. *y col.*, 2005). La presencia de glándulas anormales en la etapa de lactancia se manifiesta con mamas invertidas, juveniles o apiñonadas; glándulas calientes, rojas, hinchadas, dolorosas; leche anormal (Straw E. B. *et. al.*, 1999).

II.- APARATO REPRODUCTOR DEL MACHO

Los principales órganos internos son los testículos, el epidídimo, los conductos deferentes y las glándulas accesorias. El pene por su parte, es un órgano externo, junto

con el escroto que es el saco que envuelve los testículos (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013), está situado a corta distancia del ano y no está tan definido como en otras especies (Sisson S. and Grossman J.D. 1982).

2.1.- TESTÍCULOS

Los testículos son muy grandes y tienen un contorno regularmente elíptico. Están situados de forma que el eje mayor se dirige dorsal y caudalmente, su borde libre es superficial y la cabeza del epidídimo es la parte más alta. Son, comparativamente, blandos en cuanto a su textura (Sisson S. and Grossman J.D. 1982). Cubiertos por el escroto en el exterior del cuerpo (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013), lo que les permite mantener una temperatura 3-4°C por debajo de la del organismo (Sánchez R. M. 2007). Órganos primarios de la reproducción del macho (Mellisho E. 2010) y son proporcionalmente mayores en el cerdo que en otras especies, la masa testicular está relacionada positivamente con una mayor capacidad de producción de espermatozoides. Cada uno consta de una masa de tubos seminíferos, las células de Sertoli son células especializadas implicadas en la maduración del espermatozoide y en la producción de hormonas. También están situadas las células intersticiales de Leydig, la sangre, los vasos linfáticos y los nervios. Las interacciones entre las células de Sertoli y de Leydig regulan virtualmente cada aspecto la función reproductiva masculina (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013). Rodeados de una firme cápsula fibrosa llamada túnica albugínea. De esta avanzan hacia el interior varios tabiques fibrosos que en su conjunto sostienen a los túbulos, estos se unen en el centro de la glándula para formar un cordón fibroso llamado mediastino testicular (López P.A. 2013). Por lo tanto las funciones son la producción de las hormonas masculinas (testosterona), y la producción de espermatozoides. Estos

luego de madurar en el epidídimo, pasan a los conductos deferentes para su eyaculación. Antes de llegar al pene, se mezclan con fluidos producidos por las glándulas accesorias como las glándulas seminales y la próstata para formar el eyaculado (Germán A.C. y *col.*, 2005).Prácticamente todos los machos son castrados cuando tienen de dos a cuatro semanas para asegurar que no llegue al mercado la carne con determinados olores o sabores no agradables(Dyce K.M. *et. al.*, 1999).

2.2.- EPIDÍDIMO

El epidídimo está íntimamente unido al testículo (Sisson S. and Grossman J.D. 1982),se forman eventualmente un solo conducto doblado por los conductos deferentes en forma de red, es también de grandes dimensiones, presenta un conducto epididimario enormemente largo y flexuoso (17-18 metros), que se evidencia por transparencia del mesepidídimo que lo envuelve. Este es similar a los túbulos seminíferos, se enrosca sobre sí mismo varias veces diferenciándose en tres secciones distintas: cabeza, cuerpo y cola (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013). Aquí se almacenan y maduran los espermatozoides, que constituirán el semen junto con el líquido seminal producido por las vesículas seminales, glándula prostática y bulbouretrales, cuya misión es nutrir y transportar a los espermatozoides (Sánchez R. M. 2007). Ahora bien la cabeza del epidídimo está aplicada al mismo polo del testículo por donde penetran nervios y vasos (López P.A. 2013).

2.3.- CONDUCTOS DEFERENTES

El conducto deferente en su parte testicular, es flexuoso y está íntimamente unido a la túnica vaginal; no existe una ampolla distintiva. El musculo cremaster está bien desarrollado y se extiende hasta la mitad de la pared escrotal de la túnica (Sisson S. and

Grossman J.D. 1982). Una vez que ha penetrado en la cavidad abdominal, el conducto deferente gira abruptamente en sentido dorsomedial para desaparecer entre la vejiga de la orina y las glándulas vesiculares. Sin aumentar su diámetro para formar ampollas, los conductos deferentes derecho e izquierdo convergen dorsalmente a la uretra, perforan el cuerpo de la próstata y desembocan en una pequeña elevación en la uretra pélvica (Dyce K.M. *et. al.*, 1999). Es un tubo grueso y musculoso, a través del cual el espermatozoide es transportado desde la cola del epidídimo a la uretra, en este punto convergen las estructuras del sistema genital del verraco con la zona urinaria justo antes de la vejiga. (Torrentes M.R.A. *y col.*, 2013). Su función es almacenar y transportar los espermatozoides (Mellisho E. 2010).

2.4.- PRÓSTATA

La próstata está formada por dos partes como en el bovino. El cuerpo mide 2,5 cm de ancho y cubre el cuello de la vejiga y la uretra en su unión. Esta oculta por las glándulas vesiculares (Sisson S. and Grossman J.D. 1982). Su cuerpo encajado en la capa del músculo que rodea la uretra pélvica. Las secreciones emitidas durante la eyaculación son sobre todo alcalinas y contienen calcio, fosfatasa ácida y fibrinolisisina. La función primaria es neutralizar las secreciones vaginales ácidas. Pese a su menor desarrollo aparente, es la glándula genital accesoria que aporta una mayor cantidad de líquido seminal al eyaculado (50-75%) (Torrentes M.R.A. *y col.*, 2013).

2.5.- VESÍCULA SEMINAL

Las glándulas vesiculares son muy grandes (miden 12 a 15 cm de largo, 5 a 8 cm de ancho y 4 a 5 cm de grueso) y se extienden dentro de la cavidad abdominal. Se tratan

de masas piramidales de tres lados que cubren la parte caudal de la vejiga y el uréter, el conducto deferente, el cuerpo de la próstata, la parte craneal de la uretra y las glándulas bulbouretrales (Sisson S. and Grossman J.D. 1982). Aparecen a menudo con un color anaranjado. Son responsables de aportar la mayoría de fluido al semen. Además, secretan grandes cantidades de fructosa y de ácido cítrico así como inositol, ergotionina, varios aminoácidos y glicerilfosforilcolina (Mellisho E. 2010). La mayoría de estos compuestos son utilizados como substratos de energía por los espermatozoides del eyaculado (Torrentes M.R.A. y col., 2013).

2.6.- GLÁNDULAS DE COWPER O BULBOURETRALES

Las glándulas bulbouretrales son muy grandes y densas. Tienen forma ligeramente cilíndrica y asientan a los lados y sobre los dos tercios caudales de la uretra pelviana. En los verracos grandes miden aproximadamente 12 cm de longitud y de 2,5 a 3 cm de ancho (Sisson S. and Grossman J.D. 1982). La función es producir un lubricante viscoso (Mellisho E. 2010), en forma de gel (tapioca) característica del eyaculado del verraco (Torrentes M.R.A. y col., 2013).

2.7.- URETRA

Órgano común al sistema urinario y genital, sirve para evacuar la orina y el semen (Mellisho E. 2010).

2.8.- PENE

En el verraco, tiene forma de una espiral en sentido de las agujas del reloj, muy inervado, está formado por la porción extra pelviana de la uretra y tres cuerpos cavernosos que rodean a la uretra, cuando está en reposo, está contraído y forma un doblez característico de "S" llamado flexura sigmoidea. En este estado se localiza en el prepucio. Por otro lado su base (raíz) se sitúa en el arco isquiático, los pilares y el bulbo están cubiertos en la superficie por los respectivos músculos isquio cavernosos y bulbo esponjosos. El cuerpo incluye la uretra peneana, rodeada de escaso tejido esponjoso, y un cuerpo cavernoso de situación dorsal, esto quiere decir que es fibroelástico, relativamente fino y que en estado flácido alcanza una longitud aproximada de 60cm. En el extremo de la porción libre se sitúa el glande, con una capacidad bastante limitada de erección por lo cual se debe estimular correctamente para que ocurra la eyaculación (Torrentes M.R.A. y col., 2013). En su parte distal, la uretra se abre al exterior mediante un orificio poco prominente para que pase la orina al exterior (Mellisho E. 2010).

2.9.- PREPUCIO

Es una invaginación de la piel bastante más largo que la parte libre del pene a la que aloja (Mellisho E. 2010). En el techo de la cavidad prepucial se sitúa un estrecho orificio por el que se accede al divertículo prepucial. También tiene numerosas glándulas las cuales forman dos amplias cavidades que acumulan un líquido muy maloliente (esmegma) mezcla de orina y secreciones cutáneas en descomposición. Este líquido suele vaciarse para lubricar el pene antes de la cópula por acción del músculo prepucial craneal. Su contenido en feromonas induce una reacción de inmovilidad en las cerdas en celo, a la vez que actúa como marcador territorial (Torrentes M.R.A. y col., 2013).

III.- PUBERTAD DE LA HEMBRA

La pubertad tiene dos periodos: periodo pre-puberal y puberal.

3.1.- PERIODO PRE-PUBERAL

En la cerda, el periodo pre-puberal es una fase poco estudiada, pero como en la mayoría de los mamíferos, el funcionamiento de los órganos que actúan, ovario y complejo hipotálamo-hipofisario, empieza en la vida fetal. Se ha demostrado que existen descargas pulsátiles de la hormona gonadotropa LH desde las primeras semanas de vida. La presencia de estas pulsaciones indica una preparación evidente de la pubertad desde el segundo mes de vida (Kubus, 2010).

3.2.- PERIODO PUBERAL O PUBERTAD

El origen de la palabra pubescere “cubrirse con pelo” (pelo púbico, axilar y en piernas y barba en humanos)(Cavestany D. 2015).En la cerda coincide con la primera aparición del estro y la ovulación, acompañada por la receptividad sexual del macho a una edad entre 140 y 180 días(5-6 meses)(Kubus, 2010).

3.3.- FACTORES ESTIMULANTES O INHIBITORIOS SOBRE LA LLEGADA DE LA PUBERTAD

3.3.1.- GENÉTICOS

La raza (pequeñas más precoces) (Kubus, 2010) y dentro de ella ciertas líneas tienden a tardar más tiempo como por ejemplo la Duroc o Hampshire (Martínez G.R.G. 1998). La heterosis: (las cerdas cruzadas presentan el ciclo estral 4 semanas antes) (Fuentes C.M. y col., 2006).

3.3.2.- AMBIENTALES

Las cuerdas sucias o con fosas llenas tienen efecto negativo sobre el inicio de la pubertad, debido principalmente a las altas concentraciones de gases que interfieren con la feromona del macho (Kubus, 2010). Las altas temperaturas provocan un acortamiento de los calores en esta especie, especialmente en los meses de verano (Fuentes C.M. y col., 2006).

3.3.3.- ALOJAMIENTO

Las cerdas criadas individualmente son púberes aproximadamente 15 días más tarde que las criadas en grupo (Kubus, 2010). El cambio de corral puede ser una de las prácticas que estimulen la pubertad, así como el llamado efecto de transporte, el cual consiste en que al llevar a las hembras de una granja a otra, muchas de ellas presentan celo de 3 a 7 días después del movimiento, lo que es una respuesta del hipotálamo por medio de mecanismos neuroanatómicos a un efecto medio ambiental (Martínez G.R.G. 1998).

3.3.4.- PRESENCIA DEL MACHO

Interesa el contacto con el verraco, a través de su hormona, feromona 3 androstenol (Kubus, 2010) secretada por la glándula submaxilar, esta hormona empieza a acumularse apreciablemente entre los 8 y 10 meses de vida y marca la efectividad de un verraco joven y uno adulto (Martínez G.R.G. 1998).

3.3.5.- EDAD

Una cerda inicia la pubertad a una edad entre 140 y 180 días (5-6 meses) (Kubus, 2010). El aparear a una cerda muy joven, por ejemplo a los 6 meses de vida tienen la ventaja de incorporarla rápido a la línea de producción, lo que permite ahorrar alimento, sin embargo puede ocasionar un desgaste excesivo durante la primera lactancia y la presentación de anestro posterior al destete, con un incremento en el intervalo de pariciones y hasta el desecho de la cerda. Por el contrario el aparear a una cerda de más de siete meses de vida puede ser caro para el productor, pero difícilmente la cerda tendrá problemas con su condición corporal y se mantendrá en la línea de producción por muchos partos (Martínez G.R.G. 1998).

3.3.6.- NUTRICIÓN

Existe una estrecha relación con el consumo energético, altos niveles permiten la aparición temprana de la pubertad (Kubus, 2010).

3.3.7.- PESO VIVO

La pubertad de la cerda tiene estrecha relación con su peso corporal, alrededor de 100 a 130 kg (Martínez G.R.G. 1998).

3.3.8.- ESTIMULACIÓN CON HORMONAS EXÓGENAS

Mediante tratamientos gonadotropicos o estrogenicos (Kubus, 2010).

IV.- CICLO SEXUAL DE LA CERDA

La cerda es un animal poliéstrico que en condiciones favorables manifiesta su actividad sexual a lo largo de todo el año. Su ciclo estral es aproximadamente de 21 días con un rango de 15 a 28 días (Fuentes C.M. y col., 2006), aunque el rango varía de 18 a 24 días (Castañeda M.J. y Cadena F.O. 2008). Según (Kubus, 2010) comprende dos fases: folicular y luteal.

4.1.- FASE FOLICULAR: COMPRENDE PROESTRO Y ESTRO

La fase folicular dura desde el término de la luteolisis e inicio del crecimiento folicular (día 14-16) hasta la ovulación y formación posterior de nuevos cuerpos lúteos (Kubus, 2010), El desarrollo folicular es un fenómeno continuo desde el folículo antral hasta que finaliza en una de las dos vías: ovulación o atresia. Dependiendo de las especies, sólo uno o unos pocos folículos de los que comienzan su crecimiento en cada ciclo sexual alcanzan el tamaño preovulatorio y ovulan, la mayoría de los folículos se atresian antes de la ovulación. Las células de la capa granulosa del folículo son las encargadas de producir estrógenos y progesterona; las células de la teca producen andrógenos. Las hormonas esteroideas más importantes producidas por los folículos son los estrógenos, observando un aumento de estradiol desde 6 pg/ml hasta 20 pg/ml entre el día -6 y el -2,5 del ciclo y posteriormente un pico de hasta 44 pg/ml (Falceto M.V. y col., 1992).

4.1.1.- PROESTRO: PERIODO DE CRECIMIENTO FOLICULAR

Esta fase dura 2 a 3 días y las hembras comienzan a montarse entre sí, sin aceptar al macho. Comienzan a reflejarse síntomas externos como enrojecimiento vulvar y secreciones. En algunas hembras esta fase se puede prolongar hasta por 4 días. Internamente se desarrolla el folículo terciario en el ovario, incrementándose la secreción estrogénica e iniciándose la preparación de los órganos tubulares y de la vulva con su tumefacción característica (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013).

4.1.2.- ESTRO: PERIODO DE MADURACIÓN Y OVULACIÓN DE LOS FOLÍCULOS

El mismo dura de 2 a 5 días, existiendo inflamación vulvar, pueden presentarse secreciones mucosas en la comisura de la vulva, la hembra gruñe con frecuencia, come poco y se muestra inquieta, se puede mostrar agresiva y lo más característico es el reflejo de inmovilidad o de quietud (lordosis del 95 % con la presencia del semental y 50% cuando lo realiza una persona), el cual es aprovechado para la monta o inseminación artificial (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013). Entre 26 y 40 horas de haber comenzado el celo debe ocurrir la ovulación, es la fase más importante del ciclo estral porque es el momento en que se realiza el apareamiento (Castañeda M.J. y Cadena F.O. 2008).

De manera análoga, es posible controlar el desarrollo folicular en cerdas adultas y cerdas jóvenes con el uso de hormonas incluyendo el altrenogest progestágeno, GnRH, eCG, hCG, y la hormona luteinizante (LH). Estas hormonas se pueden utilizar para desarrollar protocolos para el control del estro con inseminación artificial programada para la detección del estro o para controlar el estro y la ovulación con inseminación a

tiempo fijo sin el requisito de la detección del estro (De Rensis F. and Kirkwood R.N. 2016).

Recientemente, se utiliza la termografía infrarroja para detectar cambios en la temperatura de la piel vulvar (VST) de las cerdas durante el período periovulatorio. Otros autores han encontrado una relación entre la resistencia eléctrica de la mucosa vaginal y el día del estro (Simoes G.V. *et. al.*, 2014).

4.2.- FASE LUTEAL: COMPRENDE METAESTRO Y DIESTRO

La fase luteal se caracteriza por la presencia del cuerpo lúteo, que es una mini glándula endocrina, desarrollada a partir de la pared folicular después de la ovulación (Kubus, 2010).

4.2.1.- METAESTRO: PERIODO DE DESARROLLO DEL CUERPO LÚTEO (CUERPO RUBRUM)

Esta fase dura alrededor de 4-5 días, momento en que se organiza el cuerpo lúteo y comienza la producción de progesterona. Disminuye la hiperemia de las mucosas y la secreción de las glándulas en ellas, desapareciendo gradualmente hasta su totalidad el reflejo de inmovilidad (Torrentes M.R.A. *y col.*, 2013).

4.2.2.- DIESTRO: PERIODO DE CUERPO LÚTEO

Dura alrededor de 9 días, con predominio de producción de progesterona, si no ocurre la gestación al final comienza la regresión del cuerpo lúteo disminuyendo el nivel en progesterona circulante en sangre, comenzando la maduración de nuevos folículos y con ello el inicio de un nuevo ciclo estral (Torrentes M.R.A. *y col.*, 2013).

4.3.- DINÁMICA FOLICULAR Y LUTEAL DURANTE EL CICLO SEXUAL

Las funciones principales del ovario son la producción cíclica de ovocitos (gametogénesis) para su fecundación y la producción de hormonas esteroides (esteroidogénesis) con la frecuencia equilibrada para mantener el desarrollo del aparato genital, facilitar la migración del embrión joven y asegurar su implantación exitosa y el desarrollo en el útero. El folículo, tras la ovulación y liberación del ovocito hacia el oviducto, evoluciona a cuerpo rubrumy después a cuerpo lúteo, produciendo éstos los niveles hormonales necesarios para el mantenimiento de la gestación en el útero. Si no hay gestación o ésta ha finalizado, el cuerpo lúteo evoluciona a cuerpo albicans y termina por desaparecer.

El tamaño y el peso del ovario varían según la fase del ciclo estral en asociación con el crecimiento de los cuerpos lúteos. En este apartado vamos a explicar lo que ocurre en el ovario durante cada uno de los 21 días del ciclo sexual, diferenciando la población de crecimiento folicular y la de desarrollo luteal.

Días 1-2 del ciclo sexual (estro)

Durante la fase de estro se produce el crecimiento folicular terminal hasta folículo maduro preovulatorio. Varios folículos aparecen prominentes y turgentes sobre el ovario con gran desarrollo de la cavidad folicular y a simple vista se pueden observar aparentes fusiones foliculares. Los folículos presentan un reticulado vascular fino en la superficie y pueden existir hemorragias intrafoliculares. Su pared es transparente y deja ver un fluido de color pajizo. En muchas ocasiones podemos identificar una zona que indica el futuro punto de ovulación (estigma o papila a vascular). El tamaño del folículo maduro oscila entre 7-12 mm. En el ovario de estro existen también cuerpos albicans como restos de

los cuerpos lúteos del ciclo anterior que están todavía disminuyendo de tamaño. Si hiciéramos una determinación hormonal en este momento observaríamos la mínima producción de progesterona.

Día 3 (metaestro)

En el ovario encontramos folículos a punto de ovular y cuerpos rubrum recién ovulados que están organizando el coagulo que ha quedado tras la ruptura de los folículos. Los cuerpos rubrum o hemorrágicos presentan aspecto colapsado, forma cónica y color rojo oscuro y en ellos se aprecia el punto por el que ovulo el folículo.

Día 4 (metaestro)

Los cuerpos rubrum son voluminosos y tienen consistencia y color semejante al hígado y en ellos se aprecia todavía el punto de ovulación.

Días 5-14 del ciclo sexual (fase luteal progresiva)

Días 5-6. Los cuerpos rubrum/lúteos van creciendo y presentan un color rojo vino o púrpura oscuro y una superficie muy vascularizada.

Días 6-8. Los cuerpos lúteos ya de 8-11 mm presentan un aspecto carnoso y un color púrpura brillante. La superficie está muy vascularizada y desaparece el punto de ovulación. Solo queda un coagulo muy pequeño y escaso líquido amarillento en el centro.

Días 8-10. Se alcanza el máximo peso ovárico y los valores máximos de progesterona en la determinación hormonal.

Día 12-14. Se produce el reconocimiento maternal de la gestación, manteniéndose los cuerpos lúteos activos durante la gestación hasta el parto. Los cuerpos lúteos alcanzan 10-15 mm y la máxima vascularización. Desaparece el coagulo central aunque puede quedar algo de líquido hasta el día dieciocho. En caso de no gestación, se produce el reclutamiento de los folículos que van a ovular en el estro siguiente. Los folículos más

grandes y los que más estrógenos producen durante la selección son los destinados a ovular, mientras que los más pequeños y los menos activos estrogénicamente se transformaran en atrésicos, de manera que los folículos menores de 4 mm comienzan la atresia el día 14 y los folículos mayores de 4 mm continúan su crecimiento a ritmo de 1 mm/día hasta el día 19.

Días 15-16 del ciclo sexual (fase luteal regresiva)

En la fase luteal regresiva se producirá la luteolisis de los cuerpos lúteos de forma irreversible. Durante esta fase el ovario presenta su mínimo tamaño y la luteolisis es evidente, presentando los cuerpos lúteos un color rosa pálido y una pérdida de la vascularización. A nivel hormonal se produce un descenso rápido de la progesterona hacia los niveles basales.

Días 17-21 del ciclo sexual (Proestro)

Durante el proestro preparándose para el ciclo siguiente se produce la selección y crecimiento folicular rápido durante los días 18-19 de 10-25 folículos que alcanzan un tamaño de 8-12 mm con acumulo de líquido folicular, a la vez que disminuye el número de los folículos intermedios y pequeños. Los ovarios son grandes y presentan hiperemia. De forma concomitante al crecimiento folicular se produce la regresión de los cuerpos lúteos. Como finalización de un ciclo podemos encontrar en el ovario varios cuerpos lúteos regresivos de 3-5 mm que presentan un color crema amarillento (día 17) o blanco (día 18) denominándose entonces cuerpos albicans. En tres semanas la mayor parte han involucionado por completo y en 6 semanas solo queda un punto gris idéntico a los viejos folículos atrésicos. Es decir, se engloban en el tejido fibroso del ovario y finalmente desaparecen en una cicatriz.

El diagnóstico anatomopatológico de los ovarios de las cerdas sacrificadas en el matadero permite clasificar la actividad ovárica de la cerda en las diferentes fases del ciclo (proestro, estro, metaestro, diestro progresivo, diestro regresivo y anestro) y comprobar si los métodos de detección del celo son adecuados en la granja o si por el contrario se sacrifican hembras innecesariamente (Falceto R.V. 2008).

4.4.- ANESTRO

Los ovarios de las hembras en anestro verdadero son siempre inactivo nunca encontraremos folículos preovulatorios, ni cuerpos rubrum o cuerposlúteos que indiquen ovulación reciente. Microscópicamente los folículos presentan crecimientoque finaliza en atresia y no hay desarrollo folicular rápido ni terminal hasta la ovulación. Lapresencia o no de cuerpos albicans dependerá de que haya existido o no actividad luteal en otros ciclos anteriores(Falceto R.V. 2008).

4.5.- CARACTERÍSTICAS MACROSCÓPICAS DE LOS OVARIOS DE LAS HEMBRAS CÍCLICAS EN CADA UNA DE LAS FASES DEL CICLO ESTRAL

4.5.1.- OVARIOS DE HEMBRAS EN ANESTRO PREPUBERAL

Macroscópicamente el ovario prepupal presenta forma de mora con un número elevado de folículos de color rosado de tamaño variable, pero siempre menor de 6 mm. En estas hembras tan jóvenes se producen oleadas continuas de crecimiento folicular y atresia que nunca superan el tamaño de folículos intermedios. Nunca han ciclado y por tanto no presentan cuerpos albicans. A veces aparecen hemorragias o depósitos grumosos blanquecinos intrafoliculares que podrían corresponder histológicamente con folículos atrésicos. Se considera anestro prepupal prolongado (retraso de la pubertad)

cuando la hembra es mayor de 8 meses y todavía no ha salido en celo(Falceto R.V. 2008).

4.5.2.- OVARIOS DE HEMBRAS EN ANESTRO POS PUBERAL O POS INSEMINACIÓN

En algunas hembras eliminadas de la granja por retraso de la pubertad podemos observar cuerpos albicans en sus ovarios, que nos indican que habían alcanzado la pubertad aunque sus celos no fueron detectados. Posteriormente entraron en anestro. Macroscópicamente el ovario aparece aplanado y liso con escaso número de folículos de tamaño variable en su superficie, pero siempre menor de 6 mm. En algunas ocasiones no hay folículos intermedios ni pequeños y sólo hay folículos menores de 2 mm, embebidos en el tejido ovárico sin hacer profusión a modo de ampolla, correspondiendo a lo que denominamos hembra en “anestro profundo”(Falceto R.V. 2008).

4.5.3.- OVARIOS DE HEMBRAS EN ANESTRO POS DESTETE

En condiciones normales, el destete de los lechones causa un rápido incremento en el número de folículos medianos y grandes, y disminuye el número de folículos pequeños en el ovario. Durante los 4 días pos destete los folículos crecen de hasta 6-8 mm.Sin embargo, los ovarios de hembras destetadas hace más de 10 días que todavía no han salido en celo (anestro pos destete) son pequeños y sin apenas actividad folicular como los descritos en el anestro pos puberal. Generalmente presentan restos de cuerpos albicans en su superficie. En cerdas viejas encontramos muchos surcos y bridas de tejido conjuntivo como restos de una intensa actividad ovárica anterior(Falceto R.V. 2008).

4.5.4.- OVARIOS CON SUBACTIVIDAD

La hembra subactiva es una hembra en anestro que intenta equilibrar la actividad del eje hipotálamo-hipofisario-gonadal por propia naturaleza o tras la administración exógena de hormonas gonadotropas, pero no consigue un desarrollo folicular y ovulación normales(Falceto R.V. 2008). Podemos encontrar dos tipos de subactividad ovárica:

4.5.5.- OVARIOS SUBACTIVOS SIN OVULACIÓN

Presentan algunos folículos pequeños e intermedios y múltiples folículos grandes. Macroscópicamente son difíciles de diferenciar de un ovario en proestro que tras un periodo de inactividad conseguirá ovular normalmente, pero histológicamente observamos crecimiento folicular hasta folículo maduro y atresia que impide el crecimiento folicular terminal hasta la ovulación. Se diferencia de las hembras cíclicas en proestro en que éstas presentan cuerpos albicans originados en el ciclo ovárico anterior(Falceto R.V. 2008).

4.5.6.- OVARIOS SUBACTIVOS CON OVULACIÓN (DIESTRO SUBACTIVO)

Presentan cuerpos lúteos de aspecto macroscópico anormal por su color rojo vivo y tamaño reducido (5-6 mm) que histológicamente son normales pero no pueden producir suficiente cantidad de progesterona para mantener una gestación(Falceto R.V. 2008).

4.5.7.- HIPOPLASIA OVÁRICA

Ovario liso y plano, de consistencia firme en forma de habichuela y sin folículos tanto a nivel microscópico como histológico. En asociación existe infantilismo del resto del aparato genital. La degeneración quística ovárica con elevada producción de

progesterona (quistes foliculares luteinizados y quistes luteínicos) que bloquea el eje hipotálamo-hipofisario-gonadal puede ser causa de anestro. A veces ocurre lo contrario, como consecuencia de la estimulación ovárica con hormonas gonadotropas en hembras en pseudoanestro que presentan la progesterona elevada (fase luteal), se bloquea el pico preovulatorio de LH y aparecen los quistes foliculares. También la administración de estrógenos en una hembra a final de diestro puede prolongar la vida del cuerpo lúteo retrasando su salida en celo clasificándose como cerda en anestro (Falceto R.V. 2008).

V.- REGULACION HORMONAL DEL CICLO ESTRAL

El control neuroendocrino del ciclo estral de la hembra, se lleva a cabo mediante el eje hipotálamo-adenohipófisis, a través de la liberación de diferentes tipos de hormonas que controlan la función gonadal. Así, el hipotálamo produce la hormona liberadora de gonadotropinas (GnRH), que ejercen su acción al nivel de la adenohipófisis, quien sintetiza y libera la hormona folículo estimulante (FSH) y la luteinizante (LH). Así mismo la secreción endocrina ovárica de estradiol ($E2-17\beta$) y progesterona (P4) (respectivamente de origen folicular y luteal), controla la secreción de GnRH en el hipotálamo. Complementariamente, existen otras hormonas y factores de crecimiento, tales como folistatina, activina, inhibina y factor de crecimiento parecido a la insulina (IGF), involucrados tanto en el control de la liberación de las gonadotropinas como en el desarrollo folicular. La hormona liberadora de la LH (LHRH), es un decapeptido sintetizado por neuronas especializadas del hipotálamo. Posteriormente es liberada en pulsos sincronizados hacia el sistema portahipofisario; estos pulsos estimulan la

biosíntesis y secreción de FSH y LH por parte de las células gonadotropas de la adenohipófisis. Cada pulso de secreción de GnRH estimula un pulso de LH; sin embargo, la relación de estos pulsos con los de FSH está menos clara. En el eje hipotálamo-hipófisis-gónada, el patrón de secreción de GnRH está regulado por las concentraciones de esteroides gonadales tales como P4, E2-17 β o testosterona en el caso del macho (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013).

5.1.- HORMONA LIBERADORA DE GONADOTROFINAS (GNRH)

Secretada por neuronas de la parte anterior y basal media del hipotálamo. Estimula la liberación de LH y FSH, Induce ovulación (pico de LH); Usos terapéuticos: Regulación de ondas foliculares, Sincronización de celos, Tratamientos de anestro y Quistes ováricos (Productos comerciales: Fertagyl, Receptal Dalmarelin) (Cavestany D. 2015).

5.2.- HORMONA FOLÍCULO ESTIMULANTE (FSH)

Secretada por la hipófisis anterior. Es la encargada de estimular el desarrollo folicular ovárico, actuando al nivel de las células de la granulosa del folículo y estimulando la activación de las aromatasas, que terminan el proceso de síntesis desde androstenediona hasta estradiol (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013). Inicia ondas de crecimiento folicular, recluta folículos pre-antrales que forman cavidad (antro) y se transforman en folículos antrales, Estimula la secreción de estrógenos por las células de la granulosa. Usos terapéuticos: Tratamientos de súper ovulación, Tratamientos de anestro (Productos comerciales: FSH (SO)) (Cavestany D. 2015).

5.3.- HORMONA LUTEINIZANTE (LH)

Secretada por la hipófisis anterior. Estimula la maduración del folículo antral, Induce ovulación del folículo antral maduro o pre-ovulatorio, Promueve la síntesis de androstenediona por parte de las células de la teca interna durante el desarrollo folicular, además, es la responsable de estimular la ovulación, formación y mantenimiento del CL (Torrentes M.R.A. y col., 2013). También la secreción de progesterona por el cuerpo lúteo. Usos terapéuticos: Tratamientos de sincronización de celos (Recientemente introducida en el mercado, Productos comerciales: ?) (Cavestany D. 2015).

5.4.- GONADOTROFINAS NO HIPOFISARIAS

Gonadotrofina coriónica equina (eCG) o Gonadotrofina de suero de yegua preñada (PMSG), secretada en las cúpulas endometriales (40-140 días), acción predominante de FSH (Productos comerciales: Folligón, Biogon, Novormon).

Gonadotrofina coriónica humana (hCG), secretada en el citotrofoblasto (vellosidades coriónicas de placenta humana), acción predominante de LH (Productos comerciales: Progón, Chorulón) (Cavestany D. 2015).

5.5.- OXITOCINA

Secretada por la hipófisis posterior. Estimula el músculo liso del útero (sensibilizado por estrógenos), Relacionada a la secreción de $PGF2\infty$, Lactación. Usos terapéuticos: Bajada de la leche (comienzo de ordeña), Metritis (combinación con E2) (Productos comerciales: Hipofamina, Neurofisin) (Cavestany D. 2015).

5.6.- ESTRÓGENOS (ESTRADIOL-17 BETA)

Secretados por el folículo. Induce la fase de receptividad sexual o celo durante el ciclo sexual de las hembras de los mamíferos, así mismo controlan la secreción de la FSH por medio de un mecanismo de retroalimentación (Torrentes M.R.A. y col., 2013). Inducen pico pre-ovulatorio de LH, Estimulan el desarrollo del tracto reproductivo, sinergiza con la progesterona para inducir proliferación y función de las glándulas uterinas y sus secreciones. Estrógenos Sintéticos: Sales de estradiol, Vida media mayor que Estradiol 17-Beta, Usos Terapéuticos (Metritis, Endometritis, Sincronización de celos, Ovulación). Productos comerciales: Estradiol, Benzadiol (Benzoato de estradiol), Vida media horas. Crestar (Valerato de estradiol), Vida media días. ECP Estradiol (Cipionato de estradiol), Vida media varios días (Cavestany D. 2015).

5.7.- PROGESTERONA (P4)

Secretada por el cuerpo lúteo. Es producido a nivel ovárico, tanto por la teca interna (sólo en el proceso de síntesis y no como secreción) del folículo como por el CL (Torrentes M.R.A. y col., 2013). Su principal función es preparar al útero para la implantación del embrión y el mantenimiento de la gestación. Induce el desarrollo del endometrio uterino, previene el estro y la ovulación por (feedback) retroalimentación negativo e inhibición de la secreción de LH. Progesterona inyectable, Implantes vaginales y auriculares. Progestágenos Acetato de medroxiprogesterona (MAP) (Cavestany D. 2015).

5.8.- PROSTAGLANDINA F2 α

Secretada por el útero. Son hormonas derivadas del ácido araquidónico, la más importante para el mantenimiento de la ciclicidad sexual es la prostaglandina F2 α (PGF2 α). Su principal fuente de producción es el endometrio, a través de la prostaglandina endoperoxido H sintetasa. En las etapas finales del ciclo estral, se produce una síntesis de receptores endometriales, y la oxitocina, proveniente del cuerpo lúteo, estimula la producción de PGF2 α . Posteriormente, ya sintetizada es secretada al torrente sanguíneo, a través de la vena uterina y es transferida por un mecanismo de contracorriente, mediante anastomosis desde la vena uterina hacia la arteria ovárica para ejercer su acción luteolítica por disminución del flujo sanguíneo local, con la consiguiente disminución de la producción de P4 (Torrentes M.R.A. y col., 2013). Induce luteólisis del cuerpo lúteo (CL), Involucrada en iniciar contracciones uterinas como estimuladora del músculo liso. Productos comerciales (Glandinex, Dalmaprost, Estrumate, Sincron, etc.) (Cavestany D. 2015).

5.9.- PROLACTINA

Tiene receptores en las células de la granulosa y esta hormona modula la esteroidogénesis de los folículos pequeños y medianos. Se han observado dos picos de prolactina plasmática durante la fase folicular porcina. El primer pico comienza cuatro o cinco días antes de la aparición del celo, y el segundo comienza aproximadamente un día antes del pico de LH preovulatorio y dura alrededor de tres días. La prolactina puede regular el eje hipotálamo-hipofisario ovárico al comienzo de la fase luteal. La proteinquinasa C (PKC) y tirosinaquinasa (PTK) son mediadores intracelulares de la

prolactina en las células luteales durante el primer día del ciclo sexual (Falceto M.V. *ycol.*, 1992).

5.10.- ANDRÓGENOS

Producidos en el tejido tecal, los cuales pasan a las células de la granulosa a través de la membrana basal, donde son transformados bajo la acción de la FSH en 17 β -estradiol. Este fenómeno se denomina aromatización. La progesterona y los andrógenos son el sustrato para la síntesis de estrógenos. La teca interna del folículo parece ser el compartimento principal de esteroidogénesis durante la fase final de maduración del folículo preovulatorio (Falceto M.V. *y col.*, 1992).

Además de la FSH y la LH, la hormona del crecimiento, la insulina y las hormonas tiroideas (T3 y T4), hay muchos factores intrafoliculares implicados en la síntesis de esteroides, tales como el factor de crecimiento insulínico-I (IGF-1), las citoquinas, los neuromediadores y las hormonas peptídicas. Conforme avanza la fase folicular el aumento de estrógenos (E2) produce una inhibición en el eje hipotálamo-hipofisario (H-h), de forma que se frena la liberación de FSH y LH. Esto conduce a que sólo algunos de los folículos que iniciaron el crecimiento prosigan su desarrollo. Estos folículos son los destinados a ovular y el resto están condenados a la atresia. Existe una caída de los niveles de FSH acompañada por un aumento del 17 β -estradiol. Esta caída de la FSH ocurre durante la máxima concentración de estradiol y va seguida por el pico preovulatorio de LH y otro posterior de FSH. Así pues, parece ser que los estrógenos, en la fase folicular avanzada, suprimen la concentración de LH y FSH para más tarde favorecer el desencadenamiento de un pico preovulatorio de LH y otro segundo posterior

de FSH que se produce hacia el segundo día del ciclo, sin haberse aclarado bien su misión (Falceto M.V. y *col.*, 1992).

5.11.- FACTORES LOCALES QUE REGULAN LA MADURACIÓN FOLICULAR

5.11.1.- LA INHIBINA

Producida por las células de la granulosa en concentraciones crecientes por los folículos en crecimiento, factor no esteroideo contenido en el fluido folicular ovárico inhibe o suprime la secreción y producción de FSH (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013) desde la fase folicular temprana hasta la tardía. La inhibina juega un papel importante en el control de la FSH después del destete (Falceto M.V. y *col.*, 1992).

5.11.2.- LA ACTIVINA

Producidos, principalmente, por las células de la granulosa del folículo ovárico, que regulan el crecimiento folicular controlando la liberación de FSH (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013) Factor de efecto opuesto a la inhibina, que presenta efectos estimuladores sobre la liberación de FSH (Falceto M.V. y *col.*, 1992).

5.11.3.- LA FOLISTATINA

Es un monómero que se une a la subunidad β de la activina y de la inhibina, modulando su acción sobre la secreción y liberación de FSH (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013).

Los factores de crecimiento se clasifican según su estructura y actividad biológica; entre los principales implicados en la actividad ovárica destacan el factor de crecimiento epidérmico (EGF), el factor de crecimiento fibroblástico (FGF), el factor de crecimiento

derivado de las plaquetas (PDGF), factor de crecimiento transformador β (TGF- β), factores de crecimiento hematopoyético (citoquinas) y el factor de crecimiento similar a la insulina (IGF). Estos factores, están directamente involucrados en la regulación de la proliferación y diferenciación celular (Torrentes M.R.A. y col., 2013).

Proteína reguladora del folículo (FRP). Esta inhibe la actividad aromatasa de las células de la granulosa y ha sido identificada en el fluido folicular de la cerda y otras especies, pero no inhibe la liberación de FSH. Después es secretada por las células de la granulosa de folículos pequeños y medianos. La exposición a cantidades elevadas conlleva a la supresión de la maduración folicular. Las células de la granulosa de folículos preovulatorios muestran una marcada reducción en la secreción de FRP y la producción de estrógenos. Esto sugiere que, a medida que el folículo se luteiniza, existe un cambio en la secreción de FRP asociado a alteraciones en la esteroidogénesis. El elevado nivel de FSH intrafolicular disminuye la acción del FRP en las células de la granulosa, lo que permite la aromatización y la producción de estrógenos. Los folículos que alcanzan la ovulación se suponen que presentaron una exposición temprana a la FSH, por lo que tuvieron baja sensibilidad a la FRP (Falceto M.V. y col., 1992).

VI.- PUBERTAD DEL MACHO

La madurez sexual del cerdo reproductor es un proceso gradual, algunos pueden servir desde los 5 meses pero no es nunca aconsejable; se recomienda su uso como reproductor a los 7 – 8 meses de edad cuando están bien desarrollados y tienen un peso de 110 - 120 kg. La producción óptima de espermatozoides se alcanza de los 12 a los 15 meses de edad. No es aconsejable utilizar un reproductor dos veces el mismo día,

tampoco cuando se muestre fatigado por exceso de servicios, en esos casos se le debe dejar descansar algún tiempo (Carrero G.H. 2005).

Consideraciones importantes para el manejo del reproductor:

Madurez sexual 5 - 6 meses

Madurez reproductiva 7 - 8 meses

Dos reproductores por cada 30 hembras y por cada 25 hembras más un reproductor extra, cuando se practica una sola monta por calor.

Retirar los reproductores después del servicio para garantizar su efectividad de monta (libido).

De 8 meses de edad al primer año, 1 monta /semana terminándole con 2

De 1 1/2 años, 3 montas /semana

Mayores de 1 1/2 años. 5 montas /semana (Carrero G.H. 2005).

De acuerdo a los estudios realizados por (Rocha G. y col., 2005) concluyen que la edad óptima para obtener el máximo beneficio de sementales es entre 24 y 30 meses. El mejor ritmo de colección de un semental es de una vez cada 5 días. El clima caluroso (mayor de 22° C) disminuye la producción de semen 6 semanas después de iniciado el cambio de clima y que la principal causa de baja de sementales es la baja producción de dosis de semen debido a la reducción en la calidad de los eyaculados.

VII.-CONTROL NEUROENDOCRINO DEL MACHO

Se lleva a cabo mediante el eje hipotálamo-hipofisario-gonadal. La función testicular, tanto gametogénica como endocrina, está controlada por la actividad secretora del hipotálamo y de la hipófisis; el hipotálamo secreta factor de liberación de gonadotropinas, que al llegar a la hipófisis provoca la liberación de FSH y LH.

7.1.- FSH

Durante la pubertad, esta hormona es necesaria para que se inicie la espermatogénesis, estimula a la adenilciclase testicular, provoca la formación de una quinasa proteica o cAMP, la cual probablemente sea un mediador intracelular de la acción de la LH, en la esteroidogénesis estimula la actividad mitótica de la espermatogonia, también estimula en las células de Sertoli el aumento de la síntesis de ABP (proteína transportadora de andrógenos) aumentando la síntesis de esperma.

7.2.- LH o ICSH

Estimula las células de Leydig para la secreción de andrógenos. Su acción es esencial para el correcto funcionamiento de las células de Leydig y consecuentemente de la esteroidogénesis testicular.

7.3.- INHIBINA

Se cree que esta sustancia es secretada por las células de Sertoli y se encuentra en los fluidos del retetestis y del epidídimo, en la linfa testicular y el semen, inhibe la secreción de FSH y de ICSH.

7.4.- TESTOSTERONA

Es secretada por las células de Leydig y su producción es regulada por FSH/LH, estimula el desarrollo de los caracteres sexuales secundarios y el funcionamiento de las glándulas accesorias, diferenciación sexual de los genitales, descenso de los testículos, separación glándula-pene, crecimiento de glándulas accesorias, libido, mantención-secreción/absorción del epidídimo y la espermiogénesis (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013).

VIII.-FACTORES QUE AFECTAN LA CANTIDAD Y CALIDAD DEL EYACULADO

8.1.- TAMAÑO DE LOS TESTÍCULOS

Como ya se ha comentado anteriormente existe una relación positiva entre el tamaño de los testículos y la capacidad de espermatogénesis(Sánchez R. M. 2007).

8.2.- LA EDAD

El nivel de producción espermática alcanza ya un nivel normal a los 8-9 meses de edad, pero es recomendable retrasar la utilización del verraco hasta los 10-12 meses (Sánchez R. M. 2007).

8.3.- LA RAZA Y EL INDIVIDUO

En cuanto a la raza, parece que las razas de líneas maternas (Landrace) presentan testículos mayores que los de las razas de mayor conformación (Blanco Belga). Por

último, las variaciones individuales suelen ser muy marcadas a este respecto(Sánchez R. M. 2007).

8.4.- RITMO DE SERVICIO O RECOGIDA

Un número excesivo de saltos sin descanso es perjudicial, ya que agota la reserva de la cola del epidídimo, bajando la concentración de espermatozoides, pero incrementándose el porcentaje de inmaduros. Por otro lado, distanciar en exceso los saltos (más de 1 semana) también es contraproducente, ya que aumenta el número de espermatozoides envejecidos y disminuye el periodo de conservación del semen para la IA. La pauta de utilización es de un salto cada 2-4 días, lo ideal es utilizar el verraco 2-4 veces/semana (Sánchez R. M. 2007).

8.5.- FACTORES AMBIENTALES

Entre los factores ambientales más importantes están la temperatura, la luz y la estación.

Las temperaturas elevadas, a partir de 30 °C, no reducen el vigor sexual de los verracos, pero sí la calidad seminal. Por el contrario, las bajas temperaturas no tienen efectos negativos sobre la calidad del semen y estimulan el crecimiento testicular de los verracos jóvenes(Sánchez R. M. 2007).

La luz de más de 16 h diarias reducen el poder fecundante del semen, pero mantener los verracos en condiciones de oscuridad tampoco es positivo, ya que

disminuye el volumen de eyaculado, la concentración de espermatozoides, el % de espermatozoides vivos y se incrementa el % de formas anormales(Sánchez R. M. 2007).

En cuanto a la estación, de forma general la calidad del semen es óptima en invierno y disminuye en verano(Sánchez R. M. 2007).

8.6.- ALIMENTACIÓN

La sub alimentación acarrea un retraso en la aparición de la pubertad, una disminución de la libido, vigor sexual y calidad del semen, en tanto que la sobrealimentación también es perjudicial ya que acorta la vida sexual del verraco y disminuye también la libido. Por tanto, Hay que dar una ración adecuada, vigilando especialmente el nivel proteico y de los aminoácidos esenciales metionina y lisina, además de las vitaminas y minerales (Sánchez R. M. 2007).

8.7.- ALOJAMIENTO Y MANEJO

En la cría del verraco joven hay un efecto positivo sobre la precocidad y vigor sexual cuando se hace en grupo y al aire libre, sobre parques grandes de tierra que posibilitan un mayor ejercicio de los animales. Sin embargo, para los verracos adultos es mejor el alojamiento individual, influyendo positivamente en el volumen de semen, en el número de espermatozoides y en la motilidad de los mismos, pero es conveniente que se vean entre ellos (Sánchez R. M. 2007).

IX.- EL VERRACO DONANTE DEBE REUNIR CIERTAS CONDICIONES DE CALIDAD: GENÉTICA, BIOLÓGICA Y SANITARIA.

9.1.- CALIDAD GENÉTICA

El uso de la inseminación tiene como objetivo mejorar genéticamente la calidad de los animales que estamos produciendo ya que por cada 10 sementales que se tendrían que utilizar para la monta natural con la IA solo se utiliza uno (EL MEJOR), entonces las dosis de semen deben ser obtenidas de estos sementales. Los cuales deben provenir de programas de mejoramiento genético que garanticen que siempre estemos mejorando nuestros animales y que los nuevos modelos sean mejores que los anteriores. En el centro de inseminación que elijamos debe de tener dosis de sementales maternos y sementales terminales.

Las dosis de animales maternos son las que vamos a utilizar para producir nuestras hembras de reemplazo y por lo tanto estos sementales deben de tener índices maternos (MLI) que garanticen que las hijas de ellos van a ser hembras que produzcan camadas grandes y muy buenas productoras de leche, lo que significa lechones pesados y fuertes al destete. Los sementales maternos pueden ser de razas puras blancas como Yorkshire, Landrace y Large White sementales que han sido seleccionados cuidadosamente para lograr los objetivos maternos planteados.

Las líneas de sementales terminales se seleccionan por producir cerdos al mercado de excelente calidad en donde las características de importancia son: Elevado porcentaje de carne magra, Buena calidad de carne, Estrés negativos factible de cruzarse con cualquier tipo de hembra dando excelentes resultados, mayor rendimiento, excelente

conversión alimenticia. Estos sementales pueden ser de raza pura entre las que sobresalen los Duroc y los Pietrain (Castañeda M.J. y Cadena F.O. 2008).

Cuando se tiene un PROGRAMA DE AUTOREEMPLAZO es necesario que se insemine el 15% de las cerdas del grupo semanal o de la banda con dosis de semen materno y el 85% de las cerdas del grupo semanal o de la banda con dosis de semen Terminal para mantener un excelente desempeño de los cerdos de la línea de producción (Castañeda M.J. y Cadena F.O. 2008).

9.2.- CALIDAD BIOLÓGICA

Cada eyaculado debe ser evaluado y procesado bajo un estricto protocolo para garantizar que cada dosis contenga semen capaz de lograr altas tasas de fertilidad y un gran número de lechones nacidos vivos en granja. Las medidas de higiene durante la obtención y procesamiento deben garantizar que el semen esté libre de contaminantes. Cada dosis contiene 3,000 mil millones de espermatozoides en 80-100 ml. (Castañeda M.J. y Cadena F.O. 2008).

9.3.- CALIDAD SANITARIA

Las dosis de semen de animales que son portadores de enfermedades infecciosas pueden ser la causa de introducir estas enfermedades a la granja es por eso muy importante que estas provengan de un Centro de Inseminación que mantenga altos estándares de salud de sus sementales, esto se logra con un sistema de cuarentena que incluya pruebas de laboratorio capaces de detectar animales que sean portadores o hayan tenido contacto con virus y bacterias que pongan en riesgo la salud de la piara

porcina como son los virus de PRRS y Circo virus porcino por mencionar algunos de los más importantes. En estos Centros se debe mantener un programa de vigilancia epizootológica continua, uno de estos Centros es el de la Asociación Local de Porcicultores de Querétaro que desde su fundación ha mantenido negativos sus sementales a enfermedades emergentes (Castañeda M.J. y Cadena F.O. 2008).

Con el objetivo de adoptar la vacunación frente a Circovirus porcino en su gestión de la calidad del semen tiene que asegurarse de que no perjudique los resultados de la fertilidad. Del mismo modo estudios recientes sugieren que la vacunación no afecta a la cantidad de esperma y la calidad, es decir, la motilidad y la morfología espermática (Caspari K. *et. al.*, 2014).

Por lo que se refiere a las alteraciones cromosómicas sobre la reproducción, el análisis citogenético de los reproductores porcinos se podría plantear como una herramienta fundamental en la selección de animales destinados a la reproducción. Esto evitaría la difusión de semen con esta característica que perjudican a los índices reproductivos generando pérdidas económicas que afectan gravemente a la rentabilidad de las explotaciones porcinas (Rodríguez V.A. 2009).

X.-INSTALACIONES DE UN CENTRO DE INSEMINACION ARTIFICIAL

10.1.- ZONA DE ALOJAMIENTO DE VERRACOS

Los verracos deben estar alojados en dependencias individuales provistas de su propio comedero y bebedero automático. Tanto el suelo como las paredes deben estar contruidos con materiales fácilmente lavables. En esta zona las temperaturas deben estar comprendidas, en todo tiempo, entre los 15 y los 20°C, y la humedad relativa

ambiental debe ser del 60% al 80%. Por tanto, estará dotada de un buen sistema de ventilación (Ciudad C.C. 1984).

10.2.- ZONA DE RECOGIDA

La sala de recogida se destinará única y exclusivamente a la recogida de semen y estará construida de tal forma que la limpieza de suelo y paredes se haga con facilidad(Ciudad C.C. 1984). En esta zona deberá contar con un potro para simular a la cerda y que el semental entrenado deberá montar y una alfombra de goma para que nose resbale a la hora de saltar al potro. Ajeno a ella, habrá una zona de lavado y espera de verracos(Kubus, 2010).

10.3.- LABORATORIO

Equipamiento mínimo necesario: Estufa de calentamiento y esterilización (de 40°C a 121°C), Platina calentable a 37°C-39°C, Agitador electromagnético con calefacción, Sistema purificador de agua, Microscopio binocular, Cámara de video y monitor, Colorímetro, Balanza electrónica, Estufas de doble temperatura Hot-Cold (de 4°C a 60°C), Tanque de dilución, Nevera de 4°C para material farmacéutico y soluciones de contrastación, Bomba peristáltica para llenado de dosis, Selladora de tubos o blíster, Cuarto frio a 16°C para el almacenamiento de dosis y termómetros máxima y mínima. También se requiere de material de laboratorio para la recogida de los eyaculados: Vasos de precipitado de vidrio de 250cc/400cc o vasos plásticos desechables, Bolsas de plástico con o sin filtro incorporado, Termos de recogida, Filtros, Gomas, Guates de látex o vinil sim talco, Guantes de plástico. Material de laboratorio para la evaluación de la

calidad del semen: Portaobjetos, Cubreobjetos, Probetas graduadas, Cámara de burker, Pipetas Pasteur, Pipetas de 1ml cristal o automáticas, Pipetas de vidrio de 10ml, Matraces aforados de 100ml, Termómetros de alcohol o termómetro laser, Gradillas o tubos de ensayo, Suero fisiológico formolado, Reactivos comunes (formaldehído al 40%, citrato sódico, cloruro sódico), Reactivos para tinciones. Material de laboratorio para la preparación de las dosis seminales: Matraces Erlenmeyer de 2000/5000ml, Jarras de plástico de 2000/5000ml, Bolsas de dilución, Diluyente de semen de verraco, Agua bidestilada o purificada, Envases de dosis seminales (Botellas, tubos, blíster...). Para la limpieza del material de laboratorio: Escurridor de material, Cepillos para limpieza, Frasco lavador con cánula, Papel de filtro o secante para mostradores, jabón neutro de laboratorio, Desinfectantes para superficies. Material para la inseminación: Nevera portátil de transporte a 16°C alimentada con baterías, Catéteres de inseminación desechables (espuma o espiral), Toallitas desinfectantes, Guantes de látex o de plástico, Gel lubricante, Feromonas sintéticas en spray, Baño maría para calentamiento de la dosis a 37°C. Material para la gestión del centro de inseminación artificial: Fichas de control de ritmos de recogida, Fichas individuales de control de verracos, Fichas de control de inseminación(Kubus, 2010). Es conveniente que el acceso de la sala de recogida esté próximo al laboratorio para evitar largos desplazamientos del semen, en los que éste podría sufrir alteraciones (Ciudad, 1984).

10.4.- LAZARETO

Permite someter a cuarentena a los nuevos verracos adquiridos o, en caso necesario, se utiliza como enfermería (Ciudad, 1984).

10.5.- ALMACÉN DE MATERIAL Y OFICINA DE DIRECCIÓN

El nombre indica el cometido de estas dependencias, que deben estar construidas con criterios de funcionalidad (Ciudad, 1984).

XI.- MÉTODOS DE COLECCIÓN DEL SEMEN

11.1.- VAGINA ARTIFICIAL

Consta de un tubo rígido de goma. En principio el método es crear un ambiente de temperatura y presión similar al tracto genital de la hembra capaz de producir estímulos suficientes en el macho y provocar la eyaculación(Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013).

11.2.- EL MÉTODO DE ELECTROEYACULACIÓN

Tiene un valor limitado en el examen de evaluación de la fertilidad del verraco, ya que no puede ser observada la libido y la habilidad de la monta. Su uso está indicado en verracos lesionados, de baja libido o animales viejos de gran valor (Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013).

11.3.- RECOLECCIÓN MANUAL DE SEMEN ES EL MÉTODO MÁS COMÚN

No se necesita equipo especial, sirve para observar el pene y las partes del eyaculado durante la recolección, la extracción se realiza por medio de estimulación del glande del pene ejerciendo una ligera presión con la mano enguantada, limpia y caliente; la eyaculación oscila entre 4 a 7 minutos(Torrentes M.R.A. y *col.*, 2013).

XII.-LA EYACULACIÓN DEL VERRACO

La eyaculación en el cerdo es diferente a otros animales, ya que se efectúa por ondas sucesivas que provocan una sensación especial en el macho y se puede diferenciar en tres fases:

12.1.- LA INICIAL O ANTI ESPERMÁTICA

Líquido transparente con pocos espermatozoides, suele tener una carga altamente contaminante y de escaso volumen 10-15 cc aproximadamente (Kubus, 2010). Dura aproximadamente 5 minutos y es una secreción de las Glándulas de Cooper y Litter que forman aproximadamente el 5-20% de la eyaculación. Esta secreción no es necesaria para la fertilización del semen (Padilla P.M. 2007).

12.2.- SECRECIÓN RICA EN ESPERMATOZOIDEOS

Se presenta como un líquido blanco lechoso muy denso que dura de 2 a 5 minutos la cual contiene una concentración de 500.000 a 1.000.000 de espermatozoides/cc) (Padilla P.M. 2007) y un volumen cercano a los 100 cc esta es la fracción que más nos interesa recolectar para la inseminación artificial (Kubus, 2010)

12.3.- POST ESPERMÁTICA

Fracción gelatinosa con un volumen aproximado de 200cc, llamada también, por su aspecto, gel o tapioca procedente de las glándulas de Cowper que actúan como tapón

para el cérvix de la cerda en condiciones de monta natural (Kubus, 2010). Estos grumos gelatinosos que se aglutinan con rapidez en presencia de agua (Ciudad C.C. 1984). No contienen espermatozoides (Padilla P.M. 2007), esta fracción al tener gran cantidad de plasma seminal, actúa estimulando a los espermatozoides, por lo que su utilización en IA no es recomendable si queremos conservar el semen por más de 24 horas (Kubus, 2010).

Habría que decir también que el tiempo total de eyaculación es de 5 a 15 minutos, y éste no tiene relación con el volumen del eyaculado, oscilando entre 100 a 600 cc, promedio es de 250-300 ml, pero sólo un 5 % de este fluido procede del epidídimo con una concentración de 500 000.000 a 1000 000.000 espermatozoides por mililitro; Un número excesivo de saltos sin descanso es perjudicial, ya que agota la reserva de la cola del epidídimo, bajando la concentración de espermatozoides (150.000.000 a 500.000.000 espermatozoides/ml) pero incrementándose el porcentaje de inmaduros. Por otro lado, distanciar en exceso los saltos (más de 1 semana) también es contraproducente, ya que aumenta el número de espermatozoides envejecidos y disminuye el periodo de conservación del semen para la IA; La pauta de utilización es de un salto cada 2-4 días, lo ideal es utilizar el verraco 2-4 veces/semana; Los espermatozoides son viables por 24 horas en el aparato reproductor de la hembra (Padilla P.M. 2007).

XIII.-CONTROL DEL SEMEN EN EL LABORATORIO

13.1.- TEMPERATURA

La temperatura normal del semen oscila entre los 35 y 37°C (Ciudad C.C. 1984). Se mide la temperatura del semen en el vaso de recolecta antes de situarlo dentro del baño María, a una temperatura entre 33-37°C, dependiendo de la forma de trabajar.

Comprobar que la diferencia de temperatura entre el eyaculado recolectado y el baño María no sea superior a 2°C, si esto ocurre, se ajusta siempre la temperatura del baño María a la temperatura del semen, nunca al revés y no mantener más de 15 min el semen puro en el baño María antes de la dilución, para evitar daños en la membrana espermática (Kubus, 2010).

13.2.- COLOR Y OLOR

El color normal es el blanco lechoso (Ciudad C.C. 1984), revisar que el eyaculado esté libre de sangre, pus, suciedad, pelos o cualquier otro contaminante (Padilla P.M. 2007). El olor es característico, se consideran anormales los olores a orina, putrefacto, etc.(Ciudad C.C. 1984). La aparición de colores u olores anómalos puede ocurrir por alteraciones patológicas del aparato genital o por la mezcla del semen con orina durante la eyaculación (Kubus, 2010). Es necesario registrar siempre el desempeño y cantidad de semen colectada porque cambios bruscos pueden ser indicativos de problemas, Eyaculados contaminados deben ser desechados(Padilla P.M. 2007).

13.3.- VOLUMEN

El volumen de la fracción rica de un eyaculado normal depende de varios factores, como la raza, edad, tamaño testicular, ritmo de recogidas, e incluso del propio individuo. Se pueden dar como cifras medias de verracos adultos y con una recogida por semana las comprendidas entre 70 y 90 ml, con desviaciones de 50 hasta 120 ml (Ciudad C.C. 1984).

13.4.- MOTILIDAD

Observar al microscopio antes que pasen 15 minutos después de colectado el semen, es necesario usar porta-objetos calientes (37°C) para determinar la motilidad, Evaluar la motilidad general y los patrones de movimiento de los espermatozoides sin diluir, observar la motilidad individual, asegurarse que se muevan progresivamente de un punto a otro en una línea más o menos recta(Padilla P.M. 2007). Un eyaculado con menos del 60% de motilidad no debe emplearse en inseminación artificial (Ciudad C.C. 1984). Por otro lado se cree comúnmente que es una de las características más importantes de la calidad del semen y se utiliza como un parámetro que posiblemente afecta a la variación en la fertilidad (Broekhuijse M.L.W.J. *et. al.*, 2012).

13.5.- MORFOLOGÍA

Se pueden utilizar las tinciones de eosina/negrosina para la determinación de vivos y muertos(Padilla P.M. 2007).Un espermatozoide normal consta de cabeza, cuello, parte intermedia y flagelo, siendo por tanto una célula móvil y libre. La longitud total de un espermatozoide es, aproximadamente, de 60 μ , de las que unas 8 μ pertenecen a la cabeza. La anchura de la cabeza viene a ser de unas 5 μ . La cabeza está constituida por el núcleo de la célula y está recubierta por la membrana nuclear. La parte anterior de la cabeza está cubierta por una especie de corona llamada acrosoma. El tracto intermedio y el flagelo son los responsables del movimiento del espermatozoide, movimiento que le hará progresar por el interior del conducto genital femenino hasta el encuentro del óvulo. Cualquier anomalía que dificulte la unión con el óvulo debe ser tomada en cuenta como posible factor que influya negativamente en los índices de fertilidad y fecundidad. Se

pueden encontrar anomalías en la cabeza (macro y micro cabezas, cabezas desintegradas, etc.), y en la parte intermedia y flagelo (gotas citoplásmicas, ovillos, látigos, colas sueltas, etc.) (Ciudad C.C. 1984), Determinar el porcentaje de espermatozoides anormales, Determinar los defectos de cabeza, cuerpo y cola (en un semen normal pueden haber de 0 a 20% del total)(Padilla P.M. 2007).

13.6.- CONCENTRACIÓN

Igual que ocurre con el volumen, experimenta variaciones, que dependen de varios factores como la raza, edad, alimentación, medio ambiente, etc. Se pueden considerar como valores normales los comprendidos entre los 600.000 a 800.000 espermatozoides/cc. No obstante, existen verracos que dan cifras superiores al millón de espermatozoides por cc (Ciudad C.C. 1984). Observar y calcular por medio del microscopio, Determinar la máxima cantidad de espermatozoides que contiene el eyaculado, El conteo individual puede darse por medio de: Fotómetro, Hemocitometro (El uso de este método requiere mucho tiempo y habilidad), Espermiodensímetro de Karras(Padilla P.M. 2007). Es fundamental su cálculo, ya que en función de la concentración y del volumen del eyaculado, se podrá calcular el número de dosis a preparar, consiste en la determinación del número de espermatozoides por unidad de volumen. Esta determinación se puede realizar por diferentes métodos, siendo los más usuales: cámaras de recuento celular (Bürker, Neubauer, Thomas), colorimetría, sistema integrado de conteo de espermatozoides mediante microscopía de fluorescencia (Nucleocounter), sistemas automáticos de análisis de imágenes CASA (Computer Assisted Semen Analysis) (Kubus, 2010).

13.7.- pH

Son cifras normales las comprendidas entre 6,9 a 7,8, siendo las más frecuentes las que oscilan entre 7,0 y 7,3 (Ciudad C.C. 1984).

XIV.-DILUCIÓN DEL SEMEN

a) Medir el volumen de agua destilada a 37°C con una probeta o mediante una balanza según el formato de envase del diluyente e introducirla en un matraz Erlenmeyer o bolsa (Kubus, 2010).

b) Añadir el diluyente necesario para cada litro de agua purificada (Kubus, 2010). La función del diluyente es prolongar la viabilidad del semen ya que protege contra shocks de temperatura, actúa como buffer de acidez, provee una apropiada presión osmótica y balance de electrolitos, inhibe el crecimiento bacteriano y suple a los espermatozoides de nutrientes. Además extiende el uso del eyaculado, así más cerdas pueden ser inseminadas (Padilla P.M. 2007).

c) Mezcle durante 5 minutos de forma manual o ayudándose de un agitador electromagnético hasta la completa dilución del polvo del diluyente. Actualmente existen en el mercado diluyente líquido listo para usar, lo que facilita la producción de dosis seminales (Kubus, 2010). Las propiedades físicas y químicas del diluyente, el grado de dilución y otros factores como luz y temperatura tienen importancia en el manejo del semen para la inseminación artificial. En general, los espermatozoides se encuentran más activos y sobreviven por un período mayor si el pH es de aproximadamente 7.

Variantes hacia arriba o hacia abajo del óptimo provocan reducción en la motilidad. Los espermatozoides, conservan su motilidad durante un período más largo en medios que tengan aproximadamente una tonicidad igual al semen o la sangre. La dilución moderada del semen, particularmente en un medio amortiguado que contenga azúcar como la fructuosa no es perjudicial para la motilidad. Sin embargo, una dilución excesiva incluso en un medio óptimo disminuye la motilidad. Tanto el cociente del metabolismo como la motilidad de los espermatozoides varían con la temperatura. Un aumento de 10°C por arriba de la temperatura ambiente hará que el índice metabólico suba a más del doble, con un descenso correspondiente en la duración de la vida (Padilla P.M. 2007).

d) Añadir suavemente el eyaculado sobre el diluyente, preferentemente se desliza sobre la pared del matraz permitiendo su mezcla homogénea. Una vez realizada la dilución, comprobar la motilidad de la mezcla (Kubus, 2010). Cada dosis seminal se prepara con semen y diluyente, la cantidad de semen por dosis será la necesaria para que cada una contenga un mínimo de 3 mil millones de espermatozoides en un volumen total de la dosis de unos 90 ml en el caso de hembras multíparas y de unos 50 ml para cerdas nulíparas. Las dosis se presentan en envases previamente esterilizados, tubos o blisters que pueden ser de un solo uso y cierre hermético conseguido por calor, o bien, de varios usos y tapón de rosca (Ciudad C.C. 1984).

e) Como último paso en la preparación de la dosis, se procede al etiquetado de la misma. En la etiqueta se indicará: Centro del que procede la dosis, Raza e identificación individual del verraco al que pertenece, Fecha de producción de la dosis y Fecha de caducidad (Ciudad C.C. 1984). Cuando la dosis ha sido cerrada y etiquetada se deja a temperatura ambiente (20°C-25°C) durante 1-2 horas para que la temperatura descienda lo más gradualmente posible. Pasado ese tiempo podemos almacenar en una nevera o

refrigerarla a 15°C-17°C hasta su utilización(Kubus, 2010). Es conveniente hacer uso de las dosis en los tres días posteriores a su producción, porque en estos días de conservación las tasas de fecundidad y fertilidad conseguidas no sufren ninguna alteración. Con más de 5 días de conservación pueden disminuir ambos índices. En la actualidad se están empezando a emplear diluyentes de más duración (Ciudad C.C. 1984).

XV.-PROTOCOLO PARA LA EXTRACCIÓN Y DILUCION DEL SEMEN

1. Se debe tener el diluyente listo a 32-37 °C antes de la recolección
2. Los termos, pipetas, cubres y porta objetos deben estar a 37 °C
3. Se debe alistar los termos de la siguiente forma:
 - a. El termo debe estar esterilizado y seco
 - b. De no estar seco se debe enjuagar con diluyente
 - c. Se debe poner en la boca una gaza doble sino se utiliza la U.S. bag (nueva tecnología)
 - d. Se debe cubrir la boca del termo una vez que esté listo para evitar contaminación.
4. Se pone al verraco en la sala de recolecta con el maniquí los cuales tienen que estar limpios en donde el verraco debe estimularse
5. El operador se pone un guante de látex (sin talco) y un guante de plástico sobre éste

6. Al saltar el verraco al maniquí, el operador exprime el prepucio evacuando todo el contenido de la bolsa prepucial, el verraco debe tener los pelos prepuciales recortados para evitar traumatismos en el pene
7. El operador se quita el guante y procede a tomar el pene del animal en forma firme y dejando el orificio uretral libre
8. Bota la primera porción
9. Recoge la segunda porción (fase rica) y líquido prostático si el semen se usara solo en los próximos dos días
10. Si se pretende utilizar semen por más largo tiempo se debe recoger solo la fase rica
11. El verraco debe evacuar sus tres fases completas
12. Una vez recogido el semen se lleva al laboratorio lo más rápido posible
13. En el laboratorio se lleva a cabo el siguiente procedimiento:
 - a. Se le quita al termo la gaza o se le arranca el filtro a la U.S. bag
 - b. Se coge con una pipeta de Pasteur una muestra de semen nativo y se observa al microscopio todo a 37°C para juzgar su motilidad, esta debe ser superior al 85%
 - c. Se toma otra muestra para determinar cantidad de espermatozoides presentes en el eyaculado
 - d. Se pesa todo el eyaculado preferiblemente o se mide en cc
 - e. Se diluye el eyaculado 1:1 con el diluyente el cual debe tener una temperatura de entre 32-37°C

- f. Se procede a hacer los cálculos para determinar las porciones que se van a realizar utilizando el espectrofotómetro o bien la cámara de Neubayer, o bien el espermiodensímetro de Karras. * Ver instrucciones para su uso
- g. La dosis a utilizar serán de 3 mil millones de espermatozoides por dosis
- h. Se termina de ajustar la cantidad de diluyente necesaria para esta dilución
- i. El diluyente no debe golpear el semen debe bajar por las paredes del beaker o bolsa
- j. Se procede a la preparación de las dosis con un volumen de entre 50 a 90 ml por dosis
- k. Se etiquetan las dosis anotando: Nombre del centro de inseminación, Raza e identificación individual del verraco al que pertenece, Fecha de producción de la dosis y Fecha de caducidad.
- l. Se aclimatan las dosis a una temperatura de 20°C-25°C por 1-2 horas. A esta temperatura debe estar el laboratorio
- m. Luego de estas 2 horas se almacenan las dosis a una temperatura de 15°C-17°C.
- n. Dos veces al día se deben de suspender las dosis con movimientos suaves
- o. Nunca debe salir del laboratorio de I.A. una dosis de semen sin verla al microscopio para juzgar su motilidad (Padilla P.M. 2007).

XVI.- MÉTODOS DE INSEMINACIÓN ARTIFICIAL

Los métodos de aplicación de la IA se clasifican en función de la profundidad de deposición del semen:

16.1.- INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CERVICAL (IAC), CONVENCIONAL O TRADICIONAL.

Es todavía la habitual a nivel de granja, se utiliza el catéter clásico que por lo general imita el glande del verraco, realiza la deposición a nivel del cuello del útero (Sánchez R. M. 2007). Por su particular anatomía, actúa como una barrera natural a través de sus criptas, lo que dificulta la llegada del semen al útero y facilita la expulsión de una gran parte de los espermatozoides mediante el reflujo. De ahí que bajo condiciones estándar, los protocolos recomiendan realizar 2-3 inseminaciones durante el celo con dosis de 80-100 ml, conteniendo 3 mil millones de espermatozoides por dosis (Roche A. y col., 2014).

Este efecto de la concentración espermática sobre la fertilidad se puede evidenciar en el trabajo de Watson y Behan (2002), Cuando los autores utilizaron tres diferentes concentraciones espermáticas (tres, dos y mil millones de espermatozoides) concluyeron que las hembras inseminadas con mil millones de espermatozoides presentan baja fertilidad (Paulino Da Costa E. y col., 2011)

16.2.- INSEMINACIÓN ARTIFICIAL TRANSCERVICAL (IAT), POST CERVICAL (IAPC) O INTRAUTERINA (IAIU)

Esta técnica consiste en la deposición de semen directamente en el cuerpo del útero de la cerda que la longitud es de cinco a diez centímetros (Paulino Da Costa E. y col., 2011) utilizando una sonda post cervical. Con el fin de reducir el número de los

espermatozoides / hembra / año, tan solo utilizando 1500 millones de espermatozoides en dosis de 40-50 ml, con resultados similares a aquellos obtenidos con la IA cervical, incluso puede aumentar la fertilidad (Fontana D.L. *et. al.*, 2014). Razón por la cual hace ya más de 10 años forma parte integral en todo tipo de explotaciones porcinas, desde granjas núcleo hasta granjas comerciales en España, siendo pionera, al día de hoy (Roche A. *y col.*, 2014).

16.3.- INSEMINACIÓN ARTIFICIAL INTRATUBARICA (IAIT) O INTRAUTERINA PROFUNDA (IAIUP)

Se intenta depositar el semen lo más lejos posible del cuello del útero y lo más cerca de la unión útero-tubárica (Sánchez R. M. 2007) se realiza en la profundidad de un cuerno uterino, colocando una concentración reducida de espermatozoides con sólo 200 millones espermatozoides se pueden alcanzar buenas tasas de fertilidad, incluso también puede aumentar la fertilidad. Cuando se emplea semen fresco o refrigerado bajo condiciones de campo, el número de espermatozoides y el volumen de la dosis utilizados son de 1500 millones en 45 ml. (Roche A. *y col.*, 2014).

Desde otro punto de vista, una tecnología de reciente interés es la inseminación artificial a tiempo fijo. El control del estro y la ovulación se han vuelto más importante en los últimos años debido a la gestión del flujo de proceso por lotes que requiere un grupo de hembras de servicios listos para la IA en las horas programadas. Se pueden utilizar una variedad de hormonas exógenas para controlar el desarrollo folicular y sincronizar la ovulación en cerdas adultas y cerdas jóvenes (De Rensis F. and Kirkwood R.N. 2016). El siguiente ejemplo es un trabajo realizado con dos variantes: Primera cerdas que recibieron 5 mg (4 ml) inyección intramuscular de LH en inicio del celo, y fueron

inseminadas 24 horas más tarde; Segundo cerdas que recibieron 5 mg de LH y se inseminaron en el inicio del estro (0 h) y 24 h después. Dosis de 1500 millones de espermatozoides en 50 ml, a través de inseminación post-cervical. En ambos casos no hubo diferencia mostrando los siguientes resultados: Tasa de partos en general 91.6%, El tamaño de camada 12.6 lechones nacidos (Fontana D.L. *et. al.*, 2014).

16.3.1.- VENTAJAS DE LA IAIU Y IAIUP SOBRE LA IAC

Disminución del coste final por cerda inseminada. Se obtiene lo mismo, productivamente hablando, con una menor cantidad de espermatozoides y menor cantidad de diluyente gastado.

Se requiere menor tiempo por inseminación con lo que se puede dedicar más tiempo a otras tareas (atender partos, repasar comederos...). Con la inseminación tradicional el tiempo medio dedicado es de 7 a 15 minutos (absorción de la dosis es de 3 a 8 minutos) mientras que para la post-cervical es de 1 a 2 minutos (la absorción no dura más de 25 segundos). Se facilita del manejo, y se reduce el tiempo y trabajo por cerda inseminada.

Mejor aprovechamiento de las dosis con cada uno, de dos a tres veces más (1000-1500 Millones de espermatozoides/dosis frente a 2500-3000 Millones de espermatozoides/dosis en la tradicional). De esta forma, la capacidad de transmisión del potencial genético de un verraco pasa de unos 5000-6000 lechones al año, a cerca de 16000.

Mejora en los parámetros productivos, índice de transformación, velocidad de crecimiento, homogeneidad de los lotes, que se refleja de forma positiva en el balance económico de la explotación.

Posibilidad de reducir el número de verracos con su consecuente disminución de espacio, coste de alimentación y manejo. Al obtener, evaluar y preparar dosis seminales de menos machos también puede haber una reducción de tiempo en esta tarea que se puede dedicar a un mejor control de la calidad seminal.

Permite observar cada inseminación de forma individualizada de principio a fin (mayor certeza de si una cerda ha podido quedar bien inseminada o no). La inseminación en la parte proximal del cuerpo del útero permite superar el primer tramo en el que se localiza gran parte de la población leucocitaria (polimorfonucleares, monocitos), disminuyendo el proceso de fagocitosis de las células espermáticas. Esto, unido a la disminución casi total del reflujo, es lo que permite reducir el volumen y la cantidad de espermatozoides de la dosis.

Herramienta fundamental en la prevención y lucha contra las enfermedades porcinas, al evitar el contacto directo macho-hembras, por lo que se impide la transmisión de enfermedades por vía venérea y por contacto.

También puede ser útil en sistemas cerrados cuando hay que cubrir con semen de otros centros por situaciones de emergencia (Roche A. y col., 2014).

16.3.2.- DESVENTAJAS DE LA IAIU Y IAIUP

Sin embargo, el hecho de que la IA sea ampliamente utilizada y las ventajas de su utilización sean amplias, no significa que esta tecnología sea sencilla de implementar o que no tenga inconvenientes.

Como en toda técnica, se requiere un conocimiento de la misma. Al igual que sucediera en los primeros momentos con la inseminación tradicional, se necesitan una

serie de conocimientos sobre materiales, usos, tiempos, etc...., que pueden ser la diferencia entre un resultado exitoso o discreto. Una mala utilización puede causar heridas y reflujos (reflujos superiores al 25% en las cerdas inseminadas puede disminuir significativamente la probabilidad de fertilización de ovocitos).

Mayor costo del catéter (conjunto: catéter guía + sonda). Al costo del catéter tradicional, que hará las veces de guía, hay que añadir el coste adicional que supone utilizar la sonda intrauterina.

El principal inconveniente es tener que atravesar una barrera natural como es el canal cervical del aparato reproductor de la hembra, el "cérvix". Por este motivo, se requiere un cuidado añadido para evitar lesiones y un entrenamiento inicial.

Este sistema no está recomendado para cerdas nulíparas porque el aparato genital todavía está en desarrollo y su tamaño no suele permitir el acceso del catéter post cervical. Así, el proceso se puede hacer mucho más lento y engorroso, o incluso "imposible". Cuando se cumplen una serie de requisitos mínimos, algunos autores sí recomiendan la IAPC en nulíparas: tienen que ser hembras de tercer celo y pesar como mínimo 136 kg.

Al igual que en la técnica tradicional, una inseminación fuera de celo puede provocar problemas infecciosos (metritis, vaginitis, etc....), sobre todo si se causan heridas y erosiones.

Inicialmente, se considera un error de concepto pensar que el sistema está pensado para conseguir mejores resultados productivos que con la inseminación tradicional (mayor fertilidad y prolificidad). Sin embargo, es cierto que con frecuencia se obtienen mejoras reproductivas (puede que se trate de resultados enmascarados al no contar en los lotes con cerdas nulíparas), debido posiblemente a que se estén cubriendo

ciertas carencias que se producían con la inseminación tradicional (mayor atención y cuidado, mayor control del proceso, etc....).

En determinados países ha fracasado inicialmente debido a la aplicación incorrecta de la misma, generalmente por falta de conocimiento sobre la técnica y del entrenamiento necesario (Roche A. y col., 2014).

XVII.- VENTAJAS DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL SOBRE LA MONTA NATURAL.

La IA tiene una serie de ventajas sobre la monta natural que se pueden clasificar en tres tipos:

17.1.- VENTAJAS ZOOTÉCNICAS.

Disminución del número de verracos en la granja con el consiguiente ahorro de espacio y de costes de mantenimiento (1.300-1.600 dosis de semen fresco por verraco al año); Difusión rápida del progreso genético, mejorando el rendimiento al utilizar sementales más selectos, de mayor valor genético; producción de lotes más homogéneos en la granja porcina con destino al matadero; Incremento de la precisión de la evaluación del valor genético, ya que los sementales producen una gran descendencia; Se incrementa la intensidad de selección sobre los sementales al reducirse el número de éstos(Sánchez R. M. 2007).

17.2.- VENTAJAS SANITARIAS

Se reduce el riesgo de transmisión y aparición de enfermedades infectocontagiosa por vía sexual; se reduce la entrada de animales portadores de enfermedades del exterior(Sánchez R. M. 2007).

17.3.- VENTAJAS DE MANEJO

Ahorro de tiempo y trabajo evitando la monta natural y el desplazamiento de los reproductores; permite usar animales de muy distinto peso en los apareamientos; evita el stress de los animales con problemas cardiacos o de claudicación durante la monta(Sánchez R. M. 2007).

XVIII.- DESVENTAJAS Y/O LIMITACIONES DE LA INSEMINACIÓN ARTIFICIAL CON RESPECTO A LA MONTA NATURAL

Posibilidades de errores humanos.

Exposición del semen a factores ambientales, sin la debida protección.

Requiere de una adecuada detección del celo, para establecer el momento óptimo de la inseminación.

Elevados costos para el montaje del laboratorio en explotaciones pequeñas.

La dilución.

La conservación.

La inseminación propiamente dicha.

El semen utilizado para la inseminación artificial en cerdos debe ser fresco y no debe tener más de 72 horas de haber sido recolectado ya que su fertilidad disminuye, y además debe ser cuidadosamente diluido, también debe determinarse el celo de la cerda; ya que la inseminación debe hacerse de 24-36 horas después del inicio del estro (Kubus, 2010).

XIX.- SEMEN CONGELADO PARA LA INSEMINACION ARTIFICIAL

El uso de la inseminación con semen congelado es muy limitado, no más del 1% de las inseminaciones realizadas a nivel mundial usan este tipo de semen y el 99% de inseminaciones restantes, son realizadas con semen preservado de 16 a 20°C en forma líquida. La razón de lo anterior es porque se obtiene una menor tasa de partos y menor tamaño de camada después de la inseminación con semen congelado, comparado con el semen fresco o refrigerado (Hernández P.J.E. y col., 2008). Los espermatozoides del verraco son muy sensibles al enfriamiento, por ello la congelación hay que realizarla con un buen diluyente que lleve un agente crio protector (se pueden utilizar varios como el glicerol). La concentración del esperma y su calidad debe ser muy buena, y por último son determinantes los programas de velocidad de enfriamiento hasta la congelaciónse debe tener en cuenta que la técnica con semen congelado no es tan efectiva como el semen fresco, y se debe utilizar con una mayor precisión en el momento de la inseminación para obtener los mejores resultados. En la actualidad se consiguen resultados de fertilidad con semencongelado cercanos al del semen fresco, pero aun así, la IA con semen congelado no es una práctica habitual en producción porcina, utilizándose sólo en programas de mejora genética o conservaciónde razas; con la introducción de la técnica del semen congelado, se abre otra gran oportunidad para el

avance genético(Sánchez R. M. 2007).En las últimas investigaciones se muestra que la inseminación entre más cerca al momento de la ovulación se efectúe, se obtienen mejores resultados en la tasa de fertilización y mayor número de lechones al nacimiento.También se muestra que la aplicación de infusiones intrauterinas con plasma seminal adelanta el momento de la ovulación, provocando este fenómeno un aumento en la tasa de fertilización.La técnica de descongelado varía dependiendo del tipo de presentación de las pajillas (macro tubos de 5 ml o pajuelas de 0.5cc)(Padilla P.M. 2007).

XX.- ¿EN QUÉ MOMENTO INSEMINAR?

1. Cerda inmóvil al verraco (reflejo de lordosis) por la mañana, primera inseminación al final de la tarde.
2. Cerda inmóvil al verraco por la noche, primera inseminación el día siguiente por la mañana.
3. Practicar sistemáticamente una doble inseminación con 12 ó 24 horas de intervalo es una medida de seguridad para encajar mejor el momento de máxima fertilidad, y así mejorar la tasa de fecundidad y prolificidad.
4. Si la detección de los celos no se hace con un verraco o recela (vasectomizado) sino que es por presión con la mano en la región sobre los riñones o montando la cerda, se debe considerar que la inmovilidad se obtiene más tarde que con el verraco (10-12 horas.)
El 20% de las cerdas en calor no se inmovilizan.

5. Cuando al sentarse el operador sobre su lomo, en ausencia del verraco la cerda queda inmóvil, es necesario inseminar inmediatamente (Padilla P.M. 2007). Bajo condiciones estándar, los protocolos de inseminación artificial tradicional recomiendan realizar 2-3 inseminaciones durante el celo con dosis de 80-100 ml, conteniendo 3 mil millones de espermatozoides por dosis, las cuales son depositadas en el conducto cervical de la cerda (Roche A. y col., 2014).

XXI.-METODOLOGIA DE LA APLICACIÓN DEL SEMEN

1.- Higiene: esta es una parte integral de una buena técnica, se recomienda lavar con agua corriente y un cepillo la región alrededor de la vulva de la hembra, unos 20 a 30 minutos antes de la aplicación, esto no será necesario cuando en la granja las condiciones de alojamiento mantengan libre de estiércol y orina la parte posterior de la cerda, en cuyo caso bastará una toalla de papel para limpiar la vulva. Se debe tener presente que el agua daña el semen por lo que en ninguna circunstancia se debe inseminar con la vulva mojada.

2.- Coloque a la cerda en el área de servicio donde pueda ver y oler un verraco, esto desencadenará la reacción de inmovilización, haga presión en la grupa o póngale unas alforjas con arena, estos estímulos ayudarán a provocar movimiento en la musculatura lisa del útero, lo cual facilita la aplicación y mejora las tasas de fertilidad y prolificidad.

3.- Seleccione las dosis a utilizar de acuerdo al programa genético de la granja, mantenga las dosis en una caja térmica abierta unos 20 minutos antes de la inseminación para que alcance la temperatura ambiente, si esta es superior a los 16 °C, en casos donde

la temperatura ambiente sea menor las dosis se conservan en el termo y se cubren durante su aplicación. Debe recordarse en todo momento que el semen se daña con los cambios bruscos de temperatura.

4.- Pase por el catéter una pequeña cantidad de semen, esta operación tiene la finalidad de comprobar la permeabilidad del catéter, arrastrar las eventuales gotas de agua y al mismo tiempo regula la temperatura del catéter con la del semen. Lubrique el catéter con un poco de semen diluido o con un lubricante no espermicida.

5.- Con los dedos de la mano izquierda abra los labios de la vulva y con la derecha introduzca el catéter dirigiéndolo al principio hacia el techo de la vagina empuje el catéter hacia adelante hasta encontrar cierta resistencia, producida por el cérvix, en este momento gire el catéter hacia la izquierda, para que pase a través de los pliegues cervicales hasta que ya no sea posible girar más en este instante haga una ligera tracción hacia atrás, para comprobar si está completamente fijado en el canal cervical, espere un minuto antes de iniciar la aplicación de semen.

6.- Una vez fijado el catéter se pone en relación con la botella que contiene la dosis, dejando que el semen salga por gravedad o con una ligera presión hasta que pase toda la dosis. Usualmente la botella queda vacía en 5-7 minutos pero, puede durar hasta 20, por favor sea paciente. Aproveche este tiempo para estimular a la cerda haciendo presión en el dorso y la grupa.

7.- Saque el catéter girándolo en sentido de las manecillas del reloj y jalando suavemente.

8.- Registre el evento de inseminación, anotando la identificación de la cerda, del verraco, la fecha y el inseminador (evalúe a sus inseminadores) (Castañeda M.J. y Cadena F.O. 2008).

En comparación con los primeros estudios, la administración de PG600 dentro de las 24 h del parto sobre la incidencia de la ovulación durante lactancia, en los que menos de 14% de las cerdas exhibió ovulación durante lactancia, nuestros datos recientes demostraron que 56% de las cerdas expresó la ovulación durante lactancia en respuesta a la exposición al verraco entre el día 18 y 30 después del parto, lo que sugiere que el genotipo actual de las hembras pueden ser más sensibles a la estimulación del verraco durante la lactancia (Van Wettere W.H.E.J. *et. al.*, 2013).

XXII.- PRINCIPALES ENFERMEDADES DE INTERES REPRODUCTIVO.

22.1.- CIRCOVIRUS PORCINO TIPO 2 (PCV2)

Causa: Un virus del género Circovirus, pertenece a la familia Circoviridae, es tan pequeño como 12 a 23 nm de diámetro y sin envoltura. Su genoma está organizado en un ADN circular de cadena única.

Signos clínicos: La infección puede manifestarse como el síndrome de desmedro multisistémico posdestete, dermatitis porcina y síndrome de nefropatía, complejo respiratorio porcino, enteritis, afecta la reproducción (lechones nacidos muertos y momias).

Localización: Amígdalas, bronquios, secreción nasal, oculares, heces, saliva, orina, calostro, leche, y el semen.

Tratamiento: No existe

Prevención: Programas de vacunación (Circovac, Ingelvac circoflex) en los centros de inseminación artificial de cerdos (Caspari K. *et. al.*, 2014).

22.2.- SÍNDROME REPRODUCTIVO Y RESPIRATORIO PORCINO (PRRS)

Causa: Virus que pertenece a la familia Arteriviridae, género Arterivirus. Generalmente se divide en dos genotipos principales, el tipo I (Europea) y tipo II (América del Norte), que son antigénicamente, genéticamente y clínicamente diferentes (Silva J. *et. al.*, 2015). Entre 2006 y 2007 las epidemias causadas por una nueva variante altamente patógena asiática del virus del PRRS (PRRSV-HP) diezmaron las poblaciones de cerdos de China y Vietnam (Tornimbene B. *et. al.*, 2015).

Signos clínicos: Problemas respiratorios, como tos y disnea, en cerdos de engorde y problemas reproductivos, como aborto, muerte fetal y el aumento de la mortalidad antes del destete

Localización: Secreciones orales.

Tratamiento: No existe (Silva J. *et. al.*, 2015).

22.3.- PARVOVIRUS PORCINO PPV

Causa: Virus de la familia Parvoviridae, de forma icosaedro, sin envoltura, de 25 nm de diámetro, compuesto por tres estructuras VP1, VP2 y VP3.

Signos clínicos: Infertilidad, abortos, nacidos muertos, nacidos débiles, momias, retraso al estro.

Localización: Tejido linfoide, heces, semen.

Tratamiento: No existe.

Prevención: Existen diferentes productos polivalentes de la combinación de PPV+LEPTO+ERISPELA (Cervantes A. 2015).

22.4.- METRITIS: (INFECCIÓN DEL TRACTO UTERINO)

Causa: Bacterias de Tipo Estreptococos y Estafilococos

Momento de presentación: Después de partos difíciles y de larga duración.

Prevención: Buena higiene al momento del parto.

Tratamiento: Utilizar un antibiótico como Oxitetraciclina para combatir la infección.

Utilizar Oxitocina para estimular la expulsión del contenido uterino y lavados uterinos con San Metrit o vinagre diluida en agua destilada o hervida.

22.5.- MASTITIS: (INFECCIÓN DEL SISTEMA MAMARIO)

Causa: Bacterias de Tipo Estreptococos y Estafilococos.

Momento de presentación: Después del parto.

Síntomas: Los pezones se ponen duros, calientes, rojos y dolorosos, la marrana no come y presenta fiebre alta.

Prevención: Control higiénico y descolmillada correcta (cuando es necesario).

Tratamiento: Aplicar antibióticos, analgésicos y Oxitocina.

22.6.- COMPLEJO MASTITIS - METRITIS - AGALACTIA

Momento de presentación: Uno o dos días después del parto.

Síntomas: Poca o ninguna producción de leche acompañada de mastitis y metritis, el hambre de los lechones, la marrana está triste y tiene mal apetito. A veces existe estreñimiento, ubres duras y calientes al tocarlas, secreción de leche escasa y secreción amarilla o blanca por la vulva.

Tratamiento: El tratamiento consiste en detener la infección y estimular la secreción láctea. Se recomienda las siguientes inyecciones:

- Una Oxitocina
- Un antibiótico
- Vitamina a base de completo B.

22.7.- LEPTOSPIROSIS

Causa: Bacteria. Son susceptibles los animales en su etapa reproductiva.

Transmisión: por vía oral o a través de la piel, orina, el semen, el flujo vaginal, roedores (ratas).

Síntomas: fiebre, pérdida del apetito y de peso, abortos, anemia y reducción de la secreción de la leche, abortos son comunes y muerte elevada de lechones.

Tratamiento: Se pueden usar distintos antibióticos. Los más efectivos han sido la Estreptomicina, la Clortetraciclina y la Oxitetraciclina (Carrero G.H. 2005).

BIBLIOGRAFIA

- Broekhuijse, M.L.W.J.; Sostaric, E.; Feitsma, H.; Gadella, B.M. (2012). The value of microscopic semen motility assessment at collection for a commercial artificial insemination center a retrospective study on factors explaining variation in pig fertility. *Theriogenology* 77, 1466-1479.
- Carrero Gonzales, Humberto (2005). Manual de Producción Porcicola. Ministerio de la Protección Social, Servicio Nacional de Aprendizaje "SENA". Centro Latinoamericano de Especies Menores "CLEM", regional Valle, Tuluá Valle.
- Caspari, K.; Henning, H.; Schreiber, F.; Maass, P.; Gossl, R.; Schaller, C.; Waberski, D. (2014). Impact of porcine circovirus type 2 (PCV2) vaccination on boor semen quality and quantity using two different vaccines. *Theriogenology* 82, 574-579.
- Castañeda Moreno, José; Cadena flores, Orlando (2008). Guía práctica para la inseminación en el ganado porcino. Asociación Ganadera Local de Porcicultores de Querétaro. Santiago de Querétaro, Qro. Enero de 2008, 1000 ejemplares.
- Cavestany, Daniel (2015). Ciclo estral y ciclo de postura en las hembras de interés zootécnico. Universidad Central de Venezuela, Facultad de Agronomía, Departamento de Producción Animal, Catedra de Fundamentos de Producción Animal II, Bases Anatómicas y Fisiológicas para la Producción Animal en el Trópico.

- Cervantes, Arturo (2015). Parvovirus Porcino PPV. AMVEC-CAJEME 2013-2015.
- Ciudad Cantero, Carlos (1984). Inseminación Artificial de Ganado Porcino. Hojas Divulgadoras No. 5/84 HD. Veterinario de Centro Nacional de Selección y Reproducción Animal Valdepeñas (Ciudad Real). Ministerio de Agricultura, Pesca y Alimentación.
- De Rensis, F.; Kirkwood, R.N. (2016). Control of estrus and ovulation: Fertility to timed insemination of gilts and sows. *Theriogenology* 86, 1460-1466.
- Dyce K.M.; Sack W.O.; Weinsing C.J.G. (1999). Anatomía Veterinaria. 3ra. y 4ta. Edición.
- Falceto Recio, Victoria (2008). Anatomía Aplicada a la Reproducción Porcina. I Congreso de la Asociación Nacional de Veterinarios de Porcino.
- Falceto, M.V.; Duque, C.; Alfonso, J.; Ciudad, M. J.; Espinosa, E. (1992). Variaciones Fisiológicas de la Funcionalidad ovárica en la cerda. Dpto. Patología Animal. Facultad de Veterinaria de Zaragoza, España.
- Fontana, D.L.; Ulguin, R.R.; Sbardella, P.E.; Bernard, M.L.; Wentzi, I.; Bortolozzo, F.P. (2014). Fidex-Time post-cervical artificial insemination in sows receiving porcine luteinising hormone at oestrus onset. *Animal Reproduction Science* 144 (2014) 109-114.
- Fuentes Cintra, Maritza; Pérez García, Luimar; Suarez Hernández, Yolanda; Soca Pérez, Maylin (2006). Características reproductivas de la cerda. Influencia de algunos factores ambientales y nutricionales. *Revista electrónica de veterinaria, REDVET*, ISSM1695-7504, Vol. VII, No. 01, Enero/2006.

- Germán Alarcón, Carlos G; Camacho Ronquillo, Julio Cesar; Gallegos Sánchez, Jaime (2005). Producción de cerdos. Colegio de postgraduados, secretaria de Reforma Agraria.
- Hernández, P.J.E.; Fernández, R.F.; Mejía, R.A.I. (2008). Efecto de la monta natural y el uso de diferentes tipos de semen sobre la productividad de la Cerda. Rev. Salud Anim. Vol. 30. No. 2 (2008): 98-102.
- Knox, R.V. (2016). Artificial Insemination in pigs today. Theriogenology 85, 83-93.
- Kubus (2010). Inseminación Artificial Porcina. Manual Práctico para Profesionales. Polígono Industrial Europolis. c/ Varsovia, 20-Pol. Industrial Europolis-28232 Las Rozas (Madrid).
- López Mazz, Carlos Rafael (2010). Aparato Reproductor de Hembra. Departamento de Producción Animal y pasturas. Grupo Disciplinario Fisiología y Reproducción. Estación experimental Bernard Rosengurtt. Facultad de Agronomía.
- López Pérez, Álvaro (2013). Anatomía de la Reproducción en el macho.
- Martínez Gamba, Roberto G. (1998). Principales Factores que afectan la Reproducción en el cerdo. Departamento de Producción Animal: Cerdos. Facultad de Medicina Veterinaria y Zootecnia, Universidad Nacional Autónoma de México Ciudad Universitaria, 04510, México, D.F.
- Mellisho, E. (2010). Anatomía de los órganos genitales del macho y hembra. Manual de Laboratorio de Reproducción Animal.
- Padilla Pérez, Manuel (2007). Manual de Porcicultura, Ministerio de Agricultura y Ganadería. San José, Costa Rica 2007. 73 p.

- Paulino da Costa, Eduardo; Asís da Costa, Aurea Helena; Guerino Macedo, Gustavo and Martins Pereira, Emilio Cesar (2011). Artificial Insemination in Swine. Federal University of Vicosa. Germovet. Post-graduation Student from the first author, Brazil.
- Roberts, S. J. (2005). Anatomía del aparato reproductor de la hembra. *Obstetricia Veterinaria y Patología de la Reproducción (Teriogenologia)*.
- Rocha, G.; Castañeda, J.; Valencia, J.J. (2005). Factores que afectan la producción de dosis de semen en centros de Inseminación Artificial Porcina. *Avances en Investigación Agropecuaria*, Vol. 9, núm. 3. PP 33-43. Universidad de Colima, México.
- Roche, Alberto; Úbeda, Juan Luis; Ausejo, Raquel y Dahmani, Yahya (2014). Inseminación Artificial Porcina, 1a. Parte 2014. *Porcicultura*. Sitio argentino de Producción Animal.
- Rodríguez Velasco, Ana (2009). Estudio citogenético de dos poblaciones porcinas: efecto de las alteraciones cromosómicas sobre los parámetros reproductivos. Universidad Complutense de Madrid. Facultad de Veterinaria. Departamento de Medicina y Cirugía Animal. Madrid, 2009.
- Sánchez Rodríguez, Manuel (2007). El Verraco: Producción y manejo.- La inseminación artificial porcina. *Producción Animal e Higiene Veterinaria (Grupo A)*.
- Silva, J.; Rocha, D.; Cunha, I.; Rui Sales, L.; Neto, F.; Fontes, M.C.; Simoes, J. (2015). Serological profile of offspring on an intensive pig farm affected by porcine reproductive and respiratory syndrome. *Asian Pacific Journal of Reproduction* 4 (4): 317-321.
- Simoes, G. Vasco; Lyasrhi, Faouzi; Picard-Hagen, Nicole; Gayrard, Veronique; Martineau, Guy-Pierre; Waret-Szkuta, Agnes (2014). Variations in the vulvar

temperature of sows during proestrus and estrus as determined by infrared thermography and its relation to ovulation. *Theriogenology* 82, 1080-1085.

- Sisson S.; Grossman J.D. (1982). Anatomía de los animales domésticos. Tomo II. 5ta. edición.
- Straw E.B
- Tornimbene, B.; Frossard, J.-P.; Chhim, V.; Sorn, S.; Guitian, J.; Drew, T.W. (2015). Emergence of highly pathogenic porcine reproductive and respiratory syndrome (HP-PRRS) in medium-scale swine farms in southeastern Cambodia. *Preventive Veterinary Medicine* 118, 93-103.
- Torrentes Midence, Ramón Andrés; Torres Quiroz, Kairo Rafael; Vanegas, Deleana; López Flores, Julio; Guevara Moya, Luis (2013), Manual de inseminación Artificial Porcina. Universidad Nacional Agraria, Facultad de Ciencia Animal, Departamento de Veterinaria.
- Van Wettere, W.H.E.J.; Kaisler-Smith, C.R.; Terry, R.; Weaver, A.C.; Herde, P.J.; Kennaway, D.J.; Hughes, P.E.; Kind, K.L.; (2013). Boar contact is an effective stimulant of ovulation during early lactation. *Livestock Science ISS* (2013) 454-458.
- Yeste, Marc (2016). Introduction to the special issue on swine reproduction. *Theriogenology* 85, 2-3.