

Boletim de Extensão

MANEJO REPRODUTIVO NA SUINOCULTURA



Ciro Alexandre Alves Torres
Professor colaborador DZO/UFV

Domingos Lollobrigida de Souza Netto
Doutorando em Medicina Veterinária DVT/UFV

Vivian Angélico Pereira Alfradique
Doutoranda em Medicina Veterinária DVT/UFV



UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA

Reitor

Demetrius David da Silva

Vice-Reitora

Rejane Nascentes

Pró-Reitor de Extensão e Cultura

José Ambrósio Ferreira Neto

Assessora Especial da Divisão de Extensão

Fabiana Cristina Silveira Alves de Melo

Chefe da Divisão de Extensão

Frederico Gonçalves de Castro Cabral

Área de Difusão e Tecnologia

Lujan Gomes Barros

Revisão Textual

Letícia Cozoli

Diagramação

Adriana Freitas

Fotografia da Capa: BACKES, Jairo - EMBRAPA MS 115

Disponível em: <https://www.embrapa.br/busca-de-imagens/-/midia/1306001/embrapa-ms-115>



**Ficha catalográfica elaborada pela Seção de Catalogação e
Classificação da Biblioteca Central da Universidade Federal de
Viçosa**

T693m Torres, Ciro Alexandre Alves, 1938-
2021 Manejo reprodutivo na suinocultura / Ciro Alexandre
Alves Torres, Domingos Lollobrigida de Souza Netto, Vivan
Evangélico Pereira Alfradique – Viçosa, MG : Universidade
Federal de Viçosa, Pró-Reitoria de Extensão e Cultura
Divisão de Extensão, 2021.
1 livro eletrônico (pdf, 3,7 MB). -- (Boletim de Extensão,
ISSN 1415- 692X ; n. 82)

Requisitos do sistema: Adobe Acrobat Reader.

1. Suínos - Criação. I. Souza Netto, Domingos
Lollobrigida, 1994-. III. Alfradique, Vivan Evangélico Pereira,
1992-. IV. Universidade Federal de Viçosa. Pró-Reitoria de
Extensão e Cultura. Divisão de Extensão.

CDD 22. ed. 634.956



UNIVERSIDADE FEDERAL DE VIÇOSA
PRÓ-REITORIA DE EXTENSÃO E CULTURA

Boletim de Extensão

MANEJO REPRODUTIVO NA SUINOCULTURA

Autores:

Ciro Alexandre Alves Torres

Professor colaborador DZO/UFV

Domingos Lollobrigida de Souza Netto

Doutorando em Medicina Veterinária DVT/UFV

Vivian Angélico Pereira Alfradique

Doutoranda em Medicina Veterinária DVT/UFV





Sumário

1. INTRODUÇÃO	8
2. FISILOGIA REPRODUTIVA DO MACHO	9
3. MANEJO DO REPRODUTOR	11
3.1 Treinamento dos machos reprodutores	11
3.2 Local da coleta	12
3.3. Coleta	14
3.4 Exame do ejaculado	16
3.5 Reposição dos machos reprodutores	21
4. FISILOGIA REPRODUTIVA DA FÊMEA	23
5. DETECÇÃO DO CIO	26
6. INDUÇÃO DA PUBERDADE	29
7. MANEJO NO DESMAME	33
8. INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL	36
8.1 Nulíparas	38
8.2 Multíparas	38





9. INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL PROPRIAMENTE DITA	41
10. MÉTODOS DE INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL	44
11. PROTOCOLOS HORMONAIIS	48
12. DESCARTE DE MATRIZES SUÍNAS	51
13. MANEJO DA FÊMEA PÓS COBERTURA	52
14. MANEJO DA PORCA GESTANTE	54
15. CONSIDERAÇÕES FINAIS	56
REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS	57





1. INTRODUÇÃO

O Brasil é o quarto maior produtor e exportador mundial de carne suína, produzindo 4,11 milhões de toneladas em 2019. Sua participação mundial tem crescido acentuadamente desde 1990 e hoje representa 3,88% do total de carne suína produzida no mundo, gerando mais de um milhão de empregos diretos e indiretos em toda cadeia produtiva da suinocultura (ABCS, 2019).

Nos últimos anos, as matrizes sofreram mudanças fisiológicas e de comportamento, o que aumentou a capacidade de produção de leitões e acabou por resultar, conseqüentemente, em mudanças no manejo de toda produção. Essas alterações foram essenciais para a tecnificação do setor e, assim, cabe aos produtores, técnicos, profissionais e pesquisadores a busca por eficiência produtiva. Nesse cenário, a reprodução é peça fundamental, de modo a contribuir para a diminuição das perdas econômicas (VARGAS et al., 2007).

O gerenciamento reprodutivo através do emprego da Inseminação Artificial (I.A.) é fundamental para o incremento na produtividade. Na espécie suína, essa é uma biotecnologia que se firmou definitivamente em granjas comerciais a nível mundial, chegando a representar 70% dos negócios realizados no setor. A técnica é de grande simplicidade na sua execução, mas deve ser realizada com todos os cuidados para ser eficiente (TONIOLLI, 2010). Por esta razão, a sua aplicação exige certo grau de conhecimento e o acompanhamento de um médico veterinário ou zootecnista.

Neste boletim de extensão será apresentado, de forma objetiva, o manejo reprodutivo do macho e da fêmea suína, além de demonstrar a importância da reprodução na suinocultura moderna.





2. FISILOGIA REPRODUTIVA DO MACHO

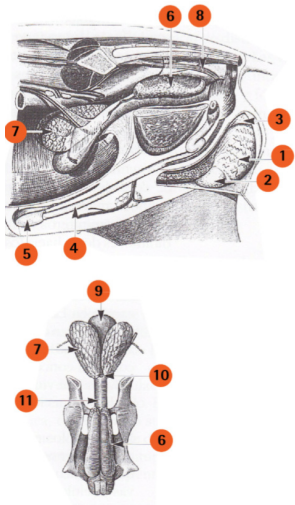
O sistema reprodutor masculino é composto pelo testículo, epidídimo, glândulas acessórias (vesicular, bulbouretral e próstata) e pênis. O testículo é o órgão responsável pela produção dos espermatozoides e da testosterona, hormônio sexual masculino. Estes processos ocorrem nos túbulos seminíferos e são regulados pelos hormônios FSH e LH; enquanto o primeiro atua a nível de célula de Sertoli, estimulando a liberação de fatores de crescimento que modulam a espermatogênese, o segundo estimula a síntese e secreção de testosterona pelas células de Leydig. O testículo é envolvido pela bolsa escrotal, que tem como principal função manter a temperatura testicular inferior à temperatura corporal por meio do processo de termorregulação, realizado pelas glândulas sudoríparas, músculo cremaster, túnica dartos e plexo pampiniforme, que consiste em um enovelamento das veias do testículo envolvendo a artéria testicular no funículo espermático (HAFEZ & HAFEZ, 2004).

Em suínos, a duração da espermatogênese completa é de 43 dias. Após este processo, os espermatozoides produzidos direcionam-se ao epidídimo, onde sofrem o processo de maturação espermática, e ficam armazenados na região da cauda até serem liberados no ejaculado. O ejaculado é constituído basicamente pelos espermatozoides e pelo plasma seminal, sendo este último produzido pelas secreções das glândulas sexuais acessórias. No macho suíno, as glândulas acessórias são compostas pelas glândulas vesiculares, próstata





e glândulas bulbouretrais. Como características principais, as glândulas vesiculares são grandes (13 x 7 x 4cm) e apresentam-se em par; já a próstata é pequena e se localiza dorsalmente na uretra; as glândulas bulbouretrais, por sua vez, além de serem as responsáveis pela produção da fração gelatinosa do ejaculado, são volumosas, simétricas, lobuladas, apresentam-se em par e têm consistência firme e elástica. O pênis do suíno é do tipo fibroelástico e possui três corpos cavernosos agregados ao redor da uretra. O órgão se apresenta em “S” peniano e sua porção terminal, em torno 5 cm, é espiralada (formato de saca-rolha); por conta disso, a intromissão do pênis é mais demorada nesta espécie (CBRA, 2013).



1. Testículo
2. Cabeça do epidídimo
3. Cauda do epidídimo
4. Pênis
5. Divertículo prepucial
6. Glândula bulbo-uretral
7. Glândula vesicular
8. Músculo retrator do pênis
9. Bexiga urinária
10. Próstata
11. Uretra

Figura 1. Anatomia do órgão genital masculino de suínos

Fonte: RILLO, S.M. et al., 2011.





3. MANEJO DO REPRODUTOR

3.1 TREINAMENTO DOS MACHOS REPRODUTORES

Ao receber um reprodutor na granja, estamos introduzindo um animal de alto mérito genético e elevado status sanitário, portanto um bom treinamento é essencial para garantir sua produtividade.

O programa de treinamento deve ser iniciado entre 210 e 220 dias de idade, levando o reprodutor à sala de coleta diariamente, durante 10 a 15 minutos, até o primeiro salto. O manequim pode estar impregnado com odor de outros machos ou urina de fêmea em estro. Realizado o primeiro salto, o próximo deverá ser efetuado no dia seguinte, e posteriormente com intervalos de 7 dias. Sempre que o animal realizar o salto é preciso proceder a coleta completa do ejaculado (ABRAHÃO, 2006).

O manequim adequado se faz necessário para estimular a monta e não provocar traumatismos no pênis ou aparelho locomotor. Para ser confortável, deve estar regulado de acordo com a altura do macho, cerca de 10 cm abaixo da altura da escápula.

Caso o macho não salte no manequim nas primeiras duas semanas de treinamento, sugerimos as seguintes estratégias:

- Realizar o mesmo treinamento por 5 a 7 dias na baia onde o macho está alojado com o uso do manequim móvel;





- Caso salte: realizar o próximo salto na sala de coleta;
- Caso não salte: utilizar uma fêmea em estro posicionada ao lado do manequim e transferir o macho para o manequim depois da fixação do pênis;
- A hormonioterapia deve ser utilizada em último caso.

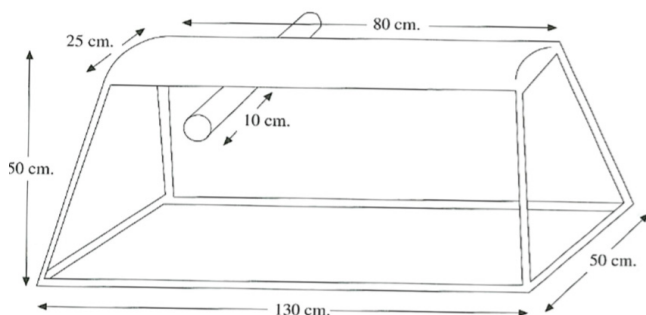


Figura 2. Desenho básico de manequim para coleta

Fonte: RILLO, S.M. et al., 2011.

3.2 LOCAL DA COLETA

Antes da coleta, é importante que o reprodutor passe pela gaiola de higienização, na qual deverá ser submetido à higiene pré-coleta. Com uso de luva, deve-se aparar os pelos longos e fazer a limpeza do prepúcio com papel toalha, no intuito de evitar desconforto e contaminação do material no momento da coleta. A higienização a seco é importante pois remove, pela pressão mecânica, o conteúdo do divertículo prepucial. Ao concluir essa atividade, o operador deve estar preparado para iniciar a coleta do ejaculado removendo a luva empregada na pré-higienização (BORTOLOZZO et al., 2008).





A sala de coleta deve ter uma área total de 7 a 9m², equipada com manequim fixo ao solo de altura regulável, confeccionado em material que permita a fácil higienização (aço inox ou metal galvanizado). Junto à sala de coleta, é importante que haja áreas laterais de proteção, que podem ser delimitadas por barras de ferro ou PVC, fixadas na posição vertical ao piso. O piso deve ser compacto, seco e não escorregadio ou abrasivo (tapetes antiderrapantes). A localização ideal da sala é ao lado do laboratório, mantendo uma comunicação através de janela com abertura dupla para passagem do material de coleta e ejaculado. É importante que essa janela possua uma lâmpada de aquecimento para manter a temperatura do copo coletor, evitando queda brusca de temperatura logo após a coleta (BORTOLOZZO et al., 2008).

Centrais modernas têm utilizado gaiolas de coleta na qual o macho permanece em seu interior e o operador realiza a coleta por fora, de maneira segura, através de uma abertura. Outra forma mais recente é a coleta automática, onde o pênis é fixado em uma “vagina artificial”, possibilitando a realização de “auto coleta”, o que aumenta a eficiência do uso da mão de obra e reduz a contaminação do ejaculado.



Figura 3. Coleta convencional e automática de sêmen suíno

Fonte: Autores / ROSA, 2013





3.3. COLETA

Na sala de coleta é recomendada a técnica da mão enluvada. Após o salto no manequim, o pênis começa a ser exposto; neste momento, o coletador deverá fixar a extremidade da glândula e tracionar, fazendo uma flexão no pênis. Durante o período da ejaculação, o coletador deverá exercer pressão rítmica, mimetizando a pressão feita pela cérvix da fêmea, até que o macho retraia o pênis. A correta fixação deve deixar a glândula do reprodutor sempre livre (de 1 a 2 cm) a fim de se evitar contato do sêmen com a luva do coletador (TONIOLLI, 2010).

Anterior à coleta, é importante que o copo coletor seja preparado com filtro específico ou dupla gaze para separar a fração gelatinosa. Também deverá permanecer no suporte isolante térmico na temperatura entre 35 e 37°C até a entrada do ejaculado no laboratório, a fim de reduzir choque térmico.

A contaminação deve ser minimizada pelo coletador, a fim de obter o ejaculado livre de microrganismos e substâncias tóxicas. As luvas de vinil empregadas na coleta são fundamentais para a prevenção da contaminação química.

O ejaculado é composto por três frações (PEÑA et al., 2006):

- **Fração Pré-Espermática (fração uretral):** É a primeira fração relacionada à limpeza da uretra. Por apresentar elevada contaminação, é recomendado seu descarte. É caracterizada por coloração transparente, aquosa e de volume aproximado de 15 mL;
- **Fração Rica:** Contém cerca de 70% de células espermáticas do ejaculado e vem em seguida à





primeira fração. Apresenta coloração esbranquiçada densa e de aspecto “leitoso”. O volume depende da individualidade do reprodutor, mas em geral está entre 70 e 100 mL.

- **Fração Pós-Espermática:** Constituída por secreções das glândulas acessórias e baixa concentração espermática. É de cor esbranquiçada transparente, com grumos gelatinosos ao longo de sua emissão. A função dos grumos gelatinosos é atuar como tampão para a cérvix na monta natural. A coleta desses grumos não é interessante devido a alterações provocadas no líquido seminal. Sendo assim, deve ser utilizado o filtro na tampa do copo coletor para separação.

Diariamente, após o término das coletas, a sala de coleta e o manequim deverão ser lavados e desinfetados.

A frequência de coletas deve ser mantida a cada 7 dias até completados 12 meses de idade, quando poderão ser realizadas 2 coletas semanais com intervalos de 3 a 5 dias, ou 3 coletas a cada 2 semanas, respeitando a individualidade dos machos (este intervalo dependerá da produção e qualidade do sêmen). É muito importante manter a rotina de coletas, independente da necessidade ou não de utilizar o ejaculado, para que sejam mantidos o condicionamento dos animais ao procedimento, a libido e a qualidade espermática presente no ejaculado (FRANGEZ, R., 2005)





3.4 EXAME DO EJACULADO

O aspecto visual fornece informações sobre a contaminação. Quando detectada, de qualquer origem, o ejaculado deve ser descartado.

- **Volume:** de forma mais prática, é determinado pelo peso (1 g = 1 ml);
- **Odor:** imperceptível; qualquer odor forte pode significar falhas na higiene pré-coleta e coleta;
- **Aspecto:** varia de aquoso a leitoso-denso. Pode ser utilizado como forma de estimar a concentração. Não indicado pelo fato de ser uma análise altamente subjetiva;
- **Cor:** varia de branco a branco-acinzentado, podendo ser amarelo-claro. Variações na coloração podem significar:

Tabela 1. Variações na coloração do sêmen suíno com respectivos achados

Cor	Presença	Recomendação
Avermelhado	Presença de Sangue	Descarte
Amarelado	Presença de Urina	Descarte
Branco	Normal	Aprovado

Fonte: Adaptado de ROZEBOOM, 1999.

O exame microscópico do ejaculado é composto pela avaliação da motilidade, vigor e aglutinações. Antes de coletar a amostra para análise, é essencial sua homogeneização. Uma





gota do ejaculado deve ser pipetada entre lâmina e lamínula pré-aquecidas entre 35 e 37 °C. Recomenda-se a análise logo após esta preparação, pois há rápida redução da tensão de oxigênio e conseqüente redução da atividade das células.

Tabela 2. Padrões seminais para efeito de seleção de varrões para monta natural

Motilidade	70%
Vigor	3
Total de Espermatozoides Anormais	20%

Fonte: Adaptação de CBRA, 1998.

- **Motilidade Espermática:** A motilidade é um atributo importante para o deslocamento espermático no trato reprodutivo e para a penetração no oócito (BRAUNDMEIER et al.; 2004). A avaliação subjetiva da motilidade espermática é o principal parâmetro utilizado para selecionar os ejaculados.

O objetivo dessa avaliação é observar a porcentagem de espermatozoides em movimento. Estará aprovado apenas se o ejaculado obtiver motilidade mínima de 70%. Após a estabilização no processo de diluição do ejaculado, a queda da motilidade não deve ser superior a 10% (SHIPLEY, 1999).





- **Vigor Espermático:** Exame subjetivo onde é avaliado o movimento progressivo da célula espermática. Pode ser classificado em um escore de 0 a 5, onde 0 representa a ausência de movimento e 5 representa um movimento vigoroso, geralmente progressivo. Ejaculados com escore inferior a 3 não devem ser processados.
- **Aglutinações:** Corresponde ao aglomerado de células espermáticas normalmente observado no ejaculado suíno durante a análise de motilidade (ROZEBOOM, 1999). Trata-se de um exame subjetivo no qual a amostra do ejaculado pode ser classificada em quatro graus distintos:
 - 0: ausência de aglutinações;
 - +: presença de 1 a 2 aglutinações/campo;
 - ++: presença de 3 a 5 aglutinações/campo (descartar ejaculado);
 - +++: presença de 6 ou mais aglutinações/campo (descartar ejaculado).





Tabela 3. Características quantitativas e qualitativas do ejaculado suíno para machos jovens e adultos e limites para espermatozoides considerados normais

Característica	Machos Jovens (8 Meses)	Machos Adultos (Maior que 12 Meses)	Limite
Volume (ml)	190 – 225	200 – 350	100
Motilidade Espermática	75%	80%	70%
Concentração Espermática (X109/ml)	180 – 200	200 – 400	-
Nº Total de Espermatozoides (X109)	35 – 45	30 – 60	10
Patologias Espermáticas	20 – 25%	5 -15%	20% (Máx.)

Fonte: Adaptado de SCHULZE et al., 2014.

- **Concentração:** O cálculo da concentração espermática trata-se de uma análise quantitativa, devendo ser estabelecida como uma rotina de trabalho em centrais pois, aliada ao volume, permite determinar o número total de espermatozoides presentes no ejaculado e, conseqüentemente, o número máximo de doses que podem ser produzidas (ROZEBOOM, 1999).
- **Morfologia:** O exame morfológico tem como objetivo a avaliação qualitativa das células espermáticas no intuito de determinar o percentual de alterações morfológicas. Estas alterações podem ser indicativas de distúrbios relacionados ao processo de espermatogênese ou maturação espermática, bem como à manipulação imprópria do ejaculado. A avaliação morfológica requer mão de obra especializada, portanto, muitas vezes, as amostras são enviadas a laboratórios especializados (FURTADO et al., 2006).





As etapas de processamento e envase são importantes no processo de produção e, quando realizadas de maneira adequada, ajudam a garantir resultados reprodutivos. O processo de envase das doses não deve exceder mais que 20 minutos após a coleta, para que não haja redução da qualidade seminal. Conhecendo o volume e a concentração de espermatozoides no ejaculado, é possível calcular a quantidade de diluente que deve ser adicionada (JOHNSON et al., 2000). É recomendado avaliar a motilidade das doses inseminantes antes das inseminações sempre que possível, no intuito de verificar a qualidade das doses e sua viabilidade.

O ideal é que o diluente esteja preparado pelo menos duas horas antes do processamento do sêmen, estando os dois, no momento da diluição, em temperaturas próximas. Os diluentes utilizados têm sido classificados em dois grupos, com base no período de manutenção da viabilidade e da capacidade fecundante espermática: diluentes de curta duração, com ação por até três dias; e diluentes de longa duração, acima de quatro dias (GADEA, 2003).

Após a aprovação do sêmen, a diluição pode ser efetuada em etapas:

- Verificar temperatura do sêmen e do diluente, sendo que o diluente deve apresentar no máximo 1 °C a menos em relação ao sêmen, nunca ao contrário;
- Diluir o sêmen com o diluente em proporção aproximada de 1:1;





- Aguardar entre 5 e 10 min para estabilização inicial do ejaculado no diluente;
- Adicionar lentamente o restante do diluente, conforme o cálculo efetuado. Sempre diluir o ejaculado e não concentrar o diluente;
- Aguardar de 5 a 10 minutos e, posteriormente, analisar a motilidade; redução máxima de 10%;
- Envasar as doses;
- Manter as doses em temperatura ambiente (20 a 24 °C) por cerca de 90 min;
- Armazenar as doses em temperaturas de 15 a 18 °C em refrigerador com termostato ou em conservadora de sêmen de suínos;
- Mover suavemente as doses, pelo menos uma vez ao dia, quando armazenadas em refrigerador adaptado.

A temperatura reduzida para a armazenagem das doses é considerada um método eficaz para prolongar a viabilidade espermática, pois há diminuição dos processos metabólicos da célula (GADEA, 2003).

3.5 REPOSIÇÃO DOS MACHOS REPRODUTORES

Em virtude da responsabilidade e importância da presença de machos reprodutores de elevado mérito genético nos plantéis, é essencial a constante renovação para acompanhar a evolução genética das linhagens. Desta forma,





explorar o potencial de desempenho produtivo oferecido por linhagens novas. Recomenda-se trabalhar com taxa de reposição de machos comerciais de 50% ao ano. Pensando na parte reprodutiva, machos com idade aproximada de 930 dias (31 meses) começam a apresentar redução significativa na concentração do ejaculado e aumento da incidência de patologias espermáticas. Em centrais de inseminação, recomenda-se idade máxima de mil dias para aproveitamento do reprodutor como doador de sêmen devido a este fato (TOPIGS, 2012). Em relação ao melhoramento genético, uma adequada taxa de reposição de reprodutores assegura a atualização genética constante, uma vez que animais mais jovens apresentam potencial genético superior (ANTUNES, 2007b).





4. FISILOGIA REPRODUTIVA DA FÊMEA

O eixo hipotalâmico-hipofisário-gonadal tem grande importância na regulação da reprodução. O hipotálamo ocupa a região do terceiro ventrículo e é responsável pela secreção do GnRH, que então atua na hipófise estimulando a síntese e a liberação das gonadotrofinas LH e FSH. A liberação do LH ocorre de forma pulsátil, coincidindo com o pulso de GnRH, o que indica que a secreção de LH está sob influência direta de fatores que atuam estimulando a secreção de GnRH, tal como os neuropeptídeos (serotonina, catecolamina, etc.; PRUNIER & QUESNEL, 2000). As gonadotrofinas atuam nos ovários estimulando a síntese dos hormônios esteroides: estradiol e progesterona. O estradiol está associado aos sinais comportamentais de estro e mudanças no trato reprodutor da fêmea. Ele também estimula a liberação das gonadotrofinas, culminando na ocorrência da ovulação. A progesterona, por sua vez, é um hormônio produzido por uma estrutura formada após a ovulação, conhecida como corpo lúteo, e está associada à manutenção da prenhez.

A espécie suína é considerada uma espécie poliovulatória (15-30 folículos), apresentando o ciclo estral com duração entre 18-24 dias, sendo 5-7 dias referentes à fase folicular e 13-15 dias à fase luteal. Didaticamente, o ciclo estral nessa espécie é subdividido em duas fases: folicular e luteal, nas quais se encontram os quatro estágios: proestro (D17-D21; fase folicular), estro (D0-D1; fase luteal), metaestro (D2-D4; fase





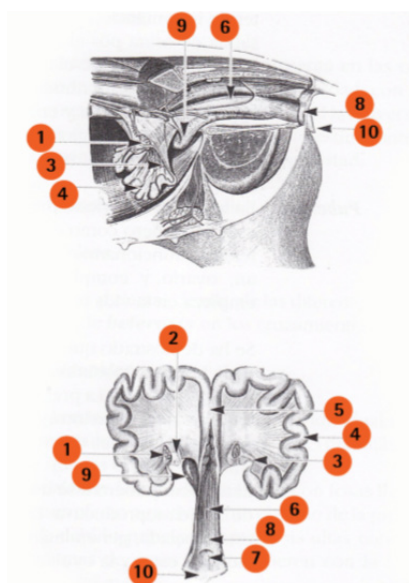
luteal) e diestro (D5-D18; fase luteal). No estágio de proestro há um aumento na secreção do FSH e estrógeno; além disso, é possível observar pequenos pulsos na secreção de LH. Já o estro é caracterizado pela ocorrência da ovulação e aumento dos hormônios estrógeno e LH (pico pré-ovulatório). Durante o metaestro ocorre a queda do estrógeno, do LH e do FSH e se forma uma estrutura no local da ovulação, chamada de corpo hemorrágico, que posteriormente irá formar o corpo lúteo. Por fim, dá-se o estágio mais longo, conhecido como diestro, onde a progesterona aumenta até o D12; por volta do D15, o nível desse hormônio reduz devido ao processo de luteólise (HINES, 2018).

O sistema reprodutivo feminino é composto pela vulva, vagina, útero (incluindo a cérvix), tuba uterina (conhecido como oviduto em não primatas) e ovários. Os ovários estão localizados na cavidade abdominal, dividida em duas regiões principais: a medula (região externa, onde estão presentes os vasos e nervos que nutrem o oócito durante o seu desenvolvimento) e a córtex (região interna, onde encontra-se o epitélio germinativo, no qual ocorre o processo de oogênese (GHEORGHISAN-GALATEANU; HINESCU; ENCIU, 2014). A vagina é um tubo longo de parede distensível que parte da cérvix até a entrada da uretra (DYCE; SACK; WENSING, 2010). Durante o estro, a vagina se torna mais vascularizada e o fluido vaginal mais manante. Caudalmente à vagina se encontra a cérvix, um canal constrito de parede espessa; na espécie suína o lúmen apresenta dobras chamadas de pulvinos cervicais, adaptando-se à anatomia do pênis do varrão (GONZÁLEZ, 2002). Cranialmente à cérvix se encontra o corpo e os cornos uterinos, que continuamente conectam-





se com as tubas uterinas (DYCE; SACK; WENSING, 2010). Este órgão é responsável por nutrir o embrião e, eventualmente, o conceito, por meio de suas secreções que proporcionam o microambiente adequado para o contínuo desenvolvimento embrionário (BRIDGES et al., 2013). A tuba uterina é um órgão seromuscular tubular conectado ao ovário, em sua porção distal, e ao útero, em sua porção proximal, no qual ocorrem os eventos iniciais do desenvolvimento embrionário. Ela se divide em quatro regiões: infundíbulo, ampola, istmo e junção uterotubárica (GHERSEVICH et al., 2015).



1. Ovário
2. Mesovário
3. Oviduto
4. Corno uterino
5. Corpo uterino
6. Vagina
7. Orifício uretral
8. Vestíbulo vaginal
9. Bexiga
10. Lábios vulvares

Figura 4. Órgão reprodutor feminino de suínos

Fonte: RILLO, S.M. et al., 2011.





5. DETECÇÃO DO CIO

O cio, ou estro, compreende ao período no qual a fêmea se torna sexualmente receptiva na presença do varrão. Antecipadamente ao estro, as fêmeas já começam a demonstrar alguns sinais, em um período conhecido como pré-estro, com duração de 2 a 4 dias. Neste período, os seguintes sinais são observados: a vulva se torna inchada e avermelhada, a secreção vulvar se torna muco-aquosa e abundante, há aumento do nervosismo associado à redução do apetite, a fêmea monta sobre as outras, mas não se deixa montar e, além disso, a fêmea procura o macho e não aceita a monta. Alguns sinais de cio que podem ser demonstrados pela fêmea suína são: contato naso-nasal entre macho e fêmea, imobilidade na presença do macho (membros posteriores afastados, cabeça baixa e movimento das orelhas) e aceitação da cópula. Ademais, a secreção vulvar se torna densa e abundante, e ainda se observa a presença do edema e hiperemia da vulva (SCHEID; WENTZ, 1993; SIGNORET, 1970). O estro tem um intervalo de 24 a 48 horas em marrãs, e até 72 horas em porcas (KRAELING; WEBEL, 2015), sendo que a ovulação acontece no terço final do cio, correspondendo a 36-42 horas após o início do cio.

A ovulação se refere ao processo no qual os folículos pré-ovulatórios se rompem sob ação do pico pré-ovulatório de LH e liberam os oócitos, que se mantêm viáveis entre 6-8 horas para serem fecundados pelo espermatozoide. Desta forma, a falha na detecção do cio no sistema de produção pode resultar em um aumento na taxa de retorno ao estro





e até mesmo no nascimento de leitegadas pequenas, o que concomitantemente leva ao prejuízo financeiro para o produtor (SCHEID; WENTZ, 1993). Sendo assim, se torna imprescindível a correta detecção do cio para que possa se programar o momento ideal da cobertura, garantindo um maior desempenho reprodutivo.

A detecção de cio deve ser feita como um procedimento padrão e de forma rotineira na granja. Para isso, recomenda-se que as fêmeas em baias sejam expostas a contato direto com um macho por pelo menos 10 minutos de forma diária. Para fêmeas mantidas em gaiola, pode ser aplicado o teste da pressão lombar associado a contato frente a frente com o cachaço. O teste da pressão lombar, também conhecido como reflexo de tolerância ao homem (RTH), consiste em uma massagem no flanco e pressão nas costas da fêmea. A fêmea em cio permanece imóvel, treme as orelhas e demonstra interesse pelo macho. A detecção do cio deve ser realizada duas vezes ao dia, tendo um intervalo de 12 horas. Recomenda-se que a fêmea tenha se alimentado antes da detecção do cio e que se respeite um intervalo de 45-50 minutos após a refeição para que a porca esteja tranquila. Ainda, deve ser utilizado um macho com idade mínima de 10 meses, visto que a partir dessa idade os machos apresentam salivação intensa, contendo altas concentrações de ferormônios (KUNZ et al., 2003).

As marrãs pré-púberes fazem parte de uma categoria animal à qual se deve ter mais atenção para alcançar maior precisão na detecção do cio. Isso se deve ao fato destas fêmeas nunca terem expressado o cio. Para isso, as marrãs devem ter um contato direto com o macho e é preciso garantir que ocorra o reflexo de imobilização sem que lhes cause um dano físico (PASCUAL, 2020).





Figura 5. Sinais de estro em suínos

Fonte: Autores





6. INDUÇÃO DA PUBERDADE

Conceitualmente, a puberdade compreende ao momento no qual ocorre a primeira ovulação na fêmea e, conseqüentemente, quando ela se torna sexualmente madura e capaz de reproduzir (GEISERT et al., 2018; LEA & ENGLAND, 2019). No entanto, embora a puberdade se caracterize como o momento no qual a fêmea atinge a capacidade de se reproduzir, o potencial máximo da eficiência reprodutiva, no que desrespeita a capacidade fecundante (número de descendentes), ainda não foi atingida (Tabela 4). Na espécie suína, o período de puberdade pode variar de acordo com diversos fatores (raça, nutrição, efeitos ambientais, estado metabólico), mas é aceitável o intervalo de 6-8 meses para que ocorra este evento (LEA & ENGLAND, 2019). A partir dos 100 dias já é possível observar a presença de folículos médios e estrogênicos nos ovários das marrãs, no entanto, o pulso de LH é apenas observado a partir dos 150 dias nas linhagens comerciais (EVANS & O'DOHERTY, 2001).

Tabela 4. Parâmetros reprodutivos das porcas e leitoas no sistema de produção

Parâmetros	Porcas	Leitoas
Oócitos liberados/cio	10-25	10-15
Índice de retorno ao cio (%)	5	20
Morte embrionária (%)	25	45
Tamanho de leitegada	12	10
Perdas até desmame (%)	5	10
Intervalo de parição (dias)	150	180

Fonte: FERREIRA, 2017.





Do ponto de vista fisiológico, a puberdade se baseia na maturação das vias neurais associadas ao eixo hipotalâmico-hipofisário, o que torna o ovário capaz de responder ao estímulo das gonadotrofinas e secretar os hormônios esteroides. Previamente à puberdade, os esteroides ovarianos realizam um feedback negativo no hipotálamo, inibindo a liberação de GnRH e, conseqüentemente, a liberação do LH capaz de desencadear a ovulação. Com a ocorrência da maturação do eixo hipotalâmico-hipofisário, o hipotálamo reduz a sensibilidade ao efeito inibitório do estradiol, o qual passa a ser positivo e desencadeia o comportamento do estro e a liberação das gonadotrofinas, incluindo o LH, levando à ocorrência da ovulação (RAMIREZ & MCCAN, 1963). Um fator importante para induzir a puberdade é o acúmulo da reserva corporal na forma de tecido adiposo, que atua na sinalização do hipotálamo e culmina na ativação da secreção de GnRH (LENTS et al., 2020).

A taxa de reposição de leitoas em granjas deve ser em torno de 40-45%. Isso deve a fatores como falhas no retorno do estro e concepção em porcas no pós-parto, baixa performance reprodutiva e introdução de novas linhagens genéticas. Dessa forma, a importância de uma adequada preparação das leitoas é notável para atender essa demanda no sistema de produção (KRAELINH & WEBER, 2015). Para seleção de leitoas, além das características genéticas (alta prolificidade e produção de leite, alta deposição de tecido magro e baixo consumo de ração) deve-se considerar: tamanho da vulva, aprumos, tetos salientes e sem falha, sete ou mais pares de tetas funcionais, prolificidade e adequado desempenho produtivo (100 kg aos 150 dias) (SILVEIRA, 2012). A ocorrência da puberdade





de forma precoce é benéfica para o sistema de produção, principalmente nas fêmeas de alto valor genético e com potencial de ganho de peso. Desta forma, é imprescindível que seja realizado um programa de indução de puberdade nas fêmeas aptas fisicamente e biologicamente, para acelerar a entrada destas no sistema de produção. Para isso, pode-se utilizar o estímulo com o macho ou o estímulo hormonal.

De forma geral, as marrãs selecionadas serão estimuladas por meio de contato direto e estímulos olfatórios de ferormônios, táteis, visuais e auditivos de um macho maduro sexualmente (>10 meses de idade) entre os 150-180 dias. O estímulo das marrãs peripúberes deve ser por pelo menos 20 minutos de contato diário com um macho (PINESE, 2005; KRAELINH&WEBER, 2015). Se possível, recomenda-se a rotação dos machos, tendo como objetivo diversificar o estímulo e evitar uso contínuo de um único animal; assim, deve-se utilizar dois ou mais machos, intercalando-os diariamente ou a cada dois dias. As fêmeas devem ser mantidas em lotes de 6-10 marrãs, visto que lotes menores têm uma resposta inadequada ao estímulo do macho (SCHEID & WENTZ, 1993).

Outra alternativa para induzir a puberdade em marrãs é o uso de estímulo hormonal para induzir o crescimento folicular e, posteriormente, a ovulação dos folículos. Este método hormonal pode ser utilizado em fêmeas que não responderam ao estímulo do macho e quando se objetiva sincronizar um lote de fêmeas púberes (SCHEID & WENTZ, 1993; DEL SANTO, 2012). Dentre os protocolos hormonais mais utilizados para se induzir a puberdade em suínos, destaca-se o uso do produto comercial, conhecido como PG 600®, que combina em sua





formulação 400 unidades internacionais (UI) de gonadotrofina coriônica equina (eCG) e 200 UI de gonadotrofina coriônica humana (hCG). O eCG possui ação similar ao FSH, estimulando o crescimento e maturação folicular, enquanto o hCG possui ação similar ao LH, contribuindo para ocorrência do pico pré-ovulatório de LH, resultando na ovulação desses folículos previamente estimulados ao crescimento (DEL SANTO, 2012; PINESE, 2005). O PG 600° pode ser administrado em fêmeas a partir dos 5,5 meses de idade e com um peso mínimo de 85 kg. Se as marrãs forem muito jovens, o estro pode ser induzido, no entanto, elas frequentemente retornam ao anestro. A aplicação de PG 600° resulta em 60-70% das fêmeas expressando o estro dentro de cinco dias após aplicação, tendo este uma duração de 36 horas e com 75% das fêmeas ovulando em torno de 13 oócitos (ESTIENNE, 2001; KNOX et al., 2000; COFFEY, 1997).

Uma estratégia adotada para aumentar a sobrevivência dos folículos e maximizar a taxa de ovulação da leitoa é o uso do flushing alimentar. De forma geral, a ingestão de altos níveis de energia provoca um aumento na concentração sanguínea de insulina, o que facilita a entrada de glicose na célula, além de atuar na modulação da secreção do LH. Combinado a isto, o flushing promove o aumento na atividade enzimática do fígado, o que resulta na redução nos níveis de estrógeno, provocando um feedback positivo na secreção de LH (PINESE et al., 2008). Nesta prática, deve-se fornecer às leitoas uma ração mais energética, como a de lactação, *ad libitum* por duas semanas antes do período de cobrição (AMARAL et al., 2006).





7. MANEJO NO DESMAME

Durante o início da lactação, a porca passa por um período de anestro lactacional causado, principalmente, pela sucção do teto pelo leitão, pela prolactina e pelo balanço energético negativo devido à alta produção de leite, que leva a um reflexo neuroendócrino inibindo o pulso de GnRH, secreção de LH e ovulação. No decorrer da lactação, a pulsatilidade do LH é restabelecida, resultando no aumento do diâmetro folicular. O momento do desmame causa um estresse agudo na porca, o que leva à ativação do eixo hipotalâmico-hipofisário-adrenal e aumento de cortisol, impedindo assim o restabelecimento da homeostase. Logo após este evento, a concentração de cortisol é reduzida, permitindo o aumento na concentração de FSH e, conseqüentemente, o recrutamento do pool folicular (QUESNEL; PRUNIER, 1995; SCHWARZ; KOPYRA; NOWICKI, 2008; SOEDE; LANGENDIJK; KEMP, 2011). Por isso, no período pós desmame ocorre o crescimento folicular, resultando na síntese de estrógeno, manifestação do cio (intervalo desmame-cio - IDC) e, posteriormente, ovulação. Dentro da suinocultura, uma forma de se aumentar a produtividade corresponde ao aumento do número de leitões desmamados por porca por ano, que indiretamente depende do período de gestação, período de lactação e do intervalo desmame-cio. Os períodos de gestação e lactação são praticamente fixos, visto que o primeiro sofre pouca variação devido às características fisiológicas da espécie, e o segundo não pode ser inferior a 21 dias. Sendo assim, a redução do IDC é uma forma de aumentar o número de





Após 18-24 dias da inseminação artificial ou monta natural, deve-se realizar a detecção do cio com auxílio do cachaço pela manhã e pela tarde, para verificar o retorno do cio das fêmeas. Além disso, entre 30-50 dias pode ser realizado o diagnóstico de gestação pelo uso da ultrassonografia, e após 90 dias é possível realizar o diagnóstico de gestação de forma visual (SILVEIRA, 2003).





8. INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL

Entender algumas peculiaridades sobre a fisiologia reprodutiva da fêmea é importante para a elaboração de um protocolo eficiente para realizar a inseminação artificial. Independente do protocolo, é de suma importância garantir que no ato da inseminação haverá quantidade suficiente de espermatozoides viáveis durante todo o período ovulatório. O protocolo de inseminação deve sempre se embasar na frequência de detecção de estro e no início dos sinais de estro em si.

Coberturas anteriores às primeiras seis horas do estro podem resultar em diminuição da leitegada, visto que a viabilidade espermática não estaria em condições apropriadas no momento de máxima ovulação. Por outro lado, coberturas tardias, no dia posterior ao início do estro, podem acarretar no desconforto da fêmea não mais receptiva, como também no comprometimento da fertilidade de oócitos liberados durante a ovulação, além do risco de aumentar a incidência de infecções (RILLO, 2011).

COBERTURA PRECOCE



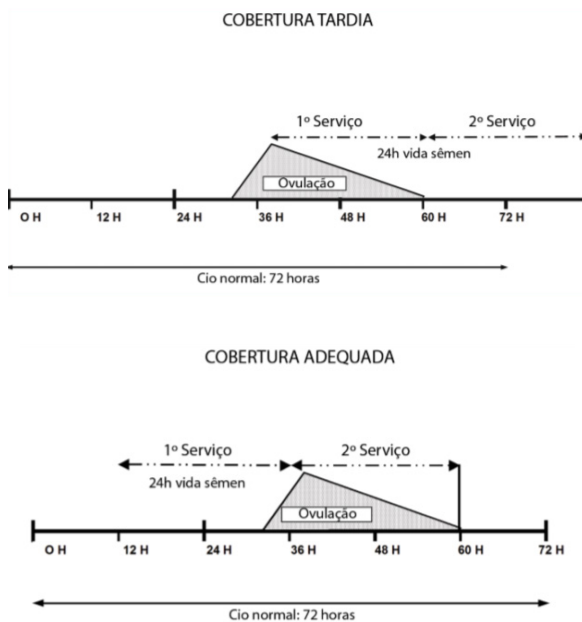


Figura 7. Momentos da inseminação artificial

Fonte: RILLO, S.M. et al., 2011

Reconhecer o momento do estro nas fêmeas é necessário para selecionar o protocolo ideal para cada categoria. Em geral, cerca de 70% das fêmeas têm estro considerado normal, com duração de 48 a 72 horas; outros 20% apresentam estro relativamente curto, com duração inferior a 40 horas; e os demais 10% apresentam estro longo, variando acima de 72 horas (RILLO, 2011).

Sabendo diferenciar os grupos e identificar de forma correta o início do estro, cada fêmea terá um esquema mais apropriado para a inseminação.





8.1 NULÍPARAS

Inseminação artificial para nulíparas com duas inseminações

	Dia 1	Dia 2	Dia 3
Manhã	1ª I.A.	2ª I.A.	-----
Tarde	-----	-----	-----

Inseminação artificial para nulíparas com três inseminações

	Dia 1	Dia 2	Dia 3
Manhã	1ª I.A.	3ª I.A.	-----
Tarde	2ª I.A.	-----	-----

8.2 MULTÍPARAS

Como demonstrado anteriormente, o melhor método para prever a duração do estro é pelo intervalo desmame-estro e, assim, tentar adequar o protocolo de inseminação.

Início do estro entre quatro e sete dias pós-desmame

Aproximadamente 70% de todas as fêmeas apresentam estro de duração normal (48 a 72 horas). Nesse caso, são recomendados dois protocolos distintos, de acordo com a frequência de detecção de estro.

- Única detecção de estro pela manhã: Situação comum em granjas com dificuldade de realização do manejo no período da tarde. Nessa situação, a 1ª I.A. deverá ser feita nessa mesma manhã e a 2ª I.A., na manhã seguinte.





	Dia 1	Dia 2	Dia 3	Dia 4
Manhã	Sinais de estro 1ª I.A.	Sinais de estro 2ª I.A.	Se há sinais de estro 3ª I.A.	Se há sinais de estro, não inseminar
Tarde	-----	-----	-----	-----

- DUAS detecções de estro por dia: A porca no estro pela manhã será inseminada pela primeira vez nesta tarde e pela 2ª vez na manhã seguinte. Se o estro iniciar à tarde, a 1ª I.A. será realizada na manhã seguinte e a 2ª I.A, 12 horas após a 1ª.

	Dia 1	Dia 2	Dia 3	Dia 4
Manhã	Sinais de estro	Sinais de estro 2ª I.A.	Se há sinais de estro 3ª I.A.	Se há sinais de estro, não inseminar
Tarde	1ª I.A.	-----	-----	-----

	Dia 1	Dia 2	Dia 3	Dia 4
Manhã	-----	Sinais de estro 1ª I.A.	Se há sinais de estro 3ª I.A.	Se há sinais de estro, não inseminar
Tarde	Sinais de estro	2ª I.A.	-----	-----

Início do estro com menos de quatro dias pós-desmame

Fêmeas que entram em estro anterior ao 4º dia pós desmame são as que se mantêm em estro mais prolongado,





com mais de 72 horas. Por este motivo, normalmente não são inseminadas no primeiro dia, iniciando no segundo dia pela manhã e repetindo a cada doze horas. É importante se atentar a essas fêmeas na detecção do terceiro dia de estro; quando ainda presentes os sinais de estro, há necessidade de uma terceira inseminação pela manhã.

	Dia 1	Dia 2	Dia 3	Dia 4
Manhã	Sinais de estro	Sinais de estro 1ª I.A.	Se há sinais de estro 3ª I.A.	Se há sinais de estro, não inseminar
Tarde	Sinais de estro	2ª I.A.	-----	-----

Início do estro após sete dias pós-desmame

Fêmeas que entram em estro em sete dias pós desmame costumam ter estro mais curto, com duração inferior a 40 horas, e ovulações precoces. Por isso se dá maior ênfase às duas primeiras inseminações, intervaladas em doze horas.

	Dia 1	Dia 2	Dia 3
Manhã	1ª I.A.	3ª I.A.	-----
Tarde	2ª I.A.	-----	-----





9. INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL PROPRIAMENTE DITA

Determinado o protocolo de inseminação, o procedimento deve ocorrer de forma mais calma possível, a fim de garantir higiene e estimulação da fêmea. O procedimento durante a inseminação artificial em suínos é de fácil execução, porém demanda atenção e comprometimento do inseminador. O protocolo a seguir deve ser empregado rigorosamente:

- Preferencialmente, a fêmea pode ser inseminada na presença de um macho adulto, para estimulação sexual; é importante sempre levar o macho ao encontro da fêmea;
- Antes do início da inseminação, realize uma conferência final para certificar que a fêmea permanece em estro. Caso a fêmea não apresente sinais de estro, não há necessidade de inseminação;
- Identifique a fêmea e registre todas as informações corretamente em uma ficha. Dados da inseminação, como data, horário, inseminador, macho, etc., são fundamentais para o gerenciamento das informações;
- Realize a limpeza dos lábios vulvares da fêmea com papel toalha impregnado em antisséptico não espermicida. Não é recomendado o uso de água ou esponjas, e nem limpeza apenas com papel;





- Lave as mãos e use luvas descartáveis;
- Aplique pressão no dorso da fêmea e massageie os flancos no intuito de estimular o animal;
- Homogeneíze a dose inseminante;
- Remova o cateter esterilizado da embalagem selada;
- Lubrifique a ponta do cateter com um gel não espermicida;
- Introduza o cateter inclinado em direção dorsal à vagina em ângulo de 45°, de forma a não introduzir no orifício uretral, localizado na base da vagina. Evitado o orifício, posicione o cateter horizontalmente e o introduza, realizando giros em direção à esquerda, até que o mesmo se encaixe na entrada da cérvix, o que poderá ser comprovado puxando-o suavemente para fora;
- Acople o frasco contendo a dose inseminante ao cateter;
- Uma vez fixado o cateter, introduza lentamente a dose seminal através do mesmo, devendo esta operação durar de 3 a 5 minutos;
- Durante a inseminação, deve-se estimular a fêmea pressionando o dorso e massageando o flanco;
- Quando toda a dose for utilizada, retire o frasco vazio, tampe o cateter e deixe por alguns minutos, a fim de continuar a estimulação da fêmea. Isso facilita a contração uterina e o movimento dos espermatozoides no útero e cornos;





- Finalizada a inseminação, descarte todo o material utilizado.



Figura 8. Etapas da inseminação artificial em suínos

Fonte: Autores





10. MÉTODOS DE INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL

Método convencional

O princípio da inseminação é simular a monta natural do reprodutor. Desta forma, deve haver estímulos na contração uterina, favorecendo a movimentação espermática. O método convencional foi explicitado anteriormente; os demais são baseados no mesmo, porém com adequações (BENNEMANN, 2007).

Um adendo importante na inseminação é a liberação do sêmen lentamente, pois quando se descarta sua fração gelatinosa, perde-se a função tampão na cérvix, podendo ocorrer refluxo seminal.

Método auto inseminação

Uma das dificuldades do método convencional é o tempo gasto por fêmea em relação ao inseminador. Contornando esse problema, temos o método de auto inseminação, que consiste em colocar o alforje na região lombar da fêmea. O peso do alforje é de 8 a 10 kg para as porcas nulíparas e de 12 a 14 kg para as múltíparas. A inseminação deve ser feita da seguinte maneira:





- Coloque o alforje na fêmea;
- Realize os mesmos procedimentos da inseminação convencional, porém pendure a dose inseminante no alforje;
- Observe o processo de absorção da dose inseminante enquanto coloca o alforje nas fêmeas seguintes; o tempo de absorção varia de acordo com a fêmea, alternando entre 2 e 10 minutos.
- Findado o sêmen, retire o cateter;
- Mantenha o alforje sobre a porca durante 2 minutos;
- E, por fim, retire o alforje.

A vantagem da técnica é que o processo de inseminação é facilitado de modo a simular o mais natural possível. Nesse caso, o sêmen é absorvido no ritmo das contrações uterinas do próprio animal e o alforje simula o estímulo do macho. Além disso, um único funcionário pode inseminar várias fêmeas ao mesmo tempo, incrementando a produtividade (MARTIN RILLO et al., 1998). Nessa técnica, no lugar dos alforjes, pode-se substituir por arcos de pressão construídos de cano de PVC.

Método pós cervical

A técnica pós cervical já é rotina nas granjas, pois é considerado o método de melhor eficiência reprodutiva e progresso genético. A técnica consiste em depositar o sêmen no corpo do útero através de uma cânula que passa no interior do cateter convencional. A eficiência produtiva está no fato de utilizar volume e concentração espermática





reduzidos, diminuindo o gasto desnecessário com diluente e aproveitando melhor o ejaculado do reprodutor. Quando realizada de forma correta, não há ocorrência de refluxo do sêmen (WATSON; BEHAN, 2002). Entretanto, nessa técnica é fundamental a qualidade do sêmen, sabendo que qualquer falha pode provocar diminuição da leitegada ou retorno ao estro.

A técnica é a mesma do método convencional, mas alguns passos são adicionados:

- Introduza o cateter de forma habitual, sem que a cânula interior se exteriorize;
- Fixe o cateter na cérvix da fêmea;
- Introduza a cânula no interior até notar a primeira resistência das pregas cervicais;
- Introduza a cânula suavemente, fazendo leve pressão para superar a resistência dos anéis cervicais;
- Alcançando o corpo do útero, a dose pode ser liberada de uma só vez;
- Retire a cânula interior, deixando o cateter durante 3-5 minutos;
- Retire o cateter da forma habitual.



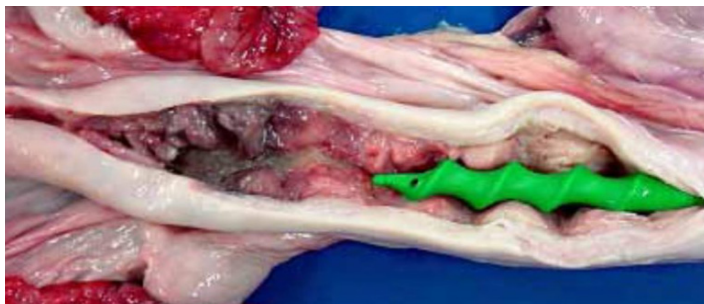


Figura 9. Inseminação artificial tradicional e auto inseminação

Fonte: ABCS; MAPA; EMBRAPA SUÍNOS E AVES, 2011

Tabela 5. Relação entre o tipo de inseminação artificial, concentração espermática e volume da dose

Tipo de IA	Intracervical	Pós cervical
Número de Células Espermáticas por Dose	2,5 – 3,0 X 10 ⁹	1,0 – 1,5 x 10 ⁹
Volume da Dose Inseminante - ml	80 - 100	40 - 60





11. PROTOCOLOS HORMONAIIS

Uma estratégia para possibilitar o uso de uma única IA em fêmeas suínas depende da indução e sincronização do estro e da ovulação (DRIANCOURT et al., 2013). A inseminação artificial em tempo fixo (IATF) em suínos se tornou possível devido ao conhecimento da regulação endócrina do desenvolvimento folicular e ovulação, e também pela disponibilidade de hormônios e seus análogos, permitindo o controle do ciclo estral e da ovulação (BRÜSSOW et al., 2009).

Os protocolos de IATF dependem de uma predição do momento da ovulação. Isso demanda o uso de indutor de ovulação, o qual tem sua aplicação baseada ou não na detecção de estro. Quando o protocolo preconiza a detecção de estro, usa-se este evento como referência para estabelecer o momento da aplicação do indutor de ovulação, o qual é administrado no início da manifestação de estro (FONTANA et al., 2014). No caso do protocolo de IATF sem detecção de estro, o momento do desmame é a referência para administração do indutor de crescimento folicular e/ou ovulação (DRIANCOURT et al., 2013; KNOX et al., 2014). Quando o objetivo é sincronizar o estro de leitoas, o protocolo de IATF deve ser mais elaborado devido à grande variabilidade na manifestação do primeiro estro que a categoria apresenta. Nessa situação deve-se incluir o uso de progestágeno durante 14 a 18 dias e um indutor de ovulação após cessar o fornecimento do análogo da progesterona (MARTINAT-BOTTÉ et al., 2010).





Dentre os hormônios mais conhecidos e utilizados para IATF, podem ser citados a gonadotrofina sérica eqüina (eCG) e humana (hCG), o hormônio luteinizante suíno (pLH), os fatores liberadores de gonadotrofinas (GnRH) e seus análogos, as prostaglandinas (PGF2 α) e os progestágenos (Altrenogest). Cada grupo tem funções e efeitos específicos, dependendo do momento ou da fase do ciclo em que são aplicados e da finalidade do resultado a ser alcançado.

Para a indução do estro devem ser consideradas fêmeas que, por razões relacionadas ao manejo e condições fisiológicas, não apresentaram o estro dentro do período considerado normal para a espécie. Pode-se relacionar este aspecto às leitoas de reposição que após certo período de estimulação e manejo com o macho ainda não manifestaram o primeiro estro; às fêmeas desmamadas que após 7 a 10 dias não retornaram ao estro; e às leitoas que são submetidas à hormonioterapia com o objetivo de induzir e sincronizar o primeiro estro, independentemente de manejos adotados com esta categoria.

O eCG possui ação FSH e LH, porém com predominância de FSH, estimulando o crescimento folicular e sincronização do estro (KIRKWOOD; KAUFFOLD, 2015). O hCG também tem ação de FSH e LH, porém maior ação de LH, estando relacionado diretamente com o processo de ovulação, luteinização das células da granulosa, manutenção da funcionalidade do corpo lúteo e secreção de progesterona (PRUNIER; QUESNEL, 2000). O uso do GnRH, atua na glândula pituitária estimulando a liberação de LH, decorrente da produção de estrógeno pelos folículos em desenvolvimento (BRÜSSOW et al., 2009).





Os progestágenos estão envolvidos em diversos eventos fisiológicos na reprodução, como crescimento folicular, nutrição embrionária e bloqueia liberação do GnRH (DIAS et al., 2010). O Altrenogest é o progestágeno sintético mais utilizado em granjas que adotam o sistema em bandas, onde se concentra as inseminações e, conseqüentemente, as rotinas posteriores (WENTZ; GAVA; BORTOLOZZO, 2007).





12. DESCARTE DE MATRIZES SUÍNAS

O descarte de matrizes pode ocorrer de forma voluntária, embasado em questões de produtividade, como condição física, aspecto sanitário e desempenho reprodutivo, ou involuntária, ocorrendo quando o animal vem a óbito. Para a reposição, devemos analisar o custo de aquisição ou produção própria de marrãs, custo de manutenção durante o período improdutivo do animal e receita obtida com a menor produção de leitões da primípara (LESSKIU et al., 2011).

Entre as principais causas de descarte, destacam-se as falhas na reprodução e, em seguida problemas de locomoção, idade, baixa produção e mortalidade (SABALLO; LÓPEZ-ORTEGA; MÁRQUEZ, 2007). A taxa de reposição anual do rebanho varia entre 45 e 50%, incluindo mortalidade das fêmeas, em torno de 8% (VEARICK et al., 2008).





13. MANEJO DA FÊMEA PÓS COBERTURA

Após a inseminação, a fêmea deve ser mantida no setor de cobertura ou gestação para observação por um período de 35 a 42 dias. Durante esse período, a fêmea não deve passar por momentos de estresse, como o manejo geral ou reagrupamento, podendo ocasionar perdas gestacionais, principalmente na segunda semana pós inseminação, momento da implantação dos embriões no endométrio (DANTAZER, 1985).

A partir de 15 dias pós inseminação, o controle de retorno ao estro deve ocorrer durante a passagem com o rufião, dando atenção às fêmeas entre 18 e 24 dias pós inseminação, período em que ocorre maior frequência de retornos ao estro considerados dentro da faixa de normalidade fisiológica (CONNOR, 1989). As porcas que retornarem ao estro, ou as negativas após diagnóstico de gestação, retornam ao galpão de cobertura para serem inseminadas novamente ou descartadas, segundo o histórico reprodutivo.

Dentre as técnicas para diagnosticar a gestação de fêmeas suínas, foram desenvolvidos aparelhos capazes de identificar alterações fisiológicas da gestação, como o ultrassom (Modo A) e o ultrassom em tempo real (Modo B). O Modo A identifica estruturas repletas de líquido, como o útero com líquido amniótico; o eco é convertido em som audível ou sinal luminoso. Porém, em muitos casos, identifica-se falso positivo quando as





fêmeas estão com a bexiga cheia. O período recomendado é curto, variando de 28 a 35 dias pós inseminação, pois a partir dessa data o líquido amniótico reduz e dificulta a identificação (WILLIAMS; PIÑEYRO; DE LA SOTA, 2008).

O Modo B gera imagens em tempo real através da emissão de ondas sonoras; o eco, ao se chocar com o tecido, é refletido e transmitido em forma de pontos brilhantes, formando a imagem na tela (WILLIAMS; PIÑEYRO; DE LA SOTA, 2008). O transdutor lubrificado com gel é posicionado na região abdominal da fêmea. A partir do 24º ao 35º dia de gestação há rápido aumento de líquido no útero e, conseqüentemente, no tamanho das vesículas embrionárias. Desta forma, o período ideal na rotina prática é entre o 20º e o 35º dia pós inseminação para a realização do diagnóstico de gestação precoce. Posteriormente, um segundo diagnóstico deve ser realizado entre o 42º e o 63º dia de gestação.



Figura 10. Ultrassonografia de fêmea suína com 50 dias de gestação

Fonte: Autores





14. MANEJO DA PORCA GESTANTE

É importante minimizar os impactos do estresse na reprodução a fim de reduzir a mortalidade embrionária e, conseqüentemente, a diminuição da leitegada. Algumas práticas são recomendadas para este propósito:

- Manter separadas as nulíparas e primíparas do restante das fêmeas;
- Primíparas devem passar por um período de adaptação nas gaiolas antes da inseminação;
- Evitar a movimentação das fêmeas durante os primeiros 35 dias da gestação;
- Manter o conforto térmico, evitando temperaturas inferiores a 15 °C e superiores a 28 °C;
- Durante toda a gestação, evitar momentos de estresse, que podem causar aborto.

No manejo alimentar, a ração fornecida deverá se adequar à fase da gestação para atender o crescimento de tecidos maternos, embrionários/fetais e mamário. De sete a trinta e cinco dias pós inseminação, começa-se o fornecimento de ração para ajustar a condição corporal ao parto. As fêmeas devem ser desmamadas e inseminadas com escore próximo a 3 e no momento do parto, próximo a 4, em uma escala de 1 a 5 (SOLÀ-ORIOLO; GASA, 2016). É importante o produtor discutir com a equipe técnica da genética utilizada para qual manejo optar.



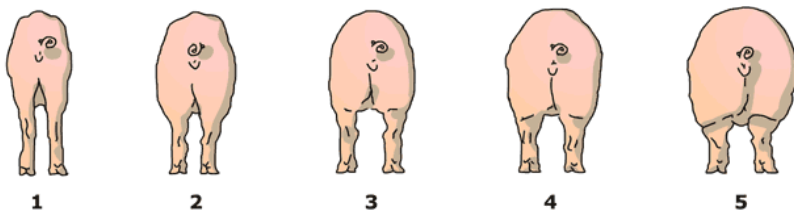


Figura 11. Escore de condição corporal de 1 a 5, respectivamente

Fonte: NUÑES; FLORES; RUTLLANT, 2012.

No terço final da gestação, o incremento na alimentação para a fêmea deve ser direcionado para o crescimento dos fetos e da glândula mamária, pois há interferência direta no peso dos leitões ao nascer e durante a produção de leite (TROTIER; JOHNSTON, 2001).

O fornecimento de água em quantidade e qualidade é fundamental para as fêmeas, pois tendem a pouca movimentação e permanecem mais deitadas, influenciando diretamente no volume de água ingerido (VILAS BOAS, 2016).

Quando os protocolos vacinais são realizados corretamente, os principais problemas sanitários envolvem o aparelho locomotor e o trato urinário. Os problemas de locomoção estão relacionados à nutrição e à qualidade do piso da gestação (SOBESTIANSKY; BARCELLOS, 2007); para prevenção, o ideal é que após 60 dias de gestação se realize solução em pedilúvio ou pincel semanalmente. Já a baixa ingestão de água, baixa frequência de micção e alta contaminação ambiental são os principais responsáveis por infecções urinárias; como prevenção, pode-se aplicar o ato de levantar as fêmeas quatro vezes ao dia em horários fixos, desconsiderando o momento do fornecimento da alimentação, estimula a ingestão de água e micção (ALBERTON; SOBESTIANSKY; DONIS, 2012).





15. CONSIDERAÇÕES FINAIS

É importante o suinocultor entender que o manejo reprodutivo engloba um conjunto de ações aplicadas nas diversas áreas da produção, como reprodução, nutrição, sanidade e ambiência, e que essas ações irão influenciar na produtividade da granja. Por esse motivo, na implantação da inseminação artificial no plantel deve-se garantir a qualidade do ejaculado, da dose inseminante, da detecção de estro e a adequada inseminação.





REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

ABCS. Associação Brasileira dos Criadores de Suínos. **Dados de mercado da suinocultura 2019**. Disponível em: <http://abcs.org.br/dados-do-setor/>. Acesso em: 01 de março de 2021.

ABCS; MAPA; EMBRAPA SUÍNOS E AVES. **Manual Brasileiro de Boas Práticas Agropecuárias na Produção de Suínos**. Revisão Amaral, A.L.; et al. Brasília/DF, 1ª edição, 140p., 2011.

ABRAHÃO, A.A.F. Vitamina A na nutrição de cachacos: I – Fatores relacionados ao condicionamento de machos reprodutores suínos para a colheita de sêmen. II – Análise qualitativa e quantitativa do sêmen de cachacos submetidos à suplementação de vitamina A na dieta. **Dissertação** (Mestrado em Nutrição Animal), Universidade de São Paulo, Pirassununga, p.125, 2006.

ALBERTON, G. C.; SOBESTIANSKY, J.; DONIS, D. G. Infecção urinária em fêmeas de produção. In: **Doenças dos Suínos**, Goiânia: Cânone Editorial. p.179-194, 2012.

AMARAL, A.L. et al. **Boas práticas de produção de suínos**. Circular Técnica, n. 50, p. 1-60, EMBRAPA – Suínos e Aves, Concórdia: dezembro, 2006.

ANTUNES, R. C. Planejando a reposição de reprodutores (macho e fêmea) e impacto sobre a eficiência reprodutiva da granja. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, Belo Horizonte, v.31, n.1, p.41-46, 2007b.





ANTUNES, R.C. Manejo reprodutivo de fêmeas pós-desmame com foco sobre o intervalo desmame cio (IDC). **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v. 31, n. 1, p. 38-40, 2007a.

BENNEMANN, P. E.; KOLLER, F. L.; BERNARDI, M. L. et al. Desempenho reprodutivo de fêmeas suínas submetidas à inseminação intra-uterina ou à tradicional. **Ciência Rural**, v.37, n.6, p. 1735-1739, 2007.

BORTOLOZZO, F.P.; BERNARDI, M.L.; BENNEMANN, P.E.; WENTZ, I. **Inseminação Artificial em Suínos**. In: Biotécnicas Aplicadas à Reprodução Animal, p.25–144, 2008.

BRAUNDMEIER, A.G.; DEMERS, J.M.; SHANKS, R.D.; MILLER, D.J. The relationship of porcine sperm zona-binding ability to fertility. **Journal of Animal Science**, v.82, p.452-458, 2004.

BRIDGES, G. A. et al. Triennial Reproduction Symposium: Deficiencies in the uterine environment and failure to support embryonic development. **Journal of Animal Science**, v. 91, n. 7, p. 3002–3013, 2013.

BRÜSSOW, K.P.; SCHNEIDER, F.; KANITZ, W.; RÁTKY, J.; KAUFFOLD, J.; WÄHNER, M. Studies on fixed-time ovulation induction in the pig. In: RODRIGUEZ-MARTINEZ, H.; VALLET, J.L.; ZIECIK, A.J. **Control of Pig Reproduction VIII**. Nottingham University Press, p. 187-195, 2009.

CBRA. Colégio Brasileiro de Reprodução. **Manual para exame andrológico e avaliação de sêmen animal**. 3ª.ed., Belo Horizonte: CBRA, 469 2013, 104 p.

CBRA. **Manual para exame andrológico e avaliação do sêmen animal**. Colégio Brasileiro de Reprodução Animal. 2. Ed. Belo Horizonte: CBRA, 1998, 49p.





COFFEY, R.D. Manipulation of the estrous cycle in swine. **Cooperative Extension Service – University of Kentuch**. p. 1-6, 1997.

CONNOR J.F. Reproductive problems in swine breeding herds: making the field diagnosis. **Food Animal Practice**, v.5, p.318-327, 1989.

DANTAZER, V. Electron microscopy of the initial stages of placentation in the pig. **Anatomy and Embryology**, v. 172, p. 281-293, 1985.

DECUADRO-HANSEN, G. **Cio de lactação em porcas: mito ou realidade**. Informativo Técnico, n. 170. Disponível em: <http://www.sossuinos.com.br/Tecnicos/info170.htm>. Acesso em 21 de março de 2021.

DEL SANTO, T.A. **Puberdade e a vida útil reprodutiva das fêmeas suínas**. 2012. 66 f. Dissertação (Mestrado em Ciências) - Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, Pirassununga.

Departamento Técnico MAJOP. **Manual Técnico de Processamento de Sêmen para Inseminação Artificial**. 2010. Disponível em: <https://majop.com.br/wp-content/uploads/2020/12/Manual-Rapido-para-Processamento-de-Semen-Suino.pdf>. Acesso em 25 de março de 2021.

Dias, F.C.; Colazo, M.G.; Kastelic, J.P.; Mapletoft, R.J.; Adams, G.P.; Singh, J.P. Progesterone concentration, estradiol pretreatment and dose of gonadotropin-releasing hormone affect gonadotropin-releasing hormone-mediated luteinizing hormone release in beef heifers. **Domestic Animal Endocrinology**, v.39, p.155-162, 2010.





DRIANCOURT, M. A.; COX, P.; RUBION, S.; HARNOIS-MILON, G.; KEMP, B.; SOEDE, N. M. Induction of an LH surge and ovulation by busserelin (as Receptal) allows breeding of weaned sows with a single fixedtime insemination. **Theriogenology**, 80, 391–399, 2013.

DYCE, K. M.; SACK, W.O.; WENSING, C.J.G. **Tratado de anatomia veterinária**. 4ª ed. Rio de Janeiro: Elsevier, 2010. 834 p.

ESTIENNE, M.J. Uses of P.G. 600 in swine breeding herd management. **Virginia Cooperative Extension**. Disponível em: https://www.sites.ext.vt.edu/newsletter-archive/livestock/aps-01_03/aps-0344.html. Acesso em 21 de março de 2021.

EVANS, A.C.O.; O'DOHERTY, J.V. Endocrine changes and management factors affecting puberty in gilts. **Livestock Production Science**, v. 68, p.1-12, 2001.

FERREIRA, R.A. **Suinocultura Manual Prático de Criação**. 2ª ed. Viçosa: Aprenda Fácil, 2017. 442 p.

FLORES, A. G.; RUTLLANT, J. W.; NUNEZ, M. A. S. **Manejo alimentar em porcas desde o desmame à cobrição**. 2013. Disponível em: https://www.3tres3.com.pt/artigos/maneio-alimentar-em-porcas-desde-o-desmame-a-cobric%C3%A3o_6428/. Acesso em 21 de março de 2021.

FONTANA, D.L.; ULGUIM, R.R; SBARDELLA, P.E.; BERNARDI, M.L.; WENTZ, I.; BORTOLOZZO, F.P. Fixed-time postcervical artificial insemination in sows receiving porcine luteinising hormone at oestrus onset. **Animal Reproduction Science**, 144, 109–114, 2014.





FRANGEZ, R.; GIDER, T.; KOSEC, M. Frequency of Boar Ejaculate Collection and its Influence on Semen Quality, Pregnancy Rate and Litter Size. **Acta Veterinaria Brno**, v.74, p.265-273, 2005.

FURTADO, C.S.; MELLAGI, A.P.G.; VARGAS, A.J. et al. Aspectos relevantes na avaliação da morfologia espermática do suíno. **Suinocultura em Foco**, v.17, p.04-05, 2006.

GADEA, J. Review: Semen extenders used in the artificial insemination of swine. **Spanish Journal of Agricultural Research**, v.1, p.17-27, 2003.

Gaggini. T.S.; Almeida, M.C.S.; Bortolozzo, F.P.; WENTZ, I. Diagnóstico de gestação em fêmeas suínas: uma revisão dos principais métodos. **Revista Brasileira de Agrociência**, Pelotas, v.18 n.2-4, p.244-252, 2012.

GEISERT, R.R.; LUCY, M.C. Pig. In: SKINNER, M.K. **Encyclopedia of Reproduction**. 2. ed. Elsevier, 2018. vol. 2, p.641-649.

GHEORGHISAN-GALATEANU, A. A.; HINESCU, M. E.; ENCIU, A. M. Ovarian adult stem cells: hope or pitfall? **Journal of Ovarian Research**, v. 7, n. 1, p. 71-79, 2014.

GHERSEVICH, S. et al. Oviductal secretion and gamete interaction. **Reproduction** (Cambridge, England), v. 149, n. 1, p. 1–14, 2015.

GONZÁLEZ, F.H.D. **Introdução à endocrinologia reprodutiva veterinária**. Porto Alegre: Laboratório de Bioquímica Clínica Animal – UFRGS, 2002. 87 p.





HAFEZ, E.S.E., HAFEZ, B. **Reprodução Animal**. 7ª ed. São Paulo: Manole, 2004. 513 p.

HINES, E. Reproduction in swine - understanding the estrous cycle for herd management. **PennState Extension**. Disponível em: <https://extension.psu.edu/reproduction-in-swine-understanding-the-estrous-cycle-for-herd-management>. Acesso em 21 de março de 2021.

JOHNSON, L.A.; WEITZE, K.F.; FISER, P. et al. Storage of boar semen. **Animal Reproduction Science**, v.62, p.143–172, 2000.

Kirkwood, R.N.; Kauffold, J. Advances in Breeding Management and Use of Ovulation Induction for Fixed-time AI. **Reproduction in Domestic Animals**, v.50, p.85-89, 2015.

KNOX, R.V. et al. Effect of subcutaneous vs intramuscular administration of P.G. 600 on estrual and ovulatory responses of prepubertal gilts. **Journal of Animal Science**, v. 78, n. 7, p. 1732-1737, 2000.

KNOX, R.V.; TAIBL, J.N.; BREEN, S.M.; SWANSON, M.E.; WEBEL, S.K. Effects of altering the dose and timing of triptorelin when given as an intravaginal gel for advancing and synchronizing ovulation in weaned sows. **Theriogenology**, 82, 379–386, 2014.

KRAELING, R.R.; WEBEL, S.K. Current strategies for reproductive management of gilts and sows in North America. **Journal of Animal Science and Biotechnology**, v. 6, n. 3, p. 1-14, 2015.

KUNZ, A.; GIROTTI, A. F.; MONTICELLI, C. J. et al. Produção de Suínos. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves. **Sistemas de Produção**, 2003. Disponível em: <http://www.cnpa.embrapa.br/SP/suinos/manejoprodu.html>. Acesso em: 21 de março de 2021.





LEA, R.; ENGLAND, G.C.W. Puberty and seasonality. In: NOAKES, D.E.; PARKINSON, T.J.; ENGLAND, G.C.W. **Veterinary Reproduction and Obstetrics**. 10. ed. Elsevier, 2019. cap. 3, p. 54-62.

LENTS, C.A. et al. Physiological and genomic insight into neuroendocrine regulation of puberty in gilts. **Domestic Animal Endocrinology**, v. 73, p. 106446-106463, 2020.

LESSKIU, P.E.; GONÇALVES, M.A.D.; BRANDT, G. et al. Descarte de fêmeas jovens: racionalização das políticas de descarte e seus impactos sobre a produtividade do plantel. In: **VI SINSUI, Simpósio Internacional de Suinocultura**, p.139-161, 2011.

MARTÍN RILLO, S. et al. Hands-free artificial insemination in swine. In: **International Pig Veterinary Congress**, Birmingham, England: Nottingham University, v.2, p.34, 1998.

MARTINAT-BOTTÉ, F.; VENTURI, E.; GUILLOUET.; DRIANCOURT, M. A.; TERQUI, M. Induction and synchronization of ovulations of nulliparous and multiparous sows with an injection of gonadotropin-releasing hormone agonist (Receptal). **Theriogenology**, 73, 332–342, 2010.

Nuñes, M.Á.S.; Flores, A.G.; Rutllant, J.W. **Avaliação da condição corporal da porca**. 2012. Disponível em: https://www.3tres3.com.pt/artigos/avaliac%C3%A3o-da-condic%C3%A3o-corporal-da-porca_6404/. Acesso em: 02 de março de 2021.

PASCUAL, J.G. **Conselhos para detecção do cio**. 2020. Disponível em: https://www.3tres3.com.br/artigos/conselhos-para-a-detecc%C3%A3o-do-cio_995/. Acesso em: 21 de março de 2021.





PEÑA, F.J.; SARAVIA, F.; NUÑEZMARTINEZ, I. et al. Do different portions of the boar ejaculate vary in their ability to sustain cryopreservation? **Animal Reproduction Science**, v.93, p.101-113, 2006.

PINESE, M.E. et al. Aspectos reprodutivos do “flushing” alimentar para marrãs. **Revista Porkworld**, 2008.

PINESE, M.E. Puberdade em marrãs: I - efeito das gonadotrofinas na indução e sincronização do estro à puberdade. II – efeito do “flushing” alimentar no ciclo anterior à primeira concepção. III – avaliação da eficiência produtiva e reprodutiva das marrãs até 1º parto. 2005. 93 f. **Dissertação** (Mestrado em Medicina Veterinária) – Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia, Universidade de São Paulo, Pirassununga.

PRUNIER, A., QUESNEL, H. Nutritional influences on the hormonal control of reproduction in female pigs. **Livestock Production Science**, v. 63, p. 1-16, 2000a.

PRUNIER, A.; QUESNEL, H. Influence of the nutritional status on ovarian development in female pigs. **Animal Reproduction Science**, v.60- 61, p.185-197, 2000b.

QUESNEL, H.; PRUNIER, A. Endocrine bases of lactational anoestrus in the sow. **Reproduction Nutrition Development**, v. 35, n. 4, p. 395–414, 1995.

RAMIREZ, D.V.; MCCANN, S.M. Comparison of the regulation of luteinizing hormone (LH) secretion in immature and adult rats. **Endocrinology**, v. 72, p. 452-464, 1963.

results of a commercially based field trial. **Theriogenology**, v. 57, p. 1683–1693, 2002.





RILLO, S.M. et al. Inseminação artificial em suínos: como ganhar eficiência na reprodução de seu rebanho suíno, **Manual prático para profissionais Biotecnologia veterinária**, KUBUS S.A., 3º edição, tradução Consuitec, 2010.

ROSA, A.F. A nova reprodução começou. **Revista Porkworld**, 2013.

ROZEBOOM, K.J.; TROEDSSON, M.H.T.; MOLITOR, T.W. et al. The effect of spermatozoa and seminal plasma on leukocyte migration into the uterus of gilts. **Journal Animal Science**, v.77, p.2201–2206, 1999.

SABALLO, A. J.; LÓPEZ-ORTEGA, A.; MÁRQUEZ, A. A. Causas de descarte de cerdas en granjas de la región centro occidental de Venezuela durante el período 1996-2002. **Zootecnia Tropical**, v. 25, n. 3, p. 179-187, 2007.

SCHEID, I. R.; WENTZ, I. **Suinocultura Dinâmica: a leitoa de reposição: manejo para antecipação da puberdade**. Ano II, nº 6, Informe técnico: EMBRAPA, 1993.

SCHULZE, M.; BUDER, S.; RÜDIGER, K. et al. Influences on semen traits used for selection of young AI boars. **Animal Reproduction Science**, 148. p. 164–170, 2014.

SCHWARZ, T.; KOPYRA, M.; NOWICKI, J. Physiological mechanisms of ovarian follicular growth in pigs — A review. **Acta Veterinaria Hungarica**, v. 56, n. 3, p. 369–378, 1 set. 2008.

SHIPLEY, C. Breeding soundness examination in the boar. **Swine Health Production**, v.7, p.117– 120, 1999.

SIGNORET, J.P. Reproductive behaviour of pigs. **Journal of Reproduction and Fertility**, supl. 11, p. 105-117, 1970.





SILVEIRA, P. **Preparação de leitoas: uma garantia para o futuro do rebanho**. 2012. Disponível em: <https://www.suinculturaindustrial.com.br/imprensa/preparacao-de-leitoas-uma-garantia-para-o-futuro-do-rebanho/20160729-102416-w900>. Acesso em: 21 de março de 2021.

SILVEIRA, P.R.S. Manejo de Produção - Produção de Suínos. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves. **Sistemas de Produção**, 2003. Disponível em: <http://www.cnpsa.embrapa.br/SP/suinos/manejoprodu.html>. Acesso em: 21 de março de 2021.

SOBESTIANSKY, J.; BARCELLOS, D. Doenças do aparelho locomotor. In: **Doenças dos Suínos**. Goiânia: Cãnone Editorial, p.421-460, 2007.

SOEDE, N. M.; LANGENDIJK, P.; KEMP, B. Reproductive cycles in pigs. **Animal Reproduction Science**, v. 124, n. 3-4, p. 251-258, abr. 2011.

SOLÀ-ORIOI, D.; GASA, J. Feeding strategies in pig production: Sows and their piglets. **Animal Feed Science and Technology**, v.233, 34-52, 2016.

TONIOLLI, R. Recentes avanços na tecnologia de sêmen e em inseminação artificial em suínos. **Revista Brasileira de Reprodução Animal**, v.34, n.2, p.105-113. 2010.

TOPIGS NORSVIN. **Manual Topigs Norsvin para Reprodutores e Centrais de Inseminação Artificial**, 2012.

TROTTIER, N. L.; JOHNSTON, L.J. Feeding gilts during development and sows during gestation and lactation. In: **Swine nutrition**. Lewis, A.J; Southern, L.L., editors. CRC Press LLC, Boca Raton, FL, USA. p.725-770, 2001.





VARGAS, A. J. et al. Que decisão tomar frente a matrizes que apresentam falhas reprodutivas: elas merecem uma nova chance? **Acta Scientiae Veterinariae**, v. 35, p. 57–62, 2007.

VEARICK, G.; MELLAGI, A.P.G.; BORTOLOZZO, F.P.; WENTZ, I.; BERNARDI, M.L. Causas associadas à morte de matrizes suínas. **Archives of Veterinary Science**, v.13, n.2, p.126-132, 2008.

VILAS BOAS, J.C.P., et al. Gestão da água na suinocultura. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, p.32, 2016.

WATSON, P. F.; BEHAN, J. R. Intrauterine insemination of sows with reduced sperm numbers:

WENTZ, I.; GAVA, D.; BORTOLOZZO, F.P. Hormonioterapia como ferramenta no manejo reprodutivo dos suínos. In: **Congresso Brasileiro de Veterinários Especialistas em Suínos**, 13, Florianópolis. Anais. Concórdia: Embrapa Suínos e Aves, p. 139-154, 2007.

WILLIAMS, S. I.; PIÑEYRO, P.; DE LA SOTA, R. L. Accuracy of pregnancy diagnosis in swine by ultrasonography. **Canadian Veterinary Journal**, Ottawa, v.49, p. 269-273, 2008.





Divisão de Gráfica
Universitária
Universidade Federal de Viçosa

