





REPRODUÇÃO EM PEQUENOS RUMINANTES - APLICAÇÕES PRÁTICAS

REPRODUCTION IN SMALL RUMINANTS - PRACTICAL APPLICATIONS

Isabel Oliveira Cosentino¹, Pedro Henrique Nicolau Pinto¹, Mário Felipe Alvarez Balara¹
e Felipe Zandonadi Brandão¹

RESUMO

A criação de pequenos ruminantes no Brasil vem crescendo e ganhando destaque nas últimas décadas, mas ainda existe a necessidade de melhorias na eficiência reprodutiva dos plantéis. Nesse contexto, as biotécnicas da reprodução e as técnicas de manejo reprodutivo são aplicáveis aos cenários mais distintos encontrados pelo país e são estratégias que permitem melhorar o desempenho dos sistemas de criação. Nesta revisão, são abordadas de forma objetiva as principais ferramentas e biotécnicas reprodutivas voltadas aos pequenos ruminantes, tais como as principais metodologias hormonais ou naturais utilizadas para a sincronização e indução do estro em fêmeas; métodos de manejo reprodutivo; biotécnicas como a inseminação artificial e o uso de outras ferramentas como o diagnóstico ultrassonográfico da gestação, enfermidades reprodutivas e avaliação da qualidade seminal; além de discutir brevemente técnicas que podem ser mais exploradas no Brasil como a colheita e transferência de oócitos e embriões.

Palavras-chave: biotécnica reprodutiva, caprinos, manejo reprodutivo, ovinos, ultrassonografia.

ABSTRACT

Small ruminants' production in Brazil has been growing and gaining visibility every year, but there is still a need for improvements in herds' reproductive efficiency. In this context, reproduction biotechniques and reproductive management are applicable to the most different scenarios found cross country and are strategies that allow improving the performance of breeding systems. In this review, it is highlighted the main reproductive tools and biotechniques used in small ruminants' reproduction, such as the main hormonal or natural methodologies used for estrus synchronization and induction in females; reproductive management methods; biotechniques such as artificial insemination and the use of other tools such as ultrasound diagnosis of pregnancy and reproductive pathologies and seminal quality assessment; also its briefly highlighted techniques which the use could be more explored in Brazil, such as oocyte and embryo pick-up and transfer.

Keywords: reproductive biotechnology, goats, reproductive management, sheep, ultrasound.

¹ Faculdade de Veterinária, Universidade Federal Fluminense, Niterói, Rio de Janeiro, Brazil.



Autor para correspondência:
isabelcosentino@id.uff.br

Revista Brasileira de Buiatria
Reprodução,
Volume 1, Número 2, 2022

ISSN 2763-955X

DOI:10.4322/2763-955X.2022.010



Associação Brasileira
de Buiatria



INTRODUÇÃO

O rebanho nacional de pequenos ruminantes (corte e leite) saiu de 22 milhões de animais em 2013, para mais de 31 milhões em 2019^{1,2}. A região Nordeste concentra o maior efetivo do rebanho nacional, com impressionantes 94% dos caprinos e 68% dos ovinos. A região Sul ocupa o segundo lugar com 1,8% dos caprinos e 20% dos ovinos¹.

De forma geral, os sistemas de criação nordestinos são menos tecnificados e de característica familiar³. Esta realidade fica bem ilustrada quando comparamos a média de produção de leite caprino da região Nordeste, 9,2 L(litro)/animal/ano, com a média de produção da região Sudeste, 21,4 L/animal/ano⁴. Em relação aos ovinos, a produção de carne nacional vem aumentando, principalmente na região Sul. No entanto, essa produção ainda não supre a demanda do mercado interno, sendo necessária a importação de países vizinhos como o Uruguai^{3,5}.

Diante de diferentes realidades socio regionais, as biotécnicas da reprodução e as técnicas de manejo reprodutivo são estratégias aplicáveis aos cenários mais distintos e permitem melhorar a eficiência reprodutiva na ovino e caprinocultura⁶. Nesta revisão será abordado de forma objetiva as principais ferramentas e biotécnicas reprodutivas voltadas aos pequenos ruminantes.

FISIOLOGIA REPRODUTIVA

As ovelhas e cabras são consideradas poliéstricas estacionais de dias curtos, ou seja, manifestam estro repetidas vezes principalmente durante o outono e inverno. O quão marcante é a estacionalidade varia com a raça, latitude e o tipo de criação. Animais mantidos mais ao norte do país e próximos da linha do equador tendem a manifestar estacionalidade menos marcante do que animais mantidos ao sul do país⁷. Com relação a espécie ovina, na região Sudeste, foi observado que

ovelhas da raça Santa Inês apresentaram baixo grau de estacionalidade, com poucas fêmeas entrando em anestro durante a primavera⁸ e com níveis de progesterona que indicavam funcionalidade ovariana ao longo do ano⁹. Quanto aos machos, apesar de apresentarem diminuição na qualidade seminal e libido, continuam férteis ao longo do ano¹⁰⁻¹³. Em cabras, primíparas e múltíparas apresentaram estro durante outono e inverno, enquanto nulíparas concentraram o estro durante o inverno, e independente da ordem de parto, todas apresentaram anestro durante a primavera¹⁴. Na região Nordeste, no estado da Bahia, cabras Anglo-Nubianas demonstraram anestro no verão¹⁵, enquanto cabras Saanen no Ceará não apresentaram anestro¹⁶. Já os ovinos na região Sul do país, apresentam estro marcado com estação reprodutiva ocorrendo no outono¹⁷. Além das condições estacionais impostas pela latitude, é importante destacar que raças adaptadas aos trópicos tendem a ter a estacionalidade menos marcadas que as raças importadas europeias.

O ciclo estral na espécie caprina dura em média 21 dias (podendo variar entre dezessete e 25 dias) e, nas ovelhas, oscila entre dezesseis e dezessete dias^{18,19} (Figura 1). Cabras tem duração de estro em torno de 36 horas (24 a 48 horas) e ovelhas trinta horas^{19,20}. O período gestacional tanto para ovinos quanto caprinos é de aproximadamente 150 dias (cinco meses)^{19,21}.

A foliculogênese ovariana ocorre ao longo do ciclo estral (Figura 2), de forma resumida, o processo inicia com uma fase independente da ação das gonadotrofinas, onde há transformação de alguns folículos primordiais em primário¹⁹. Com o aumento das concentrações séricas de estradiol, ocorre inibição da secreção de hormônio folículo estimulante (FSH) pelo eixo hipotalâmico-hipofisário, iniciando a fase de seleção, onde os folículos maiores e com maior número de receptores para FSH continuam seu desenvolvimento enquanto os outros entram em atresia, dando sequência à fase de dominância. Assim, ocorrem sucessivas ondas de emergência folicular enquanto a fase folicular final e

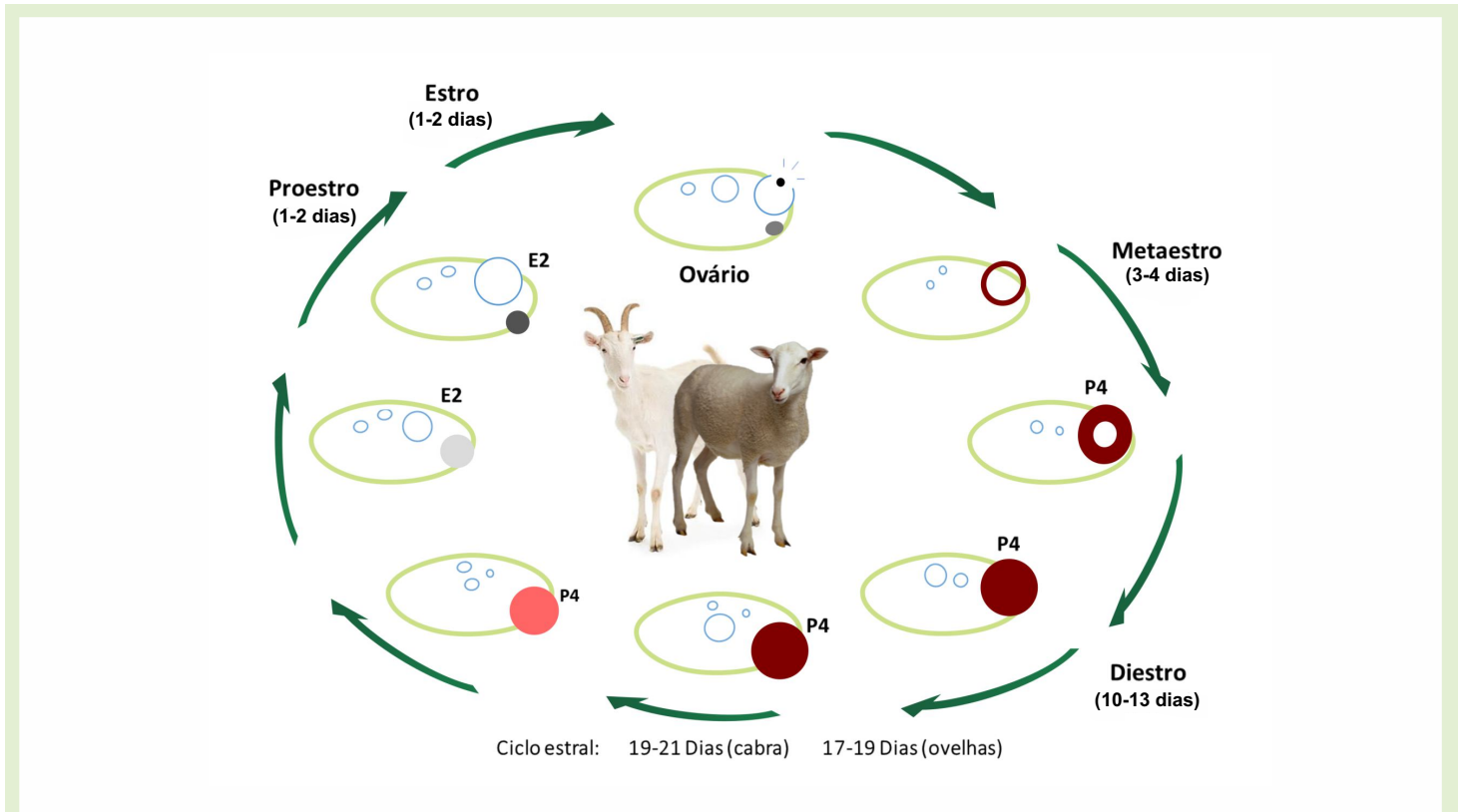


Figura 1. Esquema das fases do ciclo estral em caprinos e ovinos.



Figura 2. Imagens laparoscópicas de ovário ovino durante o ciclo estral. (A) Início da fase luteal (dia 2,5), (B) meio da fase luteal (dia 8,5), (C) fim da fase luteal - luteólise (dia 16,5), (D) foliculo pré-ovulatório (seta verde) e (E) corpo lúteo (setas amarelas) em formação com 24 horas após ovulação e dois corpos Albicans do ciclo anterior (Foto: J. Cognié, INRA).

o pico ovulatório estiverem suprimidos pela ação inibitória da progesterona (P4) sobre o hormônio luteinizante (LH), até que ocorra a luteólise e consequente queda da concentração de P4²². O número de ondas foliculares varia de acordo com a raça, fotoperíodo, estado nutricional e até por fatores inerentes ao indivíduo, variando entre duas e seis ondas em caprinos e três a quatro em ovinos^{18,19}.

SISTEMAS DE PRODUÇÃO

Para os sistemas de produção de cordeiros de corte, consideram-se como eficientes fêmeas que conseguem parir três vezes em um intervalo de dois anos (Figura 3). Quando há necessidade de fornecer animais para o mercado durante o ano todo e acelerar a produção de cordeiros, é possível adotar o sistema Cornell STAR[®] (Figura 4), que permite chegar a cinco partos em três anos²³. Deve-se, portanto, acompanhar de perto

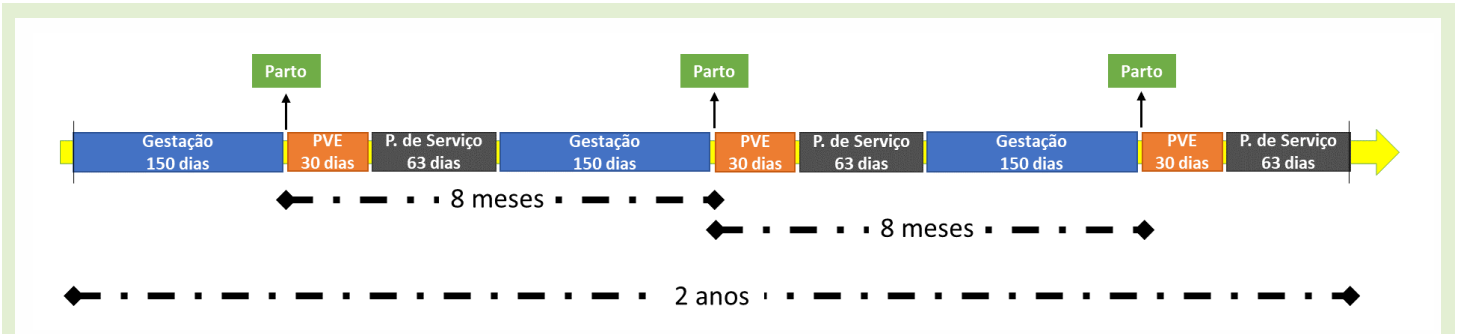


Figura 3. Representação da duração de cada etapa para a execução de três partos em dois anos em sistemas de produção de cordeiros. Período voluntário de espera (PVE): período de involução uterina e retorno da ciclicidade. Período de serviço (P. de Serviço): janela de tempo em que deve ocorrer a concepção.

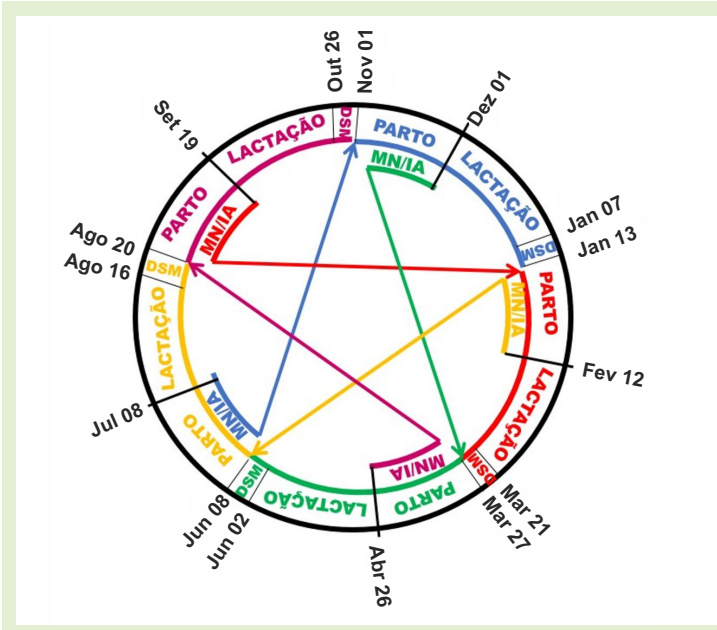


Figura 4. Representação gráfica do sistema Cornell STAR®, onde cada ponta da estrela equivale ao período de desmame e separação dos filhotes de suas mães. No esquema, cada cor representa um lote de fêmeas, de modo que haja coincidência entre as estações de monta natural (MN) ou inseminação artificial (IA) de um lote com a estação de parição (parto) de outro lote. No esquema também são representados o período de aleitamento (lactação) e desmame (DSM). Adaptado do site do sistema Cornell STAR®²³.

a condição de escore corporal das fêmeas e o manejo nutricional, de forma a garantir que ela terá o suporte nutricional necessário para atingir tal marco.

Atualmente o modelo para pequenos ruminantes é similar ao utilizado em bovinos, chegando a um parto por ano com número de filhotes variando com a prolificidade da fêmea. Em sistemas de produção de leite caprino, esta alta frequência de partos pode não ser desejada em função da maior demanda de atividade como secagem, cobertura e cuidados com os cabritos. Além disso, de forma a manter a oferta de leite ao longo do ano, as fêmeas podem ser divididas em lotes de manejo, onde algumas serão reproduzidas na estação e outras na contra estação. Nestes sistemas há ainda a

possibilidade de selecionar fêmeas com maior persistência de lactação^{24,25}, o que pode ser mais interessante do que aumentar o número de partos.

CONTROLE DO CICLO ESTRAL

Devido à estacionalidade reprodutiva, em algumas regiões do país, há a necessidade do uso de biotécnicas que permitam induzir e sincronizar o estro durante o anestro. Podem ser adotados diferentes métodos (naturais, artificiais ou a associação destes), tais como o efeito macho, a manipulação do fotoperíodo e o uso de protocolos hormonais, mais comumente utilizados^{26,27}. Tais protocolos podem ser utilizados durante a



estação reprodutiva para a sincronização do estro e/ou ovulação com uso de análogos das prostaglandinas, ou durante o período de anestro, onde será realizada a indução do estro sincronizado²⁸. No material suplementar número 1 pode ser visto o comportamento de cabras no cio, sozinhas ou junto ao macho.

■ Métodos não farmacológicos

Protocolos de luz (controle artificial do fotoperíodo) são provavelmente os mais utilizados entre os métodos naturais, para a indução de estro. Baseia-se na exposição dos animais, geralmente a fêmea e reprodutores, a dezesseis horas de luz (98 luxes na altura dos olhos) e oito horas de escuridão, diariamente, por sessenta dias²⁹. Deste modo, podem ser utilizados acionadores automáticos que mantêm as luzes acessas das 4:00 às 8:00 e das 16:00 às 20:00 horas, totalizando dezesseis horas de luz. Caso os animais fiquem em galpões fechados ou com pouca luz natural, a luz ambiente pode ficar acessa durante todo o período das 4:00 às 20:00 horas. Para garantir que essa quantidade mínima de lux chegue na altura dos olhos, os dispositivos utilizados são de pelo menos duzentos luxes³⁰. Transcorridos mais sessenta dias, as fêmeas começam a apresentar sinais de estro por aproximadamente sessenta dias³¹⁻³³. A queda abrupta da iluminação artificial induz as fêmeas a retornarem à ciclicidade, da mesma forma que aconteceria com a diminuição natural das horas de

luz na entrada da estação reprodutiva (Figura 5).

Interações sociosexuais, como os efeitos macho e fêmea, são a estimulação sexual que um animal sexualmente ativo realiza sobre animais em anestro^{34,35}, e ocorrem de forma natural na natureza, principalmente no período de transição quando os que começam a ciclar antes induzem outros animais a entrarem no período reprodutivo. Normalmente, fêmeas em anestro, que ficaram sem contato visual ou olfativo com machos, por períodos em torno de sessenta dias, quando expostas a machos ativos têm sua secreção de LH e ovulação induzida e sincronizada nos primeiros dias de contato com o macho^{36,37}. A primeira ovulação, que ocorre aproximadamente vinte horas após a introdução do macho é comumente seguida por um CL de curta duração, que sofre luteólise em até 48 horas, e depois uma segunda ovulação ocorre, em torno de seis a nove dias após a introdução do macho, e dá origem a um CL de vida útil normal³⁸ (Figura 6). Quando se trata do efeito fêmea, o contato com fêmeas ativas induz no macho um aumento na secreção de LH, acompanhado de um aumento no teor de fluido e concentração de espermatozoides na ejaculação^{34,39}. O efeito fêmea também é observado entre fêmeas, com fêmeas ativas sexualmente induzindo ciclicidade em outras do rebanho⁴⁰.

Outro método não farmacológico de melhorar os resultados reprodutivos em pequenos ruminantes é o *flushing*, podendo este ser trabalhado de forma contínua, estática ou dinâmica. A alimentação por curtos

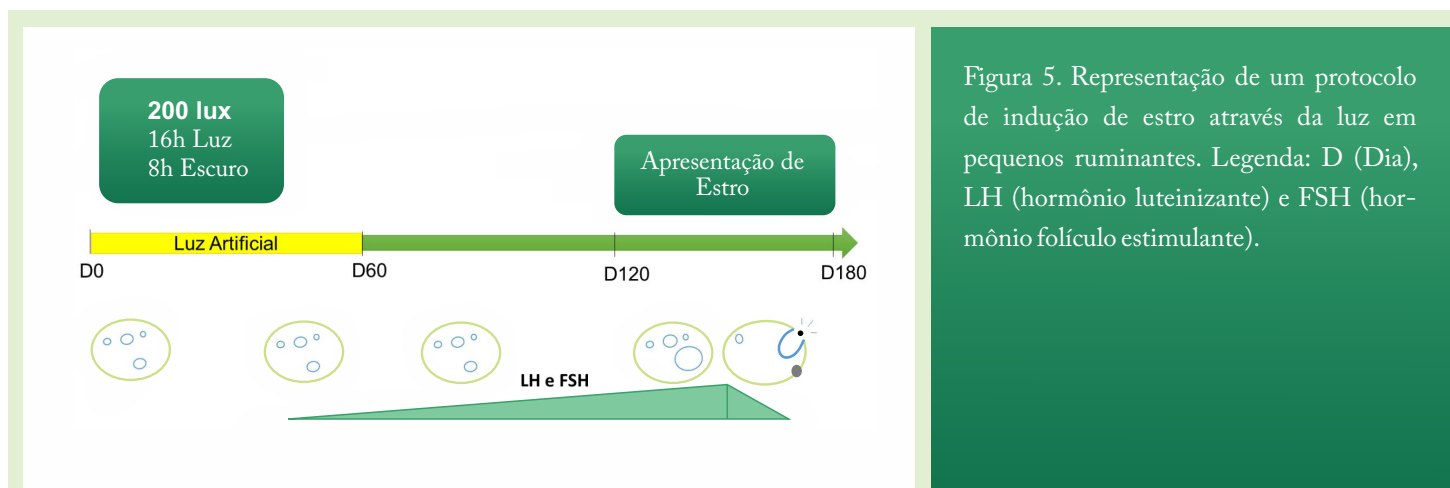


Figura 5. Representação de um protocolo de indução de estro através da luz em pequenos ruminantes. Legenda: D (Dia), LH (hormônio luteinizante) e FSH (hormônio foliculo estimulante).

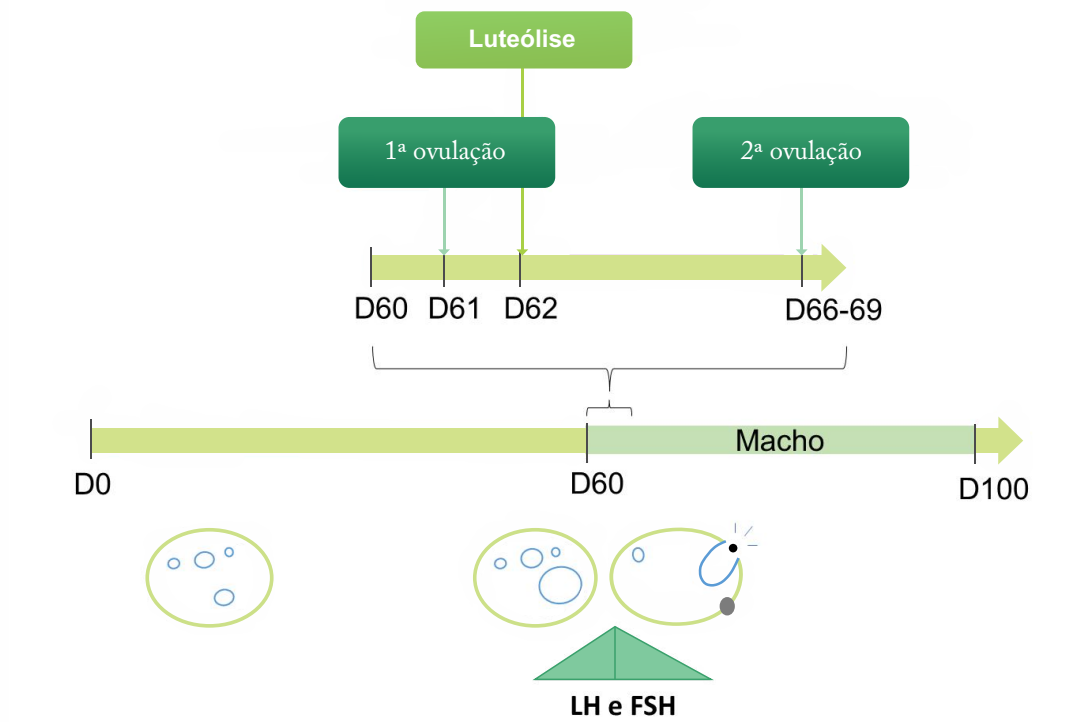


Figura 6. Representação de um protocolo de estimulação por efeito macho em pequenos ruminantes. Legenda: D (Dia), LH (hormônio luteinizante) e FSH (hormônio foliculo estimulante).

períodos com uma dieta rica em proteínas e energia, fornecida para ovelhas cíclicas, aumentam as concentrações de insulina e glicose no sangue, além das concentrações de glicose no fluido folicular⁴¹. As alterações na dieta causam ações diretas sobre o folículo, levando a um *feedback* negativo reduzido para o sistema hipotálamo-hipofisário e um consequente aumento da secreção de FSH, levando a uma estimulação da foliculogênese⁴². Ainda, resultados podem ser positivos quando os métodos são utilizados em conjunto, dependendo da raça. Em ovelhas Santa Inês o efeito macho foi capaz de induzir atividade cíclica, e associação com o *flushing* melhorou os resultados na contra estação, já com ovelhas Suffolk e Romney Marsh nenhuma das técnicas induziu a ciclicidade³⁷.

■ Métodos farmacológicos

Indução do estro

Protocolos hormonais de indução do estro são utilizados durante o anestro estacional na ausência de um CL ativo. São baseados no uso de progestágenos, tais como:



Dispositivo intravaginal com molécula de P4 idêntica à original [*Controlled Internal Drug Release* (CIDR) e Dispositivo Intravaginal Caprino Ovino (DICO)]⁴³⁻⁴⁵.



Esponjas intravaginais com análogos da progesterona, como o acetado de medroxiprogesterona (MAP) e a flurogestona^{46,47}.



Progesterona injetável⁴⁸⁻⁵⁰.



Os progestágenos exógenos foram propostos inicialmente como forma de mimetizar o efeito do CL no organismo. Os protocolos de longa exposição ao progestágeno (nove/catorze dias) são tradicionalmente usados e geram os efeitos desejados independente da fase estral ou estação do ano^{27,51}, entretanto os folículos ovulados acabam sendo estimulados por um longo tempo, perdendo a qualidade do oócito. Assim, visando diminuir o tempo de duração, ocorrência de vaginites em resposta ao dispositivo/esponja, custo dos protocolos e melhoria de resultados, protocolos mais curtos (cinco/sete dias) foram avaliados obtendo bons resultados^{51,52}. Já em caprinos, o uso de diferentes períodos de exposição aos progestágenos (seis, nove ou doze dias) foram igualmente eficientes para indução de estro sincronizado, apresentando apenas diferença quanto a apresentação de estro quando comparada a categoria animal, onde nulíparas apresentaram o comportamento sexual antes das pluríparas lactantes, independentemente do tratamento^{53,54}. Em ovinos Santa Inês, foram encontrados resultados similares para seis, nove ou doze dias, porém com uma concentração maior da ovulação com o protocolo de nove dias⁵⁵. Assim, a escolha pelo uso de um ou outro protocolo deve ser feita baseada no estado cíclico das fêmeas e grau de estacionalidade apresentada, de modo a promover os estímulos mais adequados ao momento fisiológico reprodutivo e endócrino do animal. Um exemplo desta afirmação foi visto pelo nosso grupo em um estudo recente realizado em

um rebanho caprino comercial, onde, inicialmente, tentou-se o protocolo curto, que não apresentou resultado satisfatório e ao tentar um estímulo mais prolongando ao progestágeno, o protocolo foi bem-sucedido⁵⁶.

Com relação aos tipos de dispositivos intravaginais, a escolha pelo tipo a ser utilizado pode ser feita considerando o custo-benefício, além do progestágeno que ele contém. Os dispositivos plásticos (CIDR e DICO), apesar de maior custo de aquisição podem ser autoclavados e utilizados por duas ou três induções, a depender do tempo de exposição, além de causar menor incidência de vaginite. Entretanto autoclavar os dispositivos pode não ser um procedimento acessível a todas as propriedades⁵⁷⁻⁵⁹. Os métodos de inserção e retirada da esponja de progesterona podem ser vistos no material suplementar número 2, que são similares aos procedimentos utilizados para a inserção e retirada do CIDR, aplicadores e dispositivos podem ser visualizados na figura 7. O uso dos análogos da prostaglandina (PG) deve ser feito em tratamentos de curta exposição, pois, caso haja um CL, este ainda poderá estar funcional ao final do tratamento com progestágeno, e a PG causará sua lise^{27,51}.

Para concluir o protocolo, utilizar entre 50 e 300 unidades internacionais (UI) de uma gonadotrofina, como a gonadotrofina coriônica equina (eCG) ou a gonadotrofina coriônica humana (hCG)^{60,61}, que pode ser aplicada 48 horas antes do momento da retirada do

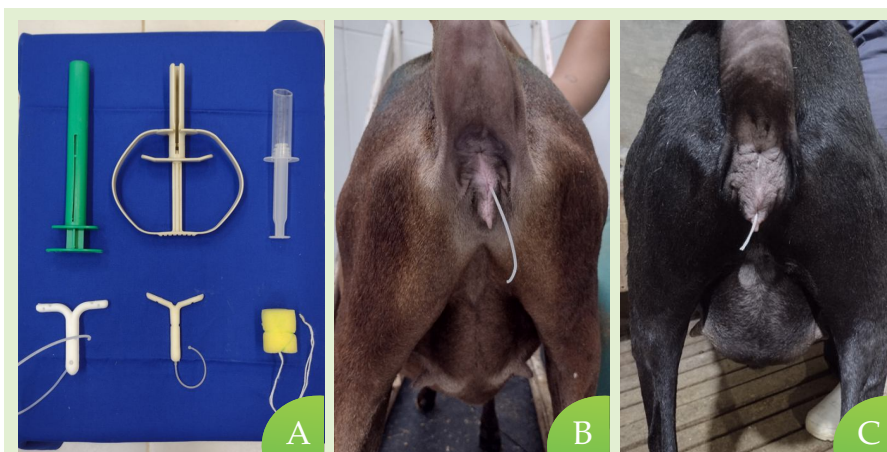


Figura 7. Dispositivos intravaginais. (A) Dois modelos de CIDR e seus respectivos aplicadores (ao centro e a esquerda) e uma esponja com seu aplicador (a direita). (B) Ovelha com CIDR, com destaque para o fio plástico externo para remoção do dispositivo e (C) ovelha com esponja intravaginal, com destaque para o barbanete externo para remoção do dispositivo.



dispositivo/esponja, para que ocorra um estímulo mais sincrônico do crescimento folicular, manifestação do estro e ovulação no lote^{27,51}. As doses utilizadas podem variar de acordo com o grau de estacionalidade que a fêmea se encontra, assim como a raça e a localização geográfica. Outros hormônios que também podem ser associados são os análogos sintéticos do hormônio liberador de gonadotrofina (GnRH) como estímulo ao

pico pré-ovulatório do LH⁶¹, ou o análogo do FSH retirado da hipófise de suínos (pFSH - FSH suína), para melhoria dos folículos estimulados⁶². Na figura 8 é demonstrado um esquema simplificado de um protocolo baseado em progestágenos associado a um análogo da PG e gonadotrofina. Nas tabelas 1, 2 e 3 são apresentados os principais protocolos para cada espécie.

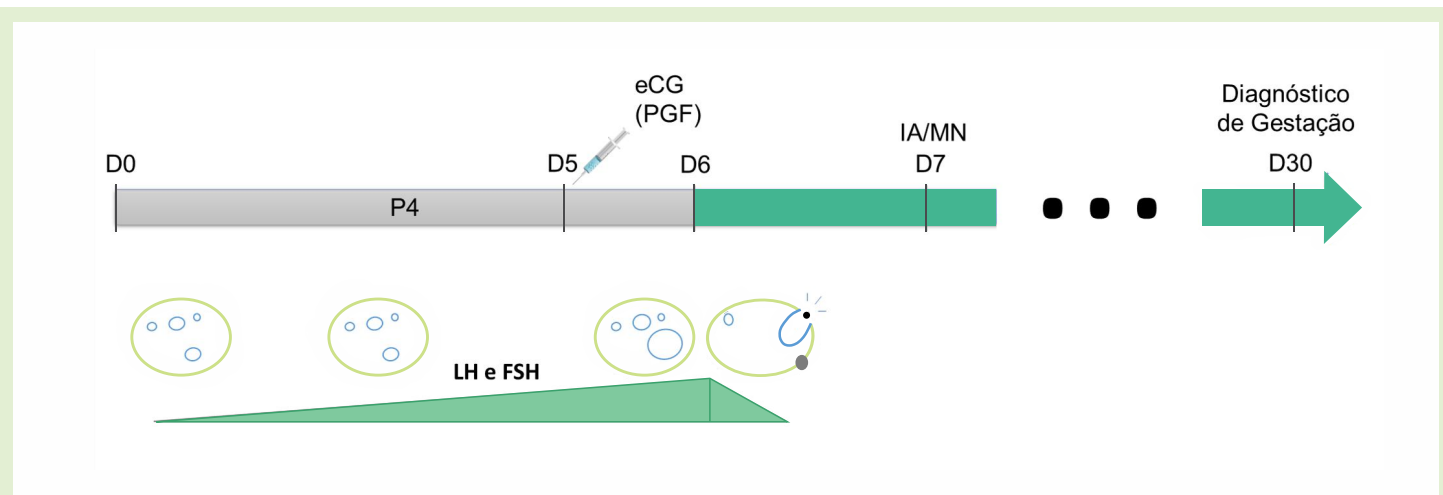


Figura 8. Representação de um protocolo curto baseado em progestágenos em pequenos ruminantes. A duração da exposição ao progestágeno pode variar, assim como os outros hormônios utilizados em associação. Os protocolos podem ser curtos (seis dias, conforme ilustrado nesta figura), médios (nove dias) ou longos (a partir de doze dias), onde o uso de prostaglandinas pode ser suprimido. O uso dos progestágenos estimula o crescimento folicular e a ovulação. Nesses protocolos a aplicação da eCG e PGF pode ser feita no dia anterior ou no dia da retirada do progestágeno. Legenda: D (Dia), P4 (progestágeno), eCG (gonadotrofina coriônica equina), PGF (prostaglandina), IA (inseminação artificial), NM (acasalamento natural), LH (hormônio luteinizante) e FSH (hormônio folículo estimulante).

Tabela 1. Principais protocolos utilizados para indução de estro em fêmeas caprinas e ovinas, com a utilização de prostágenos (P4) associado a gonadotrofina coriônica humana (hCG).

Protocolos	Início do Estro	Momento da ovulação	Fêmeas gestantes	
hCG (UI)	Horas após aplicação hCG		% (gestante/total)	
P4	50	60±13	90±12	67% (6/9) ⁴⁸
	100	54±6	91±10	100% (10/10) ⁴⁸
	300	76±29	108±33	80% (8/10) ⁴⁸

Legenda: hCG (gonadotrofina coriônica humana), FSH (hormônio folículo estimulante), P4 (progesterone) e UI (unidade internacional).



Tabela 2. Principais protocolos utilizados para indução de estro em fêmeas caprinas e ovinas, com a utilização de implantes de esponjas com acetado de medroxiprogesterona (MAP).

	Protocolos			Início do estro (horas)	Momento da ovulação (horas)	Fêmeas gestantes % (gestantes/total)		
	Dias	Análogo PGF	eCG (UI)				Hormônios	
		d-cloprostenol					FSH, hCG, GnRH ou solução salina	
MAP	6	✓	✗	FSH: 20 UI	56,0±19,6	93,5±30,3	52,2 (12/23) ⁶²	
		✓		200	✗	26,7±5,6	44,6±2,2	60 (6/10) ⁵⁴
		✓		200	✗	43,0±20,5	72,7±19,9	72 (18/25) ⁶²
		✓		200	hCG: 300 IU, 7 dias depois	N/R	N/R	74,4 (32/43) ⁶³
		✓		200	hCG: 7,5 dias depois	N/R	N/R	60 (33/55) ⁶⁶
		✓		200	Solução salina: 7 dias depois	N/R	N/R	90,7 (39/43) ⁶³
		✓		200	Solução salina: 7,5 dias depois	N/R	N/R	47,1 (25/53) ⁶⁶
		✓		250	✗	30,9±8,6	63,1±19,1	57,7 (15/26) ⁶²
		✓		300	✗	46,0±8,9	70,4±10,9	45,5 (5/11) ⁵⁵
		✓		300	✗	N/R	N/R	37,4 (74/198) ⁶⁴
		✓		300	✗	37,3±3,2	64,1±3,0	N/R ⁶⁵
		✓		300	GnRH: 24 horas	N/R	48,0±3,2	N/R ⁶⁵
		✓		300	GnRH: 36 horas	31,4±3,8	56,7±1,9	N/R ⁶⁵
		9	✗	✗	✗	27,06±17,46	N/R	70 (21/30) ⁴⁷
✗			400	✗	37,76±13,39	N/R	86 (26/30) ⁴⁷	
✗			400	hCG: 200 UI	40,83±23,45	N/R	56 (17/30) ⁴⁷	
✓			200	✗	25,2±2,8	52,8±2,7	80 (8/10) ⁵⁴	
✓			300	✗	31,0±7,7	58,7±8,7	36,4 (4/11) ⁵⁵	
12	✓		200	✗	25,2±3,3	60,0±4,5	50 (5/10) ⁵⁴	
	✓		300	✗	32,5±15,4	63,5±12,5	20 (2/10) ⁵⁵	
14	✗		200	✗	N/R	N/R	76,4 (126/165) ⁶⁷	
		Delprostenate	380	✗	N/R	N/R	66,2 (49/74) ⁶⁸	

Legenda: MAP (esponjas com acetado de medroxiprogesterona), eCG (gonadotrofina coriônica equina), hCG (gonadotrofina coriônica humana), FSH (hormônio folículo estimulante), GnRH (hormônio liberador de gonadotrofina), N/R (não relatado/dados não disponíveis), PGF (prostaglandinas F2 α), UI (unidade internacional), ✓ (utilização do fármaco) e ✗ (não utilização do fármaco).



Tabela 3. Principais protocolos utilizados para indução de estro em fêmeas caprinas e ovinas, com a utilização de CIDR (*Controlled Internal Drug Release*) ou DICO (dispositivo intravaginal caprino ovino).

	Protocolos			Início do estro (horas)	Momento da ovulação (horas)	Fêmeas gestantes % (gestantes/total)	
	Dias	Análogo PGF	eCG (UI)				Hormônios
CIDR		Dinoprost	Cloprostenol, GnRH ou solução salina				
		✓	✗	✗	44,4±2,8	74,8±2,6	N/R ⁷⁰
		✓	400	✗	30,1±1,5	66,3±3,8	N/R ⁶⁹
		✓	400	✗	34,1±2,0	65,8±2,3	68,4 (13/19) ⁷¹
		✓	400	✗	40,8±8,0	71,8±7,3	66,7 (4/6) ⁷²
	5	✓	✗	GnRH: 24 horas, diluído em propileno glicol	30,0±2,5	68,0	N/R ⁶⁹
		✓	✗	GnRH: 36 horas, diluído em propileno glicol	40,0±2,4	74,5±2,3	N/R ⁶⁹
		✓	✗	GnRH: 56 horas, diluído em água destilada	47,0±3,2	79,5±2,2	N/R ⁶⁹
		✓	✗	GnRH: 56 horas	39,3±2,0	68,4±2,5	57,9 (11/19) ⁷¹
		✓	✗	Solução salina	45,0±5,7	72,6±5,8	83,3 (5/6) ⁷²
		eCG:400UI	Dinoprost	✗	39,2±4,0	72,0±3,6	N/R ⁷⁰
		✓	200	✗	29,5±9,7	50,5±11,4	N/R ⁵³
	6	✓	400	✗	42,5±5,9	73,8±5,9	83,3 (5/6) ⁷²
		✓	✗	Solução salina	52,4±14,5	69,0±7,1	33,3 (2/6) ⁷²
	7	✓	400	✗	41,6±6,7	70,6±6,5	50 (3/6) ⁷²
		✓	✗	Solução salina	58,2±8,9	77	16,7 (1/6) ⁷²
	9	✓	200	✗	34,0±6,0	46,3±5,9	N/R ⁵³
	12	✓	200	✗	32,4±7,7	46,7±8,3	N/R ⁵³
		✗	✗	✗	33,7±3,0	64,7±3,2	N/R ⁷⁰
	14	✗	400	✗	34,0±5,0	58,0±3,7	N/R ⁷⁰
	✗	400	✗	30,9±9,5	56,7±6,9	83,3 (10/12) ⁷²	
	✗	400	Solução salina	45,3±16,3	66,7±8,3	60 (6/10) ⁷²	
DICO	6	✗	300	Cloprostenol	N/R	N/R	55,7 (97/174) ⁶⁴
GnRH + CIDR	5	✓	✗	GnRH: 56 horas	39,8±2,2	73,8±2,1	68,4 (13/19) ⁷¹

Legenda: CIDR (*Controlled Internal Drug Release*), DICO (dispositivo intravaginal caprino ovino), eCG (gonadotrofina coriônica equina), GnRH (hormônio liberador de gonadotrofina), N/R (não relatado/dados não disponíveis), PGF (prostaglandinas F2 α), UI (unidade internacional), ✓ (utilização do fármaco) e ✗ (não utilização do fármaco).



Sincronização

Quando há presença de um CL, ou seja, as fêmeas estão cíclicas, protocolos de sincronização podem ser utilizados baseados no uso de prostaglandinas F2α (PGF) ou seus análogos (d-cloprostenol, cloprostenol, delprostenato, dinoprost - doses de acordo com o análogo utilizado), que induzem a luteólise⁷³. Os protocolos são baseados em duas administrações consecutivas, de modo que as fêmeas que não apresentassem CL na primeira administração (proestro/estro), ou estes não estivessem responsivos (metaestro), teriam o efeito luteolítico desejado na segunda aplicação⁷⁴ (Figura 9).

Assim como protocolos de indução, os de sincronização não tem uma data fixa entre as aplicações,

tendo sido conduzidos diversos estudos para determinar o melhor intervalo entre aplicações (Tabelas 4 e 5). Em caprinos, intervalos de sete e onze dias e meio foram mais eficazes em relação ao intervalo de dez dias ao usar d-cloprostenol⁷⁵. Em ovinos, administrações em intervalos de nove e onze dias e meio promoveram maior sincronia de ovulação do que o protocolo de sete dias usando cloprostenol⁷⁶. Resultados semelhantes foram encontrados ao comparar intervalos longos entre as administrações em ovelhas, ao usar delprostenato, onde não foram observadas diferenças em intervalo de ovulação, taxa de ovulação e prolificidade, para os intervalos entre sete, dez, doze, catorze ou dezesseis dias⁷⁷.

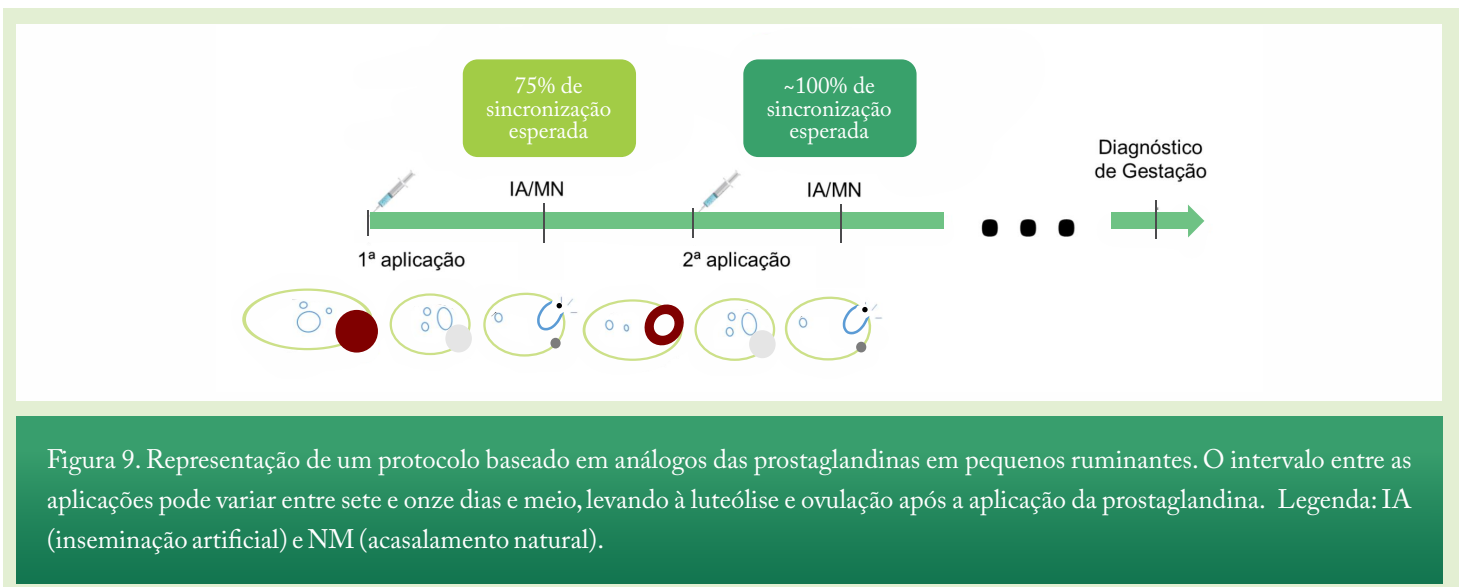


Tabela 4. Principais protocolos utilizados para sincronizar fêmeas caprinas com duas doses de d-cloprostenol.

Protocolos (dias de intervalo entre a duas doses de d-cloprostenol)	Início do estro (horas)	Momento da ovulação (horas)	Fêmeas gestantes % (gestantes/total)
7	43,8±10,7	N/R	1º ensaio: 55,6 (10/18) 2º ensaio: 85,2 (23/27) ⁷⁵
7	50,6±13,7	N/R	1º ensaio: 18,8 (3/16) 2º ensaio: N/R ⁷⁵
10 (com ou sem hCG no início do estro)	47±10,1	86,6±11,4	61 (14/23) ⁷⁸
11,5	47,3±5,8	N/R	1º ensaio: 26,7 (4/15) 2º ensaio: 93,6 (29/31) ⁷⁵

Legenda: Gonadotrofina coriônica humana (hCG) e não relatado/dados não disponíveis (N/R).



Tabela 5. Principais protocolos utilizados para sincronizar o estro de fêmeas ovinas com duas doses de análogos de prostaglandinas.

Protocolos			Início do estro (horas)	Momento da ovulação (horas)	Fêmeas gestantes % (gestantes/total)
Análogo PGF	Dias de intervalo entre a duas doses	eCG ou GnRH			
Cloprostenol	7	×	36,5±6,2	56,8±6,2	66,7 (22/33) ⁷⁶
	9	×	45,8±18,9	67,9±24,4	71 (22/31) ⁷⁶
	11,5	×	43,7±16,7	78,7±9,4	71 (22/31) ⁷⁶
	14	×	N/R	N/R	52 (52/100) ⁶⁷
	14	eCG: 200 UI, nas duas administrações	N/R	N/R	62,5 (65/104) ⁶⁷
Delprostenato	7	×	N/R	N/R	28,8 (21/73) ⁷⁷
	10	×	N/R	N/R	30,3 (23/76) ⁷⁷
	12	×	N/R	N/R	46 (34/74) ⁷⁷
	12	×	N/R	N/R	39,7 (29/73) ⁶⁸
	13	×	N/R	N/R	40 (30/75) ⁶⁸
	14	×	N/R	N/R	56,9 (41/72) ⁷⁷
	14	×	N/R	N/R	48,7 (37/76) ⁶⁸
	15	×	N/R	N/R	62,9 (44/70) ⁶⁸
	15	×	N/R	N/R	59,7 (43/72) ⁶⁸
	16	×	N/R	N/R	56 (42/75) ⁷⁷
Dinoprost	7	Água destilada: 32 horas	48,0±0,1	N/R	N/R ⁶⁹
	7	GnRH: 32 horas, diluído em propilenoglicol	40,8±4,3	N/R	N/R ⁶⁹
	7	GnRH: 32 horas, diluído em água destilada	42,0±4,8	N/R	N/R ⁶⁹

Legenda: gonadotrofina coriônica equina (eCG), hormônio liberador de gonadotrofina (GnRH), não relatado/dados não disponíveis (N/R), unidade internacional (UI) e × não utilização do fármaco.



Ressincronização

Além dos protocolos de indução e sincronização do estro, protocolos de ressincronização precoce da ovulação, já amplamente descritos em bovinos, vêm sendo estudados em pequenos ruminantes⁷⁹⁻⁸². Tais protocolos podem ser utilizados com manejo de monta natural⁸² ou inseminação artificial em tempo fixo (IATF), com o uso de diferentes doses de eCG⁷⁹, apresentando bons resultados em ovelhas nulíparas e pluríparas, mas com resultados limitados para fêmeas no pós-parto⁸¹.

Em cabras, resultados preliminares mostram que uma segunda esponja de MAP inserida do meio para o fim do ciclo (D16 a D21) não interfere no CL ou na produção de progesterona endógena, esteja a fêmea gestante ou não⁸³, da mesma forma que não interfere para a espécie ovina (D12 a D17)^{79,82}.

Assim, tais protocolos possuem potencial de trazer melhorias para o sistema de produção, visto que diminuem o tempo improdutivo da fêmea no rebanho e a concede novas chances de gestação (Figura 10). Protocolos de ressincronização precoces associados ao uso do diagnóstico precoce da fêmea não gestante permitem:

- Diminuir o uso de hormônios desnecessários (eCG, GnRH e PGF).

- Prevenir a perda de doses de sêmen, possibilitando o investimento em reprodutores mais caros.
- Melhorar os resultados gerais dos programas de ressincronização, encurtando o período total de trabalho e a simplificação das práticas de manejo.

Deste modo, as fêmeas precocemente detectadas como gestantes podem ter o manejo nutricional balanceado prontamente, além de evitar manejos desnecessários, incluindo administração de hormônios e inseminação, o que tem implicações importantes para o bem-estar animal.

MANEJO REPRODUTIVO

O manejo reprodutivo pode ser realizado de diferentes formas, entre elas a IA em suas diferentes técnicas e a monta natural, de forma livre, guiada ou controlada, tal como apresentado a seguir.

Monta Natural

A monta natural, que ocorre pelo acasalamento do macho com a fêmea, pode ser realizada de forma

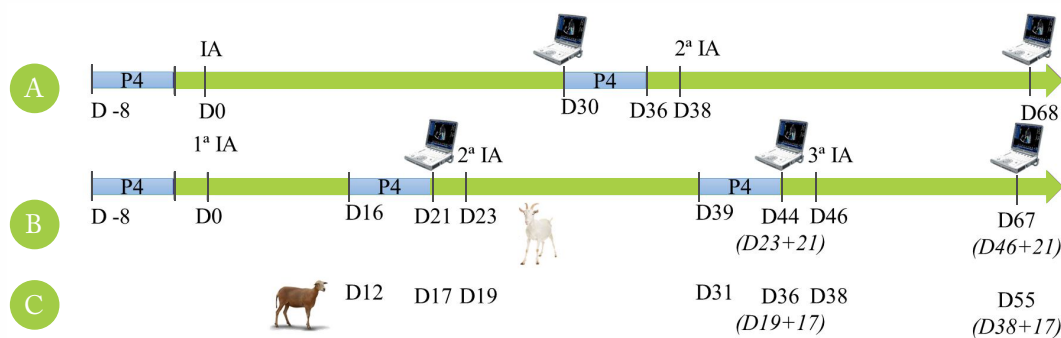


Figura 10. Representação esquemática comparando (A) protocolos de indução do estro sincronizados tradicionais e (B e C) de ressincronização precoce em pequenos ruminantes, onde as datas são as sugeridas para (B) caprinos e para (C) ovinos. Legenda: D (Dia), IA (inseminação artificial) e P4 (prostaglandina).



livre ou guiada. O macho pode ser deixado a pasto ou na baía junto com as fêmeas, geralmente a uma proporção de um macho para vinte e cinco a trinta fêmeas^{84,85} (podendo variar de acordo com a qualidade seminal, idade e libido do macho e se as fêmeas foram ou não sincronizadas). Nesse sistema os machos podem ter o peito pintado^{84,85} com, por exemplo, tinta xadrez colorida misturado com óleo (Figura 11) ou pode ser utilizado um dispositivo que solta tinta (buçal marcador) de forma a marcar as fêmeas que já foram cobertas. Pode-se também não realizar marcações nas fêmeas e apenas ser realizado o diagnóstico de gestação, iniciando trinta dias após o início das coberturas e repetindo a cada

semana. Podendo também estar associado ao uso de protocolos ou sem nenhuma interferência durante a estação de monta.

A monta natural pode também ser realizada de forma direcionada, geralmente após a realização de um protocolo de indução ou sincronização do estro. Nesse sistema as fêmeas têm a apresentação do estro avaliada constantemente, deixando um rufião vasectomizado com peito pintado ou buçal marcador no lote das fêmeas^{84,85} (Figura 11). No caso da ausência de rufiões na propriedade, pode-se utilizar um avental com buçal marcador que impede a cópula de machos não operados (Figura 12).



Figura 11. Material para a realização da marcação de fêmeas de pequenos ruminantes após a cobertura. (A) Tinta xadrez colorida para pintar o peito do macho e (B) monta natural, onde vê-se o macho com o peito pintado e a fêmea com o dorso colorido de monta anterior.



Figura 12. Utilização de avental com buçal marcador. (A) Avental com buçal marcador, com detalhe de perfurações na região abdominal para a drenagem de urina (seta), e barras de tinta azul para serem acopladas no buçal. (B) Bode da raça Saanen com o equipamento e (C) durante rufiação de lote de fêmeas, onde as em estro apresentam a marcação azul na região posterior (Foto: H. Rizzo).



De acordo com a apresentação do estro, as fêmeas são cobertas, seguindo, em média a proporção de um macho para cada seis a oito fêmeas por vez. Enquanto persistirem os sinais de estro as fêmeas podem continuar sendo cobertas, entretanto, pode ser dada a preferência das primeiras ejaculações para fêmeas começando a apresentar estro, de forma a possibilitar maiores chances de engravidar para todas, visto que a qualidade seminal decai a cada ejaculado seguido. Além disso, a cada turno de monta, as fêmeas que foram cobertas por último no turno anterior terão prioridade no turno seguinte, de forma a realizar um rodízio entre as fêmeas e dar oportunidades similares para todas.

■ Inseminação Artificial

Para selecionar uma técnica de inseminação artificial adequada aos pequenos ruminantes é preciso levar em conta as peculiaridades anatômicas da cérvix

de caprinos e ovinos. Caprinos possuem os anéis cervicais mais alinhados e maior diâmetro da luz do órgão, já os ovinos possuem um canal cervical mais estreito e menor grau de alinhamento dos anéis cervicais⁸⁶ (Figura 13). Essas características tornam a transposição cervical em caprinos mais fácil de ser realizada do que na espécie ovina. Assim, para caprinos, independentemente do tipo de sêmen, recomenda-se a inseminação pela via transcervical⁸⁷. Em ovinos sugere-se o uso de inseminação artificial por via laparoscópica ao trabalhar com sêmen congelado e cervical superficial para sêmen fresco ou resfriado⁸⁸. De acordo com o local de inseminação, diferentes doses inseminantes também são recomendadas (Figura 13). Assim, para o uso de sêmen congelado ou resfriado, este deve ser esquentado até a temperatura do sêmen fresco, sendo para isso utilizado banho-maria a 36°C por pelo menos 30 segundos, e a partir de então o sêmen deve ser usado prontamente (preferencialmente em até 60 segundos)⁸⁷.

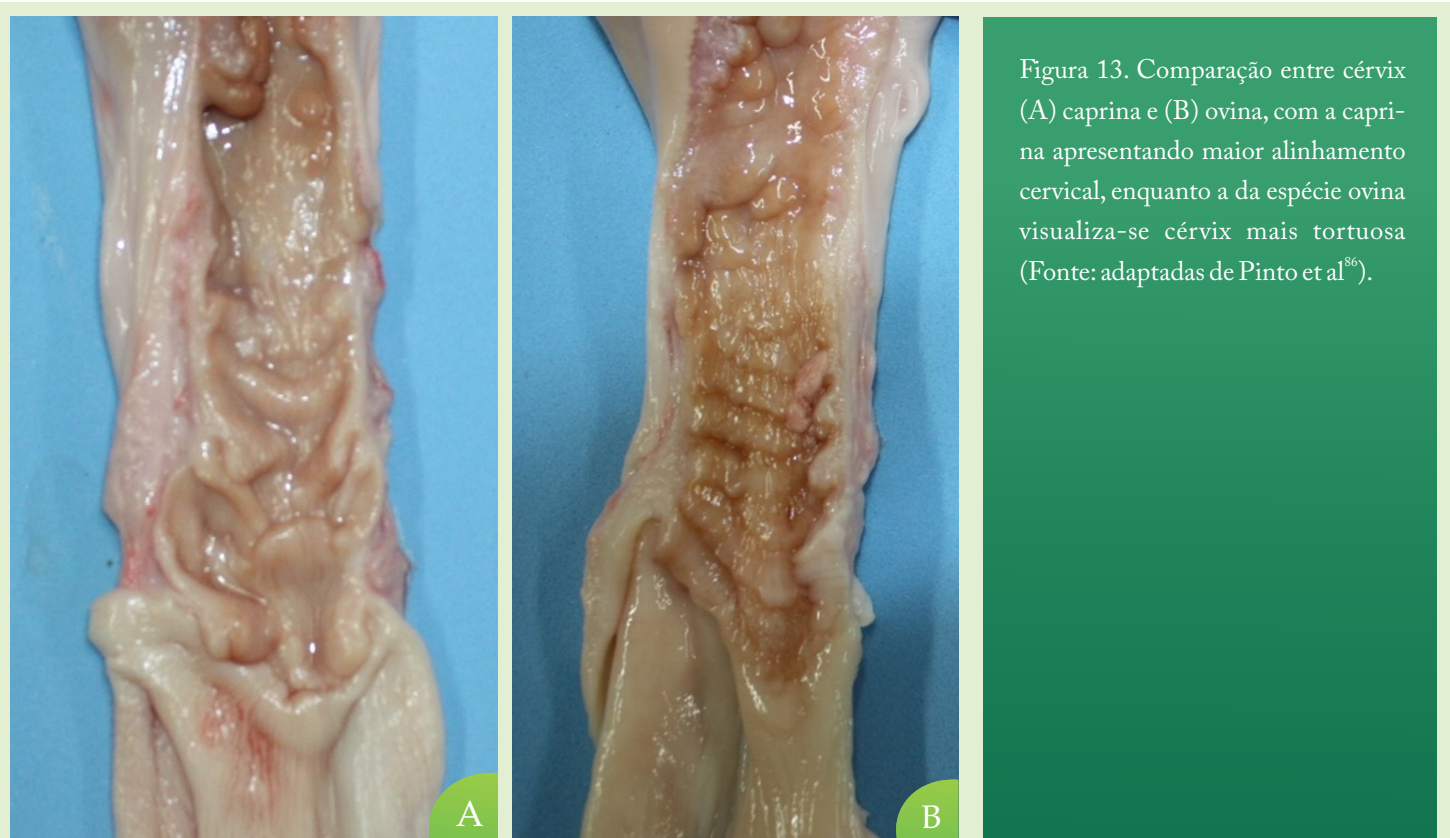


Figura 13. Comparação entre cérvix (A) caprina e (B) ovina, com a caprina apresentando maior alinhamento cervical, enquanto a da espécie ovina visualiza-se cérvix mais tortuosa (Fonte: adaptadas de Pinto et al⁸⁶).

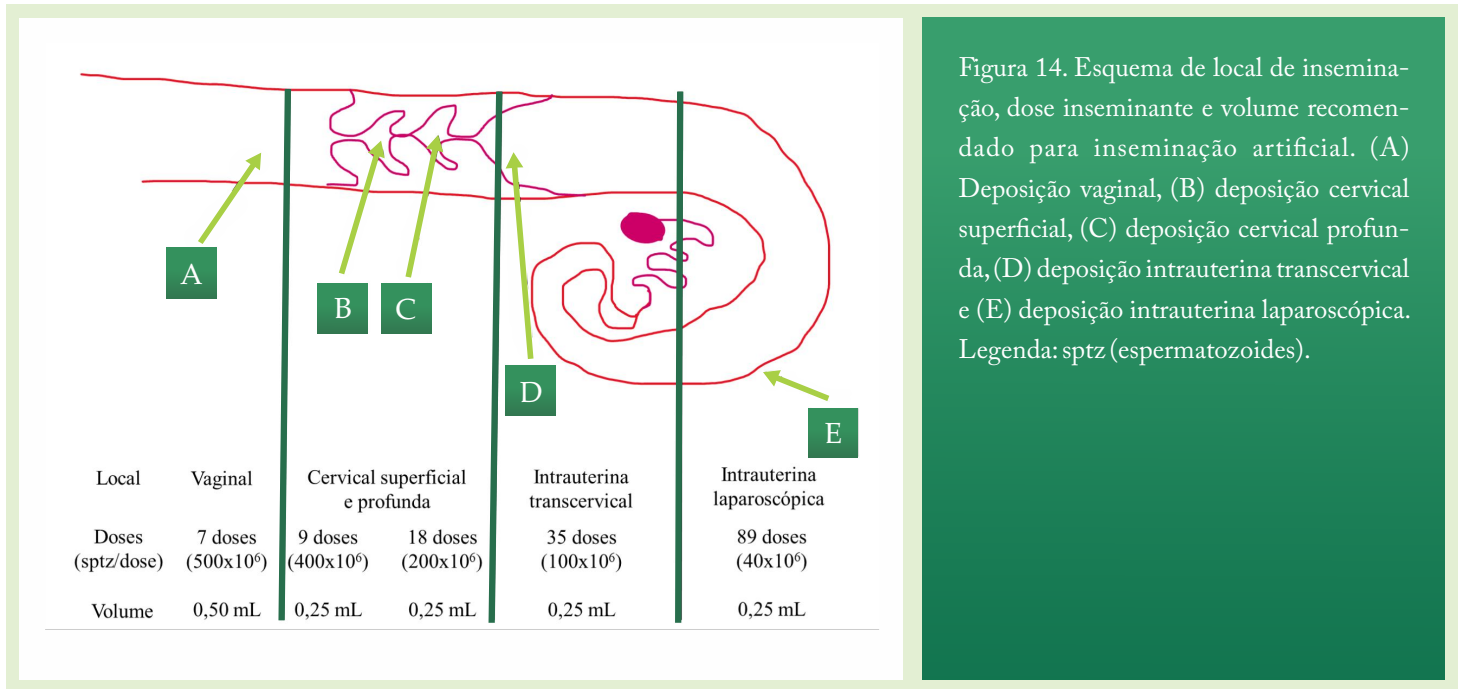


Figura 14. Esquema de local de inseminação, dose inseminante e volume recomendado para inseminação artificial. (A) Deposição vaginal, (B) deposição cervical superficial, (C) deposição cervical profunda, (D) deposição intrauterina transcervical e (E) deposição intrauterina laparoscópica. Legenda: sptz (espermatozoides).

Cervical superficial

A técnica de inseminação pela via cervical superficial caracteriza-se pela deposição de sêmen no óstio cervical com o auxílio de pistolas específicas ou pipetas adaptadas, após a localização da cérvix com espéculo (Figura 15).

Assim, o sêmen é depositado no orifício cervical externo, podendo a fêmea estar em estação na linha de ordenha ou em algum local em que sua vulva fique na altura dos olhos do profissional inseminador, ou preferencialmente em apoio bipedal, com o posterior elevado, de modo que a gravidade auxilie a entrada do sêmen na cérvix (Figura 16).

A dose recomendada para sêmen fresco gira em torno de 100 a 200 x 10⁶ espermatozoides e para sêmen resfriado doses de 200 x 10⁶ espermatozoides têm sido utilizadas⁸⁹. Associada à sincronização de cio espera-se taxa de concepção próxima a 60% com a utilização de sêmen fresco e 40% com sêmen resfriado⁸⁸. Para diluição sem resfriamento é possível utilizar leite desnatado UHT. Outra opção para aplicação em ovinos seria a utilização de diluidores comerciais para bovinos. É importante lembrar que o plasma seminal caprino pos-

sui duas enzimas secretadas pelas glândulas bulbo uretrais a EYCE e a BUS gp60 que reagem com a gema de ovo e com diluidores a base de leite, por isso devem ser evitados para esta espécie^{90,91}. Assim, para caprinos uma alternativa seria a utilização de água de coco como diluidor (50% de água de coco filtrada + 25% de água destilada + 25% de uma solução de citrato de sódio a 5%)⁹². Em ovinos, a gema de ovo e óleo de soja são opções viáveis de diluidor⁸⁸.



Figura 15. Material utilizado para colheita e inseminação artificial: gel a base de água para lubrificação, tubos falcon, vagina artificial para colheita do sêmen, espéculos com fonte de luz, pistola de aplicação automática, pinça mais gaze para retirada do muco intravaginal (quando em excesso) e papel toalha para higienização prévia da vulva.



Figura 16. Apoio bipedal da fêmea para realização de inseminação artificial em pequenos ruminantes. (A) Apoio em superfície emborrachada, ou apenas com a (B) sustentação de auxiliar. (C1 a C5) Cadeira articulável com canzil para contenção e apoio bipedal de cabras e ovelhas, de modo a proporcionar maior conforto ao auxiliar (Foto: H. Rizzo).

Laparoscopia

A técnica de inseminação artificial por laparoscopia exige maior investimento com equipamentos e maior grau de treinamento do técnico envolvido^{93,94}. Sua aplicação é justificada quando for utilizado sêmen ovino congelado. Previamente ao procedimento, os animais precisam passar por jejum hídrico de doze

horas e alimentar de 24 horas. É necessário que ocorra sedação, por exemplo com associação de acepromazina (0,1 mg/Kg) e diazepam (0,4 mg/kg)⁹⁴. As fêmeas são posicionadas em macas específicas para a alocação na posição de Trendelenburg (Figura 17), ou seja, em um ângulo de aproximadamente 45° com os posteriores para cima, de modo a permitir que o efeito da gravidade, junto com o ar inserido na cavidade abdominal, per-

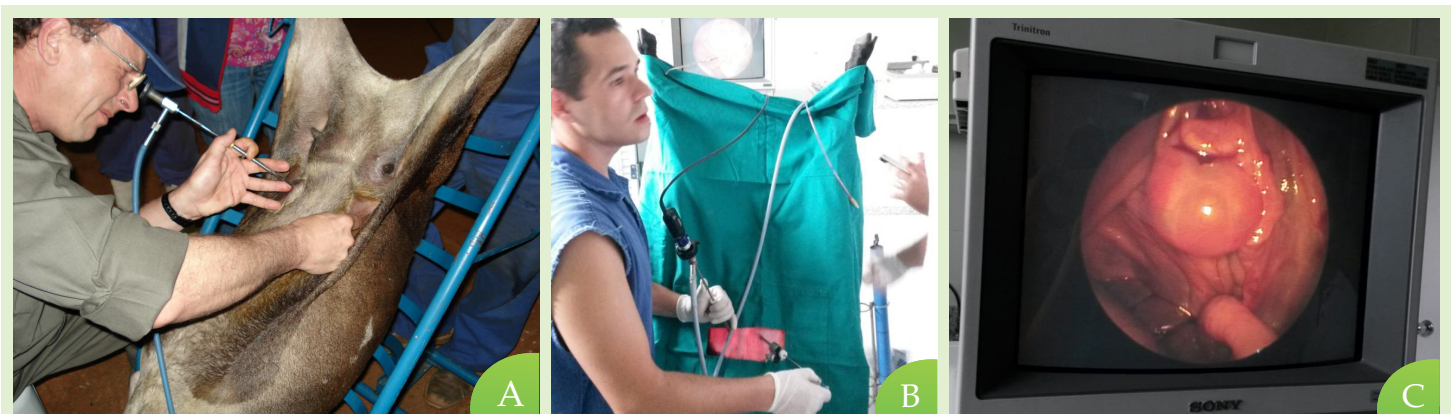


Figura 17. Inseminação por laparoscópica em ovino. (A) Fêmea em posição de Trendelenburg, em um ângulo de aproximadamente 45 a 60° com os posteriores para cima, com o útero sendo localizado por laparoscopia para inseminação (Foto: H. Rizzo). (B) Fêmea em posição de Trendelenburg, em um ângulo de aproximadamente 45 a 60° com os posteriores para cima, com o útero sendo localizado por videolaparoscopia para inseminação. (C) Imagem de ovário vista pela videolaparoscopia, com um folículo em evidência.



mita que o útero seja melhor destacado das outras vísceras, localizado e fixado para a inseminação.

Animais com estro sincronizado, inseminados por laparoscopia e utilizando sêmen congelado apresentam em torno de 50 a 60% de taxa de concepção^{93,95}. Alguns técnicos optam por aplicar este método de IA com sêmen fresco ou resfriado e atingem resultados ainda maiores⁹⁶. Apesar do possível incremento com a associação destas técnicas, sua aplicação deve ser avaliada para cada cenário devido aos riscos e custos inerentes ao procedimento.

Transcervical

Atualmente, em nossa concepção, a técnica mais apropriada para IA em caprinos é o método de fixação cervical desenvolvido pela EMBRAPA^{87,97}. Esta técnica consiste em, com o animal em estação e em um piso elevado, inserir um espéculo do tipo Collins

para a visualização do óstio cervical auxiliado por uma fonte de luz (Figura 18). Este deve ser pinçado utilizando uma pinça de Allis (com suas proeminências para fixação lixadas), ou com uso de pinças específicas tais como as desenvolvidas pela EMBRAPA⁹⁷, este procedimento irá permitir que a cérvix não se mova. Com a cérvix fixada é possível introduzir o aplicador de sêmen e, com movimento oscilatório, transpor os anéis cervicais. A perda de resistência à progressão do aplicador indicará que a transposição foi total e o sêmen pode ser depositado⁸⁷. Além da técnica EMBRAPA, é possível, através da manutenção da fêmea em apoio bipedal (semelhante ao usado na inseminação superficial), onde a transposição da cérvix é feita com auxílio da gravidade. A escolha pelo uso de uma técnica ou outra deve levar em consideração o conforto da fêmea e equipe e tempo do procedimento.

Associada à sincronização de estro e utilizando sêmen congelado, espera-se taxas de concepção em



Figura 18. Inseminação pela técnica EMBRAPA. (A) Animal em estação e em um piso elevado, é feita fixação da cérvix com pinça e transposição com o aplicador (B) Material utilizado: aplicador, bacia sanitária, espéculos, pinças e lanterna. (C) Destaque para as pinças utilizadas para fixação da cérvix, sendo a de cima adaptada para ser menos traumática e a de baixo uma Allis normal, com as serras características.



torno de 50%⁹⁸. Entre um animal e outro, é importante higienizar os instrumentos para evitar, principalmente, a disseminação das lentivirose dos pequenos ruminantes (LVPR). Água em temperatura elevada e amônia quaternária são opções eficientes para este procedimento^{87,97}.

Além disso, o momento da inseminação em caprinos pode ser melhor determinado ao associar o momento da entrada ao estro⁷⁵, e as características do muco cervical⁶². Resumidamente, as fêmeas que apresentam estro as 36, 48 e sessenta horas após a remoção da esponja são inseminadas às 24, dezoito e dez horas após o início dos sinais, respectivamente⁷⁵.

Com relação ao muco cervical, este pode ser classificado em cinco graus: (I) cristalino, (II) cristalino-estriado, (III) estriado, (IV) estriado-caseoso e (V) caseoso (Figura 19).

■ Colheita e avaliação seminal

Quando é feita a escolha pela inseminação artificial podem ser utilizados sêmen fresco, refrigerado ou congelado, nestes casos deve ser realizada a colheita dos ejaculados, podendo ser por eletroejaculação ou vagina artificial, ambos os tipos de colheitas carregam vantagens e desvantagens no processo⁸⁹. A colheita através da vagina artificial (Figuras 20A e B), apesar de mais natural, demanda que o reprodutor seja treinado a colher com um manequim ou que tenha uma fêmea no cio para estimular, além da habilidade do colhedor em desviar o pênis no momento adequado. A colheita por eletroejaculação (Figuras 20C e D) é baseada no estímulo elétrico crescente por via transretal das glândulas acessórias do macho (vesícula seminal, próstata e bulbouretral), de forma a induzir a ejaculação. Esse método além de demandar experiência de quem for colher, necessita de atenção à relação estímulo-desconforto do animal, além de gerar um ejaculado mais líquido devido ao estímulo nas glândulas sexuais acessórias.

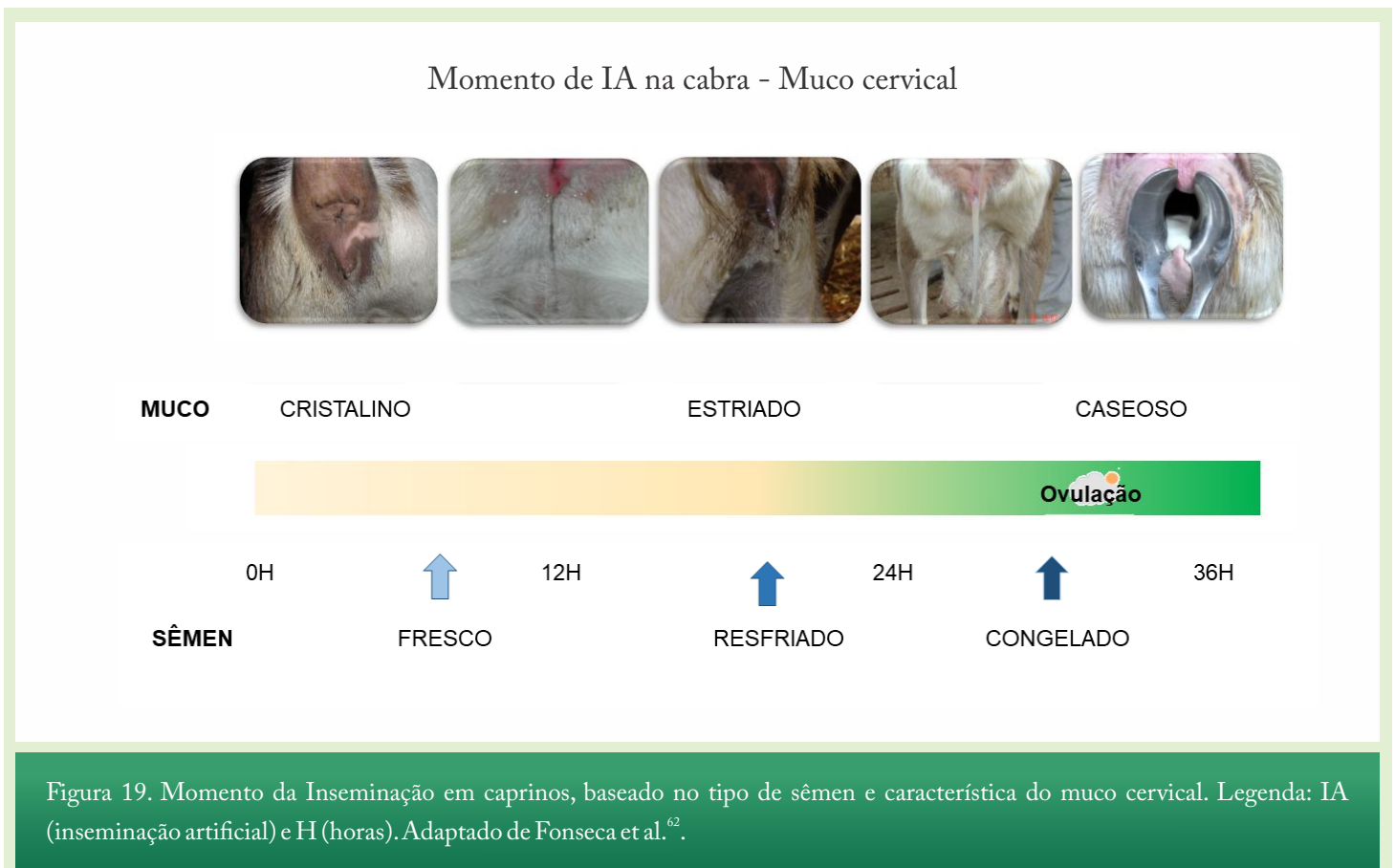




Figura 20. Colheita de sêmen em pequenos ruminantes. (A) Material utilizado para colheita por vagina artificial: garrafa térmica para manutenção da água na temperatura de 36°C, termômetro, recipiente para esquentar a água, gel hidrossolúvel para lubrificação, funil para colocar a água na vagina artificial, vagina artificial, membrana da vagina artificial e lacres para vedação da vagina. (B) Colheita de sêmen caprino através de vagina artificial com fêmea no cio como manequim. (C) Eletroejaculador com probe para pequenos ruminantes. (D) Colheita de sêmen ovino através de eletroejaculação. (E) Sêmen ovino, a esquerda colhido por vagina artificial, destacando o sêmen mais concentrado e menor volume, e a direita coletado por eletro ejaculação, destacando o sêmen mais diluído e com maior volume devido à maior secreção das glândulas sexuais acessórias.

Assim, após colheita o sêmen deve ser avaliado, visto que para se obter resultados satisfatórios com a inseminação artificial, não apenas o momento da fêmea deve ser avaliado. De igual importância a qualidade do sêmen utilizado, devem ser levados em consideração também as características, aspectos e forma de uso (Tabela 6). Além disso, o controle dos dados da inseminação pode ser realizado através de planilhas, contendo dados da inseminação, reprodutor, momento da inseminação entre outros (Figura 21).

Conforme abordado anteriormente, após a colheita o sêmen pode ser diluído para aplicação a fresco ou para posterior resfriamento ou congelamento^{88,90-92}. Para a utilização a fresco e resfriado o sêmen pode ser retirado do recipiente utilizado para colheita (como o tubo falcon) com o auxílio de uma pipeta, seja ela de

aplicação automática ou não.

Para o congelamento é necessário o acondicionamento em palhetas, que também pode ser realizado para o sêmen resfriado, neste caso pode-se utilizar o método de sucção com o auxílio de uma seringa de 1 mL com uma ponteira de pipeta acoplada no polo fechado da palheta. Não se deve completar o volume da palheta com sêmen para permitir que esta seja lacrada, preferencialmente queimando a ponta, com cuidado para não queimar o sêmen, mas também pode ser utilizado massinhas coloridas que ajudarão na identificação das palhetas. Após lacrar a bolha de ar formada entre o sêmen e o lacre deve ser direcionada para o centro da palheta, para evitar que estoure durante o congelamento.

Para o congelamento do sêmen, ele deve ser



refrigerado a temperatura de 4°C por pelo menos uma hora e meia, exposto ao vapor de nitrogênio (5 cm acima da superfície de nitrogênio líquido) em uma temperatura aproximada de -70°C por dez minutos e, em seguida, mergulhadas no nitrogênio líquido⁸⁸. Esse procedimento pode ser realizado de forma automatizada através de equipamentos específicos para o congelamento do sêmen, ou através da refrigeração em gelade-

ira, e exposição ao nitrogênio líquido em caixas de isopor adaptadas, de modo que a se crie uma prateleira do meio para cima do isopor, onde as palhetas vão entrar em contato com o vapor e posteriormente serão tombadas para o interior da caixa para entrar em contato com o nitrogênio líquido (figura 22).

Tabela 6. Características desejáveis para o sêmen de pequenos ruminantes: fresco, refrigerado ou congelado.

Características	Espécie	
	Caprinos	Ovinos
Fresco		
Volume	0,5 a 1,5 mL	0,5 a 3,0 mL
Aspecto	Cremoso	
Cor	Branco ou amarelo marfim	
Odor	"sui generis"	
Movimento de massa	≥ 4	≥ 3
Motilidade espermática	70 a 90 %	80 %
Vigor	≥ 3	≥ 3
Concentração	2 a 5 x 10 ⁹ /mL	1 a 3 x 10 ⁹ /mL
Espermatozoides/ejaculado	3 a 5 x 10 ⁹	3 a 5 x 10 ⁹
Patologias espermáticas	< 20%	< 20%
Refrigerado		
Motilidade espermática	≥ 60%	≥ 60%
Vigor	≥ 3	≥ 3
Patologias espermáticas	< 20%	< 20%
Defeitos maiores	≤ 10%	≤ 10%
Dose inseminante	1,5 x 10 ⁸ sptz/palheta	1,5 x 10 ⁸ sptz/palheta
Congelado		
Motilidade espermática	≥ 30%	≥ 30%
Vigor	≥ 2	≥ 3
Patologias espermáticas	< 20%	< 20%
Defeitos maiores	≤ 10%	≤ 10%
Dose inseminante	4 x 10 ⁷ sptz/palheta	4 x 10 ⁷ sptz/palheta

Adaptado de CBRA⁸⁹. Legenda: sptz (espermatozoides).



RUFIAÇÃO											
Nº	Animal	Baia	ECC	Rufiação							
				DD/MM/AAAA		DD/MM/AAAA		DD/MM/AAAA		DD/MM/AAAA	
				manhã (08 h)	tarde (20 h)	manhã (08 h)	tarde (20 h)	manhã (08 h)	tarde (20 h)	manhã (08 h)	tarde (20 h)
1											
2											
3											
4											
5											

INSEMINAÇÃO ARTIFICIAL											
Nº	Animal	Baia	ECC	Macho	Sêmen (Fresco, Resfriado, Congelado)	Inseminação					
						DD/MM/AAAA					
						1º			2º		
1											
2											
3											
4											
5											

Figura 21. Planilha de coleta de dados de rufiação e inseminação artificial.



Figura 22. Caixa de isopor adaptada com prateleira para exposição das palhetas de sêmen ao vapor e posteriormente ao nitrogênio líquido, com bandeja de metal para posterior retirada das palhetas do fundo da caixa.

ULTRASSONOGRRAFIA E REPRODUÇÃO

■ Diagnóstico de gestação por ultrassonografia

A ultrassonografia (US) tem sido utilizada para diagnósticos do trato reprodutivo de ruminantes desde os anos oitenta⁹⁹⁻¹⁰². Na década de noventa o diagnósti-

co de gestação em caprinos era realizado com exames abdominais US modo-A (cinquenta a 120 dias após cobertura), US modo-B (quarenta a 75 dias após cobertura) e Doppler (75 a 150 dias após cobertura), além disso, o diagnóstico por via transretal era dado por achado uterinos, tais como distensão uterina, conteúdo anecóico, vesícula embrionária e batimentos cardíacos, utilizando o US modo-B associado, ou não, ao doppler, trinta dias após a cobertura¹⁰³.

Em pequenos ruminantes, a presença de batimentos cardíaco no concepto é detectável a partir de 21 dias de gestação em algumas fêmeas¹⁰⁴, sendo usualmente feito em torno de trinta dias de gestação. Além da avaliação da presença do concepto, através da ultrassonografia é possível avaliar a sua viabilidade e estimar a idade gestacional¹⁰⁵⁻¹⁰⁷ (Figura 23).

Além da avaliação uterina do concepto, através da US pode ser feita avaliação da ecogenicidade e ecotextura luteal (Figura 24A). Em pequenos ruminantes já foi demonstrada que a avaliação doppler do CL (Figura 24B) permite a identificação precoce da luteólise e com isso a identificação precoce de fêmeas não gestantes^{56,108}. Para isso, deve-se conhecer o momento da ovulação (protocolos de indução), e assim, aos dezessete dias em ovinos¹⁰⁸ e 21 dias em caprinos⁵⁶, é possível tal avaliação. Ainda, em caprinos, com acurácia



de 98,6% a partir dos 23 dias, foi possível o diagnóstico de gestação com a avaliação conjunta, em modo-B, da morfologia luteal e a presença de conteúdo anecóico no útero⁵⁶.

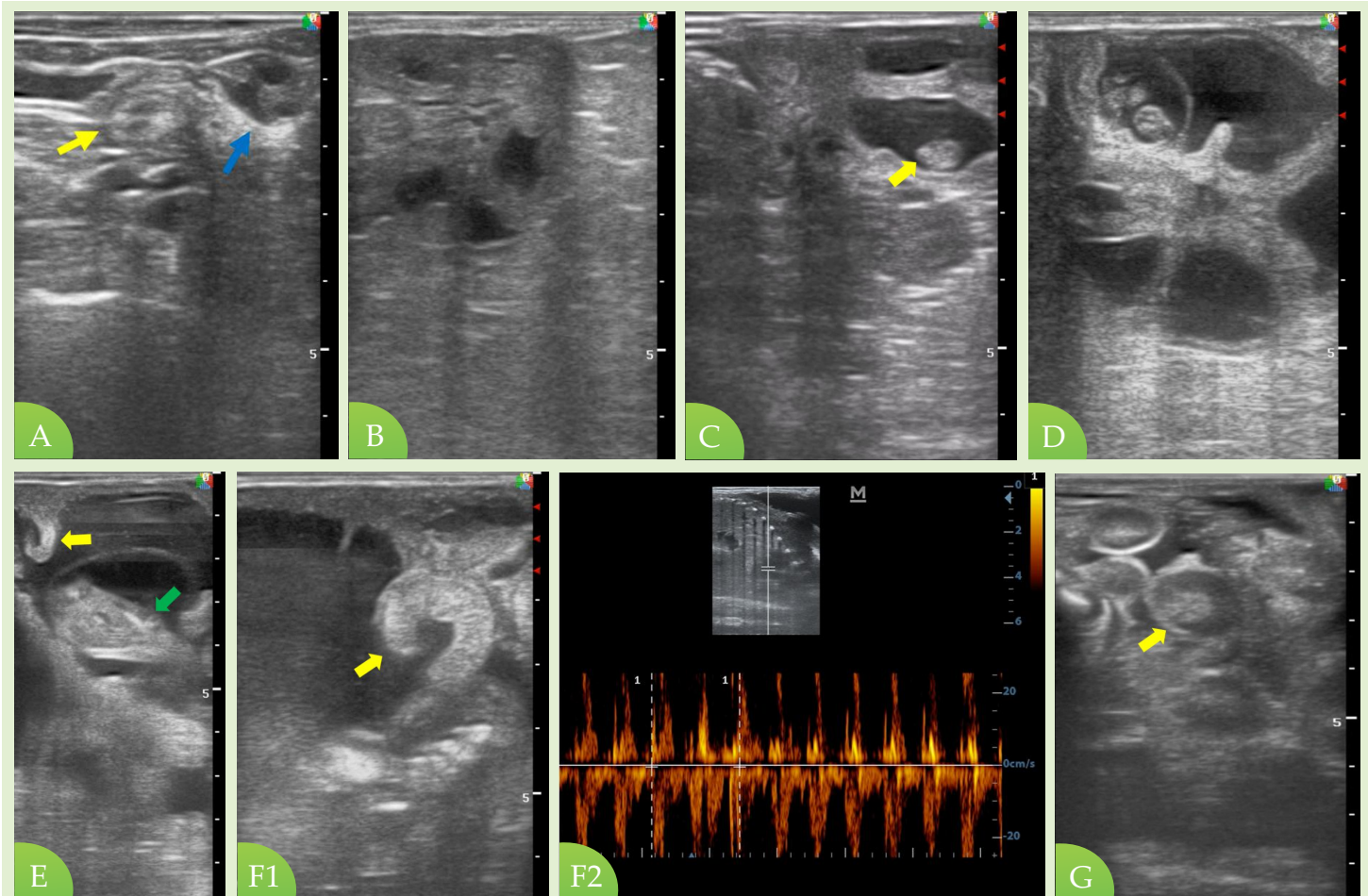


Figura 23. Imagens uterinas visualizadas no diagnóstico de gestação (vídeos correspondentes no material suplementar número 3). (A) Fêmea vazia, destacado o ovário apresentando apenas folículos (seta azul) e o útero sem conteúdo (seta amarela). (B) Fêmea com 21 dias após ovulação controlada e IATF, apresentando CL evidentes (vídeo) e conteúdo anecogênico (líquido) no útero (figura e vídeo). (C) Fêmea com 22 dias após ovulação controlada e IATF, apresentando conteúdo anecogênico (líquido) no útero, com presença de uma estrutura amorfa/arredondada ecogênica dentro do útero (concepto - seta amarela). (D) Fêmea com trinta dias após ovulação controlada e IATF, apresentando conteúdo anecogênico (líquido) no útero, com presença de uma estrutura ecogênica dentro do útero (concepto) envolto por um halo ecogênico (anexos embrionários), no vídeo é evidenciado o batimento cardíaco. (E) Fêmea com aproximadamente 45 dias de gestação, a calcificação dos ossos fetais começa a ficar evidentes (na figura, ossos do tórax hiperecogênicos - seta azul - e no vídeo patas e coluna também são evidenciados), assim como a formação dos cotilédones (seta amarela). (F) Fêmea com gestação entre noventa e 120 dias, placentônios evidentes, grandes e hiperecogênicos (figura), a visualização por completo do feto na imagem depende do seu tamanho, quanto maior, mais difícil a identificação, é identificável calcificação óssea e os órgãos estão evidentes, podendo ser feita sua avaliação detalhada (vídeo), assim como avaliação cardíaca. (G) Fêmea com gestação entre 120 e 150 dias, placentônios evidentes, grandes e hipocogênicos (figura), feto cada vez mais difícil de ser evidenciado, geralmente apenas a cabeça é visualizada (vídeo).

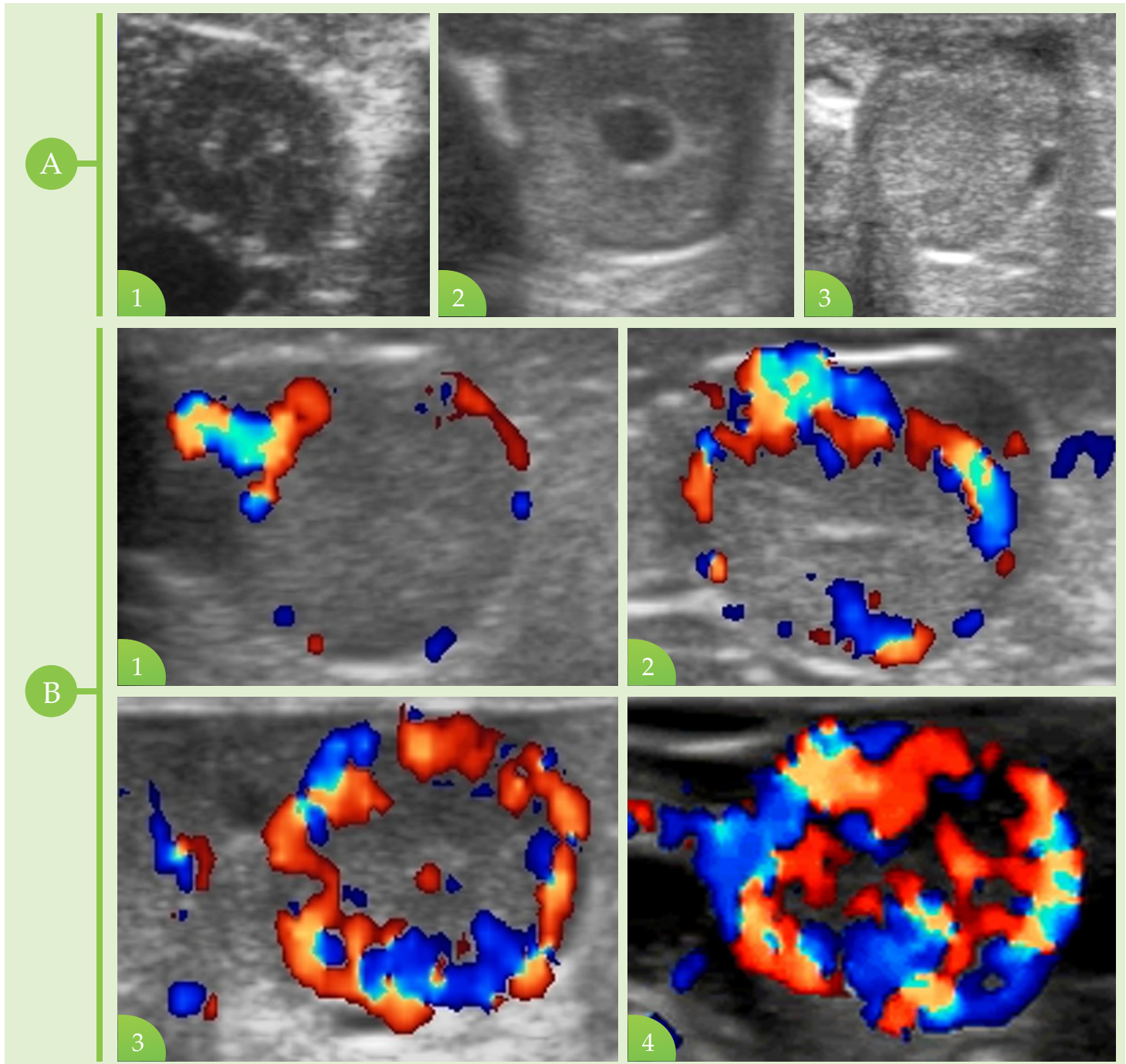


Figura 24. Avaliação da morfologia e fluxo sanguíneo do corpo lúteo (CL). (A) Avaliação em Modo-B da morfologia luteal em escores de 1 a 3, onde o escore 1 é considerado para CL em luteólise. (B) Avaliação doppler do fluxo sanguíneo luteal em escores de 1 a 4, onde o escore 1 é considerado para CL em luteólise (Imagens cedidas por Cosentino et al⁵⁶).

■ Diagnóstico e tratamento de afecções reprodutivas

Além do diagnóstico gestacional, a avaliação do trato reprodutivo permite a identificação de afecções reprodutivas, tanto no macho como na fêmea, de forma

pouco invasiva e rápida^{105,109}, permitindo assim o início do tratamento e manejo mais adequado para cada tipo de situação. Através da tabela 4 são demonstradas algumas afecções reprodutivas possíveis de serem detectadas através da ultrassonografia e os principais manejos corretivos empregados.



Tabela 4. Principais afecções reprodutivas possíveis de serem detectadas através da ultrassonografia e os principais manejos empregados.

Afecção	Achados ultrassonográficos	Manejo
Ovários e trompas uterinas		
Cistos foliculares	Estrutura esférica formada pelo acúmulo de líquido anecóico, pertencente ao ovário. Podem medir de 10 a 30 mm de diâmetro. Apresentam pouca perfusão ao doppler ¹¹⁰ .	Administração de um análogo sintético do GnRH associado ao uso de prostaglandinas ¹⁰⁵ .
Cistos luteínicos	Estrutura esférica formada pelo acúmulo de líquido anecóico, pertencente ao ovário. Podem medir de 10 a 30 mm de diâmetro. Apresentam pouca perfusão ao doppler ¹¹⁰ .	Administração de prostaglandinas ¹⁰⁵ .
Hipoplasia	Presença de pequena estrutura ecogênica esférica na posição anatômica do ovário, de contorno regular sem presença de estruturas ovarianas, tais como folículos ou corpos lúteos ¹¹² .	Descarte ¹⁰⁵ .
Neoplasia ovarianas	Sem uma caracterização única, neoplasias podem ser uni ou bilaterais, focais ou difusas, com perda das características morfológicas do órgão, podendo apresentar contorno liso ou grosseiro, regular ou não, aumento ou diminuição da ecogenicidade, de forma homogênea ou não. Cistos podem estar presentes de forma única ou múltipla. Geralmente apresenta aumento da perfusão tecidual no doppler ^{105,112} .	Ovariectomia ou descarte ¹⁰⁵ .
Hidrossalpinge	Estrutura esférica formada pelo acúmulo de líquido anecóico próximo, mas não parte do útero nem ovário ¹¹³ .	Descarte ^{105,113} .
Útero e cérvix		
Hidrometra	Acúmulo de conteúdo anecóico no interior do útero, podendo formar trabéculas de a cordo com a gravidade (Grau 1 a 4) ¹¹⁴ .	Aplicação de duas a três doses de d-cloprostenol (dez dias de intervalo), de acordo com a gravidade ¹¹⁴ .
Piometra	Acúmulo de conteúdo líquido heterogêneo hiperecóico no interior do útero ¹⁰⁵ .	Aplicação de prostaglandina associada a antibioticoterapia sistêmica e/ou lavagem uterina ^{115,116} .





Hiperplasia endometrial cística	Presença de cistos no endométrio com cerca de 1 cm de diâmetro, preenchidos por um conteúdo anecóico, em casos graves podem formar imagens com aspecto de teia de aranha ¹¹² .	Correção da causa primária a descarte ¹⁰⁵ .
Endometrite e Metrite	Espessamento do endométrio podendo apresentar conteúdo líquido ecogênico no útero. Em casos de metrite há também o acometimento do miométrio, podendo apresentar partículas hiperecóticas suspensas no conteúdo líquido na cavidade uterina. A avaliação doppler demonstra aumento da vascularização da parede uterina ^{105,112} .	Correção da causa primária, aplicação de prostaglandina associada a antibioticoterapia sistêmica e/ou lavagem uterina a descarte ¹⁰⁵ .
Neoplasias uterinas	Sem uma caracterização única, neoplasias podem ser focais ou difusas, com perda das características morfológicas do órgão, podendo apresentar contorno liso ou grosseiro, regular ou não, aumento ou diminuição da ecogenicidade, de forma homogênea ou não. Cistos podem estar presentes de forma única ou múltipla. Geralmente apresenta aumento da perfusão tecidual no doppler ¹¹⁷ .	Retirada da massa a descarte ¹¹⁷ .
Cervicite	Espessamento da parede cervical e presença de conteúdo ecóico ¹⁰⁵ .	Antibioticoterapia sistêmica e anti-inflamatórios sistêmicos ¹⁰⁵ .
Testículos, epidídimos, bolsa escrotal e glândulas sexuais acessórias		
Orquite	Em casos agudos há aumento do testículo e diminuição da ecogenicidade de forma difusa. Em casos crônicos pode haver aumento da ecogenicidade e presença de pontos hiperecóticos formadores de sombra acústica (focos de mineralização) ^{105,112,118} .	Antibioticoterapia sistêmica prolongada quando a causada por bactérias ¹⁰⁵ .
Anorquia, Monorquia e Criptorquia	Ausência de um (monorquia) ou ambos (anorquia) testículos, sendo o criptorquia o que possui o testículo, mas não na bolsa escrotal. Quando visualizável o testículo fora da bolsa encontra-se muitas vezes degenerado ou hipoplásico ^{105,119} .	Descarte ¹⁰⁵ .
Degeneração testicular	Perda da arquitetura testicular diminuição do órgão. Aumento progressivo e difuso da ecogenicidade, levando a formação de sombras acústicas por pontos de mineralização do parênquima testicular ¹¹² .	Tratamento da causa primária em casos iniciais a descarte ¹⁰⁵ .
Hipoplasia testicular	Atrófico, hipoeecóico e de ecotextura geralmente homogênea ^{105,119} .	Descarte ¹⁰⁵ .



Neoplasia testicular	Sem uma caracterização única, neoplasias podem ser uni ou bilaterais, focais ou difusas, com perda das características morfológicas do órgão, podendo apresentar contorno liso ou grosseiro, regular ou não, aumento ou diminuição da ecogenicidade, de forma homogênea ou não. Cistos podem estar presentes de forma única ou múltipla. Geralmente apresenta aumento da perfusão tecidual no doppler ^{105,120} .	Orquiectomia ou descarte ^{105,120} .
Epididimite	Espessamento da parede cervical e presença de conteúdo ecoico ^{105,112,118} .	Antibioticoterapia sistêmica prolongada quando a etiologia for bacteriana ¹⁰⁵ .
Hidrocele	Espaço entre bolsa escrotal e testículo preenchida por fluido anecóico de forma focal ou difusa ¹¹⁹ .	Orquiectomia unilateral em casos iniciais a descarte ¹²¹ .
Varicocele	Presença de áreas hipoecoicas irregulares no cordão espermático, sem sinais detectáveis de fluxo sanguíneo, alargamento dos vasos sanguíneos com padrão laminar e ecogenicidade aumentada ¹¹² .	Orquiectomia unilateral em casos iniciais a descarte ¹²¹ .
Vesiculite ou Adenite vesicular	Aumento da glândula com perda da arquitetura lobular, presença de cavidades fluidas hipoecóicas (interlobulares ou intralobulares - abscessos), diminuição da espessura da parede e aumento da ecogenicidade. Quando unilateral, a comparação com a glândula contralateral normal facilita a identificação das lesões ^{105,122} .	Tratamento da causa primária ou descarte, a depender do agente causador ^{105,121} .

Adaptado de Balaro et al.¹⁰⁹

OUTRAS BIOTÉCNICAS UTILIZADAS EM PEQUENOS RUMINANTES

Outras biotécnicas além das aqui citadas podem ser utilizadas em pequenos ruminantes, embora seu uso no Brasil não seja tão amplo, como por exemplo a colheita e transferência de oócitos e embriões. Através das mesmas vias utilizadas para a inseminação artificial, é possível realizar a colheita e transferência de oócitos e embriões, isto é a cirúrgica, utilizando a (vídeo) laparoscopia para a manipulação ovariana antes da colheita e transferência e a via transcervical^{86,123-129}.

Para colheita de oócitos, são realizados proto-

colos de superovulação da fêmea doadora e por via (vídeo) laparoscópica os ovários são localizados, os folículos são então puncionados e têm seu conteúdo aspirado¹²⁹. Após esse processo, os oócitos são avaliados e podem ser congelados ou vitrificados para armazenagem e posterior uso, ou prontamente inseminados *in vitro*¹³⁰.

Para a colheita de embriões, as fêmeas também são submetidas a protocolos de superovulação, entretanto a fecundação ocorre *in vivo* por IA ou monta natural. Após, o procedimento de colheita pode ser realizado em fêmeas com resposta aceitável (número de CL's produzidos e viáveis). Essa avaliação da resposta pode ser realizada por (vídeo) laparoscopia logo antes do



procedimento de laparotomia para colheita cirúrgica¹²⁷ (Figura 25) ou através de avaliação ultrassonográfica¹³¹. A colheita também pode ser realizada por via transcervical, com a passagem da sonda de Foley através da cérvix da doadora¹²³⁻¹²⁵. Em ambos os tipos de colheita o útero é lavado com solução fisiológica heparinizada a 37°C e os embriões recuperados são avaliados e podem ser congelados ou vitrificados para armazenagem ou prontamente transferidos para a receptora^{86,123-129}.

Em estudos comparando as duas técnicas, os

resultados de colheita se mostraram melhor na transcervical, embora ambos os procedimentos causem estresse no animal¹³². Com relação a passagem da cérvix em ovinos, considerando a tortuosidade da cérvix, pode ser realizado, durante o período do estro, uma avaliação com dilatador de Hegar¹³³, de modo a selecionar as fêmeas com as melhores taxas e o menor tempo de transposição da cérvix e essas servirem como doadoras (Figura 26).

Para a transferência dos embriões as fêmeas

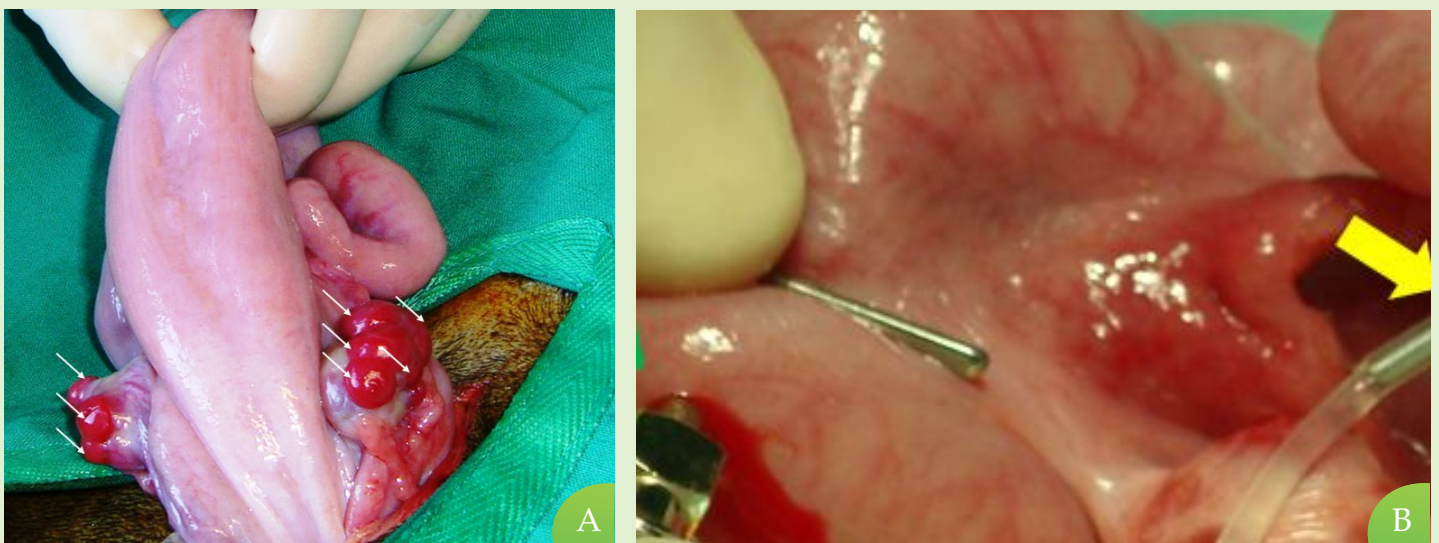


Figura 25: Colheita cirúrgica (laparotomia) de embriões em ovinos. (A) Exposição do útero de ovelha submetida a protocolo de superovulação apresentando vários corpos lúteos (setas) e (B) lavagem de corno uterino esquerdo, com infiltração de solução, via agulha romba inserida na base do corno uterino (seta verde) e recuperação do conteúdo via cateter inserido na junção útero-tubárica (seta amarela). (Foto: H. Rizzo).



Figura 25. Avaliação da transposição da cérvix ovina. (A) Posicionamento e contenção da fêmea para passagem dos anéis. (B) Procedimento de passar os anéis cervicais após a cérvix ser tracionada para fora da vulva, diminuindo a sua tortuosidade. (C) Dilatador de Hegar após ser totalmente transposto através da cérvix e atingir o útero. (D) Material utilizado: balde com água quente (esquentada pelo rabo quente), balde com sanitizante, ambos utilizados na higienização do material entre uma fêmea a outra; espéculo, pinças pozzi e dilatador de Hegar.



receptoras devem estar sincronizadas com a idade gestacional do embrião, e avaliadas quanto a resposta ao tratamento através da presença e viabilidade do CL. O procedimento de transferência pode ser realizado também de forma (vídeo) laparoscópica/cirúrgica¹²⁶⁻¹²⁸ ou transcervical¹²³⁻¹²⁵, e o embrião deve ser posicionado, no

corno ipsilateral ao CL da fêmea¹²⁴. Após a transferência a gestação segue naturalmente, devendo ser realizado o diagnóstico pelo menos vinte dias após a transferência (idade gestacional de aproximadamente 28 dias).

CONSIDERAÇÕES FINAIS

O uso de biotécnicas para o controle da reprodução em pequenos ruminantes é uma estratégia amplamente difundida. Variadas são as técnicas e protocolos existentes para o manejo reprodutivo em pequenos ruminantes, desde protocolos de sincronização e indução da ovulação e estro baseados em métodos farmacológicos ou naturais, até o manejo reprodutivo em si, que pode seguir pela monta natural ou por diferentes técnicas para inseminação artificial. Além do uso de técnicas mais avançadas de colheita e transferência de oócitos e embriões, finalizando com o diagnóstico gestacional que pode ser realizado de forma precoce, avaliando o corpo lúteo, ou tardia, avaliando o conceito. Independente do manejo, o uso dessas ferramentas pode aumentar eficiência reprodutiva do rebanho, sendo indicado considerar custos, estrutura e manejo associado a cada técnica antes de sua escolha.

MATERIAL SUPLEMENTAR



Vídeo 1 - Cabras em estro



Vídeo 2 - Aplicação de Esponja MAP



Vídeo 3 - US gestacional

REFERÊNCIAS

1. MAGALHÃES, K.A. et al. Caprinos e ovinos no Brasil: análise da Produção da Pecuária Municipal 2019. *Boletim do Centro de Inteligência e Mercado de Caprinos e Ovinos*, v.11, p.6, 2020.

2. OIE. WAHIS Interface. Country Information: Ani-

mal Population, 2017.

3. MONTEIRO, M.G. et al. Diagnóstico da cadeia produtiva de caprinos e ovinos no Brasil. *Texto para Discussão*, n.2660, p.1-31, 2021.

4. LOPES, F.B. et al. Spatialization of climate, physical and socioeconomic factors that affect the dairy goat production in Brazil and their impact on animal breeding decisions. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v.32, n.11, p.1073-1081, 2012.

5. VIANA, J.G.A. et al. Dinâmica das importações de carne ovina no Brasil: análise dos componentes temporais. *Semina: Ciências Agrárias*, v.36, n.3, Supl. 1, p.2223-2234, 2015.

6. COLOMBO, A.H.B. et al. Avaliação de biotécnicas de reprodução sob o foco ambiental. *Archives of Veteri-*



nary Science, v.22, n.1, p.81-89, 2017.

7. FONSECA, J.F. Estratégias para o controle do ciclo estral e superovulação em ovinos e caprinos. In: CONGRESSO BRASILEIRO DE REPRODUÇÃO ANIMAL, 16, 2005, Goiânia. *Anais...* Revista Brasileira de Reprodução Animal - Palestras, p.1-9, 2005.

8. BALARO, M.F.A. et al. Is the Santa Inês sheep a typical non-seasonal breeder in the Brazilian South-east? *Tropical Animal Health and Production*, v.46, n.8, p.1533-1537, 2014.

9. BALARO, M.F.A. et al. Reproductive performance, metabolic and hormonal profiles of Santa Inês ewes in winter and summer under tropical conditions. *Tropical Animal Health and Production*, v.47, n.3, p.627-631, 2015.

10. DELGADILLO, J.A. et al. Decrease in the seasonality of sexual behavior and sperm production in bucks by exposure to short photoperiodic cycles. *Theriogenology*, v.36, n.5, p.755-770, 1991.

11. KRIDLI, R.T. et al. Seasonal variation in scrotal circumference and semen characteristics of Black Bedouin and Black Bedouin-Damascus Crossbred Bucks. *Asian-Australasian Journal of Animal Sciences*, v.20, n.3, p.359-364, 2007.

12. MARTÍNEZ-MADRID, B. et al. Seasonal changes in testosterone and thyroxine concentrations in Mediterranean rams and bucks and their relationship with sperm cryoresistance. *Livestock Science*, v.249, p.104513, 2021.

13. RAMÍREZ, S. et al. Continuous presence of females in estrus does not prevent seasonal inhibition of LH and androgen concentrations in bucks. *Domestic*

Animal Endocrinology, v.69, p.68-74, 2019.

14. BALARO, M.F.A. et al. Reproductive seasonality in Saanen goats kept under tropical conditions. *Tropical Animal Health and Production*, n.51, v.2, p.345-353, 2018.

15. CRUZ, J.F. et al. Ovarian follicular dynamics during anoestrus in Anglo-Nubian and Saanen goats raised in tropical climate. *Tropical Animal Health and Production*, v.37, n.5, p.395-402, 2005.

16. LOPES JÚNIOR, E.S. et al. Oestrus behaviour and performance *in vivo* of Saanen goats raised in northeast of Brazil. *Livestock Research for Rural Development*, v.13, n.6, p.1-11, 2001.

17. MORAES, J.C.F.; DE SOUZA, C.J.H. O período de acasalamento dos ovinos e a produção de cordeiros. *Comunicado Técnico*, n.77, p.1-3, 2010.

18. BARTLEWSKI, P.M. et al. Reproductive cycles in sheep. *Animal Reproduction Science*, v.124, n.3-4, p.259-268, 2011.

19. FATET, A. et al. Reproductive cycle of goats. *Animal Reproduction Science*, v.124, n.3, p.211-219, 2011.

20. ROMANO, J.E. et al. Effect of copulation on estrus duration and ovulation time in goats. *Theriogenology*, v.85, n.2, p.330-334, 2016.

21. QUINLIVAN, T.D. et al. Estimates of pre-and perinatal mortality in the New Zealand Romney Marsh ewe. *Reproduction*, v.11, n.3, p.379-390, 1966.

22. BARTLEWSKI, P.M. et al. Ovarian antral follicular dynamics and their relationships with endocrine variables throughout the oestrous cycle in breeds of sheep differing in prolificacy. *Reproduction*, v.115,



n.1,p.111-124,1999.

23. THONNEY, M.L. STAR Management | Cornell Sheep Program, 2015. <<https://blogs.cornell.edu/newsheep/management/reproduction/star-management/>>

24. SIQUEIRA, O. et al. Genetic evaluation of lactation persistency and total milk yield in dairy goats. *Livestock Research for Rural Development*, v.29, n.7, p.142, 2017.

25. ARNAL, M. et al. Diversity of dairy goat lactation curves in France. *Journal of Dairy Science*, v.101, n.12, p.11040-11051, 2018.

26. MACHADO, R.; SIMPLÍCIO, A.A. Avaliação de programas hormonais para a indução e sincronização do estro em caprinos. *Pesquisa Agropecuária Brasileira*, v.36, n.1, p.171-178, 2001.

27. MORAES, J.C.F. et al. Controle do estro e da ovulação em ruminantes. In: GONÇALVES, P.B.D. et al. *Biotécnicas Aplicadas à Reprodução Animal*. 2ªed. São Paulo: Roca, 2016. p.33-56.

28. SIMPLÍCIO, A.A. et al. Biotécnicas da reprodução como técnicas de manejo reprodutivo em ovinos. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, v.31, n.2, p.234-246, 2007.

29. MONREAL, A.C.D. Comparação do estro induzido pelo CIDR e fotoperíodo artificial em cabras (*Capra hircus*-Linnaeus-1758) sob latitude 20°28'S. 1999. 113f. Dissertação (Mestrado em Medicina Veterinária - Reprodução Animal), Faculdade de Medicina Veterinária e Zootecnia da Universidade Estadual Paulista, Botucatu, São Paulo.

30. MAIA, A.L.R.S. et al. Estrus induction in the non-

breeding season is not associated with hydrometra in dairy goats. *Research, Society and Development*, v.10, n.11, p.e21101119162, 2021.

31. CHEMINEAU, P. et al. Control of sheep and goat reproduction: use of light and melatonin. *Animal Reproduction Science*, v.30, n.1, p.157-184, 1992.

32. CHEMINEAU, P. et al. Photoperiodic and melatonin treatments for the control of seasonal reproduction in sheep and goats. *Reproduction Nutrition Développement*, v.28, n.2B, p.409-422, 1988.

33. THIMONIER, J. Control of seasonal reproduction in sheep and goats by light and hormones. *Journal of Reproduction Fertility*. Supl. v.30, p.33-45, 1981.

34. GIRIBONI, J. et al. Continuous contact with females in estrus throughout the year enhances testicular activity and improves seminal traits of male goats. *Theriogenology*, v.87, p.284-289, 2017.

35. RAMÍREZ, S. et al. Fifteen minutes of daily contact with sexually active male induces ovulation but delays its timing in seasonally anestrus goats. *Theriogenology*, v.87, p.148-153, 2017.

36. PELLICER-RUBIO, M.T. et al. Highly synchronous and fertile reproductive activity induced by the male effect during deep anoestrus in lactating goats subjected to treatment with artificially long days followed by a natural photoperiod. *Animal Reproduction Science*, v.98, n.3-4, p.241-258, 2007.

37. SASA, A. et al. Progesterona plasmática de ovelhas submetidas ao efeito-macho e mantidas sob diferentes condições nutricionais. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v.63, n.5, p.1066-1072, 2011.

38. CHEMINEAU, P. et al. Male-induced short oes-



trous and ovarian cycles in sheep and goats: a working hypothesis. *Reproduction Nutrition Development*, v.46, n.4, p.417-429, 2006.

39. PERKINS, A. et al. Luteinizing hormone and testosterone response of sexually active and inactive rams. *Journal of Animal Science*, v.70, n.7, p.2086-2093, 1992.

40. RODRÍGUEZ-MARTÍNEZ, R. et al. Estrus induction in anestrus mixed-breed goats using the "female-to-female effect". *Tropical Animal Health and Production*, v.45, n.4, p.911-915, 2013.

41. SOMCHIT, A. et al. The effect of short-term nutritional supplementation of ewes with lupin grain (*Lupinus luteus*), during the luteal phase of the estrous cycle on the number of ovarian follicles and the concentrations of hormones and glucose in plasma and follicular fluid. *Theriogenology*, v.68, n.7, p.1037-1046, 2007.

42. SCARAMUZZI, R.J. et al. A review of the effects of supplementary nutrition in the ewe on the concentrations of reproductive and metabolic hormones and the mechanisms that regulate folliculogenesis and ovulation rate. *Reproduction Nutrition Development*, v.46, n.4, p.339-354, 2006.

43. ARSHAD, U. et al. Effect of resynchronization with GnRH or progesterone (P4) intravaginal device (CIDR) on day 23 after timed artificial insemination on cumulative pregnancy and embryonic losses in CIDR-GnRH synchronized Nili-Ravi buffaloes. *Theriogenology*, v.103, p.104-109, 2017.

44. EL-MOKADEM, M.Y. et al. Alleviation of reproductive seasonality in Barki ewes using CIDR-eCG with or without melatonin. *Small Ruminant Research*, v.174, p.170-178, 2019.

45. VILARIÑO, M. et al. Serum progesterone concentrations, follicular development and time of ovulation using a new progesterone releasing device (DICO®) in sheep. *Small Ruminant Research*, v.91, n.2, p.219-224, 2010.

46. BARRETT, D.M.W. et al. Synchronization of follicular wave emergence in the seasonally anestrus ewe: the effects of estradiol with or without medroxyprogesterone acetate. *Theriogenology*, v.69, n.7, p.827-836, 2008.

47. SANTOS, I.W. et al. Fertility rates of ewes treated with medroxyprogesterone and injected with equine chorionic gonadotropin plus human chorionic gonadotropin in anoestrous season. *Veterinary Medicine International*, v.2010, ID978520, 2010.

48. ALVARADO-ESPINO, A.S. et al. Reproductive outcomes of Alpine goats primed with progesterone and treated with human chorionic gonadotropin during the anestrus-to-estrus transition season. *Animal Reproduction Science*, v.167, p.133-138, 2016.

49. ALVARADO-ESPINO, A.S. et al. Use of injectable progesterone and hCG for fixed-time artificial insemination during the non-breeding season in goats. *Theriogenology*, v.127, p.21-25, 2019.

50. RODRÍGUEZ-MARTÍNEZ, R. et al. Effect of two routes of administration of human chorionic gonadotropin upon oestrus induction and reproductive outcomes in adult acyclic mix-breed goats. *Journal of Applied Animal Research*, v.46, n.1, p.190-194, 2018.

51. OLIVEIRA, M.E.F. et al. Controle do ciclo estral. In: OLIVEIRA, M.E.F. et al. Biotécnicas Reprodutivas em Ovinos e Caprinos. 1ªed. São Paulo: MedVet, 2013. p.71-90.



52. FONSECA, J.F. et al. Sincronização de estro e superovulação em ovinos e caprinos. In: SIMPÓSIO DE CAPRINOS E OVINOS DA EV-UFMG. 2, 2007, Belo Horizonte. *Anais...* Belo Horizonte: UFMG, p.167-194, 2007.
53. NASCIMENTO-PENIDO, P.M.P. et al. Parâmetros reprodutivos após indução de estro com diferentes intervalos de permanência do dispositivo vaginal em cabras Toggenburg acíclicas. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v.70, n.3, p.773-778, 2018.
54. PIETROSKI, A.C.C.A. et al. Short, medium or long-term hormonal treatments for induction of synchronized estrus and ovulation in Saanen goats during the nonbreeding season. *Revista Brasileira de Zootecnia*, v.42, n.3, p.168-173, 2013.
55. TEXEIRA, T.A. et al. Efficiency of different hormonal treatments for estrus synchronization in tropical Santa Inês sheep. *Tropical Animal Health and Production*, v.48, n.3, p.545-551, 2016.
56. COSENTINO, I.O. et al. Accuracy of assessment of luteal morphology and luteal blood flow for prediction of early pregnancy in goats. *Theriogenology*, v.121, p.104-111, 2018.
57. ALVAREZ, L. et al. Response to the buck effect in goats primed with CIDRs, previously used CIDRs, or previously used autoclaved CIDRs during the nonbreeding season. *Livestock Science*, v.155, n.2, p.459-462, 2013.
58. UNGERFELD, R. et al. Response of ewes primed with new CIDRs, previously used CIDRs, or previously used and autoclaved CIDRs to the ram effect during the non-breeding season. *Animal Reproduction*, v.10, n.4, p.704-707, 2018.
59. SOUZA, J.M.G. et al. Autoclaved, previously used intravaginal progesterone devices induces estrus and ovulation in anestrus Toggenburg goats. *Animal Reproduction Science*, v.129, n.1, p.50-55, 2011.
60. BRADEN, A.W.H. et al. Control of the time of ovulation in sheep. *Australian Journal of Agricultural Research*, v.11, n.3, p.389-401, 1960.
61. RAMOS, A.F.; SILVA, B.D.M. Hormonal protocols in small ruminants. In: BERGSTEIN-GALAN, T.G. *Reproduction Biotechnology in Farm Animals*. Telangana: Avid Science, 2018. p.301.
62. FONSECA, J.F. et al. Evaluation of cervical mucus and reproductive efficiency of seasonally anovular dairy goats after short-term progestagen-based estrous induction protocols with different gonadotropins. *Reproductive Biology*, v.17, n.4, p.363-369, 2017.
63. CÔRTEZ, L.R. et al. Administration of a single dose of 300 IU of human chorionic gonadotropin seven days after the onset of estrus improves pregnancy rate in dairy goats by an unknown mechanism. *Domestic Animal Endocrinology*, v.74, 106579, 2021.
64. SANTOS-NETO, P.C. et al. Fertility obtained with different progestogen intravaginal devices using Short-term protocol for fixed-time artificial insemination (FTAI) in sheep. *Livestock Science*. v.182, p.125-128, 2015.
65. BALARO, M.F.A. et al. Potential role for GnRH in the synchronization of follicular emergence before the superovulatory day 0 protocol. *Domestic Animal Endocrinology*, v.54, p.10-14, 2016.
66. VERGANI, G.B. et al. Luteotropic effects of human chorionic gonadotropin administered 7.5 days after synchronous estrous induction in Morada Nova



- ewes. *Animal Reproduction Science*, v.223, 106644, 2020.
67. CUETO, M.I. et al. Addition of eCG to a 14 d prostaglandin treatment regimen in sheep FTAI programs. *Animal Reproduction Science*, v.221, 106597, 2020.
68. FIERRO, S.; OLIVERA-MUZANTE, J. Long interval prostaglandin as an alternative to progesterone-eCG based protocols for timed AI in sheep. *Animal Reproduction Science*, v.180, p.78-84, 2017.
69. SANTOS-JIMENEZ, Z. et al. Use of Propylene-glycol as a cosolvent for GnRH in synchronization of estrus and ovulation in sheep. *Animals*, v.10, n.5, p.897, 2020.
70. URIOL, M. et al. Onset of oestrus and periovulatory events in sheep exposed to 5 and 14 days of CIDR treatment with and without eCG. *Reproduction in Domestic Animals*, v.54, n.11, p.1489-1492, 2019.
71. MARTINEZ-ROS, P.; GONZALEZ-BULNES, A. Efficiency of CIDR-based protocols including GnRH Instead of eCG for estrus synchronization in sheep. *Animals*, v.9, n.4, p.146, 2019.
72. MARTINEZ-ROS, P. et al. Influence of progesterone-treatment length and eCG administration on appearance of estrus behavior, ovulatory success and fertility in sheep. *Animals*, v.9, n.1, p.9, 2018.
73. FIERRO, S. et al. The use of prostaglandins in controlling estrous cycle of the ewe: a review. *Theriogenology*, v.79, n.3, p.399-408, 2013.
74. ABECIA, J.A. et al. Hormonal control of reproduction in small ruminants. *Animal Reproduction Science*, v.130, n.3, p.173-179, 2012.
75. MAIA, A.L.R.S. et al. Reproductive parameters of dairy goats after receiving two doses of d-cloprostenol at different intervals. *Animal Reproduction Science*, v.181, p.16-23, 2017.
76. ALMEIDA, S.F.C.M. et al. Use of two doses of cloprostenol in different intervals for estrus synchronization in hair sheep under tropical conditions. *Tropical Animal Health and Production*, v.50, n.2, p.427-432, 2018.
77. FIERRO, S. et al. Long term prostaglandin based-protocols improve the reproductive performance after timed artificial insemination in sheep. *Theriogenology*, v.90, p.109-113, 2017.
78. ESTEVES, L.V. et al. Reproductive parameters of dairy goats submitted to estrus synchronization with prostaglandin F2 associated or not to hCG at estrous onset. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, v.65, n.6, p.1585-1592, 2013.
79. COSENTINO, I.O. et al. Hormonal protocols for early resynchronization of ovulation in ewes: the use of progestagens, eCG, and inclusion of early pregnancy diagnosis with color Doppler ultrasound. *Theriogenology*, v.133, p.113-118, 2019.
80. COSENTINO, I.O. et al. Ovarian activity in dairy Saanen goats subjected to a short-term ovulation induction protocol and a single injection of lecorelin (GnRH analog) given 28 h or 34 h after progestin pre-treatment. *Small Ruminant Research*, v.191, p.106214, 2020.
81. COSENTINO, I.O. et al. Fixed timed artificial insemination and early resynchronization of ovulation in different categories of ewes in grazing system: response of multiparous, nulliparous, and lactating ewes during the breeding season. *Livestock Science*, v.247, p.104461, 2021.



82. MIRANDA, V.O. et al. Estrus resynchronization in ewes with unknown pregnancy status. *Theriogenology*, v.106, p.103-107, 2018.
83. COSENTINO, I.O. et al. Early resynchronization protocols for goats: progestogens can be used prior to an early pregnancy diagnosis without affecting corpus luteum functionality. *Reproduction in Domestic Animals*, v.55, n.11, p.1655-1659, 2020.
84. AZEVEDO, G.P.C. et al. Criação de ovinos: manejo e comercialização. *EMBRAPA-CPATU - Recomendações Básicas*, v.29, p.1-4, 1995.
85. LOBATO, E.P. et al. Manejo reprodutivo de ovinos. *PUBVET*, v.7, n.15, p.1568-1574, 2013.
86. PINTO, P.H.N. et al. Colheita transcervical de embriões em ovelhas e cabras. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, v.43, n.2, p.147-155, 2019.
87. FONSECA, J.F. et al. Técnica Embrapa de inseminação artificial transcervical em caprinos por meio de fixação cervical. Circular Técnica 43. Sobral: Embrapa Caprinos e Ovinos, 2011. 7p.
88. MASOUDI, R. et al. Fertility response of artificial insemination methods in sheep with fresh and frozen-thawed semen. *Cryobiology*, v.74, p.77-80, 2017.
89. CBRA. Manual para Exame Andrológico e Avaliação de Sêmen Animal. 3ªed. Belo Horizonte: Colégio Brasileiro de Reprodução Animal, 2013. 104p.
- IRITANI, A.; NISHIKAWA, Y. Studies on the egg-yolk coagulation factors in goat semen: II Properties of the coagulating factor and influential conditions for coagulation. IN: SILVER JUBILEE LABORATORY ANIMAL HUSBANDRY KYOTO UNIVERSITY, 1961, Kyoto. *Anais... Kyoto*, p.97-104, 1961.
91. PELLICER, M.T. Purificación y caracterización del componente de la secreción bulbouretral de macho cabrío implicado en el deterioro de la calidad de los espermatozoides diluidos en teche. 1995. 200f. Tesina de licenciatura, Universidad de Murcia, España.
92. BARROS, T.B.; TONIOLLI, R. Uso potencial da água de coco na tecnologia de sêmen. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, v.35, n.4, p.400-407, 2011.
93. CARDOSO E. et al. Avaliação econômica de diferentes técnicas de inseminação artificial em ovinos da raça Santa Inês. *Revista Brasileira de Ciências Agrárias*, v.4, n.2, p.217-222, 2009.
94. SANTOS, J.D.R. et al. Transcervical vs. laparotomy embryo collection in ewes: the effectiveness and welfare implications of each technique. *Theriogenology*, v.153, p.112-121, 2020.
95. RABASSA, V.R. et al. Efeito das técnicas transcervical e laparoscópica sobre a taxa de prenhez de ovelhas inseminadas em tempo-fixo. *Ciência Animal Brasileira*, v.8, n.1, p.127-134, 2007.
96. PAULA, N.R.O. et al. Programas de inseminação artificial com sêmen congelado de caprinos e ovinos por laparoscopia no Nordeste do Brasil. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, v.42, n.3-4, p.129-134. 2018.
97. FONSECA, J.F.; ALVIM, G. Recomendações técnicas para execução da inseminação artificial transcervical em caprinos no Brasil. Circular Técnica 46. Sobral: Embrapa Caprinos e Ovinos, 2018. 36p.
98. FONSECA, J.F. et al. Reproductive features and



- use of an anti-inflammatory drug in estrus-induced dairy goats artificially inseminated in a standing position with cervix immobilization. *Reproductive Biology*, v.17, n.3, p.268-273, 2017.
99. BUCKRELL, B.C. Applications of ultrasonography in reproduction in sheep and goats. *Theriogenology*, v.29, n.1, p.71-84, 1988.
100. KASTELIC, J.P. et al. Ultrasonic evaluation of the bovine conceptus. *Theriogenology*, v.29, n.1, p.39-54, 1988.
101. OKANO, A.; TOMIZUKA, T. Ultrasonic observation of postpartum uterine involution in the cow. *Theriogenology*, v.27, n.2, p.369-376, 1987.
102. REEVES, J.J. et al. Transrectal real-time ultrasound scanning of the cow reproductive tract. *Theriogenology*, v.21, n.3, p.485-494, 1984.
103. FREITAS, V.F.; SIMPLÍCIO, A.A. Diagnóstico de prenhez em caprinos: uma revisão. *Ciência Animal*, v.9, n.2, p.51-59, 1999.
104. MARTINEZ, M.F. et al. Determination of early pregnancy and embryonic growth in goats by transrectal ultrasound scanning. *Theriogenology*, v.49, n.8, p.1555-1565, 1998.
105. BALARO, M.F.A. et al. Diagnóstico ultrassonográfico de distúrbios reprodutivos em pequenos ruminantes. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, v.43, n.2, p.137-146, 2019.
106. DISKIN, M.G.; MORRIS, D.G. Embryonic and early foetal losses in cattle and other ruminants. *Reproduction in Domestic Animals*, v.43, n.2, p.260-267, 2008.
107. SANTOS, V.J.C. et al. B-mode ultrasonography and ecobiometric parameters for assessment of embryonic and fetal development in sheep. *Animal Reproduction Science*, v.197, p.193-202, 2018.
108. ARASHIRO, E.K.N. et al. Early pregnancy diagnosis in ewes by subjective assessment of luteal vascularisation using colour doppler ultrasonography. *Theriogenology*, v.106, p.247-252, 2018.
109. BALARO, M.F.A. et al. Ultrasound diagnosis in small ruminants: occurrence and description of genital pathologies. *Veterinary Sciences*, v.9, n.11, p.599, 2022.
110. GONZALEZ-BULNES, A. et al. Ultrasonographic imaging in small ruminant reproduction. *Reproduction in Domestic Animals*, v.45, Supl.2, p.9-20, 2010.
111. ACOSTA, T.J. et al. Local changes in blood flow within the preovulatory follicle wall and early corpus luteum in cows. *Reproduction*, v.125, n.5, p.759-767, 2003.
112. DESCÔTEAUX, L. et al. Practical Atlas of Ruminant and Camelid Reproductive Ultrasonography. 1ªed. New Jersey: Wiley-Blackwell, 2009. 256p.
113. MAIA, A.L.R.S. et al. Hydrosalpinx in dairy goats: occurrence, ultrasound diagnosis, macro- and microscopic characterization. *Small Ruminant Research*, v.160, p.5-11, 2018.
114. MAIA, A.L.R.S. et al. Hydrometra in dairy goats: ultrasonic variables and therapeutic protocols evaluated during the reproductive season. *Animal Reproduction Science*, v.197, p.203-211, 2018.
115. AL-HAMEDAWI, T.M. Post partum pyometra in Iraqi goats: clinical & therapeutical study. *The Iraqi Journal of Veterinary Medicine*, v.35, n.2, p.36-39, 2011.



116. SMITH, M.; SHERMAN, D. Reproductive system. In: SMITH, M.; SHERMAN, D. *Goat Medicine*. 2^aed. New Jersey: Wiley-Blackwell, 2009. p.571-645.
117. SHARMA, A. et al. Ultrasonographic, surgical, and histopathological findings of a uterine leiomyoma in a cow. *Case Reports in Veterinary Medicine*, v.2012, e536204, 2012.
118. ABU-SEIDA, A.M. et al. Ultrasonographic and histopathological findings in rams with epididymo-orchitis caused by *Brucella melitensis*. *Pakistan Veterinary Journal*, v.35, n.4, p.456-460, 2015.
119. VITAL, R.J. et al. Sonographic findings in non-neoplastic testicular lesions. *Radiologia Brasileira*, v.40, n.1, p.61-67, 2007.
120. COSENTINO, I.O. et al. Metastatic seminoma in a male Alpine goat: clinical and histopathological approach. *Acta Scientiae Veterinariae*, v.47, Supl.1, p.405, 2019.
121. STEWART, J.L.; SHIPLEY, C.F. Management of reproductive diseases in male small ruminants. *Veterinary Clinics: Food Animal Practice*, v.37, n.1, p.105-123, 2021.
122. OLIVEIRA, R.P.L. et al. Ultrassonografia no auxílio do diagnóstico de vesiculite seminal em touros de corte. *Pesquisa Veterinária Brasileira*, v.38, n.6, p.1038-1042, 2018.
123. FONSECA, J.F. et al. Nonsurgical embryo recovery and transfer in sheep and goats. *Theriogenology*, v.86, n.1, p.144-151, 2016.
124. FIGUEIRA, L.M. et al. Pregnancy rate after fixed-time transfer of cryopreserved embryos collected by non-surgical route in Lacaune sheep. *Reproduction in Domestic Animals*, v.54, n.11, p.1493-1496, 2019.
125. FONSECA, J.F. et al. Non-surgical embryo transfer in goats and sheep: the Brazilian experience. *Reproduction, Fertility and Development*, v.31, n.1, p.17-26, 2019.
126. GIBBONS, A. et al. Vitrified embryo transfer in Merino sheep under extensive conditions. *Animal Reproduction*, v.16, p.297-301, 2019.
127. PINTO, P.H.N. et al. Successive *in vivo* embryo production in Santa Inês sheep. *Animal Production Science*, v.60, n.4, p.497-502, 2020.
128. KING, C.; OSBORN, D.; GRUPEN, C. Multiple ovulation and embryo transfer in sheep: effects of embryo developmental stage and quality on viability *in vivo* under farm conditions. *Australian Veterinary Journal*, v.100, n.9, p.451-458, 2022.
129. WIECZOREK, J. et al. L-OPU in goat and sheep-different variants of the oocyte recovery method. *Animals*, v.10, n.4, p.658, 2020.
130. SOUZA-FABJAN, J.M.G. et al. Reproductive seasonality affects *in vitro* embryo production outcomes in adult goats. *Animals*, v.11, n.3, p.873, 2021.
131. PINTO, P.H.N. et al. Colour-Doppler ultrasound imaging as a laparoscopy substitute to count corpora lutea in superovulated sheep. *Reproduction in Domestic Animals*, v.53, n.1, p.266-269, 2018.
132. SANTOS, J.D.R. et al. Transcervical vs. laparotomy embryo collection in ewes: the effectiveness and welfare implications of each technique. *Theriogenology*, v.153, p.112-121, 2020.



133. SANTOS, J.D.R. et al. Cervical transposition test using Hegar dilator at oestrus as a tool to select ewes for transcervical embryo collection. *Reproduction in Domestic Animals*, v.54, n.1, p.126-128, 2019.