

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

MONOGRAFIA

Inseminação artificial em caprinos

Renato Dias Maia

2010



UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAÚDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

MONOGRAFIA

Inseminação artificial em caprinos

Renato Dias Maia
Graduando

Prof. Dr. Carlos Enrique Peña Alfaro
Orientador

Patos

Setembro de 2010

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAUDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

RENATO DIAS MAIA
Graduando

Monografia submetida ao Curso de Medicina Veterinária como requisito parcial para obtenção do grau de Medico Veterinário.

ENTREGUE EM/...../.....

MÉDIA: _____

BANCA EXAMINADORA

Prof. Dr. Carlos Enrique Peña Alfaro

Nota _____

Prof^a. Dr^a. Norma Lúcia de Souza Araújo

Nota _____

Prof^a. Dr^a. Melânia Loureiro Marinho

Nota _____

UNIVERSIDADE FEDERAL DE CAMPINA GRANDE
CENTRO DE SAUDE E TECNOLOGIA RURAL
CAMPUS DE PATOS-PB
CURSO DE MEDICINA VETERINÁRIA

RENATO DIAS MAIA
Graduando

Monografia submetida ao Curso de Medicina Veterinária como requisito parcial para obtenção do grau de Medico Veterinário.

APROVADO EM/...../.....

EXAMINADORES:

Prof. Dr. Carlos Enrique Peña Alfaro (Orientador)

Prof^ª. Dr^ª. Norma Lúcia de Souza Araújo (Examinador I)

Prof^ª. Dr^ª. Melânia Loureiro Marinho (Examinador II)

Dedico

**Aos meus pais Carlos e Glória, aos meus avôs Gerônimo e Carminha,
que sempre foram um exemplo de força, união e dedicação,
que mesmo nos momentos mais difíceis, estiveram ao meu lado
me apoiando e dando forças para continuar sempre no caminho certo.**

A minha irmã Rafaella,

A minha namorada Samara,

Aos meus familiares de quem sempre recebi apoio e carinho.

AGRADECIMENTOS

Agradeço primeiramente a Deus que diante da sua infinita sabedoria, guiou-me durante toda minha vida, me acolhendo nos momentos mais difíceis.

Aos meus pais, Carlos Maia e Glória Dias, pelos ensinamentos e por todo o amor concebido, onde nunca mediram esforços para me ajudar a concluir meu curso, mesmo diante de muitas dificuldades, sempre me ensinando a ser uma pessoa melhor.

Aos meus avós paternos, Gerônimo (in memoriam) e Carminha, que contribuíram muito na minha criação, sempre do meu lado em todos os momentos.

Aos meus avós materno, Antônio e Almira, que torceram e vibraram a cada vitória conseguida por mim.

A minha irmã, Rafaella, sempre presente na minha vida.

Aos meus tios, Alba, Claudia, Cláudio, Luciano, Marquinhos, Ronaldo, Francisco, José Dias, Marta, Magda e Luciana, sempre torceram pelo meu sucesso.

A minha namorada, Samara, que além de amor, me acolheu sempre com uma palavra amiga e muito me ajudou nesse trabalho.

A Aline Guedes, amiga que me ajudou no desenvolvimento desse trabalho.

A Leonardo Torres, juntamente com sua esposa Cibele, que além da amizade, me permitiu praticar meus conhecimentos e muito me ensinou.

A Dr. Aline, que muito me ensinou durante meus estágios no Centro Médico Veterinário, Dr. Leonardo Torres.

Ao amigo Rodrigo Mendes pelas ajudas durante os estágios, com quem muito aprendi.

Ao amigo Emetério, que sempre acreditou no meu potencial, me abrindo portas.

Aos amigos em especial, José Ailton (em Zé), Marcio (carreirinha), Jorge (agricultor), Klênio, Zeno, Dayvid (o brial), Lyncoly, Elane, Sayonara, Suelem, Ana Rosalina, e todos os outros amigos que sempre estiveram ao meu lado nos momentos de estudo e descontração.

A todos meus amigos de sala, que me acolheram e com eles muito aprendi.

Ao professor Carlos Peña, que me orientou na elaboração deste trabalho, transmitindo muitos conhecimentos no decorrer do curso.

Aos todos os demais professores que com muita dedicação, sempre estiveram prontos para fornecer novos conhecimentos para todos os alunos, além de se tornarem verdadeiros amigos.

Aos funcionários desta instituição, Tereza, Celinha, Verinha, Alielson, Fabiano, Damião e todos os outros, que durante esse curso muito me ajudaram.

Aos amigos, Rodolfo Dantas, Thais (fosquinho), Ítalo Aguiar, que tomaram outros destinos, porém a amizade construída nunca mudou.

A Diná, Neto, Ramon, que me acolheram nos estágios, sempre pacientes e dedicados.

Muito obrigado por fazerem parte dessa vitória!

LISTA DE FIGURAS

Figura 1. Aparelho reprodutor masculino (caprino).....	17
Figura 2. Aparelho reprodutor feminino (cabra).....	18
Figura 3: Matriz caprina (Saanen).....	20
Figura 4: reprodutor caprino (Toggenburg).....	24
Figura 5: eletroejaculador para ruminantes.....	25
Figura 6: vagina artificial para coleta de sêmen.....	26
Figura 7: avaliação microscópica do sêmen.....	29
Figura 8: Cabra sendo inseminada.....	33
Figura 9: Inseminação artificial intracervical. Preensão do colo uterino com uma pinça de Allys, sendo introduzido o sêmen pelo canal cervical na luz do útero.....	35
Figura 10: Realização da laparoscopia, com observação do corno uterino e deposição do sêmen.....	37
Figura 11: Corno uterino, visão do laparoscópio.....	37

LISTA DE TABELAS

Tabela 1: Avaliação do sêmen caprino (concentração, aparência e cor).....	28
--	----

SUMÁRIO

1. INTRODUÇÃO	12
2. REVISÃO DE LITERATURA	14
2.1. História da inseminação artificial.....	14
2.2. Características reprodutivas dos caprinos	15
2.2.1. Considerações Anatômicas	16
2.2.1.1. Anatomia do Aparelho Reprodutivo Masculino.....	16
2.2.1.2. Anatomia do Aparelho Reprodutivo Feminino	17
2.2.2. Considerações Fisiológicas	18
2.2.2.1. Estação sexual	18
2.3. Manejo reprodutivo	19
2.3.1. Seleção das matrizes.....	19
2.3.2. Sincronização do cio das cabras	20
2.4. Escolha do reprodutor	24
2.5. Colheita do sêmen	25
2.6. Avaliação do sêmen	26
2.6.1. Avaliação macroscópica.....	27
2.6.2. Avaliação microscópica	27
2.7. Processamento e conservação do sêmen	29
2.7.1. Sêmen fresco	29
2.7.2. Sêmen refrigerado	30
2.7.3 Sêmen congelado.....	30
2.8. Técnicas de Inseminação Artificial	31
2.8.1. Método vaginal.....	32
2.8.2. Método cervical superficial	32
2.8.3. Método intracervical	34
2.8.4. Método intra-uterino	34
2.8.4.1. Método transcervical	34
2.8.4.2. Laparoscopia	35
2.8.5. Vantagens e desvantagens	39
3. CONSIDERAÇÕES FINAIS	40
4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRAFICAS	41

RESUMO

MAIA, RENATO DIAS. Inseminação artificial em caprinos. Patos, UFCG. 2010. 43 p. (Monografia submetida ao Curso de Medicina Veterinária como requisito parcial para obtenção do grau de Médico Veterinário)

Este trabalho teve como objetivo realizar uma revisão literária sobre as técnicas de inseminação artificial em caprinos como também todos os aspectos ligados a essa tecnologia. Foi feito um apanhado teórico sobre o tema incluindo as características reprodutivas dos caprinos, as considerações anatômicas e fisiológicas, o manejo reprodutivo, a seleção das matrizes, alguns protocolos de sincronização do cio, a escolha do reprodutor, os métodos de coleta e avaliação do sêmen, as formas de conservação do sêmen (fresco, refrigerado e congelado), e por fim enfatizaram-se as principais técnicas de inseminação artificial: vaginal, cervical superficial, intracervical, intra-uterino (transcervical e laparoscópica). Pode-se concluir que a viabilidade do uso dessas técnicas requer formas adequadas de manejo sanitário e nutricional dos animais para que as mesmas possam contribuir para acelerar a produção e a eficiência reprodutiva nessa espécie.

Palavras chave: Inseminação Artificial, Caprinos, Técnicas de Inseminação.

ABSTRACT

MAIA, RENATO DIAS. **Artificial insemination in goats**. Patos-PB, UFCG. 2010. 43 P. (Monograph submitted to the Veterinary Medicine Course as partial requirement for the degree Medic of Veterinary)

This study aimed to review the literature on the techniques of artificial insemination in goats as well as all other aspects about this technology. He was made a theoretical summary on the subject including the reproductive characteristics of goats, the anatomical and physiological considerations, the reproductive management, selection of matrices, some protocols for synchronization of estrus, the choice of the player, the methods of collection and semen evaluation the forms of conservation of semen (fresh, chilled and frozen), and finally emphasized the principal techniques of artificial insemination: vaginal, cervical superficial intracervical, intrauterine (transcervical and laparoscopic). It can be concluded that the feasibility of using these techniques requires appropriate ways of handling health and nutrition of animals to allow them to help accelerate production and reproductive efficiency in this species.

Key words: Artificial Insemination, Goats, Insemination Techniques.

1. INTRODUÇÃO

A exploração de caprinos no Brasil com fins econômicos tem apresentado um expressivo crescimento, principalmente na região Nordeste que concentra a maior parte do rebanho caprino, cerca de 92% do rebanho nacional. Apesar desse elevado efetivo, a região ainda não desfruta de grandes benefícios oriundos do plantel caprino, pois a qualidade dos animais não corresponde às expectativas reprodutivas (NUNES, 1998).

No entanto observa-se que os sistemas de produção têm-se caracterizado por apresentar baixos índices produtivos, em decorrência, principalmente, de práticas de manejo inadequado, condições sanitárias precárias, baixa capacidade de investimentos dos pequenos produtores, reduzida disponibilidade de alimentos nas épocas secas e pouco uso de tecnologias massificadas que contribuem para a melhoria dos índices produtivos e reprodutivos (PEÑA-ALFARO, 2006).

A adoção de técnicas de manejo nutricional e sanitário adequado (NUNES, 1998) aliados à utilização de tecnologias reprodutivas, a exemplo da inseminação artificial apresenta uma importante ferramenta na melhoria do potencial genético dos rebanhos caprinos, principalmente com a utilização de raças especializadas para a produção de carne e leite (PEÑA-ALFARO, 2006).

A inseminação artificial é a técnica singular mais importante desenvolvida para o melhoramento genético dos animais, já que poucos reprodutores selecionados produzem sêmen suficiente para inseminar milhares de fêmeas anualmente (HAFEZ & HAFEZ, 2004). Além de acelerar o processo de melhoramento genético, o uso dessa técnica viabiliza a obtenção de produtos de reprodutores que estejam em outras localidades, impede a transmissão de doenças venéreas, permite a seleção dos espermatozoides aptos a inseminar além de possibilitar que machos com baixa taxa de fertilidade produzam filhos (TRALDI, 1994).

A inseminação artificial caprina é um método bastante prático, global e de grande importância para incrementar o melhoramento genético caprino brasileiro em curto espaço de tempo (NUNES, 1984). A técnica consiste na retirada do sêmen do macho caprino e sua deposição no aparelho genital da cabra. O sêmen quando devidamente processado pode de uma colheita, servir para dezenas de cabras (MIES FILHO, 1987).

O presente trabalho possui como objetivo fazer uma revisão literária sobre os diversos aspectos relacionados a inseminação artificial em caprinos, visando demonstrar a viabilidade dessa prática.

2. REVISÃO DE LITERATURA

2.1. História da inseminação artificial

O método de inseminação artificial é muito antigo, dados cuidadosamente documentados relatam que em 1776, Lázaro Spallanzani, fisiologista italiano, utilizou a técnica em mamíferos, colhendo o sêmen de um cão através da masturbação e inseminou uma cadela, onde nasceram três filhotes sadios (MIES FILHO, 1975). Em 1907, Ivanov, inseminou ovelhas e vacas na Rússia, sendo considerado o precursor dessa técnica nas espécies domésticas (AISEN, 2008).

No Brasil o uso da inseminação artificial em caprinos ocorreu em 1954 (MACHADO & SIMPLÍCIO, 1992). Apesar do seu potencial no incremento à produtividade, a inseminação artificial nessa espécie ainda é pouco aplicada no Nordeste Brasileiro (MACHADO & SIMPLICIO, 1995), devido a: exiguidade de difusão dessa biotecnologia, a falta de informação técnica e apoio aos criadores por parte da deficiência de espírito associativista; ao custo inicial obrigatório para implantação de programas de inseminação artificial; a deficiência da escrituração zootécnica em muitas propriedades; a relutância de muitos criadores em submeter o rebanho a um manejo correto e racional em todas as etapas do seu processo e os resultados ainda não totalmente satisfatórios com relação ao uso de sêmen congelado-descongelado e depositado no sistema vaginal da fêmea via transcervical (GONZALES et al 2002).

Segundo Mies Filho (1987), o incremento da inseminação artificial em caprinos tem sido verificado em alguns países como Alemanha, Holanda, França e Índia, porém, o maior volume de trabalho nesta espécie se faz no Japão, que inseminou cerca de 10% do total e chegou aos 35 mil ventres em 1960. Com o advento do congelamento do sêmen, o interesse para ampliação do método em caprinos cresce, o Brasil importou do Canadá em 1983, 643 doses de sêmen caprino tendo utilizado parte deles para inseminação artificial em cabras leiteiras.

Segundo Nunes (1984), os progressos excelentes neste campo foram obtidos por Corteel (1983), na França, trabalhando com caprinos leiteiros da raça alpina, além de outros resultados promissores conseguidos na Ásia e Venezuela, respectivamente Bongso

et al (1982) e Gonzales-Stagnaro (1974). Esse melhoramento massal e eficaz, do rebanho alpino Francês, deveu-se ao método de inseminação artificial, com sêmen congelado, onde se atingiu uma taxa de parição superior a 66% e prolificidade de 2,3 crias por animal (CORTEEL et al, 1970, 1983; BONGSO et al 1982).

2.2. Características reprodutivas dos caprinos

O início da atividade sexual tanto no macho quanto na fêmea é marcado pela puberdade. As fêmeas atingem a puberdade quando ocorre o aparecimento do primeiro cio (estro) com ovulação e nos machos é marcada pela exteriorização do pênis e aparecimento dos primeiros espermatozoides móveis no ejaculado (FONTELLES, 2000).

Segundo Medeiros et al. (1994) a puberdade nas fêmeas estabelecida com a ocorrência da primeira ovulação, pode vir ou não acompanhada de manifestações clínicas de cio. Normalmente no Nordeste do Brasil as fêmeas caprinas atingem a puberdade em torno de 7 a 12 meses de idade com peso corporal de 14 a 20 Kg, entretanto, recomenda-se que as fêmeas sejam usadas em reprodução quando atingirem o peso equivalente a 60-75% do peso de uma fêmea adulta da raça e/ou tipo.

Dessa forma, a idade da puberdade é fortemente correlacionada com o peso corporal do animal, ou seja, animais mais pesados e com melhor desenvolvimento corporal atingem a puberdade mais cedo que aqueles de menor peso corporal, para uma dada raça. No entanto, em média, a puberdade nas cabras ocorre por volta de 8 meses de idade (5 a 10 meses) e nos machos ocorre entre 3 e 4 meses de idade (LAGO E LAFAYETTE, 2000).

Medeiros et al (1994) afirmam que a duração média do ciclo estral nos caprinos é de 21 dias, onde o estro é o período em que a fêmea aceita o macho e está apta a ser fecundada; em média o estro tem duração de 36 a 42hs, onde as fêmeas em cio apresentam as seguintes características: tornam-se inquietas; montam nas companheiras ou aceitam ser montadas pelo macho ou por outras fêmeas; apresentam cauda com movimentos rápidos e laterais; perdem peso; berram freqüentemente; apresentam vulva inchada, avermelhada e a vagina úmida.

No início do cio, apresentam secreções mucocristalinas, creme-claro durante o cio e no final, secreção viscosa com aspecto de pus. Já os machos caprinos são relativamente precoces, podendo atingir a puberdade em torno dos 4 a 5 meses de idade e serem colocados para reprodução entre 6 e 8 meses de vida e, para isso, serão submetidos a um

rigoroso exame clínico-andrológico levando em conta vários fatores, entre eles: não ser portador de doenças específicas da reprodução; ter boa libido, bem como, ausência de defeitos hereditários. Um reprodutor pode atuar ativamente no rebanho até os 8 anos de idade.

2.2.1. Considerações Anatômicas

O conhecimento do aparelho reprodutor masculino e feminino é de suma importância para um melhor entendimento do funcionamento do sistema reprodutivo.

2.2.1.1. Anatomia do Aparelho Reprodutivo Masculino

Segundo Aisen (2008) o aparelho reprodutivo masculino é constituído por:

1. Testículos: em número de dois, com forma ovalada, alojados na bolsa escrotal, em posição vertical, com um peso de 50 a 150 gramas. São simétricos e de consistência firme. Sua função é produzir espermatozóides e hormônios;

2. Epidídimo: canal que serve para transporte e reservatório de espermatozóides produzidos no testículo;

3. Duto deferente: tem função de transportar os espermatozóides no momento da ejaculação;

4. Glândulas acessórias do pênis: são responsáveis pela produção de líquidos que nutrem os espermatozóides e estão situadas junto à uretra. Encontram-se ainda, as glândulas vesiculares, a próstata, e as glândulas bulbouretrais;

5. Pênis: é o órgão masculino responsável pela cópula, ou seja, através dele os espermatozóides são depositados no órgão genital feminino. O pênis tem uma flexura sigmóide que lhe permite estender-se durante a cópula, aumentando seu tamanho durante a excitação sexual.

A uretra tem uma projeção curta de 3-4 cm de comprimento chamada processo uretral, que gira rapidamente durante a ejaculação para aspergir o sêmen na parte anterior da vagina.

6. Prepúcio: é uma camada de pele que recobre e protege o pênis.

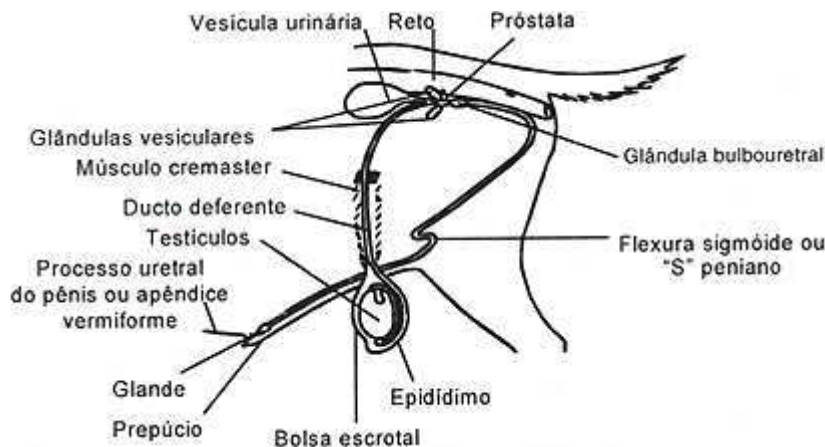


Figura 1: aparelho reprodutor masculino (caprino)

2.2.1.2. Anatomia do Aparelho Reprodutivo Feminino

Segundo Aisen (2008) o aparelho reprodutivo feminino é constituído por:

1. Ovários: têm forma arredondada e são do tamanho de uma avelã, apresentando em sua superfície estruturas denominados folículos que ao amadurecerem liberam o óvulo. Os ovários também produzem os hormônios responsáveis pelo estro, manutenção da gestação e do parto.

2. Tubas uterinas: são tubos sinuosos que unem o ovário ao útero. Uma vez liberado pelo ovário, o óvulo desce pela tuba uterina e na presença de espermatozóides, ocorre a fecundação, passando então a denominar-se ovo, que por sua vez desce para o útero, fixando-se e dando continuidade à gestação.

3. Útero: é o órgão em que ocorre o desenvolvimento da gestação. Consiste em um corpo verdadeiro e dois cornos, os quais se conectam as tubas. O útero separa-se da vagina pela cérvix (ou colo uterino), que tem como função proteger a gestação do ambiente da vagina e do meio exterior.

4. Cérvix: é um conduto quase sempre fechado, com dobras denominado anéis, em numero de 4 a 6.

Vários estudos vêm tentando melhorar a eficácia reprodutiva da cabra e ovelha, porém, existe uma barreira natural denominada cérvix, a qual encontram-se os anéis cervicais que se tornam obstáculos a serem atravessados pela pipeta aplicadora de sêmen no momento da inseminação artificial em caprinos e ovinos. A cérvix e seus anéis são

constituídos de tecido cartilaginoso de consistência rígida, o que dificulta a passagem da pipeta inseminadora através da cérvix.

5. Vagina: é ampla e tubular, com 8 a 9 cm de comprimento. Está situada entre a cérvix e a vulva, recebe o pênis durante a cópula, sendo também o canal do parto no momento do nascimento.

6. Vulva: é a porção mais externa do aparelho genital da fêmea e na porção inferior encontra-se o clitóris.

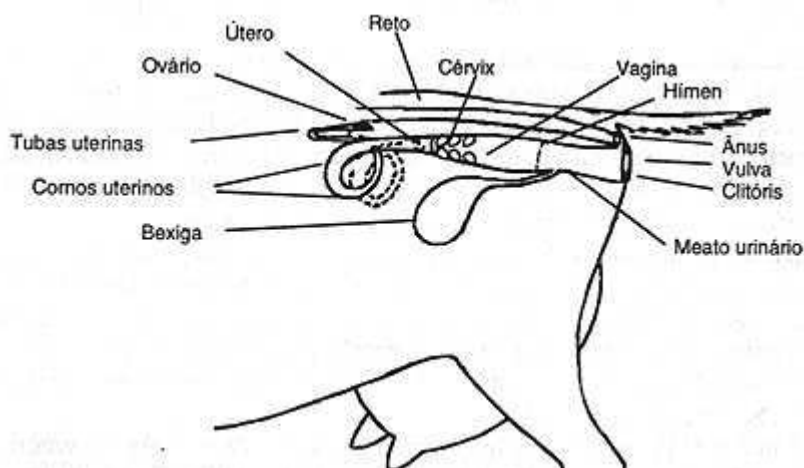


Figura 2: localização anatômica do aparelho reprodutor feminino (cabra)

2.2.2. Considerações Fisiológicas

2.2.2.1. Estação sexual

Os caprinos, como outros pequenos ruminantes, particularmente em regiões de clima temperado, apresentam marcada sazonalidade sexual, que se manifesta tanto na fêmea como no macho (SHELTON, 1978). Isso se deve provavelmente a uma relação entre a duração do dia e a função da glândula pineal que diminui a secreção de melatonina com o aumento da luminosidade. O controle fotoperiódico da reprodução atua via secreção de melatonina pela glândula pineal que culmina estimulando o eixo hipotálamo-hipofisário, desencadeando o ciclo estral (FONTELLES, 2000).

Nessas condições, os caprinos são classificados como poliétricos estacionais de dias curtos. Nas regiões de zona temperadas apresentam comportamento reprodutivo influenciado positivamente pela diminuição das horas de luz do dia. Em regiões onde as

mudanças do fotoperíodo são mínimas, o comportamento reprodutivo é mais influenciado pela alimentação e pela temperatura ambiente (CHEMINEAU et al., 1991).

Na região Centro-Sul do Brasil, os animais apresentam-se poliéstricos estacionais, passando a ter estros regulares, o que os diferencia dos animais da região Nordeste, onde existe pouca variação no ciclo anual do fotoperíodo, devido à latitude, predominando os poliéstricos contínuos (SIMPLÍCIO et al., 1986).

2.3. Manejo reprodutivo

É o conjunto de medidas voltadas para a melhoria do desempenho zootécnico e econômico do rebanho. Para que um programa de manejo reprodutivo seja eficiente e seus objetivos alcançados, devem ser considerados alguns pontos:

- 1- Fazer um levantamento das condições sanitárias, alimentares e reprodutivas do rebanho a ser trabalhado através do histórico dos animais;
- 2- Ter facilidade no acesso de mão-de-obra capacitada, como médicos veterinários, técnicos agropecuários, instituições de extensão e pesquisa, etc.;
- 3- Realizar a identificação dos animais para um eficiente controle, denominado, controle zootécnico (ex: nº de animais adultos, nº de crias, mortes, descartes, etc.) (TORRES, 1986).

2.3.1. Seleção das matrizes

Segundo Ribeiro (1996), a principal característica de uma boa matriz é a fertilidade, a produção de crias saudáveis e a produção de leite para poder alimentar-las. Na seleção de matrizes é fundamental considerar-se os seguintes pontos:

- Possuir boa conformação racial;
- Ter um bom desenvolvimento corporal;
- Ausência de doenças;
- Ausência de defeitos físicos;
- Possuir úbere bem inserido com apenas dois tetos;
- Boa produção de leite;
- Ter cascos sadios e bons aprumos;
- Possuir boa prolificidade (número de crias por parto).



Figura 3: matriz caprina (Saanen)

Fonte: Fausto Paes

2.3.2. Sincronização do cio das cabras

São inúmeras as evidências que demonstram que a Inseminação Artificial (IA) em caprinos permite atingir elevada fertilidade ao parto; facilitam o manejo reprodutivo tornando factível a implantação da mesma em nível de campo, uma vez que, a fertilidade tem alcançado índices satisfatórios apesar de inferiores aqueles obtidos sob estro natural (AZEVEDO et al, 1999).

Medeiros et al (1994) afirmam que a sincronização ou a indução do cio só deve ser praticada em rebanhos manejados. A sincronização é normalmente realizada por via intravaginal ou subcutânea com Progestin entre 9 a 16 dias.

De acordo com Gonçalves et al (2001), os tratamentos hormonais visam induzir e/ou sincronizar o estro e a ovulação nas fêmeas em anestro, ou então, sincronizar o momento do aparecimento do estro nas fêmeas cíclicas. Esses tratamentos utilizam diferentes substâncias e hormônios exógenos, seja para controlar a fase lútea (progestágenos e luteolíticos), seja para induzir ou aumentar a resposta ovariana.

Segundo Gonzales et al (2002), os métodos mais usados para sincronização e indução do cio são:

- **Método natural (efeito macho)**

Consiste na introdução de machos rufiões em um lote de fêmeas, as quais estejam isoladas de reprodutores no mínimo de 3 a 4 semanas. As fêmeas apresentarão o estro em cadeia no período de 5 a 10 dias, após a sua exposição aos rufiões. Este fenômeno se deve à liberação de uma substância andrógeno dependente - Ferormônio. Seguida a sua quimiorrecepção pelas fêmeas pelo sistema olfatório irá iniciar a liberação de LH que atinge um nível máximo cerca de 56hs do contato entre os animais. Neste método, o pico de LH poder ser insuficiente, ocasionando uma baixa taxa ovulatória; ciclos curtos devido à formação de corpos lúteos de má qualidade. Esse método é utilizado como auxiliar aos demais e pode ser por um período de 7 dias (GONZALES et al 2002). Segundo Medeiros et al (1994) é necessário a ausência do macho no rebanho por um período mínimo de 30 dias, podendo utilizar o uso direto do reprodutor ou uso do rufião e nas fêmeas que entrarem em cio pode-se utilizar I.A ou monta natural.

- **Método nutricional (Flushing alimentar)**

Consiste no aumento do plano nutricional pelo menos 30 dias antes do início da estação sexual. Pode ser pelo fornecimento de ração concentrada balanceada, na quantidade de 500 a 800g/cabeça/dia. Este procedimento deve ser associado à disponibilidade de volumoso de boa qualidade. Este método não sincroniza os estros, mas proporciona um aumento de 20 a 30% na taxa de ovulação, portanto pode ser utilizado como método auxiliar aos demais (GONZALES et al 2002).

- **Tratamento com ajuste de luz**

O tratamento fotoluminoso de dias longos realizado durante o final de outono e início de inverno, principalmente nas Regiões Sul e Sudeste com duração de 2 a 4 meses e, associado ao efeito macho no início da primavera, permite cerca de 70 a 80% das fêmeas a ele submetidas apresentem cios férteis durante a primavera e parições durante o outono do ano subsequente. O mecanismo do tratamento está fundamentado na exposição a 16hs de luz e 8hs de escuro por dia com o auxílio de lâmpadas fluorescentes instaladas no galpão que seriam ativadas diariamente por meio de um timer, cerca de 2hs antes do alvorecer e automaticamente desligadas 2hs após o entardecer. Esse procedimento alongaria o fotoperíodo natural, permitindo uma luminosidade de 200lux no interior do galpão.

Transcorridos 60 dias deste tratamento, inicia-se o efeito macho, o qual desencadeia a manifestação dos estros (GONZALES et al 2002).

O tratamento com o ajuste de luz apresenta uma série de vantagens em relação ao hormonal, por conseguinte: a possível formação de anticorpos contra as gonadotrofinas heterólogas, implicando na tardia manifestação de estro, descarga do pique de LH e na ovulação, após sucessivas aplicações dos mesmos, dificultando as inseminações em horários fixos; a possibilidade da ocorrência futura de respostas insatisfatórias de estro e ovulação nas fêmeas. Pode-se utilizar esquemas com implantes de melatonina para fêmeas e os reprodutores, os estros ovulatórios iniciam-se em torno de 15 dias após a exposição das fêmeas ao efeito macho (ASSUMÇÃO, 2007).

Segundo Ribeiro (1997), a melatonina é um hormônio de ocorrência natural, sintetizado e secretado exclusivamente durante a noite, pela glândula pineal. A luz, através da retina, provoca um efeito inibitório sobre a sua secreção. Por sua relação direta com a percepção que o animal tem do fotoperíodo, vem sendo usada como complementação aos programas de indução de cio por luz, fornecida por meio de injeções, alimentação ou implante, sendo este, o que apresenta melhor resultado.

▪ **Métodos hormonais**

Segundo Gonçalves et al (2001) o tratamento para sincronização pode ser feito pela utilização de hormônios progestágenos ou então por hormônios luteolíticos.

Os progestágenos, aqueles que permitem controlar o momento de aparecimento do estro e da ovulação através de um mecanismo de “bloqueio” (retroalimentação negativa sobre as gonadotrofinas) seguido por um “desbloqueio” (resposta hipofisária algum tempo após o final do tratamento). Os utilizados em cabras são a progesterona, o acetato de fluorogesterona (FGA), o acetato de medroxiprogesterona (MAP) e o norgestomed. Estes são encontrados sob a forma de esponjas vaginais, CIDR ou implantes subcutâneos. Os progestágenos sintéticos têm uma atividade de inibição gonadotrófica muito mais elevada que a da progesterona. A administração de um progestágeno exógeno durante o ciclo estral bloqueia a secreção hipofisária de gonadotrofinas sendo assim bloqueiam o estro e a ovulação. Desde que o tratamento progestágeno é utilizado com o objetivo de obter simultaneidade das ovulações, em fêmeas tratadas em diferentes fases do ciclo estral, a duração mínima do tratamento deve ser igual à duração da fase luteal. Um dos métodos é o

uso de esponjas vaginais impregnadas com 60mg de MAP durante 14 dias, onde se obtêm fêmeas em estro 72hs após a retirada da esponja. Pode-se também fazer associações de progestágenos e gonadotrofinas onde se administra um progestágeno por via vaginal (esponja) ou subcutânea (implante), associado a uma injeção de ECG realizada 48hs antes ou no momento da retirada do progestágeno, também se pode associar progestágeno + luteolítico + gonadotrofina; É introduzida uma esponja vaginal impregnada de 45mg de FGA durante 11 dias, associada a uma injeção de 300 a 700UI de ECG e uma injeção de 50 μ g de cloprostenol, ambas realizadas 48hs antes da retirada da esponja. Esse tratamento é importante porque é o único que permite a realização da I.A em um horário pré-determinado, facilitando assim a utilização das inseminações e o melhoramento genético do rebanho. Nesse caso, o grau de sincronização da ocorrência do estro é um importante fator de variação da fertilidade de cabras inseminadas (RIBEIRO, 1997).

Os agentes luteolíticos são utilizados nas fêmeas cíclicas a fim de provocar a destruição do corpo lúteo. Os agentes luteolíticos mais utilizados na cabra são análogos sintéticos de prostaglandina (PGF 2α), cloprostenol e dinoprost. O cloprostenol é um análogo especializado na luteólise. Uma única injeção de cloprostenol (125 μ g) realizada no dia 12º dia do ciclo induz o estro 24 a 72hs após a injeção em 100% das cabras tratadas.

No entanto, quando o estágio do ciclo sexual não é conhecido, o tratamento com luteolíticos consiste em duas injeções realizadas de 11 a 14 dias de intervalo de maneira a induzir a luteólise nas fêmeas que não tinham corpo lúteo no momento da primeira injeção e que apresentaram um estro natural nesse intervalo. Também será induzida uma segunda luteólise nas fêmeas que apresentavam corpo lúteo na primeira injeção, administrando duas injeções de Dinoprost (8mg) com 11 dias de intervalo, e as cabras entram em estro 52hs após a primeira injeção (ASSUMÇÃO, 2007).

Nos tratamentos de sincronização do cio da cabra, a estimulação ovariana foi obtida pelo uso do ECG, do GnRH ou preparações com atividade gonadotróficas; o GnRH, muito usado na veterinária, tem uma atividade de 190 vezes superior aos do composto natural; o ECG apresenta dupla atividade (FSH e LH). É necessária uma única injeção para obter os efeitos desejados para sincronização (RIBEIRO, 1997).

2.4. Escolha do reprodutor

Os machos caprinos e ovinos são animais muito precoces, os quais, aos quatro meses de idade podem entrar na puberdade e atingir a maturidade sexual entre seis e sete meses, podendo ser usado como reprodutores iniciantes, servindo a um pequeno número de fêmeas. A partir de dois anos de idade, é considerado adulto, quando atinge o peso ideal, desenvolvimento corporal e produção espermática adequada. A vida útil de um reprodutor é estimada em torno de sete a oito anos de idade, apresentando a partir daí uma diminuição no seu potencial reprodutivo (GRANADOS et al. 2006).

Segundo Aisen (2008) na escolha do reprodutor deverão ser observadas as seguintes características:

- Procedência do animal (origem do criatório, pedigree);
- Padrão racial (apresentar as características típicas da raça);
- Testículos simétricos, ovóides, firmes e presentes na bolsa escrotal;
- Ausência de alterações penianas e prepuciais;
- Presença de boa libido (interesse sexual pela fêmea);
- Presença de bons cascos e aprumos;
- Recomenda-se tecnicamente, a realização de um espermograma antes de se adquirir um reprodutor.



Figura 4: reprodutor caprino (Toggenburg)

Fonte: Fausto Paes

2.5. Colheita do sêmen

Segundo Hafez (2000), a correta colheita do sêmen é da maior importância em um programa de inseminação artificial. Pode ser feito até três colheitas do sêmen por semana durante os meses de verão e outono (RIBEIRO, 1997).

Beteni et al (1998) afirma que, para colheita do sêmen, deve-se fazer inicialmente a tricotomia dos pelos do prepúcio e fazer higienização onde o desinfetante (não tóxico) deve ser introduzido no interior do prepúcio por três vezes consecutivas com uma seringa.

Segundo Traldi (1994), a colheita do sêmen pode ser feita por dois métodos: vagina artificial e eletroejaculação. O sêmen do bode pode ser colhido com 7 a 8 meses de idade (HAFEZ, 2000).

A eletroejaculação é mais utilizada na espécie bovina, em caprinos e ovinos acredita-se que produza um sêmen de baixa concentração e qualidade, sendo mais utilizado em animais impossibilitados de montar. O eletroejaculador é introduzido no reto do animal e em contato com as glândulas acessórias, promove descargas elétricas leves que vão estimular essas glândulas a secretarem o plasma seminal, além de estimular a inervação parassimpática da medula espinhal, desencadeando o mecanismo de ejaculação como um todo. Recomenda-se que os estímulos sejam efetuados a cada dez segundos com um aumento gradativo de 1 volt (GRANADOS et al, 2006). A ejaculação ocorre com 4 a 7 estímulos. O volume ejaculado é superior, e a qualidade do sêmen é um pouco superior do que as amostras colhidas com a vagina artificial (HAFEZ, 2000).



Figura 5: eletroejaculador para ruminantes

Fonte: <http://www.mfrural.com.br>

A vagina artificial é o método mais indicado, pois imita as condições de pressão e temperatura (35°) da vagina da cabra, além de ser um método menos traumático para o reprodutor, porém necessita de uma fêmea que servira como manequim. De preferência utiliza-se como manequim uma fêmea que se encontre no cio. No momento da monta, faz-se o desvio do pênis introduzindo-o na vagina artificial, onde o animal ejacula no interior do tubo coletor que vem acoplado à vagina. O sêmen coletado deve ser protegido de luz solar e da poeira e também se deve evitar agitações bruscas (LIMA, 2000).

Segundo Hafez (2000), nos bodes é possível obter varias ejaculações por dia, antes que as reservas epididimárias sejam gravemente esgotadas de espermatozoides. Isto se deve ao pequeno volume das ejaculações (0,5mL) e as grandes reservas epididimárias. Para que haja estímulo do bode não é necessário que a fêmea esteja necessariamente no cio devido os bodes terem a libido bem exacerbada.

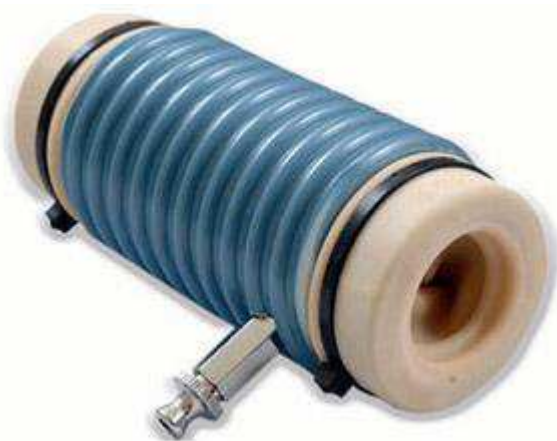


Figura 6: vagina artificial para coleta de sêmen.

Fonte: <http://www.amigosdocampo.com.br/materias/caprinosovinos>

2.6. Avaliação do sêmen

Segundo Traldi (1994), para um reprodutor ser selecionado como doador de sêmen e ser utilizado em programas de inseminação artificial, deverá ter seu sêmen avaliado criteriosamente do ponto de vista produtivo, onde este deve ser isento de doenças infecto-contagiosas que podem ser transmitidas através do sêmen.

O normal de sêmen ejaculado pelo bode é pequeno sendo de 0,5 a 2,0 mL e é caracterizado por ter uma elevada concentração espermática sendo em torno de 1 a 5 bilhões de espermatozoides, com aspecto cremoso e uma coloração branco-marmórea (HAFEZ & HAFEZ, 2004).

2.6.1. Avaliação macroscópica

Segundo Gonçalves et al, (2001) o sêmen deve ser avaliado de acordo com as seguintes características macroscópicas:

- Volume: varia de 0,5 a 2,0 mL. A determinação do volume do ejaculado é realizada no laboratório, através da leitura no copo coletor graduado, antes da colocação no banho-maria (BETINI et al; 1998). Segundo Aisen (2008), para os trabalhos de rotina são descartados aqueles ejaculados com volume inferior a 0,4 mL;
- Cor: deve ser amarelada, desprezando-se o sêmen com coloração avermelhada ou com cor de chocolate, indicando presença de sangue. A análise da cor do sêmen é feita visualmente (BETINI et al; 1998);
- pH: determinado colocando-se uma gota de sêmen sobre uma fita de papel tornassol (BETINI et al, 1998). O normal do pH é estar em torno de 7,0 (GONZALES et al; 2002);
- Odor: a presença de urina é um acontecimento frequente quando o sêmen é obtido por eletroejaculação e confere ao sêmen um odor característico, e este não deve ser processado (AISEN, 2008);
- Aspecto: Variando de leitoso a cremoso, desprezando-se o sêmen aquoso ou turvo, pois é indicativo de pequeno número de espermatozoides (GONÇALVES et al; 2001).

2.6.2. Avaliação microscópica

Também podem ser características microscópicas para análise do sêmen:

- Turbilhonamento (motilidade massal): Movimento da massa de espermatozoides no plasma seminal. Assemelha-se a ondas do mar e pode receber notas de 0 (sem movimento) a 5 (movimentos muito fortes). Para ser considerado bom deve ser

classificado com nota 3 no mínimo (GONZALES et al; 2002). Para fazer a avaliação do turbilhonamento, deve-se colocar uma gota de sêmen recém colhido sobre uma lâmina a 37°C (BETINI et al.;1998);

- Motilidade individual progressiva (MP): Segundo Morais et al. (2002), a motilidade progressiva deve ser de 70% a 80% no mínimo. A motilidade progressiva é determinada colocando-se uma gota de sêmen sobre uma lâmina e adicionando-se 25 gotas de citrato de sódio a 3%. O material deverá ser homogeneizado; retira-se uma gota dessa mistura e coloca-se sobre uma lâmina a 37°C e cobre-a com uma lamínula (BETINI et al; 1998);
- Concentração: Determinada no microscópio. A concentração é definida como a quantidade de espermatozóides em cada milímetro de sêmen, onde o valor normal está em torno de 3 bilhões/ml (GONÇALVES et al; 2001);

Tabela 1: Concentração do sêmen caprino e ovino avaliado por sua aparência e cor (EVANS; MAXWELL, 1990).

Valor	Cor / consistência	Concentração espermática (x milhões/ mL)
5	cremosa espessa	5.000
4	cremosa	4.000
3	cremosa suave	3.000
2	leitosa	2.000
1	nebulosa	700
0	aquosa	insignificante

- Vigor: Segundo Betini et al (1998), esta avaliação é realizada a partir da lâmina preparada para motilidade progressiva e classificada numa escala de 0 a 5 pontos, onde os valores mais elevados indicam sêmen de melhor qualidade. Segundo Gonzales et al (2002), é necessário que o animal apresente no mínimo 3 de vigor para que seja considerado como sêmen bom;
- Morfologia espermática (ME): Indica a porção de espermatozóides patológicos (sem cauda, com cauda dupla, com dupla cabeça, etc.) dentro da população espermática, não devendo ultrapassar os 15% (GONÇALVES et al; 2001).



Figura 7: avaliação microscópica do sêmen.

Fonte: Prof. Dr. Carlos Peña.

2.7. Processamento e conservação do sêmen

Segundo Traldi (1994), após a colheita do sêmen e sua avaliação macroscópica e microscópica, se houver condições favoráveis, seguirá para a fase de processamento do sêmen. O processamento adequado do sêmen garante a capacidade fecundante dos espermatozoides durante o tempo que decorre entre a ejaculação e sua utilização para a inseminação (AISEN, 2008).

2.7.1. Sêmen fresco

O uso do sêmen fresco, apenas será possível quando a colheita do sêmen for feita no mesmo estabelecimento em que será realizada a inseminação, para evitar uma diminuição da temperatura (AISEN, 2008).

O sêmen fresco pode ser utilizado puro ou diluído, o sêmen puro é utilizado no volume de 0,02 a 0,1 mL, pela via cervical, corresponde a uma concentração de 50 a 200 milhões de espermatozoides por dose (GONÇALVES, et al. 2008).

Os diluentes podem ser sintéticos ou naturais. Os sintéticos são compostos por substâncias tampão como tris-hidroximetilaminometano (TRIS) ou citrato de sódio, bases

energéticas glicose ou frutose e gema de ovo para evitar choque térmico (GONÇALVES, et al. 2008).

Os diluentes naturais são o leite desnatado, que fornece lipoproteínas, sendo capaz de tamponar o pH e dar estabilidade e osmolaridade adequadas a mistura (AISEN, 2008). Outra alternativa, é a água de coco, uma solução ácida estéril, contendo, sais, vitaminas, minerais, açúcares, proteínas, gordura neutra, além de ter indutores da divisão celular e eletrólitos, a densidade e o pH são compatíveis com a do plasma sanguíneo, fornecendo nutrientes para manter a sobrevivência e viabilidade dos gametas masculinos e femininos (NUNES, 1998).

2.7.2. Sêmen refrigerado

Segundo Gonçalves et al (2001) e Medeiros et al (1994), o sêmen caprino pode ser conservado sob refrigeração a 4°C podendo ser utilizado em um curto espaço de tempo, tendo sua viabilidade máxima de 48hs.

Traldi (1994), afirma que o sêmen deve ser transportado em garrafa térmica repleta de cubos de gelo, sendo as palhetas neles inseridos, envolto em algodão, evitando assim contato direto com o gelo. Gonçalves et al (2001) afirmam que o resfriamento do sêmen ocorre de forma progressiva em geladeira onde permanece por 45 minutos dentro de um béquer ou um copo de vidro contendo água até atingir esta temperatura, transportando-se o sêmen para o freezer até atingir a temperatura de 4°C.

Segundo Aisen (2008), o sêmen do bode, é sensível ao resfriamento rápido, manifestando-se por um aumento de espermatozóides mortos, formas anormais e alterações de distribuição de lipídios.

2.7.3 Sêmen congelado

Segundo Hafez (2000) o sêmen congelado pode ser armazenado por longo tempo quando mantido em nitrogênio líquido a -196°C, contudo, a falta deste, mesmo que por poucas horas, pode resultar na destruição completa de banco de sêmen. Traldi (1994) afirma que para manipulação do “rack” para retirada de uma ou mais palhetas ou mesmo

para averiguação do número de doses existentes, deve ser feita rapidamente, não devendo exceder a 7 segundos, evitando ao máximo a exposição das palhetas ao calor.

Na congelação, a faixa de temperatura considerada crítica para danos no espermatozóide, é entre -15 e -50°C. Quando o sêmen atravessa esta faixa crítica, a atividade metabólica cessa e as células permanecem inativas (HOLT, 2000).

Para Gonçalves et al (2001) os diluentes mais usados para sêmen congelado são: leite desnatado (20g); glicose (388mg); água biodestilada (200ml); penicilina G sódica (200.000 UI); sulfato de estreptomicina (10mg). Mies Filho (1987) afirma que a gema de ovo por ser rica em fosfolipídeos, protege os espermatozóides do choque térmico em temperatura abaixo de 0°C; portanto, em caso de congelação pode-se utilizar o glicerol pois funciona como crioprotetor.

Segundo Betini et al (1998) existem 2 tipos de congelação do sêmen caprino:

Congelação horizontal: procedimento realizado em uma câmara de congelação, feita com uma caixa de isopor, dotada de suporte de sustentação para conter as palhetas em posição horizontal. Para efetuar-se a congelação, coloca-se 15cm (em altura) de nitrogênio líquido e o suporte contendo as palhetas que devem ser fixadas a 5cm da superfície do nitrogênio, a -70°C a - 80°C, permanecendo nesta posição por 15 minutos, depois deveram ser imersas em nitrogênio líquido por 5 minutos a - 196°C.

Congelação vertical: é realizada em aparelho de congelação vertical desenvolvido por Souza e Mies Filho em 1986. Consiste em uma caixa de madeira preenchida com isopor e um suporte para a sustentação das palhetas na posição vertical, esta contem duas partes, uma superior e outra inferior de placas perfuradas de aço inoxidável que permitem a passagem das palhetas; sob a placa inferior, é colocada uma tela fina de apoio para as palhetas e para facilitar o manuseio, uma estrutura de arame em forma de alça na parte superior.

Segundo Gonzales et al (2002) o sêmen congelado é de uso acessível e prático ao produtor que deseja melhorar geneticamente seu rebanho.

2.8. Técnicas de Inseminação Artificial

A técnica da Inseminação Artificial (I.A) consiste na retirada do sêmen do macho caprino e sua deposição no aparelho genital da fêmea caprina, sendo muito importante a escolha de um bom reprodutor (GONÇALVES et al.; 2001).

Para pequenos ruminantes existem quatro métodos de inseminação artificial: vaginal, cervical superficial, intracervical e intra-uterina. A inseminação intra-uterina divide-se em transcervical e laparoscópica (SIMÕES, 2001).

O local onde será realizada a inseminação deverá está, limpo, tranquilo, seguro, coberto e abrigado do vento, das temperaturas tanto baixa como alta e da luz solar direta, de forma a minimizar as situações de estresse. Todo material deve ser colocado em lugar inacessível aos animais para evitar eventuais acidentes (SIMÕES et al., 2008).

2.8.1. Método vaginal

A inseminação vaginal é um método simples podendo ser realizado no próprio curral, utilizando sêmen fresco, requerendo mais de 300 milhões de espermatozóides para ser bem sucedida. Esse método é conhecido como “tiro no escuro”, já que consiste em depositar o sêmen dentro da vagina anterior, sem se preocupar com a localização do colo uterino (MAXWELL, 1986).

Técnica:

- Contenção da fêmea em estação (pode ser no curral);
- Identificação do animal;
- Limpeza da vulva (evitar veicular contaminação para a vagina);
- Abertura manual da vagina e colocação do instrumental (pipeta) até o fundo da vagina e deposição do sêmen;
- Retirada e limpeza da pipeta;
- Liberação do animal;
- Registro nas planilhas.

2.8.2. Método cervical superficial

A deposição cervical superficial requer um menor número de espermatozóides que o método vaginal (100-150 milhões), sendo realizada com o uso de um vaginoscópio ou espéculo (AISEN, 2008). Segundo Ax et al. (2004) o método consiste em colocar a fêmea de cabeça para baixo ou com o trem posterior elevado, utilizando barras do curral ou

tronco de ordenha, podendo também mantê-la em estação em uma porteira ao nível do piso.

É um método relativamente rápido, de fácil aplicação, com custos relativamente baixo e eficaz a nível de campo (FERRA e SERENO, 2006).

Técnica:

- Contenção da fêmea em estação (pode ser no curral);
- Identificação do animal;
- Lubrificação do vaginoscópio / espéculo, com vaselina ou glicerina;
- Abertura manual da vulva e colocação do vaginoscópio: introduzir o espéculo com cuidado na vulva, sem forçar. Dirigir o feixe de luz até o teto e fundo da vagina. Manter paralelamente a coluna vertebral;
- Localização do orifício externo do colo uterino;
- Introdução da pipeta/ seringa de inseminação dentro do orifício e ou entre as pregas cervicais;
- Recuar ligeiramente o espéculo para permitir o fechamento interno da vaginal e empurrar o êmbolo para uma deposição lenta do sêmen;
- Retirada do aplicador e do vaginoscópio, limpando e desinfectando o instrumental;
- Liberação do animal em um lugar tranquilo e calmo;
- Registro em planilha.



Figura 8: Cabra sendo inseminada.

Fonte: Fausto Paes

2.8.3. Método intracervical

Esse método é semelhante ao cervical, tenta-se penetrar parcialmente os anéis cervicais depositando ali os espermatozóides, onde quanto mais profunda a deposição do sêmen, maior a possibilidade de êxito (AISEN, 2008).

Segundo Gonçalves et al (2008), esse método de inseminação pode ocasionar danos a mucosa cervical, que influencia negativamente a sobrevivência dos espermatozóides.

As cabras se diferenciam das ovelhas em relação ao sistema reprodutor, devido a anatomia da cérvix, onde a deposição do sêmen nas cabras possui maior êxito em relação as ovelhas. Pode ser útil rodar a pipeta como se fosse uma rosca de parafuso (GIBBONS, et al; 2002).

Nesse método os resultados são bastante satisfatório, semelhantes ou superiores a monta natural. No caso específico do sêmen congelado, os resultados dependem do número de espermatozóides viáveis que conseguem atingir o local da fecundação. Os resultados obtidos de prenhez são muito variáveis e aquém do desejável, oscilam entre 0 e 40%. Alguns resultados acima desse pode ser obtido esporadicamente (MAXWELL, et al 1995).

2.8.4. Método intra-uterino

2.8.4.1. Método transcervical

Essa técnica permite, passando através da cérvix, depositar o sêmen dentro da luz uterina, com maior êxito que a intracervical (AISEN, 2008). Segundo Gonçalves et al., (2008) a deposição uterina transcervical é um procedimento cujos índices de concepção são pouco melhores em relação aos obtidos pela simples deposição cervical.

O ideal é que sejam ultrapassados todos os anéis da cérvix, fazendo a inseminação no corpo do útero (intra-uterina), mas, caso o tempo se prolongue por mais de dois minutos é preferível depositar o sêmen no ponto em que o aplicador tenha alcançado, seja ele em região anterior, média ou posterior da cérvix, evitando assim estressar muito o animal, além do risco de sangramento; caso isso não seja possível devido a uma maior dificuldade

em atravessar toda a extensão da cérvix, o sêmen poderá ser nela deixado, neste caso é denominado de inseminação intracervical profunda (TRALDI, 1994).

Técnica:

- Colocação da fêmea em uma maca de contenção, em decúbito dorsal;
- Introdução do espelho vaginal e localização do colo uterino;
- Preensão do colo uterino com um par de pinças de Bonzeman ou de Allys e tração até a vulva, para localizar o canal cervical;
- Penetração do canal, passagem pelos anéis chegando até a luz uterina;
- Deposição do sêmen;
- Retirada do instrumental;
- Liberação do animal;
- Registro nas planilhas.

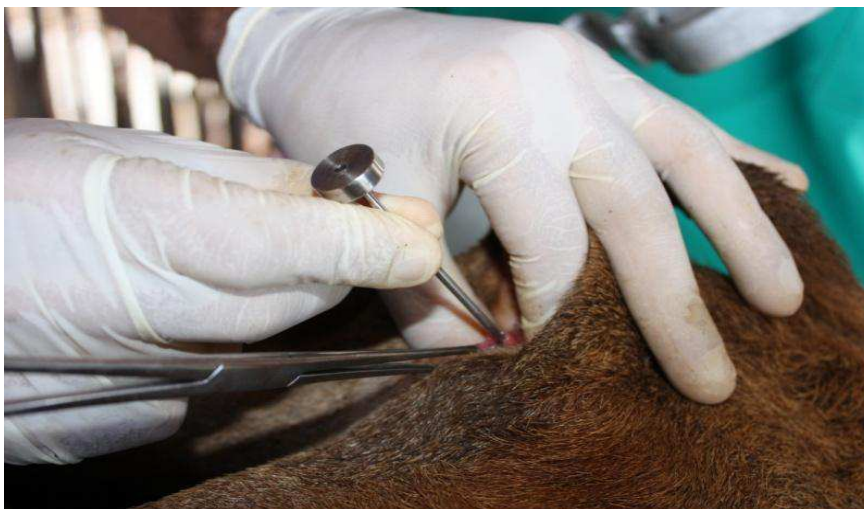


Figura 9: Preensão do colo uterino com uma pinça de Allys, sendo introduzido o sêmen pelo canal cervical na luz do útero.

Fonte: Hyago Ramalho

2.8.4.2. Laparoscopia

Essa técnica semicirúrgica, exige a utilização de um laparoscópio, permitindo depositar o material seminal diretamente nos cornos uterinos, evitando a barreira representada pelo colo do útero, assim utilizando um menor número de espermatozóides. É praticada apenas por médico veterinário especializando (AISEN, 2008).

O uso do laparoscópio tornou viável a utilização do sêmen congelado, proporcionando a obtenção de taxas de prenhez satisfatórias ($\pm 60\%$), sendo recomendado, mundialmente, ao se utilizar o sêmen congelado (TRALDI, 2006). O local de deposição do sêmen congelado é diretamente proporcional à taxa de fecundação. Com este acesso a taxa de concepção tem sido aceitável, tanto com sêmen fresco, como congelado (KILLEEN; CAFFERY, 1982).

As técnicas atuais recomendam inseminar a metade da dose total na região média de cada corno uterino durante o procedimento de laparoscopia (EVANS; MAXWELL, 1987). O número de espermatozoides necessário é baixo (10 a 50 milhões), sua implementação é onerosa e nem sempre é possível seu uso a campo (LEWES, 2002).

Técnica:

- Preparação da fêmea com jejum de alimento sólido de 24 horas e líquido de 12 horas;
- Colocação da fêmea em decúbito dorsal (cabeça na posição inferior) em uma maca de contenção reclinável (40° ou mais);
- Tricotomizar a área abdominal à frente do úbere (um palmo). Essa manobra pode ser realizada com antecedência;
- Higienização da área tricotomizada;
- Aplicação de anti-séptico sobre a pele abdominal (álcool iodado, clorexidina);
- Inserção de um trocar (1ª via), perfurando a parede abdominal e o omento maior, chegando a cavidade abdominal;
- Insuflar ar estéril ou CO₂;
- Introdução do laparoscópio e localização dos cornos uterinos;
- Inserção de um segundo corte trocar (2ª via), no lado oposto;
- Por essa via paralela realiza-se a introdução de um aplicador de inseminação (esse instrumento serve também como manipulador, a fim de retirar do campo visual o omento e outros tecidos, ou também para reposicionar o útero);
- Mediante a exposição da agulha desse instrumental, e com movimento rápido, perfura-se a parede uterina (90°), certificando-se de que o instrumento se encontra dentro da luz do corno uterino;
- Deposita-se a dose de sêmen correspondente;

- Repete-se a operação no outro corno;
- Retirada do instrumental e liberação do gás da cavidade abdominal;
- Colocação do anti-séptico/ repelente;
- Liberação do animal;
- Registro em planilha.



Figura 10: Realização da laparoscopia, observação do corno uterino e deposição do sêmen

Fonte: Prof. Dr. Carlos Peña.



Figura 11: Corno uterino, visão do laparoscópio.

Fonte: Eduardo Antonio Cunha

2.8.5. Vantagens e desvantagens

Da mesma forma para outros tipos de tecnologias, existem vantagens e desvantagens relacionadas a inseminação artificial (AISEN, 2008).

Vantagens:

- Melhoramento genético;
- Conservação do material genético;
- Transporte do material genético;
- Controle de enfermidades;
- Organização da propriedade e dos registros;
- Reprodução sincronizada e fora de temporada;
- Benefício econômico.

Desvantagens:

- Consaguinidade;
- Escolha errada do macho;
- Propagação de enfermidades (infecciosas e hereditárias);
- Fertilidade inferior a natural (segundo a técnica utilizada).

3. CONSIDERAÇÕES FINAIS

Com esse trabalho ficou evidenciado que com o passar dos anos, o aprimoramento das técnicas de inseminação artificial na caprinocultura representa uma atividade em franca expansão no Brasil e mais especificamente na região Nordeste, uma vez que seu estudo ainda é recente ao se comparar com a espécie bovina.

Portanto, programas de melhoramento genético contribuem para o aumento da produtividade e a qualidade dos animais tornando-se uma importante ferramenta para o pequeno e médio produtor nordestino.

4. REFERÊNCIAS BIBLIOGRÁFICAS

AISEN, E.G. Inseminação Artificial de ovelhas e cabras. **Reprodução ovina e caprina**. São Paulo: Med. Vet, 1ª ed., p.101-114, 2008.

ASSUMÇÃO, A.C. **Inseminação artificial transcervical em ovinos Santa Inês**. Assit 2007, I Simpósio brasileiro de reprodução assistida em caprinos e ovinos. Gravatá, p. 1-14, 2007.

A.X, R.L.; DALLY, M.R.; DIDION, B.A.; LENZ, R.W.; LOVE, C.C.; VARNER, D.D.; HAFEZ, B.; BELLIN, M.E.; Inseminação Artificial. In: Hafez, E.S.E.; Hafez, B. (ed). **Reprodução Animal**. 7º ed, Barueri: Manole, p. 381-394, 2004.

AZEVEDO, H.C.; MACHADO, R.; SALLES, H.O. Programa de sincronização de estro com cloprostenol em caprinos: dose efeito após administração IM superficial vulvar. **Rev. Cient. Rural**, v.4, n. 1, p. 129-39, 1999.

BETINI, C.M.; MORAES, G.V.; RIGOLON. Efeito da congelação vertical e horizontal na qualidade do sêmen caprino. **Acta Scientiarum**, v. 20, n. 3, p. 361-5, 1998.

BLUME, H.; MARQUES JR., A.P.V. Avaliação da água de coco no cultivo e criopreservação de embriões murídeos. **Ver. Reprod. Animal**, v. 18, p. 97 – 104, 1994.

BONGSO *et al*, 1982 *apud* NUNES, J. F.; FELICIANO SILVA, A.E.D.. Tecnologia de sêmen resfriado em caprinos. **Rev. Bras. de Reprod. Anim.**, v. 8, n. 2, p. 121-7, 1984.

CHEMINEAU, P.; COGNIÉ, Y. **Training manual on artificial insemination in sheep and goats**, 222 p. Rome: Italy, 1991.

CORTEEL *et al*, 1970 *apud* NUNES, J. F.; FELICIANO SILVA, A.E.D.. Tecnologia de sêmen resfriado em caprinos. **Rev. Bras. de Reprod. Animal**, v. 8, n. 2, p. 121-7, 1984.

EVANS, G.; MAXWELL, W. Salamon's. Artificial insemination of sheep and Goats. **Butterworths**, Sydney, p. 158-159, 1987.

EVANS, G.; MAXWELL, W.M.C. **Inseminação artificial em ovelhas y cabras**. Espanha: Zaragoza, p. 192, 1990.

FERRA, J.C.; SERENO, J.R.B. **Inseminação artificial em ovinos**. Embrapa cerrado, Planaltina, v. 1, n.º. 1, p. 26, maio, 2006.

FONTELLES, A.L.B. Eficiência reprodutiva de cabra leiteira com cio induzido através da manipulação do fotoperiodismo. **Rev. Ens. Pós-Universitário e Formação Permanente – A hora veterinária**, ano 20, n. 117, p. 53-6, 2000.

GIBBSONS, A; CUETO, M., **Manual de inseminacion artificial em la espécie ovina**. Bariloche, 2002.

GONÇALVES, P. B. D., et al. **Biotécnicas aplicada a reprodução animal**: Inseminação artificial em pequenos ruminantes, 2ª ed. São Paulo: Roca, p.83-101, 2008.

GONÇALVES, P. B. D.; FIGUEIREDO, J. R.; FREITAS, V. J. de F., **Biotécnica aplicada à reprodução animal**. São Paulo: Varela, p. 15-23; 57-65; 111-23 cap. 2, 4 e 7. 2001.

GONZALEZ, C.I.; SOARES, A.T.; CUNHA, M. DAS G.G.; SOUSA, W.H. **Reprodução assistida em caprinos: inseminação artificial**. João Pessoa: EMEPA-PB, p. 42, il.(EMEPA-PB, documnetos,39), 2002.

GONZALES–STAGNARO (1974), *apud* NUNES, J. F.; FELICIANO SILVA, A.E.D.. Tecnologia de sêmen resfriado em caprinos. **Rev. Bras. de Reprod. Animal**, v. 8, n. 2, p. 121-7, 1984.

GRANADOS, L. B. C; DIAS, A. J. B; SALES, M. P. **Aspectos gerais da reprodução de caprinos e ovinos - 1ª Ed.** Campos dos Goytacazes - Projeto PROEX/UENF, 2006.

HAFEZ, E.S.E.; HAFEZ, B. **Reprodução animal**. Avaliação do sêmen, 7ª ed. Editora: Manole, p. 373, 2004.

HAFEZ, S.E. **Reprodução animal**. 7a. ed. São Paulo: Manole, p. 335-42; 431-47, cap. 15 e 20, 2000.

HOLT, W.V. fundamental aspects of sperm cryobiology the importance of species and individual differences. **Theriogenology**, v. 53, p. 47 – 58, 2000.

IBGE – INSTITUTO BRASILEIRO DE GEOGRAFIA E ESTATISTICA. Disponível em: < <http://www.sidra.ibge.gov.br/bda/pecuadefault.asp.02maio.2009> >, acesso em: 13 de agosto de 2010.

INTERVET. **Compedium of animal reproduction**. 8ª ed.[S.I.], 2003.

KILLEN, I.D.; CAFFERY, G.I. uterine insemination of ewes white the aid of a laparoscope. **Australian Veterinary Journal**, v. 59, p. 95, 1982.

LAGO, G., Lafayette J. W. S.; **Manejo Reprodutivo de Caprinos e Ovinos**, Peq. Programa: Formação Profissional e Emprego, 2000.

LEWES, G. S. Development of a new transcervical artificial insemination method for sheep: effects of a new transcervical artificial insemination catheter and traversing the cervix on semen quality and fertility. **Theriogenology**, v.58. p.1361-1371, 2002.

LIMA, A.J., Coleta, **Conservação de sêmen e inseminação artificial de caprinos e ovinos**. PEQ, 2000.

MACHADO & SIMPLÍCIO A. A. **Inseminação artificial em caprinos no Brasil**: estágio atual. **Rev. Bras. Reprod. Animal**, v. 19, p. 61-72, 1995.

MACHADO, R; SIMPLICIO, A.A. **Manual do inseminador de caprinos e ovinos**. Sobral: EMBRAPA-CNPC, 35p. (EMBRAPA-CNPC. Documentos, 14), 1992.

MARQUES, A.L.V. **A água-de-coco**. Fortaleza: Sociedade Cearense de Ginecologia e Obstetrícia (SOCEGO. Informativo, n. 92), 1982.

MAXWELL, W. M. C.; HEWITT, L. J. A comparison of vaginal, cervical and intrauterine insemination of sheep. **Journal of Agricultural Science**, v. 106, p 191 – 193, 1986.

MAXWELL, W. M. C.; BUTLER, L. G.; WILSON, H. R. Intrauterine insemination of ewes with frozen semen. **Journal of Agricultural Science**, v. 102, p. 233- 235, 1995.

MEDEIROS, L. P.; GIRÃO, R. N.; GIRÃO, E. S.; PIMENTEL, J. C. M., **Caprinos: Princípios básicos para sua exploração**. Teresina: Embrapa-CPAMN/SPI, p. 63-78, 1994.

MIES FILHO, A., **Inseminação artificial**. 6a. ed., Porto Alegre: Sulina, p. 334, 1987.

MIES FILHO, A., **Reprodução dos animais e inseminação artificial**. 3ª ed. Porto Alegre: Sulina, p. 337-344, 1975.

MORAES, J.C.F.; SOUZA, C.J.H.; GONÇALVES, P.B.D. controle do estro e da ovulação em bovinos e ovinos. In: GONÇALVES, P.B.D.; FIGUEIREDO, J.R.; FREITAS, V.J.F. **Biotécnicas aplicadas a reprodução animal**. São Paulo: Livraria Varela, 340p. 2002.

NUNES, J. F. El água de coco como diluidor Del sêmen caprino. **Ver. Cient.**, v. 3, n – 1, p. 45 – 51, 1998.

NUNES, J. F.; FELICIANO SILVA, A.E.D.. Tecnologia de sêmen resfriado em caprinos. **Rev. Bras. de Reprod. Animal**, v. 8, n. 2, p. 121-7, 1984.

PENA-ALFARO, C. E. **Apontamentos do curso de biotecnologias da reprodução nos animais domésticos**. UFCG. Patos, 60 p. 2006.

RIBEIRO, A.C., et al. Análise do comprimento de gestação em cabras Saanen. In: REUNIÃO DA SOCIEDADE BRASILEIRA DE ZOOTECNIA, 33, **Anais...**1996.

RIBEIRO, S. D. A., **Criação racional de caprinos**. São Paulo: Nobel, p. 157-72, cap. 7, 1997.

SHELTON, M. **Reproduction and breeding of goats**. **J. Dairy Sci.**, v.61, p.994-1010, 1978.

SIMÕES, J. P. **Aplicação da ecografia no diagnóstico de gestação no 25º dia por via transrectal e no 35º dia por via transabdominal em caprinos de raça Serrana**. III Congresso Ibérico de Reprodução Animal. Livro de Comunicações, p. 545-547, 2001.

SIMÕES, J. Baril G.; ALMEIDA, J.C.; AZEVEDO, J. F. P. and MASCARENHAS, R. **Time of ovulation in nulliparous and multiparous goats**. *Animal*, in press, 2008.

SIMPLICIO, A.A., RIERA, G.S., NUNES, J.F. et al. Frequency and duration of estrous cycle and period in genetically non-descript (SRD) type of goats in the tropical northeast of Brazil. **Pesq. Agropec. Bras.**, 21(5): 535-540, 1986.

TORRES, A. P. **Melhoramento dos rebanhos**. 4ª ed. São Paulo: Nobel p. 104 – 105, 1986.

TRALDI, A. de S. **Tópicos em reprodução e I.A. em caprinos – Manual técnico**. Texto apostilado, 1994.

TRALDI, A. S., Piolli, L.M., Piolli, J.F. Estrous induction with artificial photoperiod in Saanen goat in Brazil. In.: International Conference on Goats, Tours, **Proceedings...**Paris: Institut de l'Élevage et INRA, 2000. P. 406-407, 2000.

TRALDI, A.S. **Biotécnicas aplicadas em reprodução de pequenos ruminantes**. III FEICO, São Paulo, 11p. 2006.