



UNIVERSIDADE

LUSÓFONA

CENTRO UNIVERSITÁRIO DE LISBOA

FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA

MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Abordagem à Endometrite Equina

Relatório de estágio apresentado a provas públicas para a obtenção do grau de mestre em Medicina Veterinária, orientado pela Doutora Joana Cabral da Gama Alpoim Moreira.

Diogo Bernardo de Mendonça Baptista, n^oa22002422

2025

www.ulusofona.pt



UNIVERSIDADE
LUSÓFONA

CENTRO UNIVERSITÁRIO DE LISBOA
FACULDADE DE MEDICINA VETERINÁRIA
MESTRADO INTEGRADO EM MEDICINA VETERINÁRIA

Abordagem à Endometrite Equina

VERSÃO FINAL

Relatório de estágio defendido em provas públicas na Universidade Lusófona, Centro Universitário de Lisboa, no dia 06/05/2025, perante o júri, nomeado pelo Despacho de Nomeação n.º: 297/2025, de 14 de abril, com a seguinte composição:

Presidente: Prof Doutor David Wilson Russo Ramilo;

Arguente: Prof.a Doutora Ana Sofia Pires Amaral (Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade de Lisboa);

Orientador: Prof.a Doutora Joana Cabral da Gama de Alpoim Moreira.

Diogo Bernardo de Mendonça Baptista, n.ºa22002422

2025

**Carpe diem quam minimum
credula postero. – Horácio**

Agradecimentos

Em primeiro lugar agradeço à Faculdade de Medicina Veterinária da Universidade Lusófona, tal como a todos aos seus Docentes, que durante 6 anos me formaram, tanto no desenvolvimento profissional como pessoal.

Agradeço à clínica veterinária Portusvet, pelas oportunidades fornecidas, assim como por todos os ensinamentos ministrados durante os meus estágios com os seus elementos. Também por me terem mostrado a realidade que é a vida de um veterinário em regime ambulatorio, no interior do País e as adversidades que possivelmente irei encontrar no futuro.

Ao Centro de Reprodução de Equinos da Universidade da Extremadura e a toda a sua equipa, pela amizade, pelos seus ensinamentos e pela oportunidade de colocar em prática os conhecimentos na área da reprodução, assim como pela experiência de trabalhar num hospital.

À minha orientadora, a Doutora Joana Cabral da Gama Alpoim Moreira, por me ter aceite como seu orientando, nesta última etapa do meu percurso académico.

Ao Dr. Diogo Ribeirinho Paralta pela amizade e pelos estágios que me providenciou durante este percurso, tendo sido uma mais-valia para o meu desenvolvimento em medicina veterinária.

À Doutora Cristina Ortega Ferrusola por me ter orientado durante o meu estágio em Cáceres e por ter permitido recolher os casos para a realização deste trabalho, tal como pela sua orientação na realização do mesmo.

Aos meus amigos, tanto aqueles que já vinham comigo antes deste curso, como aqueles que ganhei ao longo do mesmo. Foram sem sombra de dúvida pilares importantes para a realização do mesmo e que sei que não seria possível sem eles. É tal e qual a expressão, “este curso não se faz sozinho”.

Por último quero agradecer à minha família pelo apoio incondicional fornecido, que me foi dado desde que me lembro. Em especial quero agradecer aos meus pais que para além do apoio dado, deram-me a possibilidade de realizar este curso acompanhando-me sempre. E agora que o mesmo acabou, na certeza de que iremos continuar a caminhar juntos.

Resumo

Este estudo aborda o tema da endometrite na égua, devido à sua relevância e pertinência na clínica reprodutiva de equinos.

A endometrite na égua é possivelmente a mais frequente das patologias do endométrio e representa uma das principais causas de infertilidade na mesma. Consiste numa inflamação do endométrio, na camada mais superficial do útero, e pode ter diversas etiologias tais como infecciosa (bacteriana, ou fúngica) ou pode até ser causada pelo plasma seminal e espermatozóides. Pode ocorrer também na alteração dos mecanismos de limpeza uterina (clearance uterino), tendo como consequência final a infertilidade. Neste trabalho foram escolhidos cinco casos clínicos de éguas com endometrite, nos quais se descrevem os exames ginecológicos, ultrassonografia, meios de diagnóstico e tratamentos realizados. É feita uma abordagem às várias causas da endometrite bem como aos vários métodos de diagnóstico e tratamentos possíveis. Os casos foram selecionados pelo critério de serem endometrites causadas por *Streptococcus spp* e terem uma população de linfócitos presente, podendo indicar cronicidade na endometrite.

Como é esta a mais comum das afeções da clínica reprodutiva, é de extrema importância o seu diagnóstico precoce por forma a prevenir a infertilidade.

Palavras-Chave: Endometrite, Equinos, *Streptococcus spp*

Summary

This study addresses the subject of endometritis in the mare due to its relevance and pertinence in equine reproductive medicine.

Endometritis in the mare is, if not the most common pathology of the endometrium, as it is one of the main causes of infertility in the mare. It consists of inflammation of the endometrium, in the most superficial layer of the uterus, and can have various aetiologies, such as infectious (bacterial, fungal), and can even be caused by seminal plasma or sperm, as well as alterations to the uterine cleaning mechanisms (uterine clearance), among others, with the final consequence being infertility. In this work, five clinical cases of mares with endometritis were chosen, in which the gynaecological examinations, ultrasound scans, diagnostic methods and treatments carried out are described. An approach is taken to the various causes of endometritis, as well as the various methods of diagnosis and possible treatments. The cases were selected on the basis that they were all *Streptococcus spp* and had a population of lymphocytes present, which could indicate chronicity in the endometritis.

As this is the most common reproductive disorder, it is extremely important to diagnose it early to prevent infertility.

Keywords: Endometritis, Horses, *Streptococcus spp*

Lista de abreviaturas, acrónimos, siglas e sinónimos

CL – Corpo Lúteo

DMSO – Dimetilsulfóxido ou Sulfóxido de Dimetilo

DNA – Ácido Desoxirribonucleico

E2 – Estrogen (Estrogénio)

FM – Folículos Medianos

FP – Folículos Pequenos

FSH – Hormona Folículo Estimulante

GnRH – Hormona Libertadora de Gonadotrofinas

hCG – *Human Corionic Gonadotrofin* (Gonadotrofina coriónica humana)

HEM – Hemorrágico

IA – Inseminação Artificial

IgG – Imunoglobulina G

IL – Interleucina

ILS – Interleucinas

LAV – Lavagem

LH – Hormona Luteinizante

LIU – Líquido Intrauterino

LR – Lactato Ringer

MSC – Células Estaminais Mesenquimais

NAC – n-acetilcisteína

OD – Ovário Direito

OE – Ovário Esquerdo

PGF2 α – Prostaglandina F2 alfa

PBS – *Phosphate Buffered Saline* (Tampão fosfato salino)

PCR – *Polimerase Chain Reaction*

PMNs – *Polymorphonuclear Neutrophils* (Neutrófilos polimorfonucleares)

PRP – Plasma Rico em Plaquetas

RNA – Ácido Ribonucleico

RNAm – Ácido Ribonucleico Mensageiro

TRC – Tempo de Repleção Capilar

TSA – Teste de Sensibilidade aos Antibióticos

VE – Vesícula Embrionária

Índice Geral

Agradecimentos	4
Resumo	5
Summary	6
Lista de abreviaturas, acrónimos, siglas e sinónimos.....	7
Índice Geral.....	8
Índice de Tabelas	11
Índice de Figuras	12
1. Estágio curricular.....	13
2. Introdução	16
3. Revisão Bibliográfica	17
3.1. Anatomia do aparelho reprodutor da égua	17
3.2. Fisiologia da Reprodução	19
3.3. Exame reprodutivo da égua.....	22
3.3.1. Exame ginecológico	23
3.3.2. Exame transretal e exame ecográfico	23
3.4. Meios complementares de diagnóstico.....	24
3.4.1. Citologia uterina	24
3.4.2. Cultura uterina	24
3.4.3. Biópsia uterina.....	24
3.4.4. Lavagem uterina de baixo volume.....	26
3.5. Patologias reprodutivas	26
3.5.1. Arterite viral equina.....	26
3.5.2. Herpesvírus equino tipo 1 (EHV-1).....	27
3.5.3. Síndrome da perda reprodutiva da égua (MRLS)	27
3.5.4. Metrite contagiosa equina (CEM)	27
3.5.5. Piometra.....	27

3.5.6. Pneumovagina	28
3.5.7. Urovagina	28
3.5.8. Endometrite	28
3.5.8.1. Etiologia	29
3.5.8.2. Fatores predisponentes	29
3.6. Tipos de endometrite	29
3.6.1. Endometrite pós-cobrição ou inseminação.....	29
3.6.2. Crônica/persistente	30
3.6.3. Subclínica	31
3.6.4. Infeciosa.....	31
3.7. Mecanismos de defesa.....	32
3.7.1. Mecanismos de defesa uterina.....	32
3.7.2. Mecanismo de defesa física.....	32
3.7.3. Mecanismo de defesa mecânica	32
3.7.4. Mecanismo de defesa humoral	33
3.7.5. Mecanismo de defesa celular	33
3.8. Tratamento.....	34
3.8.1. Lavagem Uterina	34
3.8.2. Fármacos Ecbólicos.....	34
3.8.3. Antibioterapia	35
3.8.4. Antifúngicos	35
3.8.5. Plasma Rico em Plaquetas.....	35
3.8.6. Ozonoterapia	36
3.8.7. Imunomoduladores.....	36
3.8.8. Células Estaminais (<i>Stem cells</i>).....	36
3.8.9. Cirurgia de Caslick.....	37
3.8.10. Agentes mucolíticos e quelantes.....	37

4. Materiais e métodos.....	38
4.1. Amostra	38
4.2. História Clínica.....	38
4.3. Exame Clínico	38
4.4. Métodos de análise dos casos	38
5. Casos clínicos de endometrite equina	40
Caso 1.....	40
Caso 2.....	42
Caso 3.....	44
Caso 4.....	46
Caso 5.....	48
6. Discussão	50
7. Conclusão	53
8. Bibliografia.....	54
9. Apêndice	60

Índice de Tabelas

Tabela 1 – Sinais de estro e diestro	22
Tabela 2 –Seguimento reprodutivo do 1.º caso	41
Tabela 3 –Seguimento reprodutivo do 2.º caso	43
Tabela 4 –Seguimento reprodutivo do 3.º caso	45
Tabela 5 –Seguimento reprodutivo do 4.º caso	47
Tabela 6 –Seguimento reprodutivo do 5.º caso	49

Índice de Figuras

Fig. 1 – Percentagem (%) de casos observados por espécie.	13
Fig. 2 – Percentagem (%) de casos observados em ruminantes, por área clínica.	13
Fig. 3 - Percentagem (%) de casos observados em Equinos, por área clínica.....	14
Fig. 4 - Percentagem (%) de casos observados em animais de companhia, por área clínica.....	14
Fig. 5 - Percentagem (%) de casos observados em equinos, na área de reprodução..	15
Fig. 6 – Boa conformação vulvar	19
Fig. 7 – Má conformação vulvar	19
Fig. 8 – Sazonalidade da égua	19
Fig. 9 – Influencia sazonal na fisiologia da reprodução da égua	20
Fig. 10 – Ciclo éstrico da égua.	21
Fig. 11 – Sistema de classificação de alterações histológicas do endométrio equino segundo Kenney-Doig (1986)	25
Fig. 12 – Índice de avaliação do edema presente no útero.....	39

1. Estágio curricular

O autor, optou pela realização de dois estágios. O primeiro foi realizado entre os meses de outubro de 2023 e janeiro de 2024 na clínica Portusvet na Vila de Nisa, sendo orientado pelo Dr. Diogo Ribeirinho Paralta. O segundo estágio realizou-se entre os meses de março de 2024 e maio de 2024 no Centro de Reprodução de Equinos da Universidade da Extremadura, que se situa na cidade de Cáceres, tendo sido orientado pela Doutora Cristina Ortega Ferrusola.

Durante o decorrer do primeiro estágio, o autor teve a oportunidade de aplicar os seus conhecimentos com diferentes espécies de animais, entre eles ruminantes (vacas, ovelhas e cabras), equinos e animais de companhia (cães e gatos), tendo tido a possibilidade de lidar com variadas áreas de medicina abrangendo estas espécies distintas.

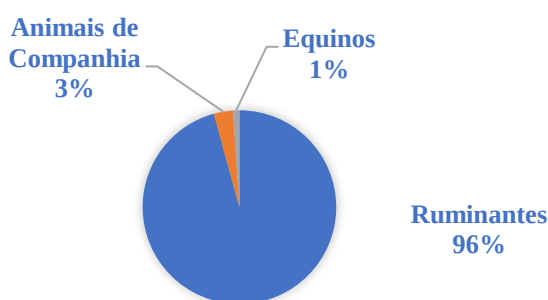


Fig. 1 – Percentagem (%) de casos observados por espécie.

A sua interação com ruminantes incluiu saneamentos profiláticos, reprodução e urgências, tendo observado um total de 7000 ruminantes (5000 vacas, 1800 ovelhas e 200 cabras). No âmbito das urgências foi grande a diversidade, tendo assistido a partos distócicos, cesarianas, timpanismos, prolapsos uterinos, sepsis, entre outras.

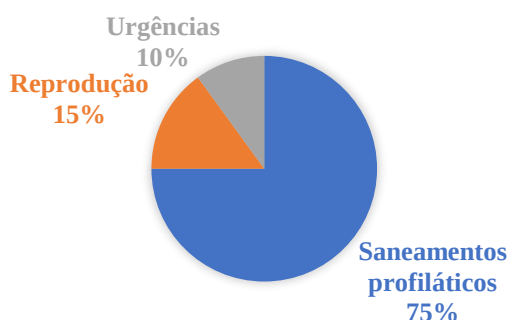


Fig. 2 – Percentagem (%) de casos observados em ruminantes, por área clínica.

No caso dos equinos, o autor pôde observar 70 casos nas áreas da podologia, dentisteria, profilaxia, urgências, e diagnósticos de reprodução, podendo assim aprofundar os conhecimentos na medicina de equinos em regime ambulatorio.

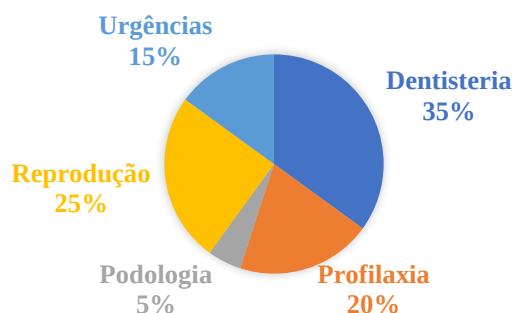


Fig. 3 - Percentagem (%) de casos observados em Equinos, por área clínica.

Na área dos pequenos animais, o autor realizou consultas e exames complementares de diagnóstico, assim como urgências, tendo sido sempre realizada a clínica de pequenos animais nas segundas-feiras, quartas-feiras e sextas-feiras das 15:00 às 19:00 horas.

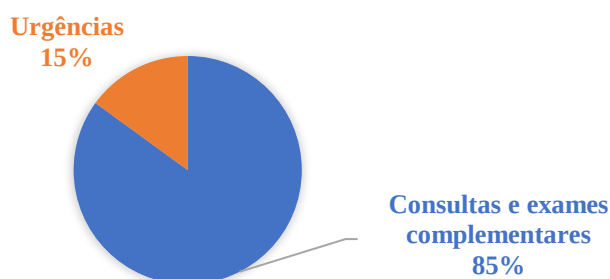


Fig. 4 - Percentagem (%) de casos observados em animais de companhia, por área clínica.

Durante o período de estágio, foi possível compreender a dinâmica de um Médico Veterinário em regime de ambulatorio e as adversidades com que este se depara, permitindo adquirir conhecimentos essenciais para a prática do mesmo.

No segundo estágio o autor interagiu com equinos em meio hospitalar na área da reprodução, o que permitiu colocar os conhecimentos teóricos em prática e consequentemente aprofundá-los. Neste ambiente hospitalar o autor teve a oportunidade de assistir à passagem dos casos e para além da discussão e esclarecimento de dúvidas sobre os mesmos, realizar os procedimentos hospitalares e terapias fornecidas. Foram realizados exames de estado geral a todos os equinos que se encontravam no centro de reprodução diariamente.

Os conhecimentos que mais foram colocados em prática, foram os exames complementares do trato reprodutivo da égua, tais como palpações retais e ecografias para a

realização do seguimento do ciclo éstrico da mesma, bem como a realização de avaliações da conformação externa da vulva. Encontrando-se num centro de reprodução, o autor pôde interagir com garanhões e ainda realizar exames andrológicos, recolhas de sémen e avaliações laboratoriais para despiste de artrite, metrite e anemia infecciosa equina, sendo estes indispensáveis às boas práticas de manejo na reprodução equina. Dentro destas condições também foram aplicados conhecimentos laboratoriais, tais como visualizações de lâminas para avaliação da resposta inflamatória uterina, preparação de doses inseminantes de sémen fresco, refrigerado e congelado, entre outros procedimentos. No hospital clínico veterinário de Cáceres existia capacidade para 18 éguas em paddocks, tendo o próprio observado no total de 3 meses 42 casos de fêmeas e um total de 11 garanhões.

Para além dos procedimentos acima referidos, existiram ainda outros casos menos frequentes. Contudo, foram na mesma medida observados e interagidos da maneira possível a uma melhor aprendizagem. Entre estes realizaram-se suturas caslick, transferências de embriões e remoção cirúrgica de um íman persistente.

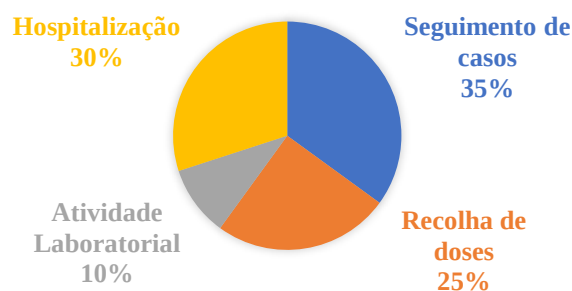


Fig. 5 - Percentagem (%) de casos observados em equinos, na área de reprodução.

2. Introdução

O autor teve a iniciativa de realizar dois estágios, de forma a conhecer a vida de um médico veterinário em regime ambulatorio e em regime hospitalar, podendo assim ter o conhecimento do que é espectável nestas duas formas diferentes de trabalho.

O primeiro estágio para além do regime ambulatorio em espécies pecuárias, equinos e pequenos animais, também teve horas em clínica de pequenos animais, potencializando a experiência do autor nestas áreas e ainda de aprender a realizar a vertente administrativa de um veterinário de campo.

No segundo estágio, houve por iniciativa a realização de uma parte dedicada única e exclusivamente à reprodução, de forma a obter um maior leque de conhecimento sobre a mesma parecendo-lhe óbvio que seria a melhor forma de aprofundar ainda mais os seus conhecimentos e poder assim preparar-se para as possibilidades vindouras.

Assim sendo, durante o seu período no Centro de Reprodução de Equinos da Universidade da Extremadura preparou-se atempadamente, tendo comunicado à equipa o seu interesse nos casos clínicos. Tendo-lhe sido aconselhado a utilização de casos com esta patologia devido à sua frequência, fez o seguimento dos mesmos e recolheu a informação durante o seu período no hospital.

Aprendeu assim como identificar, diagnosticar e tratar de diversas formas esta patologia de maneira a poder exercer a clínica reprodutiva de equinos no futuro.

3. Revisão Bibliográfica

3.1. Anatomia do aparelho reprodutor da égua

Na anatomia reprodutiva da égua existem dois grupos de órgãos: órgãos internos e externos, responsáveis pelo sistema reprodutivo e órgãos encarregues do controlo endócrino. A vulva, o vestíbulo, a vagina, o cérvix, o útero, os ovidutos e os ovários incorporam a categoria de órgãos que exercem a função reprodutora. Não obstante, é fundamental ter em consideração que, o sistema reprodutivo das éguas é influenciado por vários elementos, como a idade e a condição corporal (Flores *et al.*, 2020).

A **vulva** é a zona externa do sistema reprodutivo da égua, protegendo a entrada da vagina. A área externa é composta por glândulas sebáceas, glândulas sudoríparas e nervos. A área interna é composta por glândulas mucosas. Na região ventral da vulva encontra-se o clitóris e os três seios (ventral, lateral e medial). Entre as paredes da vulva encontra-se o músculo constritor da vulva, responsável por manter a vulva selada e por expor o clitóris durante o estro, conhecido como “winking” (Morel, 1993). O **índice de Caslick (IC)**, introduzido por Pascoe, em 1979, tem como objetivo avaliar a conformação perineal baseado no comprimento da comissura vulvar e o ângulo de inclinação da vulva. O índice de Caslick aumenta com a idade e por isso é essencial uma avaliação contínua da vulva, especialmente quando ocorre perda de condição corporal (Pascoe, 1979).

O **períneo** inclui a vulva externa e as áreas adjacentes, tal como o ânus. No caso da égua a conformação desta área é de extrema importância pois uma boa conformação perineal minimiza a entrada de ar/fezes para o trato uterino, prevenindo assim que ocorra pneumovagina (Brinsko *et al.*, 2011; Morel, 1993).

A **vagina**, a parede mais ventral assenta sobre o ísquio, que faz com que a pressão forme a parede vestibular. O hímen também se encontra associado com esta parede, dividindo a vagina em secção anterior e posterior; em alguns estudos a vagina posterior é referida como vestíbulo. A uretra insere-se caudalmente ao hímen. A cavidade vaginal é principalmente coberta por peritонеu, tecido conjuntivo e músculo, o que lhe dá uma maior elasticidade durante o parto. A vagina age como o primeiro protetor do sistema reprodutivo, utilizando ácido para neutralizar secreções, que são espermicidas, sendo por isso que os espermatozóides são depositados ou no topo do cérvix, ou na porção mais baixa do útero, para evitar o efeito nocivo do pH elevado da vagina (Brinsko *et al.*, 2011; Morel, 1993).

O **cérvix** constitui a última barreira protetora do sistema reprodutor antes do útero; tanto as suas dimensões como as secreções são controladas pelas hormonas libertadas nas várias fases do ciclo éstrico. O cérvix é constituído por uma série de pregas ou criptas sendo continuas com as pregas mais pequenas do endométrio e permitindo a expansão significativa durante o parto. Durante o diestro o cérvix encontra-se contraído e fechado, enquanto no estro se encontra relaxado e aberto, ocorrendo um aumento das secreções que atuam como lubrificante e facilitam a passagem do pénis na entrada do cérvix. Tudo isto resulta das alterações hormonais que ocorrem em cada fase, as quais conseguem ser avaliadas por exame retal (Brinsko *et al.*, 2011; Morel, 1993).

O útero é um órgão muscular que se divide em duas áreas; o corpo e os cornos. Sendo normalmente descrito como uma estrutura em forma de “T” ou “Y (Blanchard *et al.*, 2003). O corpo uterino une o cérvix aos cornos uterinos e está ligado à região lombar da égua por dois ligamentos, que providenciam a maior parte do suporte do trato reprodutivo. A união entre o corpo e os cornos uterinos possui um esfíncter que previne o refluxo do conteúdo uterino.

A parede uterina consiste em três camadas: endométrio, a camada mais superficial, que compreende a camada mucosa, e cuja densidade varia consoante a fase do ciclo estrico, miométrio, a camada muscular, que se localiza na camada intermédia entre endo e perimétrio, que se insere na parte externa do miométrio e se classifica como uma camada serosa (Brinsko *et al.*, 2011; Flores *et al.*, 2020; Silva *et al.*, 2020). O miométrio caracteriza-se por ser a camada de expansão do útero durante a gestação e que tem capacidade de providenciar as contrações durante o parto (Brinsko *et al.*, 2011; Morel, 1993).

Os **ovidutos**, também designados por trompas de falópio, conectam-se com o útero na papila ovárica, a sua forma anatómica consiste em três porções, nomeadamente o istmo (composto por uma papila que atua com o corno uterino e que diferencia um oócito fertilizado, de um oócito não fertilizado), a ampola (nesta verifica-se a fertilização) e o infundíbulo (apresenta uma forma idêntica à de um funil, com fimbrias irregulares que interagem com o ovário para a proteção do oócito fertilizado) (Brinsko *et al.*, 2011; Flores *et al.*, 2020; Silva *et al.*, 2020).

Os **ovários** têm tanto função endócrina como exócrina, produzindo hormonas e gâmetas, respetivamente. Os mesmos têm formato de feijão e são suportados pelo mesovário e encontram-se protegidos pela túnica albugínea. (Weir & Rowlands, 1974). Os ovários dos equídeos são únicos entre as espécies domésticas, são ligeiramente maiores, a medula (zona vascular) tem uma localização mais superficial e o córtex (zona cortical) contem os folículos

que se encontram no interior dos ovários. Este arranjo estrutural é responsável pela forma de rim dos ovários (Stabenfeldt *et al.*, 1975; Witherspoon & Talbot, 1970; Ginther, 1992). É por esta razão que a palpação rectal dos folículos e corpo lúteo não é tão fácil de executar como noutras espécies (Brinsko *et al.*, 2011; Morel, 1993).



Fig. 6 – Boa conformação vulvar



Fig. 7 – Má conformação vulvar

3.2. Fisiologia da Reprodução

Os equídeos são uma espécie poliéstrica sazonal de dias longos, ou seja, exibe vários ciclos éstricos durante a fase reprodutiva. Esta fase reprodutiva ocorre na época do ano em que há aumento do número de horas de luz diária (Primavera/Verão).

A sazonalidade reprodutiva da égua está dividida em quatro períodos que ocorrem devido a alterações no fotoperíodo: anestro, transição para a época reprodutiva, época reprodutiva (ciclicidade) e transição para o anestro (Morel, 1993).

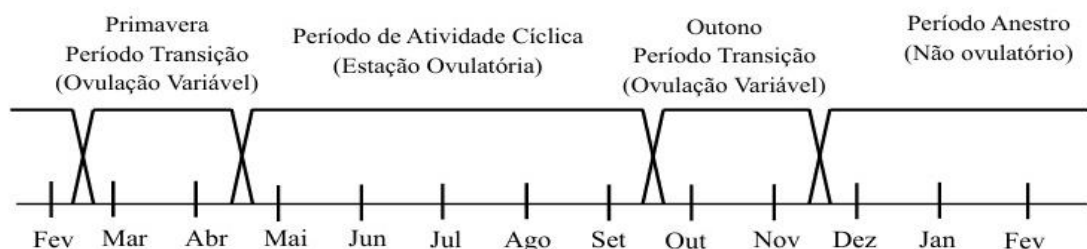


Fig. 8 – Sazonalidade da égua

No Inverno, quando o número de horas de luz diária diminui ocorre o anestro. Entre estas duas fases verificam-se as fases de transição (de anestro para ciclicidade e de ciclicidade para anestro), que ocorrem na primavera e no outono, respetivamente (Donadeu & Ginther, 2002; Ginther *et al.*, 2003). A fase de transição da primavera é caracterizada pelo intenso crescimento folicular que culmina na primeira ovulação do ano (McCue, 2006). A fase de transição do outono é caracterizada pelo crescimento folicular reduzido (Ginther *et al.*, 2003). Já o pico da fertilidade ocorre quando os dias são mais longos, ou seja, no verão. A variação sazonal do fotoperíodo, influencia a performance reprodutiva da égua, contudo a nutrição e a temperatura também podem causar alterações. É importante salientar que isto não é uma verdade absoluta, durante o período de anestro as éguas podem ciclar (cerca de 15%) (Brinsko *et al.*, 2011; Morel, 1993).

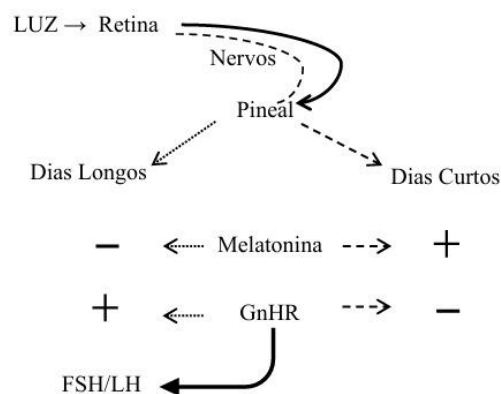


Fig. 9 – Influencia sazonal na fisiologia da reprodução da égua

O ciclo éstrico da égua é controlado pelo eixo hipotálamo-hipofisário (que por sua vez controla os ovários), e que é regulado pelo fotoperíodo. A retina do olho deteta a variação do fotoperíodo, no qual a glândula pineal é inibida permitindo assim a produção da hormona libertadora de gonadotrofina (GnRH) pelo hipotálamo, que é libertada no eixo hipotalâmico-hipofisário e estimula a síntese e a libertação de outras gonadotrofinas: a hormona folículo estimulante (FSH) e a hormona luteinizante (LH) a ser produzida pela glândula pituitária. A FSH é introduzida na circulação sanguínea e estimula o crescimento dos folículos, que produzem estrogénio. A inibina faz com que exista uma redução da FSH. Isto ocorre devido à presença de folículos dominantes que se aproximam já da fase da ovulação. Após a ovulação ocorre a formação de um corpo lúteo (CL) que irá secretar progesterona. Daí em diante os níveis de progesterona aumentam chegando ao seu pico em 24-48 horas e mantendo-se por 15 dias, se o mesmo não suceder, será devido ao facto de não ter ficado gestante e a égua baixará os níveis de progesterona 4-5 dias antes do estro, para quando o mesmo começar a estar dentro dos níveis

basais. Se a progesterona não baixar terá um efeito inibidor da LH, contudo não afetará a FSH. O que sucede é que se não houver concepção irá ocorrer a libertação de oxitocina, sendo produzida pelo hipotálamo e será transportada pelo sistema circulatório até ao útero, aumentando a libertação de PgF2 α que ocorre entre os dias 14-16 pós ovulação. Devido ao seu efeito luteinizante, irá fazer com que ocorra a lise do CL, fazendo assim com que os níveis de progesterona diminuam. Quando ocorrem estes fenómenos fisiológicos irá parar de ocorrer a inibição das gonadotrofinas dando assim início ao estro (Morel, 1993, Blanchard *et al.*, 2003).

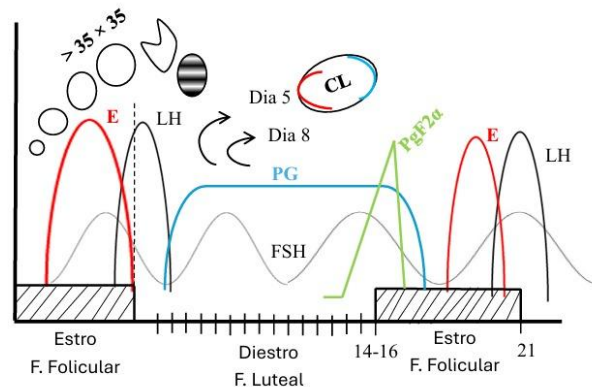


Fig. 10 – Ciclo éstrico da égua.

E – estrogénio, LH – hormona luteinizante, FSH – Hormona foliculo estimulante, CL – corpo lúteo, PG – progesterona, PgF2 α – Prostaglandina F2 alfa

A maturidade reprodutiva da égua atinge-se entre os 10 e os 24 meses de idade. O ciclo reprodutivo tem a duração de 21 dias e divide-se em 2 fases: estro (fase folicular) e diestro (fase lútea). O estro, ou fase folicular, dura cerca de 5-7 dias e é a altura em que a égua se encontra recetiva ao garanhão. Contudo esta fase pode ser variável, podendo ter entre 2-12 dias, sendo que é mais frequente que estas alterações ocorram no início da época reprodutiva (Blanchard *et al.*, 2003). O diestro, ou fase lútea, dura 14-16 dias, altura em que rejeita o garanhão (Morel, 1993).

A égua geralmente apenas ovula de um foliculo e de um só ovário, mas é possível ocorrerem ovulações duplas/múltiplas, no mesmo ovário ou em diferentes ovários. O problema destas múltiplas ovulações é que podem resultar em gestações gemelares, que acarretam complicações sendo a mais comum o aborto, geralmente no terço final da gestação. Isto ocorre devido à inexistência de espaço para o desenvolvimento de dois fetos e respetivas placentas no útero materno (Morel, 1993).

Tabela 1 – Sinais de estro e diestro

	Estro	Diestro
Período	5 a 7 dias	14 a 16 dias
Sinais	Edema uterino; Égua recetiva ao garanhão; Winking ou eversão clitoris; Micção frequentemente, arquear dorso e levantar cauda;	Falta de aproximação da égua ao garanhão; Inexistência de sinais do cio; Cérvix fechado; Muco mais consistente e viscoso;
Alterações de influência hormonal	Ocorre o desenvolvimento folicular; Aumento do estrogénio, por parte dos folículos; Ocorre um pico pré-ovulatório de LH; A ovulação ocorre 24-48 horas após o pico;	Forma-se o corpo lúteo e ocorre um aumento da progesterona; A FSH diminui; No final do diestro ocorre a libertação de PGF2 α ;

3.3. Exame reprodutivo da égua

O exame reprodutivo deve incluir todos os parâmetros de um exame de rotina e nos mesmos introduzir o exame reprodutor, quer na recolha da anamnese, como no exame físico, tal como se deve ter em atenção quaisquer situações que possam acarretar problemas, por exemplo o caso de serem nulíparas ou geriátricas entre outros.

Uma anamnese detalhada deve conter dados relativos à vacinação, desparasitação, aptidão desportiva, idade, condição corporal e história clínica e reprodutiva. No que diz respeito à história reprodutiva, deve conter informação quanto à paridade, se é nulípara/multípara, quantos poldros têm e se ocorreram complicações/patologias reprodutivas. Deve ser realizado um exame físico completo, com registo da temperatura, frequência cardíaca e respiratória, estado das mucosas, tempo de repleção capilar (TRC) e temperatura dos cascos (Troedsson, 2003).

Na prática clínica reprodutiva as éguas são classificadas em três categorias: nulíparas, múltíparas e vazias.

3.3.1. Exame ginecológico

A idade e a história reprodutiva são provavelmente as informações mais importantes que o médico veterinário deve ter em conta quando examina uma égua. As éguas geriátricas e virgens podem ser um problema, devido à tendência para acumular fluido uterino durante o estro, grande dilatação glandular, folículos hemorrágicos anovulatórios e apresentam um cérvix que não consegue relaxar devido a alterações fibróticas ou por vezes a aderências nas criptas.

O exame reprodutivo começa por avaliar o períneo e a conformação vulvar. A conformação desta zona determina a preposição da égua para situações como a entrada de ar, a contaminação fecal e a acumulação de urina na vagina. Para evitar que estes fenómenos sucedam, a posição da vulva deverá ser o mais vertical possível e pelo menos $\frac{3}{4}$ da mesma deverão estar abaixo do ísquio. A vagina está protegida de contaminação devido à prega vestibulo-vaginal, que se encontra dentro da uretra. A competência desta prega pode ser comprovada ao afastar os lábios da vulva: se se ouvir o som de aspiração de ar para dentro da vulva, é indicação que pode ser necessária correção cirúrgica. Para além disto outros achados importantes são as cicatrizes, tumores e sinais de herpes vírus nos lábios da vulva (Troedsson, 2003).

Na avaliação vaginal, após a lavagem do períneo, a vagina é avaliada quanto à sua cor, humidade, presença de muco e veias; o cérvix é avaliado quanto à sua posição, grau de relaxamento, coloração, humidade e a presença de lacerações, cicatrizes e aderências. Na presença de um corrimento anormal deverá ser recolhida uma amostra e o cérvix pode ser avaliado mediante a colocação de luvas. O exame do cérvix, digital ou com espéculo deve ser feito apenas se a égua não estiver gestante, pelo que se tratando de uma primeira observação da égua deve-se verificar com recurso à ecografia que não existe gestação (Troedsson, 2003).

3.3.2. Exame transretal e exame ecográfico

O cérvix pode ser avaliado por palpação rectal, quando à tonicidade (dando indicação se está aberto ou fechado) e/ou possíveis anomalias. O útero pode também ser avaliado por palpação rectal quanto à tonicidade (indicando em que fase do ciclo a égua se encontra), bem como os ovários, cuja tonicidade dos folículos pode também ser avaliada, dando indicação da proximidade do momento de ovulação.

A ultrassonografia tem um papel fundamental pois permite acompanhar o crescimento folicular, detetar ovulações/corpo lúteos e também processos patológicos uterinos tais como a presença de líquido intrauterino, quistos uterinos, hematomas, neoplasias e a presença de estruturas anormais tais como quistos periováricos, hematomas ou neoplasias. Permite ainda,

efetuar diagnósticos de gestação, detetar gestações gemelares, avaliar e monitorizar o desenvolvimento fetal, sendo ainda possível determinar a sexagem fetal (Troedsson, 2003).

3.4. Meios complementares de diagnóstico

3.4.1. Citologia uterina

As éguas podem ser submetidas a exame citológico em qualquer fase. No entanto, existem discrepâncias nos exames realizados em estro e diestro relativamente à proporção de células epiteliais livres e aglomeradas (Jorge *et al.*, 2017).

O exame citológico consiste na análise das células de revestimento uterino, em especial células epiteliais endometriais, leucócitos, eritrócitos, bactérias, leveduras, fungos e espermatozóides, sendo fundamental uma análise na ampliação de 1000x de óleo de imersão para obtenção da presença de bactérias e fungos. A citologia pode ser realizada por meio de escova ginecológica (*cytobrush*) ou zaragatoa (*swab*) uterina, com haste e mandril metálico estéril e/ou dispositivo plástico descartável (Factor *et al.*, 2019). Quanto aos resultados, a presença de neutrófilos é comum sendo as células inflamatórias predominantes em endometrites. A identificação de linfócitos e macrófagos embora pouco comum é característico de endometrite crônica, ao passo de que, a presença de eosinófilos é indicativa de urómetra e pneumóutero, em particular fúngicas (Piatti *et al.*, 2023; LeBlanc, 2010).

A interpretação dos resultados é muito importante e é realizada geralmente em conjunto com o resultado do exame microbiológico.

3.4.2. Cultura uterina

A cultura uterina é realizada geralmente através de uma zaragatoa (estéril) uterina, embora também possa ser realizada por meio de lavagem uterina com soro fisiológico. O material recolhido é cultivado em placas de ágar-sangue e agar MacConkey para cultura aeróbia, por um período de incubação com um intervalo entre 18-48 horas e a uma temperatura de 37.º C, sendo analisado o tamanho da colónia, a morfologia, pigmentação e hemólise (Carvalho, *et al.*, 2011; Piatti *et al.*, 2023). Para cultura de fungos a incubação deve ser realizada em meio de Sabouraud (Sertich, 2007).

3.4.3. Biópsia uterina

A biópsia é provavelmente o meio complementar de diagnóstico mais importante na avaliação do potencial reprodutivo de uma égua, como indicador do prognóstico da capacidade da égua de levar a cabo uma gestação. As indicações primárias para colheita de uma biópsia

endometrial incluem éguas vazias (não gestantes), éguas com problemas de reprodução e também como parte do exame em ato de compra. É imprescindível que seja primeiro avaliado se a égua está ou não gestante, já que a realização da biópsia a uma égua gestante irá quase certamente levar a aborto (Rua, *et al.*, 2016). Atualmente a biópsia uterina é o único método que permite avaliar a presença de alterações inflamatórias e degenerativas, sendo a inflamação identificada pela acumulação de células inflamatórias no tecido endometrial, diferenciando-se como inflamação aguda pela presença de neutrófilos polimorfonucleares (PMN) e inflamação crónica pela presença maioritária de linfócitos. Permite avaliar também a degeneração do endométrio, que ocorre quando está presente a deposição de fibrose ou de tecido de cicatrização à volta das glândulas endometriais e na camada sub-epitelial, representando uma situação patológica permanente (Blanchard *et al.*, 2003, Love, 2011; Rua *et al.*, 2016; Snider *et al.*, 2011). As biópsias endometriais são atualmente classificadas segundo o esquema de categorização de Kenney and Doig (1986) (Fig. 11).

A realização deste exame é efetuada com uma pinça de biópsia esterilizada, sendo o local mais indicado para recolha de amostras a junção entre o corpo e o corno uterino, na parte dorsal do útero (Rua *et al.*, 2016).

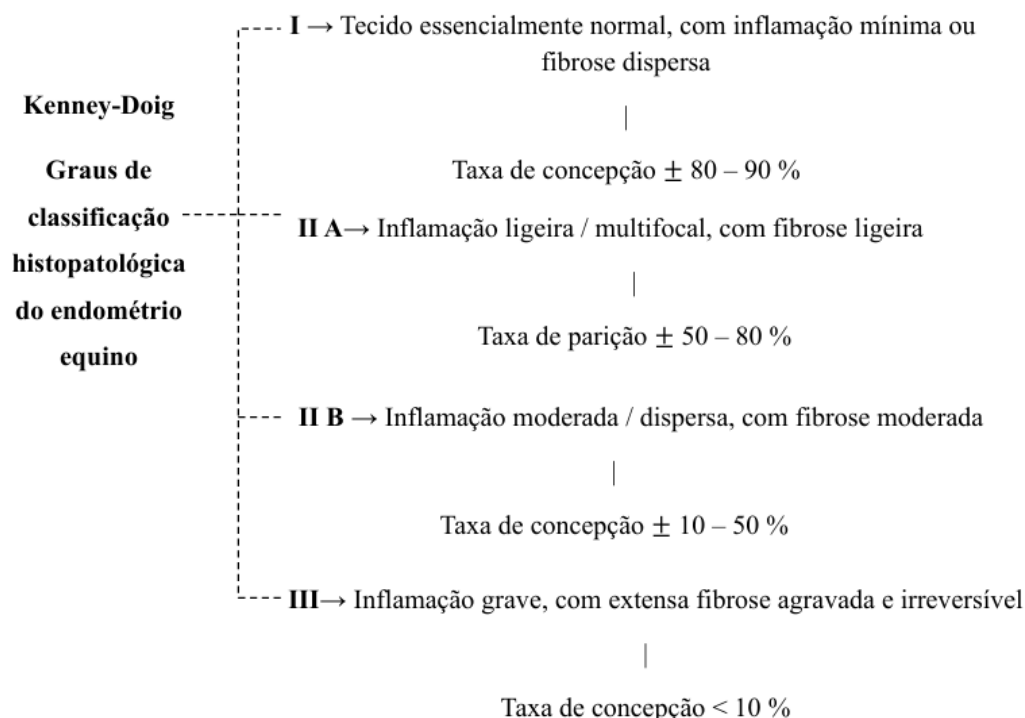


Fig. 11 – Sistema de classificação de alterações histológicas do endométrio equino segundo Kenney-Doig (1986)

3.4.4. Lavagem uterina de baixo volume

Existem três tipos de lavagem uterina de baixo volume: lavagem uterina de baixo volume seguida de sedimentação; lavagem uterina de baixo volume seguida de centrifugação e lavagem uterina de baixo volume seguida de cito centrifugação (Jorge *et al.*, 2017).

Na lavagem uterina de baixo volume seguida de sedimentação é utilizado o sistema fechado de três vias, com recurso a sonda Bivona® e condutos siliconizados (Jorge *et al.*, 2017), no qual são administrados entre 60 ml de solução estéril de Lactato de Ringer (LR), ou de NaCL, num saco preparado à extremidade de um cateter de lavagem uterina e/ou pipeta de inseminação, seguido de uma massagem transretal ou de dissipação do fluido pelo útero (Piatti *et al.*, 2023), por fim, a recolha do líquido uterino deverá ser armazenada num tubo graduado de 50 ml tipo Falcon® para que se possa verificar a sedimentação (Factor *et al.*, 2019). Em contrapartida, na lavagem uterina de baixo volume seguida de centrifugação o fluido uterino deverá ser homogeneizado e inserida em tubos de 50 ml, a uma temperatura de 4.°C e posterior centrifugação a 400 rpm/10 minutos (Factor *et al.*, 2019). Porém, a centrifugação incrementa a presença de detritos celulares, tornando o diagnóstico mais difícil (Piatti *et al.*, 2023). Já na lavagem uterina de baixo volume seguida de cito centrifugação, o fluido uterino é cito centrifugado a 1200 rpm durante 5 minutos, resultando em duas áreas microcirculares sobre a preparação cistoscópica (Factor *et al.*, 2019).

3.5. Patologias reprodutivas

3.5.1. Arterite viral equina

É causada por um vírus de RNA (ácido ribonucleico) do género arterivírus. A transmissão do mesmo é por contacto de secreções respiratórias entre cavalos, sendo os garanhões os principais transmissores do vírus para as éguas. Quando a infeção ocorre em éguas gestantes, resulta em abortos ou nados-mortos após um episódio febril. No caso de os poldros nascerem vivos, poucos dias após o parto morrem, apresentando lesões histopatológicas generalizadas no trato respiratório. O diagnóstico desta patologia pode ser realizado pela diferenciação do vírus através de uma amostra nasofaríngea, ou conjuntival, ou de sémen para realização de um teste de PCR. Para além deste teste, podem também ser realizados testes serológicos, bem como a técnica de coloração imunohistoquímica em análises histopatológicas (Snider, 2015).

3.5.2. Herpesvírus equino tipo 1 (EHV-1)

Trata-se de um vírus de DNA (ácido desoxirribonucleico) que pode causar três tipos de apresentação sintomatológica, sendo as apresentações mais comuns o aborto e a forma respiratória, mas pode também causar sintomatologia neurológica grave, como a encefalopatia. A sua transmissão é feita pela via respiratória e é recomendado que todas as éguas gestantes sejam vacinadas. O aborto geralmente ocorre durante o terceiro trimestre da gestação, sendo que o período de incubação se estende desde dias até meses e as éguas infetadas antes do quinto mês de gestação normalmente não sofrem de aborto. O vírus atinge a vascularização da placenta e os fetos ficam normalmente edematosos e apresentam coloração de mecónio, podendo também haver necrose multifocal nos pulmões e no fígado. O diagnóstico é obtido pela confirmação da presença de corpos de inclusão intranucleares e na placenta e/ou amostras fetais através de exames como a imunofluorescência indireta e o PCR (polymerase chain reaction) (Snider, 2015).

3.5.3. Síndrome da perda reprodutiva da égua (MRLS)

É uma patologia que engloba a morte embrionária precoce, o aborto no termino da gestação e a separação prematura da placenta. Ao longo do estudo desta doença, chegou-se à conclusão que a presença de bactérias na placenta contribuía para que esta ocorresse, tendo sido identificadas bactérias como *Streptococcus spp* e *Actinobacillus spp* (Snider, 2015).

3.5.4. Metrite contagiosa equina (CEM)

É uma doença venérea causada por um cocobacilo gram-negativo, a *Taylorella equigenitalis*. Esta doença causa infertilidade temporária e a remoção do agente pode levar meses. Ocorre inflamação e edema endometriais, persistente por duas a três semanas, podendo também causar cervicite, vaginite e salpingite. Uma outra característica desta patologia é o conteúdo mucopurulento que ocorre no lúmen. Embora possam recuperar, as éguas apresentam recidivas da infeção, em especial éguas com fossas/criptas clitoriais. O diagnóstico é realizado por culturas bacterianas, ou testes serológicos (Snider, 2015). Os garanhões podem ser transmissores desta doença, sendo portadores assintomáticos do seu agente patogénico.

Esta patologia é considerada indemne em muitos países, existindo por isso os programas de controlo na exportação de equinos.

3.5.5. Piometra

A piometra é uma patologia pouco frequente e geralmente sem sintomatologia clínica, mas em alguns casos pode provocar cólica ou outros sintomas e ser fatal. Nesta patologia ocorre

a acumulação de exsudado purulento no lúmen uterino, que ocorre maioritariamente no pós-parto sendo causada por agentes infecciosos como *Streptococcus equi*, *E. coli* e *Pasteurella*. (Snider, 2015).

3.5.6. Pneumovagina

A pneumovagina, típica em éguas com um índice corporal reduzido e com uma idade avançada, consiste na entrada ininterrupta ou interpolada de ar na vagina, face a uma deficiente interação entre o vestíbulo e a vagina. (Brinsko *et al.*, 2011; Newcombe, 2011).

3.5.7. Urovagina

A urovagina conduz a vaginites e cervicites, sendo o resultado de uma alteração cranioventral da vagina, com deslocação do orifício uretral, provocando a entrada de pequenas quantidades de urina no vestíbulo e na vagina (Brinsko *et al.*, 2011).

3.5.8. Endometrite

A endometrite consiste na inflamação do endométrio e é uma das principais causas de infertilidade nas éguas. É responsável por mortes embrionárias recorrentes, inflamações consecutivas e infecções consequentes, levando a dificuldades no maneio reprodutivo (Troedsson, 1999; Liu & Troedsson, 2008; LeBlanc, 2010; Troedsson & Woodward, 2016; Canisso *et al.* 2020).

A endometrite pode ser classificada segundo a sua etiologia em aguda, crónica, subclínica, pós-parto, bacteriana, fúngica, viral e associada à inseminação. Contudo, geralmente apenas se diferencia entre endometrite causada por infeção e endometrite fisiológica associada à inseminação. Nos dois casos há uma reação inflamatória uterina que é caracterizada pela acumulação de fluido no seu lúmen (Troedsson & Woodward, 2016).

No estudo das endometrites equinas, é importante separar as éguas em dois grupos: *éguas resistentes* que são as que têm um melhor desempenho na limpeza do útero e, logo, são menos propícias ao desencadeamento de infeções uterinas; e *éguas suscetíveis*, que são as que têm predisposição para desenvolver endometrite persistente, especialmente devido à dificuldade na eliminação de produtos da inflamação (Leblanc & Causey, 2009; Carneiro *et al.*, 2020).

Os sinais clínicos das endometrites são muito variáveis, sendo estas por vezes difíceis de diagnosticar. As alterações macroscópicas observadas através de necropsia ou ecografia/ultrassonografia podem ser desde hiperemia, edema e exsudados que variam de purulentos a mucoides. A probabilidade de diagnóstico, é maior através de biopsia e posterior

histopatologia. A segunda lesão que pode ser detetada através de biópsia na endometrite, é a fibrose sendo esta irreversível e levando a perda de tecido granular, contudo não ocorre sempre. Outras lesões encontradas frequentemente poderão ir desde infiltrados eosinofílicos, quistos linfáticos e a presença de agentes infecciosos (Snider, 2015).

3.5.8.1. Etiologia

Pode ser provocada por agentes infecciosos, tais como bactérias, fungos ou vírus, ou pelo próprio sémen e plasma seminal quando associada à cópula/inseminação.

3.5.8.2. Fatores predisponentes

Os fatores relacionados com a égua podem ser desde a idade, o número de partos, a conformação perineal e o clearance uterino, possíveis alterações anatómicas, como defeitos dos órgãos reprodutores internos e externos, (má conformação vulvar, disfunção do esfíncter vagina-vestibular, fibrose do cérvix, atrofia das pregas endometriais, útero pendular), como pneumovagina ou lacerações vaginais e cervicais, que podem facilitar a entrada de agentes patogénicos (LeBlanc, 2008; Pycoc, 2009).

Os microrganismos podem causar alteração dos mecanismo de defesa uterina maioritariamente através de biofilme bacterial, que pelo facto de estar aderida a uma superfície, esta comunidade produz uma substância polimérica extracelular (EPS), apresenta uma resistência às defesas imunitárias inatas, tal como uma elevada resistência aos antibióticos e também apresentam um crescimento e uma taxa metabólica mais baixa, o que lhes permite viver por longos períodos em ambientes inóspitos e quando voltam ao estado planctónico (estado livre), são levadas à colonização de novas superfícies, causando recidivas (Beehan *et al.* 2016).

3.6. Tipos de endometrite

3.6.1. Endometrite pós-cópula ou inseminação

O processo inflamatório induzido pós-cópula ou inseminação, pelo sémen ou por microrganismos, é um evento fisiológico e necessário para manter o ambiente uterino adequado, antes da entrada do embrião no útero (Troedsson, 1999, Troedsson *et al.*, 2006; Troedsson *et al.*, 2001; Fiala *et al.*, 2007). Esta inflamação transitória é primariamente induzida pela presença de espermatozoides e componentes do plasma seminal e só depois pela presença de bactérias no lúmen uterino (Katila, 1996). A presença de espermatozoides ou contaminantes bacterianos despoleta uma invasão maciça de PMNs, que fagocitam as bactérias e os espermatozoides, do sangue para o lúmen uterino através da ativação do complemento. Esta inflamação resulta na

libertação de PGF2 α que, por sua vez, desencadeia contrações do miométrio que são essenciais para o transporte dos espermatozóides e para a limpeza uterina (Troedsson *et al.*, 2001; Troedsson, 2006).

No entanto, algumas éguas consideradas suscetíveis à endometrite são incapazes de realizar este processo inflamatório no tempo adequado e desenvolvem endometrite persistente pós-cobrição ou inseminação, resultando em elevados índices de perda embrionária (Silva, *et al.*, 2014). Enquanto nas éguas saudáveis o número de neutrófilos diminui gradualmente após a cobrição/inseminação, nas éguas suscetíveis um número elevado de neutrófilos permanece por mais tempo, sendo que o número máximo de neutrófilos não difere entre éguas resistentes e suscetíveis (Katila, 1996). Nas éguas resistentes, as bactérias são eliminadas até 12 horas após inoculação e a maior parte do fluido uterino é eliminado em 6 a 12 horas, sendo que às 24 horas pós-cobrição/inseminação a maior parte dos produtos inflamatórios já foram removidos do útero (Pycock, 2011; Woodward & Troedsson, 2013). As éguas suscetíveis, por sua vez, não conseguem resolver a inflamação fisiológica associada à cobrição, mantendo-se a acumulação de fluido intrauterino e edema endometrial por mais de 3 a 5 dias pós-cobrição/inseminação. Esta inflamação induz a libertação de PGF2 α , que resulta na luteólise, com consequente declínio de progesterona e retorno precoce ao estro, comprometendo uma eventual gestação (Pycock, 2007).

O tempo crítico para o desenvolvimento da endometrite persistente parece ser às 6 horas pós-inseminação, pois não se encontraram diferenças entre as éguas suscetíveis e as resistentes no que diz respeito à inflamação uterina entre as 3 e as 6 horas pós-inseminação (Woodward *et al.*, 2013).

Tanto o sêmen como os diluidores têm um papel importante na indução dos mecanismos de defesa do útero, dependendo dos componentes seminais, da concentração de espermatozóides e sua viabilidade, do local de deposição do sêmen e do momento da inseminação (Pasolini *et al.*, 2016).

3.6.2. Crónica/persistente

Endometrite crónica/persistente, é uma condição inflamatória recorrente do endométrio, que prejudica a função do endométrio e gestações futuras, causando infertilidade (Kenney, 1978; Hoffmann *et al.*, 2009a e Hoffmann *et al.*, 2009b). A infecção crónica e a presença de uma população mista de microrganismos podem causar uma condição fibrótica grave, progressiva e irreversível que afeta o endométrio. O influxo contínuo de linfócitos e plasmócitos para o útero contribui para a endometrose, que é caracterizada por alterações

degenerativas crônicas, como o desenvolvimento de fibrose periglandular, perivascular ou difusa no estroma e alterações glandulares, como a dilatação quística, atrofia ou hipertrofia das glândulas (Hoffmann *et al.*, 2009a; Hoffmann *et al.*, 2009b).

3.6.3. Subclínica

O diagnóstico de endometrite subclínica é deveras complicado, não só porque as éguas que sofrem de endometrite subclínica não apresentam os sinais clínicos mais característicos, tais como a presença de líquido intrauterino, mas também face à inexistência de um método que permita identificá-lo com rigor. Estas éguas podem apresentar uma citologia positiva, mas, muitas vezes a ultrassonografia e a cultura, que são meios de diagnóstico, conduzem a falsos negativos (Rasmussen *et al.*, 2015; Overbeck *et al.*, 2011).

3.6.4. Infeciosa

A endometrite infecciosa divide-se em dois grupos: Endometrite bacteriana, que se manifesta em regra em éguas suscetíveis, com inflamações recorrentes e citologia uterina positiva (para a deteção de bactérias é necessário realizar exame citológico em conjunto com exame microbiológico, cada um apenas por si não tem eficiência suficiente), dado que as bactérias são obtidas por meio de recolha de amostras intrauterinas com o recurso a escova ginecológica, seguidas de biópsia. Neste sentido, as bactérias mais comuns são as *Streptococcus* β -hemolítico, *Pseudomonas*, *Escherichia*, *Aeruginosa* e *Klebsiella Pneumoniae* (Carneiro, *et al.*, 2020; Rua, *et al.*, 2016). Endometrite fúngica, manifesta-se pela presença de fungos leveduriformes e filamentosos (Carneiro *et al.*, 2020; Dascanio, 2011).

Muitas das bactérias gram-negativas (*E. coli*, *P. aeruginosa* and *Klebsiella pneumoniae*) isoladas do útero equino são capazes de produzir biofilme (Ferris *et al.* 2015, Beehan *et al.* 2016, Koo *et al.* 2017).

As bactérias existentes no biofilme são fisiologicamente distintas das que se encontram livres (estado planctónico), o que influencia a sua suscetibilidade aos tratamentos (Ferris, 2017). As infeções bacterianas planctónicas são rapidamente detetadas e eliminadas pelo sistema imune do hospedeiro ou quando é utilizado um tratamento antibiótico adequado. Contudo, no seu estado de biofilme, as bactérias estão protegidas da resposta imune do hospedeiro pois os leucócitos e os anticorpos têm uma fraca capacidade de penetrar a espessa camada de substâncias poliméricas extracelulares, dentro do biofilme. Os antibióticos tipicamente apenas atuam em bactérias metabolicamente ativas e/ou em rápida multiplicação, e por isso, embora as bactérias nas regiões mais superficiais do biofilme possam ser mortas, as que se encontram

nas regiões mais profundas sobrevivem. Estas tornam-se assim numa fonte de contaminação recorrente, levando ao desenvolvimento de uma infecção crónica. As infeções associadas ao biofilme são tipicamente difíceis de diagnosticar e de tratar e as taxas de recorrência são elevadas. A terapêutica antibiótica tradicional é geralmente ineficaz contra as bactérias que se encontram dentro de um biofilme (Beehan *et al.*, 2016) e por isso o tratamento nestes casos inclui fármacos que destroem o biofilme em combinação com antibióticos (Beehan, *et al.*, 2016).

3.7. Mecanismos de defesa

3.7.1. Mecanismos de defesa uterina

Os espermatozóides induzem uma reação quimiotática ao ligar-se às células endometriais e PMNs. No entanto, apenas espermatozóides com a membrana intacta conseguem interagir com PMNs, sendo este contato mediado por proteínas membranares. Já o plasma seminal reage como um inibidor da inflamação uterina e seletor de espermatozóides, devido à sua capacidade seletiva de inibir a ligação entre os PMNs (Schuberth *et al.*, 2008; Troedsson *et al.*, 1999).

3.7.2. Mecanismo de defesa física

Na égua saudável, a vulva, a prega vestíbulo-vaginal e a cérvix são mecanismos de defesa física e têm como principal função evitar a entrada de microrganismos no útero da égua. Os lábios vulvares devem estar selados e a vulva ter $\frac{2}{3}$ do seu comprimento abaixo da extremidade pélvica. O esfíncter vagino-vestibular é a única barreira física durante o estro, uma vez que os outros mecanismos físicos se encontram relaxados nesta fase e o cérvix não deve apresentar aderências (Malschitzky *et al.*, 2007; Canisso *et al.*, 2016).

3.7.3. Mecanismo de defesa mecânica

Os típicos mecanismos de defesa mecânica são a clearance uterina, as contrações uterinas, o relaxamento do cérvix e a drenagem linfática (Carneiro, *et al.*, 2020).

A contratilidade do miométrio é um mecanismo de defesa fundamental na limpeza do útero e na remoção de subprodutos inflamatórios, que atua em cooperação com o cérvix, sendo bastante relevante na patologia da endometrite persistente pós-inseminação (Silva, *et al.*, 2014), na medida em que éguas que apresentem um desempenho deficiente da contratilidade do miométrio, com uma fraca dilatação do cérvix, possuem uma maior probabilidade de sofrerem de endometrite persistente pós-inseminação (Silva, *et al.*, 2014).

Outra causa pode ser a diminuição da produção de PGF2 α em resposta à estimulação da oxitocina em éguas geriátricas (Lu & Morresey, 2006).

3.7.4. Mecanismo de defesa humoral

O útero apresenta componentes típicos de um tecido linfoide com ligação à mucosa o que, em conjunto com alterações clínicas, resulta num estímulo para a produção de imunoglobulinas. E, embora numa lavagem uterina tenha sido detetada uma série de imunoglobulinas, em concreto, IgGa, IgGb, IgGc, IgT, IgA e IgM, não existem provas suficientes que consigam sustentar que a presença de vários tipos de imunoglobulinas resulta em inflamação no útero e, consequentemente, em problemas de fertilidade, dado que existem casos de éguas suscetíveis com níveis de anticorpos estáveis ou até superiores, comparativamente com éguas resistentes, e que, ainda assim, desenvolvem endometrite (Silva *et al.*, 2014; Carvalho *et al.*, 2022).

3.7.5. Mecanismo de defesa celular

A reação do endométrio perante agentes patogénicos, fluído seminal e infeções locais, é uma resposta imunitária rápida e eficiente, na medida em que um sistema imunitário que não seja deficiente tem como principal objetivo reunir células imunitárias, por meio de ativação de citocinas, para incrementar a fagocitose (Katila & Ferreira-Dias, 2022).

Resposta Imunitária

1.º linha de defesa – Neutrófilos, são detetados no útero em aproximadamente 30 minutos, depois da inseminação artificial e alcançam o seu pico num período de 6 a 12 horas. O seu principal objetivo é a fagocitose e a libertação de citocinas, sendo que o processo de opsonização tem um papel central neste mecanismo de defesa uterina. Os neutrófilos são mecanismo independente da fagocitose, cuja principal função é a **netose**, isto é, quando estruturas de DNA incorporadas em proteínas citoplasmáticas e nucleares, transformam-se em armadilhas extracelulares de neutrófilos que eliminam bactérias, espermatozoides e parasitas (Katila & Ferreira-Dias, 2022).

2.ª linha de defesa – Sistema complexo de comunicação (cascata do complemento), aquando a presença de espermatozoides no útero inicia-se todo um processo complexo de comunicação, nas células epiteliais do endométrio, para ativação de uma resposta imunitária inflamatória, em concreto: antigénios → recetores de reconhecimento de padrões (PRR) → agentes patogénicos (PAMP) → recetores do tipo Toll (TRL) → NFB → genes, ativados por caspases (são um grupo de enzimas que participam da morte celular programada (apoptose) e

da inflamação), que codificam citocinas pró-inflamatórias*, citocinas quimiocinas e ciclo-oxigenase-2 (COX-2). Note-se que, o COX-2 faz crescer o PGF2 em 16h após a reprodução (Katila & Ferreira-Dias, 2022).

*Permitem detetar a suscetibilidade das éguas num período de 6 horas após a inseminação: éguas suscetíveis → < citocinas moduladores IL6, IL10 e IL1RN; éguas resistentes → altos níveis de IL10 e IL41RN (Katila & Ferreira-Dias, 2022).

3.8. Tratamento

3.8.1. Lavagem Uterina

Na lavagem uterina procede-se à remoção de detritos celulares do endométrio, tais como células inflamatórias e/ou tecidos necróticos, através de Lactato de Ringer aquecido, com um volume compatível e proporcional à capacidade uterina. Pode ser realizado com uma diluição de iodoprovidona a 0,2% o qual é bastante eficaz na presença de bactérias e fungos. Também pode ser utilizada solução de n-acetilcisteína (NAC), dimetilsulfóxido (DMSO) e peróxido de hidrogénio (H₂O₂) (Carneiro, *et al.*, 2020; Piatti, *et al.*, 2023)

Este tratamento é recomendável em éguas que apresentem 2cm de fluído uterino (grau 3 a 4 em volume), um conteúdo uterino muito ecogénico, ou ainda éguas com diversas inseminações/cobrições que não ficaram gestantes (este tipo de procedimento não afeta a inseminação, desde que efetuado quatros horas depois da introdução do sêmen no útero). Neste sentido, podem ser realizadas sequencialmente várias lavagens uterinas, até se verificar que o líquido uterino se apresente sem impurezas. Não obstante, é aconselhável a administração de oxitocina ou outro tipo de medicamento que incentive a contratilidade do miométrio, auxiliando assim a remoção de quaisquer detritos e/ou fluídos. Na sequência deste tratamento pode ser realizada uma massagem via transretal de modo a estimular as contrações do miométrio. O líquido é posteriormente removido por gravidade (Carneiro, *et al.*, 2020; Silva, *et al.*, 2014).

3.8.2. Fármacos Ecbólicos

As drogas ecbólicas induzem a contratilidade dos músculos do útero, de uma forma não invasiva, possibilitando a remoção do líquido uterino através de drenagem linfática, ou pelo cérvix aberto. As mais utilizadas são a ocitocina e o cloprostenol.

A oxitocina, embora mais eficaz, permite uma absoluta limpeza do útero em apenas vinte e quatro horas, com uma administração intramuscular e/ou intravenosa entre 1ml e 2,5ml

por égua, contudo o seu tempo de semi-vida é muito curto. No caso de ser necessário uma ação mais duradoura, pode-se usar a carbetocina, uma hormona que é uma análoga da oxitocina.

O cloprostenol é mais aconselhável para éguas que apresentem um útero pendular ou cérvix fechado, pois nestes casos a administração de ocitocina poderá conduzir a contrações tetânicas ou aumento do líquido intrauterino (Carneiro, *et al.*, 2020; Silva, *et al.*, 2014)

3.8.3. Antibioterapia

A Antibioterapia, é feita mediante a administração intrauterina de um antibiótico, tal como o ceftiofur, a gentamicina, a ticarcilina com ácido clavulânico, a ampicilina, a penicilina procaína e potássica e a amicacina. É importante destacar que, estes antibióticos, com exceção da amicacina, não apresentam indicação para uso tópico intrauterino, pois a administração e dosagem incorreta do antibiótico, de acordo com o tipo de infeção, poderá ter como consequência a resistência bacteriana (Carneiro *et al.*, 2020).

3.8.4. Antifúngicos

O procedimento traduz-se numa lavagem uterina com iodopovidona e ácido acético, com infusão sistêmica e/ou intrauterina de agentes antifúngicos (Carneiro, *et al.*, 2020).

Este tratamento adequa-se à cura de endometrite infecciosa e são utilizadas duas classes de drogas antifúngicas, conhecidas como imidazólicos, que são fungistáticos pois impedem o crescimento dos fungos, e/ou poliénicos, que atuam na membrana citoplasmática. Como tal, deve ser administrada uma infusão intrauterina de 5000 UI de Nistatina (poliénicos) ou 3200 mg de Cetoconazol (imidazólicos) durante um período entre 7 a 10 dias (Carneiro *et al.*, 2020; Piatti *et al.*, 2023).

3.8.5. Plasma Rico em Plaquetas

O plasma rico em plaquetas (PRP) é um tratamento bastante económico e acessível, em regra utilizado em éguas com endometrite persistente pós-inseminação, dado que permite fazer uma modulação da reação inflamatória e promove uma reparação da lesão no tecido uterino (Silva *et al.*, 2014; Piatti *et al.*, 2023).

O tratamento consiste num concentrado de proteínas de carácter biológico, (Carneiro, *et al.*, 2020), que se obtém através da recolha de sangue periférico, o qual será centrifugado até alcançar um maior número de plaquetas (5 vezes mais), as quais possuem citoquinas, macrófagos e neutrófilos (Carneiro *et al.*, 2023; Piatti *et al.*, 2023; Silva *et al.*, 2014).

A administração de PRP (257,000 plaquetas/ μ L) modula a resposta inflamatória uterina ao sémen e resulta numa menor inflamação, tanto em éguas resistentes ou suscetíveis à

endometrite (Reghini *et al.* 2014, 2016). Alguns estudos clínicos demonstraram recentemente alguns efeitos benéficos do PRP em relação à taxa de gestação em éguas problema (Metcalf 2014).

3.8.6. Ozonoterapia

A ozonoterapia tem um papel fundamental no combate à resistência antimicrobiana, face ao uso continuado de antibióticos e antifúngicos (Carneiro *et al.*, 2023).

O ozono (O₃) não só incrementa a produção de linfócitos e monócitos, o que, consequentemente, leva à libertação de citocinas que aumentam a regeneração tecidual, como também força a membrana celular dos microorganismos (Carneiro *et al.*, 2023) e estimula o oxigénio nos tecidos, o que resulta no aumento dos componentes humorais e celulares que combatem a inflamação.

3.8.7. Imunomoduladores

“Imunomoduladores são substâncias que atuam no sistema imunológico conferindo, entre outros, aumento da resposta orgânica contra determinados microorganismos, incluindo vírus, bactérias e protozoários (...)” (Appolinário & Megid, 2007, pág. 438).

Neste sentido, podemos destacar o *Saccharomyces cerevisiae* que é um imunoestimulante, do qual advém β -glucana, que é bastante conhecido por provocar alterações à forma de resposta do sistema biológico (Carneiro, *et al.*, 2023; Carneiro, *et al.*, 2020).

De facto, a utilização de imunomoduladores através da suplementação alimentar, em concreto a aplicação de probióticos como suplementos, tem demonstrado ser um tratamento eficaz no combate à endometrite equina, em especial a endometrite equina pós-inseminação, contribuindo para o crescimento da taxa de conceção, face à alteração que produz no sistema imunológico das éguas, pois visa a harmonia das citocinas pró e anti-inflamatórias, bem como recompor a homeostasia da resposta inflamatória local (Carneiro, *et al.*, 2023; Carneiro, *et al.*, 2020).

3.8.8. Células Estaminais (*Stem cells*)

As células estaminais são responsáveis pela produção de novas células estaminais, bem como de células com funções específicas e podem dividir-se em *células estaminais embrionárias* e *células estaminais somáticas*, sendo que nas células estaminais somáticas encontramos *células estaminais mesenquimais (MSC)* (Yarak & Okamoto, 2010). As MSC possuem uma característica peculiar, na medida em que o seu papel consiste na produção de

células indispensáveis à reparação, através da libertação de moléculas bioativas que reagem a lesões e a redução do tecido fibrótico. (Carneiro *et al.*, 2020).

3.8.9. Cirurgia de Caslick

O **índice de Caslick**, impulsionado por Pascoe, em 1979, pode ser traduzido pela seguinte fórmula: $IC = \text{comprimento efetivo da vulva (CE)} \times \text{ângulo de inclinação da vulva (A)}$. O principal objetivo deste índice é acautelar problemas de fertilidade nas éguas, através da análise da vulva (Madruga & Costa, 2024).

A **sutura de Caslick**, é frequentemente utilizada para o tratamento de pneumovagina, contudo pode também ser usada como método de prevenção.

3.8.10. Agentes mucolíticos e quelantes

A administração de mucolíticos é realizada para remover muco ou exsudado, pois os mesmos interferem com a absorção de antibióticos, o transporte de sémen, além de inativar quimicamente os aminoglicosídeos (Causey *et al.*, 2006, 2007).

Há vários tipos de agentes mucolíticos, a n-acetilcisteína (NAC) e o dimetilsulfóxido (DMSO). A n-acetilcisteína é utilizada maioritariamente em doenças respiratórias, devido ao seu efeito mucolítico, a mesma pode também ser utilizada para tratamento em endometrites, devido ao seu efeito bacteriostático e anti-inflamatório, tendo grande eficácia contra bactérias Gram -, como *streptococcus spp.* O DMSO originou um aumento da taxa de gestação bem como uma melhoria na classificação da biópsia (Duru *et al.*, 2008; LeBlanc & Causey, 2009; Melkus *et al.*, 2013).

4. Materiais e métodos

4.1. Amostra

Foi feita uma escolha de 5 casos, constituído por 5 éguas, 4 pura raça espanhola (PRE) e 1 puro-sangue lusitano (PSL). Estes casos foram seleccionados devido à existência de exames complementares, história clínica e seguimento reprodutivo que permitem corroborar as informações descritas pelo autor.

4.2. História Clínica

Iniciou-se a avaliação de cada animal através da revisão ou obtenção da história clínica, de forma a identificar as patologias diagnosticadas no passado, principalmente as patologias do trato reprodutivo.

4.3. Exame Clínico

O exame clínico foi composto por exames físico onde se avaliou frequência cardíaca, frequência respiratória, mucosas, tempo de repleção capilar (TRC), temperatura, temperatura dos cascos e quadrantes gastrointestinais. O exame reprodutor, consiste na avaliação do períneo, avaliação vaginal através da utilização de um espéculo, seguindo para a palpação transretal em que se avalia a abertura do cérvix e o útero que é avaliado pela consistência do colo do útero, à ecografia sendo o útero avaliado pelo edema, a acumulação de líquido e a presença de quistos; os ovários são avaliados pela presença de folículos ou corpo lúteos e a presença de estruturas anormais tais como quistos ou tumores.

4.4. Métodos de análise dos casos

Para a possível análise destes casos é necessário compreender como os equídeos eram avaliados diariamente. Os mesmos eram avaliados nos diferentes parâmetros reprodutivos; ovário esquerdo (OE) e ovário direito (OD), edema no útero e relativamente à abertura do cérvix, tal como observações relevantes e tratamentos realizados.

No OE e OD era descrito o que se observava; folículos de pequena dimensão, folículos medianos, ou folículos dominantes a partir de 35x35mm. As medições são feitas nos dois maiores diâmetros do folículo. No caso do edema era avaliado numa pontuação de 1 a 5 tal como está descrito na figura 14. No cérvix, era avaliado relativamente à sua abertura: se o mesmo se encontrava aberto A; em fase de abertura B que seria etapa entre aberto e fechado; e se o mesmo estivesse fechado C. No caso do tratamento registavam-se todos os tratamentos realizados, exames complementares e inseminações realizadas.

Para análise destes casos, foi utilizado um ecógrafo de marca ExaPad, com uma sonda linear (7.0 – 13.0 MHz).

Edema uterino grau 1 – Útero homogêneo.

Edema uterino grau 2 – É caracterizado pela visualização nítida das pregas endometriais.

Edema uterino grau 3 – É nítido o padrão em “gomos de laranja” ao longo de todo o útero.

Edema uterino grau 4 – Pregas endometriais proeminentes e mais espessas possuindo um bordo hiperecogénico.

Edema uterino grau 5 (hiperedema) – Alteração da arquitetura normal do útero. Pregas muito espessadas, bordos hiperecogénicos e centro hipoecogénico.



Fig. 12 – Índice de avaliação do edema presente no útero.

5. Casos clínicos de endometrite equina

Caso 1

Égua de 12 anos PRE, com aptidão de reprodução que chegou ao centro de reprodução veterinária (CRV) do hospital clínico veterinário (HCV) de Cáceres no dia 17 de Fevereiro, para ser inseminada com sémen fresco.

História Clínica

Égua múltipara com dois poldros, tendo o seu último parto ocorrido em 2018. Desde a sua aquisição que o seu proprietário tentou deixar a égua gestante, tendo recorrido à técnica de inseminação artificial três vezes no ano de 2023, tendo sempre utilizado sémen fresco do mesmo garanhão.

À chegada ao CRV foi realizado o exame físico, registando que apresentava boa condição corporal e todas as suas constantes se encontravam dentro dos parâmetros fisiológicos; ao exame reprodutivo apresentava uma boa conformação vulvar e uma boa coaptação vulvar. À ecografia pela técnica transretal apresentava múltiplos folículos de pequena dimensão em ambos os ovários.

Descrição do Caso

A égua chegou ao centro de reprodução em estro, com um folículo médio (34mm) no ovário esquerdo. Foi detetado líquido intrauterino (LIU<1), pelo que foram realizadas análises uterinas, sendo a citologia positiva (presença de bastantes células inflamatórias) e a cultura também positiva para *Streptococcus* spp. Foi iniciada a terapêutica e que consistiu na lavagem uterina com 4L de soro fisiológico (NaCl) e administração de oxitocina 0.2ml, (Facilpart®) por via intramuscular. No dia seguinte, a lavagem uterina foi repetida com NaCl e administrou-se também 15 ml n- acetilcisteína NAC (Novaquin^R) diluída em soro fisiológico (60 ml), por via intrauterina. Nos dias seguintes, e enquanto a égua estava em estro, foi realizada a lavagem uterina com NaCl e a administração de penicilina G intrauterina (5.000.000 U.I., Penilevel). Após o tratamento foi administrada GnRH (0.3 ml, (Veteglan, 0,075mg/ml), por via intramuscular) para induzir a ovulação e optou-se por esperar por um novo ciclo para inseminar. No ciclo reprodutivo seguinte observou-se, no estro, um folículo dominante (41mm) no ovário direito, e realizou-se citologia devido à presença de líquido. Dois dias depois apresentava dois folículos com 43mm e 36mm pelo que foi inseminada com sémen fresco. Após quinze dias, pós ovulação, foi realizado o diagnóstico de gestação positivo. Ao quadragésimo dia foi confirmado diagnóstico de gestação com a presença de batimento cardíaco.

Tabela 2 –Seguimento reprodutivo do 1.º caso

Data	Ovário Esquerdo	Ovário Direito	Útero	Cérvix	Observações	Tratamentos
26/02/2024	34x32	FP	3	B	-	-
27/02/2024	39x34	FP	4	A	LIU < 1	Citologia +
28/02/2024	40x34	FP	4	A	LIU < 2	LAV 4 L + 0,2 ml Oxitocina + Cultura
29/02/2024	39x43	FP	4	A	LIU > 4	LAV 4L + NAC (14:30)
01/03/2024	47x35	FP	4	A	LIU = 2	LAV 4L + 1 ampola penicilina
02/03/2024	45x55	FP	3-4	A	LIU < 2	LAV 3L + 1 ampola penicilina
03/03/2024	45x44	FP	3	A	LIU < 1	LAV 2L + 1 ampola penicilina
04/03/2024	40x52	FP	2 +	A	-	LAV 4 L + ampola penicilina
05/03/2024	46x49	FP	3	A	-	LAV 3L + ampola penicilina
06/03/2024	53x43	FP	2-3	A	-	LAV 2L + ampola penicilina
07/03/2024	58x47/45x48	27x30	2-3	B	-	LAV 2L + ampola penicilina
08/03/2024	44x50	29x29	2	B	-	0,3 ml GnRH IM
09/04/2024	FP	31x34/41x34	3-4	-	LIU = 2	Citologia +
11/04/2024	FP	43x38/36x36	3	A-B		IA (14:00)
26/04/2024	FP	2 CL c. irrigação	2	C	VE (3,3/3)	-
23/05/2024	FP	2 CL c. Irrigação	1-2	C	VE com batimento cardíaco	-

Caso 2

Égua de 15 anos PRE, com a aptidão de reprodução que chegou ao CRV do HCV de Cáceres no dia 19 de Março, para ser inseminada com sémen fresco de um dos garanhões do CRV.

História Clínica

Égua múltipara com pelo menos dois poldros, nascidos em 2020 e 2023. Na época de reprodução de 2023 ficou gestante, mas abortou em fevereiro de 2024.

À chegada ao CRV ao exame físico, apresentava uma boa condição corporal e todas as suas constantes encontravam-se dentro dos parâmetros fisiológicos; ao exame reprodutivo a mesma apresentava uma boa conformação vulvar e uma boa coaptação vulvar. À ecografia pela técnica transretal apresentava um corpo lúteo no ovário direito, encontrando-se assim no diestro.

Descrição do Caso

A égua chegou ao centro reprodutivo no fim do estro e no exame ecográfico detetou-se líquido intrauterino pelo que se realizou uma análise uterina para citologia e cultura. Esta revelou-se positiva para linfócitos e *Streptococcus spp*. Realizou-se uma lavagem intrauterina com NaCl e a administração de 15 ml NAC (Novaquin^R) diluída em soro fisiológico (60 ml), por via intrauterina. Como a égua ovulou no dia seguinte, antes do resultado da cultura uterina, foi decidido aguardar pelo ciclo seguinte. Quando a égua entrou em cio, apresentava à ecografia grande quantidade de líquido intrauterino (LIU=6) e foram realizadas lavagens uterinas com NaCl e penicilina G intrauterina (5.000.000 U.I., Penilevel) por 6 dias. No 4º dia após início de terapêutica antibiótica a égua apresentava dois folículos com dimensões de 42mm e 32mm, pelo que foi inseminada com sémen fresco. A ovulação, dos 2 folículos, ocorreu dois dias após a inseminação e nesta altura foi administrada oxitocina (Facilpart®). Não foi possível manter a terapêutica antibiótica pois a égua sofreu uma reação anafilática ao tratamento. Foi realizado o diagnóstico de gestação positivo aos quinze dias (pós ovulação).

Tabela 3 –Seguimento reprodutivo do 2.º caso

Data	Ovário Esquerdo	Ovário Direito	Útero	Cérvix	Observações	Tratamentos
26/03/2024	46x36	CL pouca irrigação	2	C	-	0,6 ml PGF2α IM
03/04/2024	CL	CL	2	A	LAV 2 L (19:30)	LAV 3L + NAC (11:30)
19/04/2024	29x26/24x23	FP	4	A	-	LAV 1L + 1 ampola penicilina (13:50h)
20/04/2024	29x30/22x21	FP	3-4	A	LIU = 6	LAV 4L + 1 ampola penicilina
21/04/2024	32x31/22x28	FP	3-4	A	LIU = 6	LAV 1L + 1 ampola penicilina
22/04/2024	34x34/31x27	FP	3 +	A	LIU = 2	LAV 1L + 1 ampola penicilina
18:30	36x42/32x27	FP	2 +	A	LIU < 2	IA
00:30	31x25/37x24	FP	2	A	LIU > 4	LAV 6L + NAC
23/04/2024	42x36/35x29	FP	2	A	LIU = 3	LAV 3L + 1 ampola penicilina
24/04/2024	2 CL	FP	2 +	A	LIU < 2	LAV 2L + 1 ampola penicilina
25/04/2024	2 CL	FP	1-2	B-C	-	0,2 ml Oxitocina
07/05/2024	2 CL	FP	-	.	VE	-

Caso 3

Égua de 18 anos PRE com aptidão de dressage, que chegou ao CRV do HCV de Cáceres no dia 19 de Março, para ser inseminada com sémen fresco.

História Clínica

Égua nulípara, utilizada em Dressage. Após uma lesão num membro decidiram utilizá-la como reprodutora.

À chegada ao CRV ao exame físico, apresentava uma boa condição corporal e todas as suas constantes encontravam-se dentro dos parâmetros fisiológicos; ao exame reprodutivo a mesma apresentava uma boa conformação vulvar e uma boa coaptação vulvar. À ecografia pela técnica trans retal apresentava um cérvix com um colo alongado com bastante tônus. Apresentava um corpo lúteo no ovário direito; na base do corno direito apresenta um quisto com 8,2x5,5mm.

Descrição do Caso

A égua chegou ao centro reprodutivo no fim do estro com um folículo dominante no ovário direito, e no exame ecográfico detetou-se líquido intrauterino. Perante esta situação optou-se por administrar PGF2 α para induzir um novo ciclo reprodutivo. No novo ciclo reprodutivo a égua apresentou um folículo mediano (33mm) no ovário esquerdo e líquido intrauterino pelo que se realizou uma análise uterina para citologia e cultura, tendo se revelado positiva para linfócitos e *Streptococcus spp.* Após a receção dos resultados foi iniciada a terapêutica, que consistiu na lavagem uterina com 4L de soro fisiológico (NaCl) e administração de penicilina G intrauterina (5.000.000 U.I., Penilevel), no volume de 50 ml (ampola de 10 ml de penicilina + 40 ml NaCL). O tratamento persistiu por cinco dias e após o término do tratamento administrou-se PGF2 α para iniciar um novo ciclo reprodutivo. No ciclo reprodutivo seguinte observou-se no estro com dois folículos (35mm) e (29mm) no ovário direito. Quatro dias depois apresentava dois folículos com 42mm e 30mm e líquido intrauterino pelo que foi realizada lavagem e administração de oxitocina (Facilpart®), horas depois foi inseminada com sémen fresco. Após quinze dias foi realizado o diagnóstico de gestação positivo (pós ovulação).

Tabela 4 –Seguimento reprodutivo do 3.º caso

Data	Ovário Esquerdo	Ovário Direito	Útero	Cérvix	Observações	Tratamentos
19/04/2024	CL com irrigação	58x53	1-2	C	LIU < 2	0.3 ml PGF2α IM
25/04/2024	33x33	CL com irrigação	1	C	LIU < 2	Cultura/ 0,6 ml PGF2α
29/04/2024	53x49	CL	3-4	C	-	LAV 4L + 1 ampola penicilina
30/04/2024	53x48	FP	3-4	B	LIU > 5	LAV 4L + 0,2ml Oxitocina + 1 ampola penicilina
01/05/2024	55x59	FP	1	B	LIU > 4	LAV 2l + 1 ampola penicilina
02/05/2024	CL	FP	2	B-C	LIU > 4	LAV 2L + 1 ampola penicilina
03/05/2024	Cl	FP	2	B-C	LIU > 3	LAV 2 L + 1 ampola penicilina
04/05/2024	CL	FP	2	B-C	LIU > 3	LAV 2L
06/05/2024	CL	FP	2	B-C	LIU = 2	-
09/05/2024	CL	FP	2	C	-	0,6 ml PGF2α IM
12/05/2024	FP	35x35/29x27	2	C	-	-
16/05/2024	FP	42x41/30x28	3	A	LIU > 2	LAV 3L + 0,2 ml oxitocina + 1A (12:30)
31/05/2024	FP	CL	-	-	VE	-

Caso 4

Égua de 5 anos PRE nulípara, que chegou ao CRV do HCV de Cáceres no dia 5 de Abril, para ser inseminada com sêmen fresco de um garanhão do CRV.

História Clínica

À chegada ao CRV ao exame físico, apresentava uma boa condição corporal e todas as suas constantes encontravam-se dentro dos parâmetros fisiológicos; ao exame reprodutivo a mesma apresentava uma boa conformação vulvar e uma boa coaptação vulvar. À ecografia pela técnica transretal apresentava corpos lúteos em ambos os ovários, encontrando-se assim no diestro.

Descrição do Caso

A égua chegou ao centro de reprodução em diestro, com corpos lúteos em ambos os ovários. No primeiro ciclo reprodutivo foi feito acompanhamento reprodutivo e após realização de uma primeira inseminação, não houve sucesso. Seguidamente e durante o diestro, foi detetado líquido intrauterino (LIU>4), pelo que foram realizadas análises uterinas, sendo a cultura positiva (para *Streptococcus spp*). Foi iniciada a terapêutica e que consistiu na lavagem uterina com 4L de soro fisiológico (NaCl) e administração de penicilina G intrauterina (5.000.000 U.I., Penilevel), no volume de 50 ml (ampola de 10 ml de penicilina + 40 ml NaCl) por um período de dois dias. Devido à ineficiência do tratamento sete dias após o término do mesmo foi iniciado outro protocolo terapêutico, que consistiu na repetição da lavagem uterina com NaCl e administrou-se também 15 ml NAC (Novaquin^R) diluída em soro fisiológico (60 ml), por via intrauterina., cinco horas após este tratamento realizou-se lavagem uterina com NaCl e administração de penicilina G intrauterina (5.000.000 U.I., Penilevel), no volume de 50 ml (ampola de 10 ml de penicilina + 40 ml NaCl). Vinte e quatro horas depois inseminou-se com sêmen fresco devido à presença de um folículo dominante no ovário direito (47x45mm). Após quinze dias foi realizado o diagnóstico de gestação negativo (pós ovulação). Devido à presença de líquido intrauterino (LIU>4), realizou-se uma terapêutica que consistiu na lavagem uterina com 4L de soro fisiológico (NaCl) e administração de oxitocina 0,2ml (Facilpart®) intramuscular. Após 24h, realizou-se outra terapêutica que consistiu na lavagem uterina com 2L de soro fisiológico (NaCl) e administração de plasma rico em plaquetas, e durante dois dias. A égua foi depois inseminada com sêmen fresco, quando a apresentava um folículo com 46mm. Após 20 dias foi realizado o diagnóstico de gestação positivo (pós ovulação).

Tabela 5 –Seguimento reprodutivo do 4.º caso

Data	Ovário Esquerdo	Ovário Direito	Útero	Cérvix	Observações	Tratamentos
29/04/2024	FP	CL	2	C	LIU > 4	LAV 4L + Cultura
30/04/2024	FP	FP/CL	2-3	C	-	LAV 4L + 1 ampola penicilina
01/05/2024	FP	FP/CL	2	C	-	LAV 2L + 1 ampola penicilina
02/05/2024	FP	FP/CL	2	C	LIU < 2	LAV 1L +
09/05/2024	FP	42x39	4-5	A-B	LIU < 2	LAV 3L + NAC (10:54)
14:00	FP	41x44	4	B	-	LAV 3 L + 1 ampola penicilina
10/05/2024	FP	44x45	3-4	A-B	-	0,3 ml GnRH (10:00) + 0,2ml oxitocina IV
14:15	FP	47x45	3-4	A-B	-	IA
23/05/2024	FP	33x26/CL c. Irrigação	2	C	DG -	-
26/05/2024	FP	42x36	4	B	LIU > 4	LAV 2L + 0,2ml oxitocina
27/05/2024	FP	45x41	4	B	LIU < 3	LAV 2L + 15ml PRP
28/05/2024	FP	46x46	3	A	LIU = 1	LAV 2L + 12ml PRP
29/05/2024	FP	CL	2	A-B	-	IA
13/06/2024	FP	CL	-	-	VE	-

Caso 5

Égua de 11 anos PSL múltipara com aptidão de reprodução, que chegou ao CRV do HCV de Cáceres no dia 1 de Abril, para ser inseminada com sémen congelado de um garanhão externo do CRV.

História Clínica

Égua múltipara com dois poldros, tendo o último parto ocorrido em 2022. No ano de 2023 recorreu-se à utilização de sémen congelado do mesmo garanhão, tendo sido feitas três inseminações, mas sem sucesso.

À chegada ao CRV ao exame físico, apresentava uma boa condição corporal e todas as suas constantes encontravam-se dentro dos parâmetros fisiológicos; ao exame reprodutivo a mesma apresentava uma boa conformação vulvar e um boa coaptação vulvar. À ecografia pela técnica transretal apresentava restos luteais no ovário direito e folículos de pequena dimensão no ovário esquerdo, encontrando-se em transição do diestro para o estro.

Descrição do Caso

A égua chegou ao centro de reprodução em estro, com múltiplos folículos pequenos no ovário esquerdo. Ao oitavo dia realizou-se a inseminação artificial com sémen congelado, quando a égua apresentava um folículo dominante (52x52mm) no ovário esquerdo. Após dezasseis dias realizou-se o diagnóstico de gestação negativo (pós ovulação). Após seis dias a égua encontrava-se num novo ciclo reprodutivo e apresentava um folículo dominante (44x36) no ovário direito e líquido intrauterino, pelo que se realizou uma análise uterina para citologia e outra para cultura. Esta revelou-se positiva para linfócitos e *Streptococcus spp.* Foi iniciada terapêutica, tendo sido realizado uma lavagem intrauterina com NaCl e a administração 15 ml NAC (Novaquin^R) diluída em soro fisiológico (60 ml), por via intrauterina. Posteriormente foi realizada lavagem uterina com soro fisiológico (NaCl) e administração de penicilina G intrauterina (5.000.000 U.I., Penilevel), no volume de 50 ml (ampola de 10 ml de penicilina + 40 ml NaCL) por um período de cinco dias. Após sete dias foi administrada PGF2a para induzir um novo ciclo reprodutivo. Cinco dias depois, detetou-se líquido intrauterino, pelo que foram realizadas análises uterinas citológicas, que se confirmaram negativas. Realizou-se terapêutica que consistiu na lavagem uterina com soro fisiológico (NaCl) e administração de penicilina G intrauterina (5.000.000 U.I., Penilevel), no volume de 50 ml (ampola de 10 ml de penicilina + 40 ml NaCL), no segundo dia acrescentou-se ao tratamento, oxitocina (Facilpart[®]) por via intramuscular. No terceiro dia de tratamento realizou-se a inseminação artificial com sémen congelado. Após quinze dias realizou-se o diagnóstico de gestação negativo (pós ovulação).

Tabela 6 –Seguimento reprodutivo do 5.º caso

Data	Ovário Esquerdo	Ovário Direito	Útero	Cérvis	Observações	Tratamentos
01/05/2024	FP	44x36	3	C	-	Citologia
02/05/2024	FP	43x37	5	A	LIU = 2	LAV 2L NAC + Cultura
03/05/2024	FP	48x49	5	A	LIU =1	LAV 2 L + 1 ampola penicilina
04/05/2024	FP	CL	3	A	LIU = 2	Lav 2L+1 ampola penicilina
05/05/2024	FP	CL	2	A	LIU =1	LAV 3L+1 ampola penicilina
06/05/2024	FP	CL	1-2	A	-	LAV 1L+1 ampola penicilina
07/05/2024	FP	CL CAV	1-2	B	-	LAV 1L+ 1 ampola penicilina
14/05/2024	FP	CL c. Irrigação	1	C	-	0,6 ml PgF2a IM
19/05/2024	26x26/FP	32x32/25x27	3-4	A	LIU = 3	LAV 2L + Citologia
20/05/2024	28x28	34x35/29x28	4	A	LIU < 2	LAV 1L + 1 ampola penicilina
21/05/2024	27x32	32x29/34x37	2	A	-	LAV 2L + 1 ampola penicilina + 0,2 ml oxicocina
22/05/2024	36x31	CL/31x31	3	A	LIU < 2	IA (2:30) LAV 5L + 0,2ml oxicocina
23/05/2024	-	2 CL	2	A-B	-	0,2ml oxicocina
07/06/2024	CL c. Irrigação	2 CL	2	C	DG -	-

6. Discussão

A pesquisa realizada teve como foco a endometrite. Foram utilizados métodos de diagnóstico, que correspondem aos descritos pela literatura. Todavia, apenas três métodos de diagnóstico diferentes foram selecionados; o exame ginecológico, o exame citológico e o exame bacteriológico. Para além disso e de acordo com a pesquisa do autor, os tratamentos mais recorrentes para resolução da endometrite foram, a lavagem uterina e a administração de antibioterapia, sendo fundamental salientar que não foi descrito a utilização de métodos de prevenção, face à conformação que as éguas apresentavam.

Note-se que, dos vários casos analisados, foi apenas possível identificar em concreto a endometrite infecciosa, de etiologia bacteriana. Neste seguimento, foi possível concluir que os casos mais frequentes de endometrite são os de tipo infeccioso.

É importante referir que, estes casos se fundamentaram na análise do OE e do OD, no edema presente no colo do útero e ainda na abertura do cérvix, parâmetros estes que foram fixados pelo HCV CRV e que, posteriormente, foram mantidos pelo autor, dado que avaliavam todas as partes anatómicas referentes ao órgão reprodutor da égua, bem como o seu estado, permitindo identificar se a mesma estava apta para receber o tratamento.

Num estudo aprofundado dos casos é possível notar que, em todos eles, perante a existência de sinais indicativos de endometrite, aquando da análise reprodutiva, o início de protocolo implementado foi idêntico, salvo uma exceção, nomeadamente administração de um NAC até à obtenção do resultado do exame bacteriológico. O mesmo é administrado, face ao seu efeito mucolítico, bacteriostático e anti-inflamatório, perante a presença de bactérias GRAM + e GRAM -. Mais ainda, foi administrada sempre oxitocina IM, aquando da retenção de líquido, para que ocorressem contrações musculares que permitiriam a expulsão do mesmo.

Nos resultados bacteriológicos conclui-se que, a bactéria detetada pertencia sempre à mesma estirpe: bactéria GRAM + *Streptococcus spp* e que existia uma população anormal de linfócitos, podendo indicar cronicidade da afeção. Face a isto, e após a receção dos resultados do exame bacteriológico, foi iniciado um protocolo com implementação de antibioterapia intrauterina, mediante a aplicação de benzilpenicilina sódica (penicilina G), que se trata de um antibiótico com efeito bactericida para GRAM +, a mesma foi dada em conciliação com NaCL, pelo simples facto de um soro glicosado inativar a benzilpenicilina sódica.

No seguimento dos protocolos aplicados, pode-se constatar que os períodos de tratamento não eram sempre iguais, dado que os mesmos variavam entre dois e nove dias. E, quando os períodos eram inferiores a cinco dias, resultavam, maioritariamente, em recidivas e

retenção de líquido. Note-se também que os inúmeros tratamentos podem conduzir a resistência aos antibióticos.

No primeiro caso, verificou-se um ciclo reprodutivo anormal, com um período de estro de doze dias, sendo que, em regra, o período do mesmo encontra-se estabelecido entre os cinco e os sete dias. Existem várias causas que poderão ter conduzido a este período anormal de estro, em concreto a alteração do fotoperíodo e/ou a endometrite, cujo período de tratamento durou nove dias. Face a isto, após o tratamento, foram administradas prostaglandinas, que resultaram num novo estro, no qual já não existia endometrite. A égua foi inseminada nesse ciclo, tendo sido confirmada a gestação quinze dias pós ovulação.

No segundo caso, foi necessária a realização de dois tratamentos. O primeiro tratamento consistiu, na administração de NAC, seguido de um período de espera por um novo ciclo reprodutivo, com vista à inseminação da égua. No início do segundo ciclo reprodutivo a endometrite persistia, pelo que foram realizados seis dias de tratamento com recurso a benzilpenicilina sódica (penicilina G). Contudo, devido a uma reação anafilática não foi possível manter a terapêutica antibiótica. Ainda assim foi confirmada a gestação aos quinze dias pós ovulação.

No terceiro caso, a égua apresentava-se no final do estro e com acumulação de líquido intrauterino, tendo sido induzido um novo ciclo reprodutivo com recurso à PGF2 α . No segundo ciclo reprodutivo a acumulação de líquido ainda persistia, pelo que foram feitos exames e iniciou-se a terapêutica, foram realizados seis dias de tratamento com recurso a benzilpenicilina sódica (penicilina G). Após o tratamento induziu-se um novo ciclo reprodutivo no qual se inseminou a égua com um folículo de 40mm. foi confirmada a gestação aos quinze dias pós ovulação.

No quarto caso, o protocolo de tratamento incluiu lavagens uterinas e administração de benzilpenicilina sódica (penicilina G). Posteriormente (sete dias) teve de ser realizado um tratamento com administração de NAC e vinte e quatro horas depois, lavagem e administração de penicilina intrauterina e posteriormente administração de plasma rico em plaquetas por um período de quarenta e oito horas. Após o tratamento a égua foi inseminada e vinte dias depois foi confirmada a gestação pós ovulação.

No quinto caso, o protocolo de implementação permaneceu igual ao do primeiro caso, tendo sido administrado, primeiramente NAC, seguido de cinco dias de tratamento com benzilpenicilina sódica (Penicilina G), tendo a endometrite ficado tratada. Porém, no ciclo reprodutivo seguinte, verificou-se a presença de líquido intrauterino, pelo que foi realizado um

tratamento de quarenta e oito horas com oxitocina, até à total expulsão do líquido. Neste caso não se pode afirmar um bom prognóstico, devido ao facto de a égua não ter ficado gestante.

Em suma, o sucesso no tratamento em alguns dos casos expostos pode ter sido devido à implementação de um período de tratamento não inferior a cinco dias, resultando num efeito verdadeiramente bactericida dos fármacos. Períodos inferiores podem ter unicamente um efeito bacteriostático. É também importante salientar que manipulação farmacológica excessiva é propícia à reincidência de infeções secundárias. No caso em que a égua não ficou gestante, existem várias possíveis causas para explicar o sucedido, contudo de difícil identificação. Em suma, uma manipulação mais precisa, um conhecimento mais aprofundado da fisiologia da reprodução da égua e a implementação adequada de um protocolo de tratamento são fundamentais para evitar a ocorrência de endometrites por via de infeções secundárias, bem como para a resolução das mesmas.

7. Conclusão

Com a realização deste trabalho o autor conseguiu aprofundar os seus conhecimentos na área da reprodução, mais especificamente na patologia endometrite.

A endometrite apresenta elevada taxa de incidência e de impacto na fertilidade, pelo que se não for bem diagnosticada e tratada pode acarretar problemas graves para o equino, como a infertilidade.

Nos casos pode-se observar que o diagnóstico dos mesmo foi sempre realizado antes da inseminação das éguas, podendo assim o tratamento ser realizado intrauterinamente de forma a ter uma maior eficácia. Os métodos de tratamento utilizados encontram-se descritos pelo autor, e foram desde lavagens uterinas e posteriormente aplicação de antibioterapia, à aplicação de plasma rico em plaquetas.

8. Bibliografia

- Appolinário, C.M. & Megid, J. (2007). Uso de imunomoduladores nas enfermidades infecciosas dos animais domésticos. *Ciências Agrárias*, 28 (3), 437-447. R Semina: Ciências Agrárias
- Beehan, D.P., Paccamonti, D. & Lyle, S.K. (2016). Equine endometritis and biofilm forming *Escherichia coli*. *Pferdeheilkunde*, 32, 46-48. Doi: 10.21836/PEM20160108
- Blanchard, T. L. (2003). *Manual of equine reproduction*. 2nd ed. St. Louis (Mo.): Mosby.
- Brinsko, Steven & Blanchard, T. & Varner, Dickson & Schumacher, John & Love, C. (2011). *Manual of Equine Reproduction*. 10.1016/C2009-0-59988-6.
- Canisso, I. F., Stewart, J. & Coutinho da Silva, M. A. (2016). Endometritis: Managing Persistent Post-Breeding Endometritis. *Veterinary Clinics of North America - Equine Practice*, vol.32, pp. 465–480.
- Canisso, I. F., Segabinazzi, L. G., & Fedorka, C. E. (2020). Persistent Breeding-Induced Endometritis in Mares - a Multifaceted Challenge: From Clinical Aspects to Immunopathogenesis and Pathobiology. *International journal of molecular sciences*, 21(4), 1432.
- Carneiro, G.F., Silva Filho, A.B. & Carneiro, L.C. (2020). Endometrite em éguas: diagnóstico e tratamento convencionais e/ou alternativos. *Ciência Animal*, 30 (4), 113-122. Retrieved from <https://revistas.uece.br/index.php/cienciaanimal/index>
- Carneiro, G.F., Xavier, G.R., Pinto, G.O.A., Tobal, L.F.M, Filho, A.B.S, Catão, E.F.L. & Sobral, G.G. (2023). Ozonioterapia, PRP, fisioterapia, misoprostol e imunomodulação: Novas abordagens terapêuticas para a solução de velhos problemas. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 47 (2), 92-100. Retrieved from: <http://cbra.org.br/br/publicacoes/revista-brasileira-de-reproducao-animal/>
- Carvalho, C.F.P.M., Borba, H.R., Ribas, J.A.S & Barros, R.R. (2011). Diagnósticos bacteriológico, citológico e histopatológico da endometrite equina. *Revista Brasileira de Ciência Veterinária*, 18 (1), 19-22. Doi:10.4322/rbcv.2014.114
- Carvalho, I.B., Guimarães, H., Cardoso, M., Pias, G., Silva, C., Conceição, S., Lopes, J.S., Branco, S., Queiroga, C, & Bettencourt, E. (2022). Diagnósticos e tratamento da endometrite na égua. Retrieved from <https://dspace.uevora.pt/rdpc/>
- Causey, R. (2007). Uterine Therapy for Mares with Bacterial Infections. In *Current Therapy in Equine Reproduction* (pp. 105–115).

Causey, R. C. (2006). Making sense of equine uterine infections: The many faces of physical clearance. *The Veterinary Journal*, vol.172, pp. 405–421.

Dascanio, J. (2011). How and When to Treat Endometritis with Systemic or Local Antibiotics. *AAEP Proceedings*, vol.57, pp. 24–31.

Donadeu, F. X., & Ginther, O. J. (2002). Changes in concentrations of follicular fluid factors during follicle selection in mares. *Biology of reproduction*, 66(4), 1111–1118.

Duru, M., Nacar, A., Yönden, Z., Kuvandık, G., Helvacı, M. R., Koç, A., Akaydın, Y., Öksüz, H & Söğüt, S. (2008). Protective Effects of N-Acetylcysteine on Cyclosporine-A-Induced Nephrotoxicity. *Renal Failure*, vol.30, pp. 453–459.

Factor, L., Cruz, D.S.G. & Orlandi, C.M.B. (2019). Métodos de coleta de amostra para exame de citologia endometrial em éguas com endometrite. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 43 (3), 748-755. Retrieved from: <http://cbra.org.br/br/publicacoes/revista-brasileira-de-reproducao-animal/>

Ferris, R. A., McCue, P. M., Borlee, G. I., Glapa, K. E., Martin, K. H., Mangalea, M. R., Hennet, M. L., Wolfe, L. M., Broeckling, C. D., & Borlee, B. R. (2017). Model of Chronic Equine Endometritis Involving a *Pseudomonas aeruginosa* Biofilm. *Infection and immunity*, 85(12), e00332-17.

Ferris, R. A., Bohn, A., & Mccue P. M. (2015). Equine endometrial cytology: Collection techniques and interpretation. *Equine Veterinary Education*, vol.27, pp. 316–322.

Fiala, S. M., Pimentel, C. A., Mattos, A. L. G., Gregory, R. M. & Mattos, R. C. (2007). Effect of sperm numbers and concentration on sperm transport and uterine inflammatory response in the mare. *Theriogenology*, vol.67, pp. 556–562.

Flores, G.V.B. (2020). Fisiologia reprodutiva básica fêmea equina. In A. Oliveira (Ed.). *Avanços Científicos e Tecnológicos nas Ciências Agrárias 3* (pp.134-148). Doi:10.22533/at.ed.34420240913

Ginther, O. J. (1992). Reproductive biology of the mare: basic and applied aspects. 2nd ed. Cross Plains: Equiservices Publishing, pp.105-172.

Ginther OJ, Beg MA, Donadeu FX, Bergfelt DR. (2003). Mechanism of follicle deviation in monovular farm species. *Anim Reprod Sci*, 78:239-257.

Hoffmann, C., Bazer, F. W., Klug, J., Aupperle, H., Ellenberger, C. & Schoon, H. A. (2009a). Immunohistochemical and histochemical identification of proteins and carbohydrates in the equine endometrium. Expression patterns for mares suffering from endometrosis. *Theriogenology*, vol.71, pp. 264–274.

Hoffmann, C., Ellenberger, C., Mattos, R. C., Aupperle, H., Dhein, S., Stief, B. & Schoon, H. A. (2009b). The equine endometrosis: New insights into the pathogenesis. *Animal Reproduction Science*, vol.111, pp. 261–278.

Jorge, M.L.N, Orlandi C.M.B & Santana, A.E. (2017). Citocentrifugação e métodos convencionais na citologia uterina de éguas em estro e diestro. *Arquivo Brasileiro de Medicina Veterinária e Zootecnia*, 69 (4), 802-806. Doi:10.1590/1678-4162-9222

Katila, T. (1996). Uterine defence mechanisms in the mare. *Animal Reproduction Science*, vol.42, pp. 197–204.

Katila, T. & Ferreira-Dias, G. (2022). Evolution of the Concepts of Endometrosis, Post Breeding Endometritis, and Susceptibility of Mares. *Animals*, 12 (779), 1-17. Doi: 10.3390/ani12060779

Kenney, R. (1978). Cyclic and pathologic changes of the mare endometrium as detected by biopsy, with a note on early embryonic death. *Journal of the American Veterinary Medical Association*, vol.172, pp. 241–62.

Kenney, R. & Doig, P. (1986). Equine endometrial biopsy. In *Current Therapy in Theriogenology* (pp. 723–729). Philadelphia: Saunders Company.

Koo, H., Allan, R. N., Howlin, R. P., Stoodley, P., & Hall-Stoodley, L. (2017). Targeting microbial biofilms: current and prospective therapeutic strategies. *Nature reviews. Microbiology*, 15(12), 740–755.

LeBlanc, M. (2008). When to refer an infertile mare to a theriogenologist. *Theriogenol.*70: 421-429.

LeBlanc M. M. (2010). Advances in the diagnosis and treatment of chronic infectious and post-mating-induced endometritis in the mare. *Reproduction in domestic animals = Zuchthygiene*, 45 Suppl 2, 21–27.

LeBlanc, M.M. & Causey, R.C. (2009). Clinical and Subclinical Endometritis in the Mare: Both Threats to Fertility. *Reprod Dom Anim*, 44 (Suppl. 3), 10-22.

Liu, I. K. M., & Troedsson, M. H. T. (2008). The diagnosis and treatment of endometritis in the mare: Yesterday and today, 70, 415–420.

Love, C. (2011). Endometrial biopsy. In A. McKinnon, E. Squires, W. Vaala & D. Varner (Eds.), *Equine Reproduction* (2nd ed., pp. 1929–1939). Willey-Blackwell.

Lu, K. G. & Morrese, P. R. (2006). Reproductive Tract Infections in Horses. *Veterinary Clinics of North America: Equine Practice*, vol.22, pp. 519–552.

Madrugá, R. & Costa, C.P. (2024). Índice de caslick como método de avaliação de conformidades vulvares em éguas na cidade de Foz do Iguaçu. *Revista JRG de Estudos Acadêmicos*, 7 (VII), 1-9. Doi:10.55892/jrg.v7i14.1223

Malschitzky, E., Jobim, M.I.M, Gregory, R.M. & Mattos, R.C. (2007). Endometrie na égua, novos conceitos. *Revista Brasileira de Reprodução Animal*, 31 (1), 17-26. Retrieved from cbra.org.br

McCue, P. (2006). Clinical cases in equine reproduction. In *Proceedings of the 52nd Annual Convention of the American Association of Equine Practitioners (AAEP): San Antonio, Texas, USA, 2-6 December 2006*, pp 465-467

Melkus, E., Witte, T., Walter, I., Heuwieser, W. & Aurich, C. (2013). Investigations on the endometrial response to intrauterine administration of N-acetylcysteine in oestrous mares. *Reproduction in Domestic Animals*, vol.48, pp. 591–597.

Metcalf, E. S. (2014). The effect of Platelet-Rich Plasma (PRP) on intraluminal fluid and pregnancy rates in mares susceptible to Persistent Mating-Induced Endometritis (PMIE). *Journal of Equine Veterinary Science*, vol.34, pp. 128.

Morel, D. (1993). *Equine Reproductive Physiology, Breeding and Stud Management*. Retrived From <https://pure.aber.ac.uk/ws/portalfiles/portal/106246/9781845934507.pdf>

Newcombe, J.R. (2011). Why Are Mares with Pneumovagina Susceptible to Bacterial Endometritis? A Personal Opinion. *Journal of Equine Veterinary Science*, 31, 174-179.

Overbeck, W., Witte, T. S. & Heuwieser, W. (2011). Comparison of three diagnostic methods to identify subclinical endometritis in mares. *Theriogenology*, vol.75, pp. 1311–1318.

Pascoe R. R. (1979). Observations on the length and angle of declination of the vulva and its relation to fertility in the mare. *Journal of reproduction and fertility. Supplement*, (27), 299–305.

Pasolini, M. P., Del Prete, C., Fabbri, S., & Auletta, L. (2016). Endometritis and Infertility in the Mare – The Challenge in Equine Breeding Industry—A Review. InTech. doi: 10.5772/62461

Piatti, A.T., Mateus, H.B. & Bacaro, V.B.G. (2023). Endometrite equina. *Brazilian Journal of Development*, 9 (9), 26711-26724. Doi:10.34117/bjdv9n9-078

Pycock, J.F. (2011). Treatment of Fluid Accumulation, in McKinnon AO, Squires EL, Vaala WE, Varner DD (Ed.) *Equine Reproduction* 2nd edition, Wiley-Blackwell, 2656- 2664

Pycock, J. (2007). Therapy for Mares with Uterine Fluid. In J. Samper, J. Pycock, & A. McKinnon (Eds.), *Current Therapy in Equine Reproduction* (pp. 93–104), Saunders Elsevier

Pycock, J. F. (2009). Breeding Management of the Problem Mare. In J. C. Samper (Ed.), *Equine Breeding Management and Artificial Insemination* (pp. 139–164). St Louis, CA: Saunders Elsevier.

Rasmussen, C. D., Petersen, M. R., Bojesen, A. M., Pedersen, H. G., Lehn-Jensen, H. & Christoffersen, M. (2015). Equine Infectious Endometritis-Clinical and Subclinical Cases. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol.35, pp. 95–104.

Rua, M.A.S., Quirino, C.R., Junior, A.B. & Barreto, M.A.P. (2016). Métodos diagnósticos de endometrite em éguas. *Publicações em Medicina Veterinária e Zootecnia*, 10 (12), 895-908. Doi:10.22256/pubvet.v10n12.895-908

Schuberth, H. J., Taylor, U., Zerbe, H., Waberski, D. Hunter, R., & Rath, D. (2008). Immunological responses to semen in the female genital tract. *Theriogenology*, vol.70, pp. 1174–1181.

Sertich, P. L. (2007). Intrauterine diagnostic procedures. In J. Samper, J. Pycock, & A. McKinnon (Eds.), *Current therapy in equine reproduction* (pp. 36–43). Saunders Elsevier.

Silva, F.M., Blume H. & Oliveira, R.A. (2014). Endometrite persistente pós-cobertura. *Publicações em Medicina Veterinária e Zootecnia*, 8 (20), art. 1796. Doi: 10.22256/pubvet.v8n20.1796

Silva, C., Ortiz, J., Santos, R. & Minas, M. (2020). Manual técnico – acompanhamento reprodutivo em éguas e transferência de embriões. Retrieved from <https://gii.ipportalegre.pt/>

Snider, T. A., Sepoy, C. & Holyoak, G. R. (2011). Equine endometrial biopsy reviewed: Observation, interpretation, and application of histopathologic data. *Theriogenology*, vol.75, pp. 1567–1581.

Snider, T.A. (2015). Reproductive Disorders in Horses. *Vet Clin Equine*, 31, 389-405. Doi: 10.1016/j.cveq.2015.04.011

Stabenfeldt G. H., Hughes J. P., Evans J. W., Geschwind I. I. 1975. Unique aspects of the reproductive cycle of the mare. *J. Reprod. Fertil. Suppl.* 23: 155–160

Troedsson (2003). Breeding Soundness Examination of the Mare. Retrieved from: <https://www.ufl.edu/>

Troedsson, M. H. T., Desvougues, A. L., Hansen, P. J. & Buhi, W. C. (2006). Equine seminal plasma proteins protect live spermatozoa from PMN-binding and phagocytosis, while providing a mechanism for selective sperm elimination of apoptotic and dead spermatozoa. *Animal Reproduction Science*, vol.94, pp. 60–61.

Troedsson, M. H. T. (1999). Uterine clearance and resistance to persistent endometritis in the mare. *Theriogenology*, vol.52, pp. 461–471.

Troedsson, M. H. T., Loset, K., Alghamdi, A. M., Dahms, B. & Crabo, B. G. (2001). Interaction between equine semen and the endometrium: The inflammatory response to semen. *Animal Reproduction Science*, vol.68, pp. 273–278.

Troedsson, M. H. T. & Woodward, E. M. (2016). Our current understanding of the pathophysiology of equine endometritis with an emphasis on breeding-induced endometritis. *Reproductive Biology*, vol.16, pp. 8–12.

Yarak, S. & Okamoto, O.K. (2010). Células-tronco derivadas de tecido adiposo humano: desafios atuais e perspectivas clínicas. *Anais Brasileiros de Dermatologia*, 85 (5), 647-656. Doi:10.1590/S0365-05962010000500008

Weir B. J., Rowlands I. W. (1974). Functional anatomy of the hystricomorph ovary. *Symp. Zool. Soc. Lond.* 34: 303–332

Witherspoon D. M., Talbot R. B. (1970). Ovulation site in the mare. *J. Am. Vet. Med. Assoc.* 157: 1452–1459.

Woodward, E. M., Christoffersen, M., Campos, J., Betancourt, A., Horohov, D., Scoggin, K. E., Squires, E. L. & Troedsson, M. H. T. (2013). Endometrial inflammatory markers of the early immune response in mares susceptible or resistant to persistent breeding-induced endometritis. *Reproduction*, vol.145, pp. 289–296.

Woodward, E. M. & Troedsson, M. H. (2013). Equine Breeding-Induced Endometritis: A Review. *Journal of Equine Veterinary Science*, vol.33, pp. 673–682.

9. Apêndice

De forma sustentar os casos apresentados, apresentam-se os exames complementares realizados.



HOJA DE TRATAMIENTO
Servicio de Reproducción Equina



PRUEBAS COMPLEMENTARIAS

YEGUA:.. 1º Caso

CITOLOGÍA		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
27/02/24	POSITIVA (18%)	9PMW/200 cél. Citobrush
9/04/24	POSITIVA	(unifactor)

CULTIVO		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
28/02/24	POSITIVO	Crecimiento masivo streptococcus spp
12/04/24	NEGATIVO	

BIOPSIA		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES



SERVICIO DE RECEPCIÓN Y DIAGNÓSTICO
DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

INFORME VETERINARIO

FECHA RECEPCIÓN: 28/02/2024
CÓDIGO CLIENTE: 12185
CÓDIGO MUESTRA: 22026
TIPO DE MUESTRA: Lavado uterino
IDENTIFICACIÓN: Equino – TIANA DE OLID

LABORATORIO PATOLOGÍA INFECCIOSA

CULTIVO BACTERIOLÓGICO

Método de diagnóstico: Cultivo de las muestras en diferentes medios, tanto selectivos como no selectivos, en un periodo de incubación entre 24 y 48h, a 37°C.

- Aislamiento: *Streptococcus equi* (crecimiento masivo y puro).

CULTIVO MICOLÓGICO

- Resultado: pendiente (si en los próximos 20 días no se informa un resultado diferente, se considerará negativo).

PRUEBAS DE SENSIBILIDAD (ANTIBIOGRAMA)

Método de difusión en disco.

Identificación: <i>Streptococcus equi</i>				
Clasificación EMA**	Antibiótico	Diámetro Halo (mm)	Referencias (mm)	Interpretación
D	Ampicilina	21	≤17 - ≥18	Sensible
C	Amoxicilina Clavulánico	20	≤17 - ≥18	Sensible
D	Penicilina	22	≤19 - ≥20	Sensible
C	Cefazolina	21	≤17 - ≥18	Sensible
B	Ceftiofur	22	≤17 - ≥18	Sensible
B	Cefquinoma	20	≤17 - ≥18	Sensible
C	Gentamicina	11	≤12 - ≥15	Resistente
C	Amikacina	0	<14 - >17	Resistente
B	Enrofloxacin	13	≤16 - ≥23	Resistente
B	Marbofloxacin	12	≤16 - ≥23	Resistente
B	Ciprofloxacina	12	≤20 - ≥22	Resistente
C	Entromicina	17	≤15 - ≥21	Intermedio
C	Streptomycin	0	≤11 - ≥15	Resistente
D	Doxiciclina	15	≤18 - ≥23	Resistente
D	Sulfa Trimetoprim	0	≤15 - ≥18	Resistente
A	Rifampicina	16	≤16 - ≥19	Intermedio

*Referencias (mm): Los diámetros iguales o menores al valor ubicado a la izquierda de la columna se considerará RESISTENTE, y todo aquel que sea igual o superior al correspondiente con el valor de la columna derecha, se considerará SENSIBLE. Finalmente los diámetros que se encuentren entre ambas columnas se considerarán INTERMEDIOS.

**Clasificación de los antibióticos para uso en animales según la Agencia Europea de Medicamentos (EMA). Los antibióticos están clasificados de la A a la D según su utilidad: D (Precaución), antibiótico de primera elección, C (Precaución), antibiótico de segunda elección, B (Efectividad) antibiótico de último recurso, A (Evidencia), antibiótico a evitar.



Hospital Clínico Veterinario - Av. Universidad, s/n. 10003 Cáceres
Tlf : (+34) 927 257 172/619 860 871 - e-mail: muestrashcv@gmail.com



HCV-UEX
HOSPITAL CLÍNICO VETERINARIO
UNIVERSIDAD DE EXTREMADURA

HOJA DE TRATAMIENTO

Servicio de Reproducción Equina



PRUEBAS COMPLEMENTARIAS

YEGUA:...

2º Caso

CITOLOGÍA

FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
02/04/2024	POSITIVA	LINEOCITOS
1/5/24	NEGATIVA (0,5 PUN/C)	

CULTIVO

FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
02/04/24	NEGATIVO	
04/04/24	POSITIVO (Streptococcus abundan)	POST NAC / PRE NAC

BIOPSIA

FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES



SERVICIO DE RECEPCIÓN Y DIAGNÓSTICO
DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

INFORME VETERINARIO

FECHA RECEPCIÓN: 04/04/2024
CÓDIGO CLIENTE: 12391
CÓDIGO MUESTRA: 22453
TIPO DE MUESTRA: Lavado uterino
IDENTIFICACIÓN: Equino – YEMA SIETE 12,5%

LABORATORIO PATOLOGÍA INFECCIOSA

CULTIVO BACTERIOLÓGICO

Método de diagnóstico: Cultivo de las muestras en diferentes medios, tanto selectivos como no selectivos, en un periodo de incubación entre 24 y 48hs. a 37°C.

Aislamiento:

- Muestra Sin NA: (crecimiento abundante de dos tipos de *Streptococcus* sp.)
- Muestra Con NA: (crecimiento leve de dos tipos de *Streptococcus* sp.)

CULTIVO MICOLÓGICO

Resultado: pendiente (si en los próximos 20 días no se informa un resultado diferente, se considerará negativo).

PRUEBAS DE SENSIBILIDAD (ANTIBIOGRAMA)

Método de difusión en disco

Identificación: <i>Streptococcus</i> sp. 1				
Clasificación EMA**	Antibióticos	Diámetro Halo (mm)	Referencias (mm)	Interpretación
D	Ampicilina	30	≤17 - ≥18	Sensible
C	Amoxicilina Clavulánico	28	≤17 - ≥18	Sensible
D	Penicilina	32	≤19 - ≥20	Sensible
C	Cefazolina	28	≤17 - ≥18	Sensible
B	Ceftiofur	35	≤17 - ≥18	Sensible
B	Cefquinoma	30	≤17 - ≥18	Sensible
C	Gentamicina	15	≤12 - ≥15	Sensible
C	Amikacina	25	<14 - >17	Sensible
B	Enrofloxacin	17	≤16 - ≥23	Intermedio
B	Marbofloxacin	19	≤16 - ≥23	Sensible
B	Ciprofloxacina	20	≤20 - ≥22	Resistente
C	Eritromicina	26	≤15 - ≥21	Sensible
C	Streptomycin	0	≤11 - ≥15	Resistente
D	Doxiciclina	27	≤18 - ≥23	Sensible
D	SulfaTrimetoprim	14	≤15 - ≥18	Resistente
A	Rifampicina	24	≤16 - ≥19	Sensible

*Referencias (mm) Los diámetros iguales o menores al valor ubicado a la izquierda de la columna se considerará RESISTENTE, y todo aquel que sea igual o superior al correspondiente con el valor de la columna derecha, se considerará SENSIBLE, finalmente los diámetros que se encuentren entre ambas columnas se considerarán INTERMEDIOS

**Clasificación de los antibióticos para uso en animales según la Agencia Europea de Medicamentos (EMA). Los antibióticos están clasificados de la A a la D según su usabilidad: D (Prudencia), antibiótico de primera elección, C (Precaución), antibióticos de segunda elección, B (Restringido) antibióticos de último recurso, A (Evitar), antibióticos a evitar



Hospital Clínico Veterinario - Av. Universidad, s/n. 10003 Cáceres
Tlf.: (+34) 927 257 172/619 860 871 - e-mail: muestrashcv@gmail.com



HOSPITAL CLÍNICO
VETERINARIO
UNIVERSIDAD DE
EXTREMADURA

HOJA DE TRATAMIENTO

Servicio de Reproducción Equina



PRUEBAS COMPLEMENTARIAS

YEGUA:..... 3º Caso

CITOLOGÍA

FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
15/05/24	NEGATIVO	

CULTIVO

FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
25/04/24	Streptococcus spp (abundante)	Sensible penicilina

BIOPSIA

FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES



SERVICIO DE RECEPCIÓN Y DIAGNÓSTICO
DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

INFORME VETERINARIO

FECHA RECEPCIÓN: 25/04/2024
CÓDIGO CLIENTE: 12262
CÓDIGO MUESTRA: 22444
TIPO DE MUESTRA: Lavado uterino
IDENTIFICACIÓN: Equino – SORPRESA

LABORATORIO PATOLOGÍA INFECCIOSA

CULTIVO BACTERIOLÓGICO

Método de diagnóstico: Cultivo de las muestras en diferentes medios, tanto selectivos como no selectivos, en un periodo de incubación entre 24 y 48hs. a 37°C.

- Aislamiento: *Streptococcus* sp. (crecimiento abundante).

CULTIVO MICOLÓGICO

- Resultado: pendiente (si en los próximos 20 días no se informa un resultado diferente, se considerará negativo).

PRUEBAS DE SENSIBILIDAD (ANTIBIOGRAMA)

Método de difusión en disco

Identificación: <i>Streptococcus</i> sp.				
Clasificación EMA**	Antibiótico	Diámetro Hule (mm)	Referencias (mm)	Interpretación
D	Ampicilina	24	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
C	Amoxicilina Clavulánico	22	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
D	Penicilina	22	$\leq 19 - \geq 20$	Sensible
C	Cefazolina	23	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
B	Ceftiofur	22	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
B	Cefquinoma	0	$\leq 17 - \geq 18$	Resistente
C	Gentamicina	11	$\leq 12 - \geq 15$	Resistente
C	Amikacina	6	$< 14 - > 17$	Resistente
B	Enrofloxacin	16	$\leq 16 - \geq 23$	Resistente
B	Marbofloxacin	15	$\leq 16 - \geq 23$	Resistente
B	Ciprofloxacina	20	$\leq 20 - \geq 22$	Resistente
C	Eritromicina	16	$\leq 15 - \geq 21$	Intermedio
C	Streptomycin	14	$\leq 11 - \geq 15$	Intermedio
D	Doxiciclina	22	$\leq 18 - \geq 23$	Intermedio
D	Sulfatrimetoprim	17	$\leq 15 - \geq 18$	Intermedio
A	Rifampicina	30	$\leq 16 - \geq 19$	Sensible

*Referencias (mm): Los diámetros iguales o menores al valor ubicado a la izquierda de la columna se consideran RESISTENTE, y todo aquel que sea igual o superior al correspondiente con el valor de la columna derecha, se considerará SENSIBLE. Tratando los diámetros que se encuentran entre ambos valores se considerarán INTERMEDIOS.

**Clasificación de los antibióticos para uso en animales según la Agencia Europea de Medicamentos (EMA). Los antibióticos están clasificados de la A a la D según su utilidad: D (Prudencia), antibióticos de primera elección; C (Precaución), antibióticos de segunda elección; B (Restricción), antibióticos de último recurso; A (Evitar), antibióticos a evitar.



Hospital Clínico Veterinario - Av. Universidad, s/n. 10003 Cáceres
Tlf.: (+34) 927 257 172/619 860 871 - e-mail: muestrashcv@gmail.com

PRUEBAS COMPLEMENTARIAS

4º Caso

CITOLOGÍA		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
15/4/24	NEGATIVA (0 PMN/20 campo)	Citobrush
9/5/24	NEGATIVA (0,17 PMN/c) 7/40	LAVADO / CICLO POST TTO.
26/5/24	NEGATIVA	Citobrush

CULTIVO		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
29/4/24	POSITIVO (Streptococcus sp.)	POSTIA
9/5/24		

BIOPSIA		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES



SERVICIO DE RECEPCIÓN Y DIAGNÓSTICO
DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

INFORME VETERINARIO

FECHA RECEPCIÓN: 29/04/2024
CÓDIGO CLIENTE: 6979
CÓDIGO MUESTRA: 19836
TIPO DE MUESTRA: Lavado uterino
IDENTIFICACIÓN: Equino - BELLA BLANCA

LABORATORIO PATOLOGÍA INFECCIOSA

CULTIVO BACTERIOLÓGICO

Método de diagnóstico: Cultivo de las muestras en diferentes medios, tanto selectivos como no selectivos, en un periodo de incubación entre 24 y 48h, a 37°C.

Aislamiento: *Streptococcus* sp. (crecimiento masivo y puro).

CULTIVO MICOLÓGICO

Resultado: pendiente (si en los próximos 20 días no se informa un resultado diferente, se considerará negativo).

PRUEBAS DE SENSIBILIDAD (ANTIBIOGRAMA)

Método de difusión en disco

Identificación: <i>Streptococcus</i> sp.				
Clasificación EMA**	Antibiótico	Diámetro Halo (mm)	Referencia (mm)	Interpretación
D	Ampicilina	20	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
C	Ampicilina Clavulánico	20	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
D	Penicilina	24	$\leq 19 - \geq 20$	Sensible
C	Cefazolina	20	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
B	Cefiofur	22	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
B	Cefquinoma	6	$\leq 17 - \geq 18$	Resistente
C	Gentamicina	11	$\leq 12 - \geq 15$	Intermedio
C	Amikacina	7	$\leq 14 - \geq 17$	Resistente
B	Enrofloxacin	12	$\leq 16 - \geq 23$	Resistente
B	Marfloxacina	10	$\leq 16 - \geq 23$	Resistente
B	Ciprofloxacina	13	$\leq 20 - \geq 22$	Resistente
C	Entronicina	18	$\leq 15 - \geq 21$	Intermedio
C	Streptonicina	8	$\leq 11 - \geq 15$	Resistente
D	Doxiciclina	15	$\leq 18 - \geq 23$	Resistente
D	Sulfatrimetoprim	8	$\leq 15 - \geq 18$	Resistente
A	Ritampicina	16	$\leq 16 - \geq 19$	Resistente

*Referencias (mm): Los diámetros iguales o menores al valor indicado a la izquierda de la columna se consideran RESISTENTE, y los superiores son igual o superior al correspondiente con el valor de la columna derecha, se consideran INTERMEDIO. Asimismo los diámetros que se encuentran entre ambas columnas se consideran INTERMEDIO.

**Clasificación de los antibióticos para uso en animales según la Agencia Europea de Medicamentos (EMA). Los antibióticos están clasificados de la A a la D según su actividad: D (Fluoroquinolonas, tetraciclinas de primera generación, C (Penciclinas), antibióticos de segunda generación, B (Penicilinas) antibióticos de última generación, A (Vancomicina), antibióticos de reserva.



Hospital Clínico Veterinario - Av. Universidad, s/n. 10003 Cáceres.
Tel: (+34) 927 257 177/619 860 871 - e-mail: mscastrohcv@gmail.com

PRUEBAS COMPLEMENTARIAS

5º Caso

CITOLOGÍA		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
5/4/24	NEGATIVA	
1/5/24	NEGATIVA (↑ Linfocitos)	
19/5/24	NEGATIVA (0,65 PMN/c)	
10/6/24	NEGATIVA (4 PMN/200 cel)	< 2%

CULTIVO		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES
2/5/24	POSITIVO (Streptococcus sp.)	
20/5/24	NEGATIVO	

BIOPSIA		
FECHA	RESULTADO	OBSERVACIONES



SERVICIO DE RECEPCIÓN Y DIAGNÓSTICO
DE MUESTRAS BIOLÓGICAS

INFORME VETERINARIO

FECHA RECEPCIÓN: 02/05/2024
CÓDIGO CLIENTE: 12688
CÓDIGO MUESTRA: 23021
TIPO DE MUESTRA: Lavado uterino
IDENTIFICACIÓN: Equino - INVASORA

LABORATORIO PATOLOGÍA INFECCIOSA

CULTIVO BACTERIOLÓGICO

Método de diagnóstico: Cultivo de las muestras en diferentes medios, tanto selectivos como no selectivos, en un periodo de incubación entre 24 y 48h, a 37°C.

Aislamiento:

- PRE NAC: *Streptococcus* sp. (crecimiento abundante).
- POST NAC: *Streptococcus* sp. (crecimiento abundante).

CULTIVO MICOLÓGICO

- Resultado: pendiente (si en los próximos 20 días no se informa un resultado diferente, se considerará negativo).

PRUEBAS DE SENSIBILIDAD (ANTIBIOGRAMA)

Método de difusión en disco

Identificación: <i>Streptococcus</i> sp.				
Clasificación EMA**	Antibiótico	Diámetro Halo (mm)	Referencias (mm)	Interpretación
D	Ampicilina	29	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
C	Amoxicilina Clavulánico	30	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
D	Penicilina	29	$\leq 19 - \geq 20$	Sensible
C	Cefazolina	30	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
B	Cefiofur	30	$\leq 17 - \geq 18$	Sensible
B	Cefquinoma	9	$\leq 17 - \geq 18$	Resistente
C	Gentamicina	18	$\leq 12 - \geq 15$	Sensible
C	Amikacina	9	$< 14 - > 17$	Resistente
B	Enrofloxacin	19	$\leq 16 - \geq 23$	Intermedio
B	Marbofloxacin	17	$\leq 16 - \geq 23$	Intermedio
B	Ciprofloxacina	17	$\leq 20 - \geq 22$	Resistente
C	Eritromicina	22	$\leq 15 - \geq 21$	Sensible
C	Streptomina	0	$\leq 11 - \geq 15$	Resistente
D	Doxiciclina	18	$\leq 16 - \geq 23$	Resistente
D	Sulfatrimetoprim	15	$\leq 15 - \geq 18$	Resistente
A	Rifampicina	24	$\leq 16 - \geq 19$	Sensible

Referencias zona: Los diámetros iguales o inferiores al valor indicado a la izquierda de la columna se considerará RESISTENTE, y todo aquel que sea igual o superior al correspondiente con el valor de la columna derecha, se considerará SENSIBLE. Finalmente los diámetros que se encuentren entre ambos extremos se considerarán INTERMEDIOS.

**Clasificación de los antibióticos para uso en animales según la Agencia Europea de Medicamentos (EMA). Los antibióticos están clasificados de la A a la D según su calidad: D (Poderoso), antibióticos de primera elección; C (Precaución), antibióticos de segunda elección; B (Precaución), antibióticos de última recurso; A (Estable), antibióticos y sales.



Hospital Clínico Veterinario - Av. Universidad, s/n. 30003 Cáceres
Tel: (+34) 927 257 172/619 860 871 - e-mail: muestrashcv@gmail.com