





OATAO is an open access repository that collects the work of Toulouse researchers and makes it freely available over the web where possible

This is an author's version published in: <http://oatao.univ-toulouse.fr/> 25809

To cite this version:

Abad, Audrey  and Rigaud, Emma . *Atlas d'échographie de l'appareil génital de la jument réalisée par voie transrectale*. Thèse d'exercice, Médecine vétérinaire, Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse – ENVT, 2019, 128 p.

Any correspondence concerning this service should be sent to the repository administrator: tech-oatao@listes-diff.inp-toulouse.fr

ANNEE 2019 THESE : 2019 – TOU 3 – 4097

ATLAS D'ECHOGRAPHIE DE L'APPAREIL GENITAL DE LA JUMENT REALISEE PAR VOIE TRANSRECTALE

THESE
pour obtenir le grade de
DOCTEUR VETERINAIRE

DIPLOME D'ETAT

*présentée et soutenue publiquement
devant l'Université Paul-Sabatier de Toulouse*

par

Audrey ABAD

Née, le 26 juillet 1993 à Beziers (34)

et

Emma RIGAUD

Née, le 29 avril 1993 à Castres (81)

Directeur de thèse : Mme Elodie LALLEMAND

JURY

PRESIDENT :

Mr Jean PARINAUD

Professeur à l'Université Paul-Sabatier de TOULOUSE

ASSESEURS :

Mme Elodie LALLEMAND

Mme Nicole HAGEN-PICARD

Maitre de Conférences à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

Professeure à l'Ecole Nationale Vétérinaire de TOULOUSE

**Ministère de l'Agriculture et de l'Alimentation
ÉCOLE NATIONALE VÉTÉRINAIRE DE TOULOUSE**

Directeur : Professeur Pierre SANS

PROFESSEURS CLASSE EXCEPTIONNELLE

- M. **BERTAGNOLI Stéphane**, *Pathologie infectieuse*
- M. **BOUSQUET-MELOU Alain**, *Physiologie et Thérapeutique*
- Mme **CHASTANT-MAILLARD Sylvie**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **CLAUW Martine**, *Pharmacie-Toxicologie*
- M. **CONCORDET Didier**, *Mathématiques, Statistiques, Modélisation*
- M. **DELVERDIER Maxence**, *Anatomie Pathologique*
- M. **ENJALBERT Francis**, *Alimentation*
- Mme **GAYRARD-TROY Véronique**, *Physiologie de la Reproduction, Endocrinologie*
- M. **PETIT Claude**, *Pharmacie et Toxicologie*
- M. **SHELCHER François**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*

PROFESSEURS 1° CLASSE

- M. **BAILLY Jean-Denis**, *Hygiène et Industrie des aliments*
- M. **BERTHELOT Xavier**, *Pathologie de la Reproduction*
- Mme **BOURGES-ABELLA Nathalie**, *Histologie, Anatomie pathologique*
- M. **BRUGERE Hubert**, *Hygiène et Industrie des aliments d'Origine animale*
- Mme **CADIERGUES Marie-Christine**, *Dermatologie Vétérinaire*
- M. **DUCOS Alain**, *Zootechne*
- M. **FOUCRAS Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- M. **GUERIN Jean-Luc**, *Aviculture et pathologie aviaire*
- Mme **HAGEN-PICARD, Nicole**, *Pathologie de la reproduction*
- M. **JACQUIET Philippe**, *Parasitologie et Maladies Parasitaires*
- M. **LEFEBVRE Hervé**, *Physiologie et Thérapeutique*
- M. **MEYER Gilles**, *Pathologie des ruminants*
- Mme **TRUMEL Catherine**, *Biologie Médicale Animale et Comparée*

PROFESSEURS 2° CLASSE

- Mme **BOULLIER Séverine**, *Immunologie générale et médicale*
- Mme **DIQUELOU Armelle**, *Pathologie médicale des Equidés et des Carnivores*
- M. **GUERRE Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
- Mme **LACROUX Caroline**, *Anatomie Pathologique, animaux d'élevage*
- Mme **LETRON-RAYMOND Isabelle**, *Anatomie pathologique*
- M. **MAILLARD Renaud**, *Pathologie des Ruminants*
- M. **MOGICATO Giovanni**, *Anatomie, Imagerie médicale*
- M. **RABOISSON Didier**, *Productions animales (ruminants)*

PROFESSEURS CERTIFIÉS DE L'ENSEIGNEMENT AGRICOLE

- Mme **MICHAUD Françoise**, *Professeur d'Anglais*
- M. **SEVERAC Benoît**, *Professeur d'Anglais*

MAÎTRES DE CONFÉRENCES HORS CLASSE

- M. **BERGONIER Dominique**, *Pathologie de la Reproduction*

- Mme **CAMUS Christelle**, *Biologie cellulaire et moléculaire*
 M. **JAEG Jean-Philippe**, *Pharmacie et Toxicologie*
 M. **JOUGLAR Jean-Yves**, *Pathologie médicale du Bétail et des Animaux de Basse-cour*
 M. **LYAZRHI Faouzi**, *Statistiques biologiques et Mathématiques*
 M. **MATHON Didier**, *Pathologie chirurgicale*
 Mme **MEYNADIER Annabelle**, *Alimentation*
 Mme **PRYMENKO Nathalie**, *Alimentation*
 M. **VOLMER Romain**, *Microbiologie et Infectiologie*

MAITRES DE CONFERENCES (classe normale)

- M. **ASIMUS Erik**, *Pathologie chirurgicale*
 Mme **BENNIS-BRET Lydie**, *Physique et Chimie biologiques et médicales*
 Mme **BIBBAL Delphine**, *Hygiène et Industrie des Denrées alimentaires d'Origine animale*
 Mme **BOUHSIRA Emilie**, *Parasitologie, maladies parasitaires*
 M. **CONCHOU Fabrice**, *Imagerie médicale*
 M. **CORBIERE Fabien**, *Pathologie des ruminants*
 Mme **DANIELS Hélène**, *Microbiologie-Pathologie infectieuse*
 Mme **DAVID Laure**, *Hygiène et Industrie des aliments*
 Mme **DEVIERS Alexandra**, *Anatomie-Imagerie*
 M. **DOUET Jean-Yves**, *Ophtalmologie vétérinaire et comparée*
 Mme **FERRAN Aude**, *Physiologie*
 Mme **JOURDAN Géraldine**, *Anesthésie - Analgésie*
 Mme **LALLEMAND Elodie**, *Chirurgie des Equidés*
 Mme **LAVOUE Rachel**, *Médecine Interne*
 M. **LE LOC'H Guillaume**, *Médecine zoologique et santé de la faune sauvage*
 M. **LIENARD Emmanuel**, *Parasitologie et maladies parasitaires*
 Mme **MEYNAUD-COLLARD Patricia**, *Pathologie Chirurgicale*
 Mme **MILA Hanna**, *Elevage des carnivores domestiques*
 M. **NOUVEL Laurent**, *Pathologie de la reproduction (en disponibilité)*
 Mme **PALIERNE Sophie**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
 Mme **PAUL Mathilde**, *Epidémiologie, gestion de la santé des élevages avicoles et porcins*
 M. **VERGNE Timothée**, *Santé publique vétérinaire – Maladies animales règlementées*
 Mme **WASET-SZKUTA Agnès**, *Production et pathologie porcine*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT CONTRACTUELS

- M. **DIDIMO IMAZAKI Pedro**, *Hygiène et Industrie des aliments*
 M. **LEYNAUD Vincent**, *Médecine interne*
 Mme **ROBIN Marie-Claire**, *Ophtalmologie*
 Mme **ROMANOS Lola**, *Pathologie des ruminants*
 M. **TOUITOU Florian**, *Alimentation animale*

ASSISTANTS D'ENSEIGNEMENT ET DE RECHERCHE CONTRACTUELS

- Mme **BLONDEL Margaux**, *Chirurgie des animaux de compagnie*
 M. **CARTIAUX Benjamin**, *Anatomie-Imagerie médicale*
 M. **COMBARROS-GARCIA Daniel**, *Dermatologie vétérinaire*
 M. **GAIDE Nicolas**, *Histologie, Anatomie Pathologique*
 M. **JOUSSERAND Nicolas**, *Médecine interne des animaux de compagnie*
 M. **LESUEUR Jérémy**, *Gestion de la santé des ruminants – Médecine collective de précision*

REMERCIEMENTS

A Monsieur le Professeur Jean Parinaud, Professeur de la Faculté de médecine de Toulouse,

Qui nous fait l'honneur d'accepter la présidence de notre jury de thèse,

Hommage respectueux.

A Madame Elodie Lallemand, Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Pour avoir accepté d'encadrer ce travail,

Pour sa gentillesse, sa patience, sa disponibilité et ses conseils,

Qu'elle trouve ici le témoignage de notre reconnaissance.

A Madame Nicole Hagen, Maître de Conférences de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse,

Pour ses conseils, son aide et pour avoir bien voulu faire partie de ce jury de thèse,

Qu'elle trouve également ici notre reconnaissance.

A Monsieur Serge Lenormand, Docteur vétérinaire au Haras de Conques,

Pour son aide précieuse et sans qui ce travail n'aurait pas été possible,

Qu'il reçoive nos sincères remerciements.

A Madame Muriel Hamon, Docteur vétérinaire à la Clinique Vétérinaire Equine de Méheudin,

Pour son aide,

Qu'elle reçoive nos remerciements.

TABLE DES MATIERES

l) Réalisation d'un examen échographique gynécologique chez la jument	17
A) Principes généraux de l'échographie	17
1) Nature physique des ultrasons.....	17
2) Propriétés physiques des ultrasons.....	17
a) Fréquence.....	17
b) Longueur d'onde	18
c) Vitesse de propagation ou célérité	18
d) Relation entre la fréquence, la longueur d'onde et la célérité	18
e) Intensité.....	18
3) Emission des ultrasons	18
4) Interactions des ultrasons avec les tissus biologiques et formation des échos.....	19
a) Impédance acoustique	19
b) Réflexion et réfraction.....	19
c) Diffusion	20
d) Atténuation	20
5) Réception des échos et formation de l'image échographique	20
6) Modes échographiques	21
a) Mode A (Amplitude).....	21
b) Mode B (Brillance).....	21
c) Mode BD (Bidimensionnel).....	21
d) Mode TM (Temps Mouvement)	
e) Mode Doppler	22
7) Artéfacts	22
a) Mauvais contact	22
b) Mauvais réglages.....	22
c) Réverbération.....	22
d) Queue de comète.....	22
e) Cône d'ombre.....	22
f) Ombre de bord	23
g) Renforcement postérieur	23
h) Image en miroir	25
i) Réflexion spéculaire	25
j) Lobe accessoire	25

8) Qualité de l'image échographique et réglages.....	26
a) Résolution.....	26
i) Résolution latérale	26
ii) Résolution axiale	26
b) Echelle des gris	27
c) Réglages des gains.....	27
d) Brillance	27
e) Puissance	27
f) Fixation de l'image	27
B) Matériel.....	28
1) Types de sonde.....	28
a) Sonde linéaire.....	28
b) Sonde sectorielle	28
c) Sonde convexe.....	28
2) Choix de la sonde pour l'examen échographique gynécologique transrectal de la jument .	29
a) Choix du type de sonde	29
b) Choix de la fréquence de la sonde	29
3) Choix de l'appareil.....	30
a) Polyvalence.....	30
b) Praticité d'utilisation	30
c) Qualité de l'image	30
d) Robustesse.....	30
e) Options	30
4) Conseils d'entretien et d'utilisation des sondes	30
C) Technique de l'échographie transrectale de la jument	31
1) Lieu d'examen	31
2) Contention de la jument	31
3) Examen transrectal préalable.....	31
4) Méthodologie de l'examen échographique de l'appareil génital de la jument	32
II) L'appareil génital de la jument non gravide : anatomie, physiologie et images échographiques normales	34
A) Anatomie.....	34
1) Appareil génital externe	34
2) Vagin et ses annexes	34

3) Utérus.....	35
4) Trompes utérines	35
5) Ovaires.....	35
B) Physiologie.....	36
1) Saisonnalité	36
2) Durée du cycle œstral.....	36
3) Ovogénèse	37
4) Folliculogénèse	37
5) Croissance folliculaire.....	37
6) Ovulation	39
7) Formation et régression du corps jaune	39
8) Phases de transition	39
a) Transition printanière.....	39
b) Transition automnale	40
C) Echoanatomie.....	41
1) Utérus.....	41
2) Ovaires.....	41
D) Evolution des images utérines au cours du cycle œstral	44
1) Anoestrus	44
2) Phases de transition	45
3) Oestrus	45
4) Dioestrus.....	49
E) Evolution des images ovariennes au cours du cycle œstral	50
1) Anœstrus	50
2) Phases de transition	51
3) Œstrus.....	52
4) Diœstrus	64
5) Cas particulier : ovulations multiples	77
F) Suivi échographique des cycles en pratique	78
1) A quelle fréquence doit-on répéter l'examen échographique ?.....	78
2) Quand inséminer ou présenter à l'étalon ?	78
a) Quels sont les critères techniques ?.....	78
b) Peut-on toujours inséminer en présence d'un gros follicule ?	79
c) Quels sont les critères échographiques ?.....	80

3)	Quand traiter en période ovulatoire ?	80
a)	Contrôle de l'œstrus avec les prostaglandines	80
b)	Contrôle de l'ovulation avec l'hCG	81
III)	Images échographiques pathologiques de l'appareil génital non gravide de la jument	82
	82	
A)	Pathologies utérines	82
1)	Fluides intra-utérin	82
a)	Endométrite	83
b)	Métrite	85
c)	Pyomètre	85
d)	Mucomètre	86
e)	Uromètre	86
2)	Pneumo-utérus	86
3)	Masses utérines	86
a)	Kystes endométriaux	86
b)	Polypes endométriaux	89
c)	Tumeurs utérines	89
d)	Hématome du ligament large	89
e)	Hématome pelvien	89
f)	Abcès utérin	89
4)	Adhérences	90
B)	Pathologies ovariennes	90
1)	Tumeurs ovariennes	90
a)	Tumeur de la granulosa	90
b)	Tératomes	92
c)	Adénome kystique	93
d)	Cystadénomes	93
2)	Hématome ovarien	93
3)	Inactivité ovarienne	94
a)	Tumeurs ovariennes	94
b)	Anomalies chromosomiques	94
c)	Iatrogène	94
d)	Endocrinopathie	95
e)	Age	95

f) Anœstrus <i>post-abortionum</i>	95
g) Anœstrus <i>post-partum</i> ou de lactation	95
4) Diœstrus prolongé	95
a) Persistance du corps jaune	96
b) Follicule anovulatoire lutéinisé	96
5) Absence d'ovulation	99
6) Kystes ovariens	100
7) Syndrome d'ovaires polykystiques	100
IV) Images échographiques physiologiques et pathologiques de l'appareil génital de la jument gravide	101
A) Images physiologiques	101
1) Evolutions anatomiques	101
a) Utérus	101
b) Ovaires	102
2) Diagnostic de gestation	102
3) Suivi de croissance embryonnaire	105
4) Utérus puerpéral normal	111
B) Images pathologiques ou non désirées	112
1) Gestation gémellaire	112
2) Implantation pathologiques de la vésicule embryonnaire	116
3) Mortalité embryonnaire	116
a) Critères échographiques de mortalité embryonnaire avant fixation	117
i) Taille de la vésicule embryonnaire	117
ii) Forme	118
iii) Echogénicité du liquide vitellin	118
iv) Oedème utérin	120
v) Liquide intra-utérin	120
b) Critères échographiques de mortalité embryonnaire après fixation	120
i) Présence de l'embryon	120
ii) Développement et orientation de l'embryon	120
5) Métrite puerpérale et défaut d'involution utérine <i>post-partum</i>	121

ABREVIATIONS

AVEF : association vétérinaire équine française

eCG : hormone chorionique gonadotrope équine

ENVN : école nationale vétérinaire de Nantes

FSH : hormone folliculo-stimulante

GnRH : hormone de libération des gonadotrophines hypophysaires

hcG : hormone chorionique gonadotrope humaine

INRA : institut national de la recherche agronomique

LH : hormone lutéinisante

PGF2 α : prostaglandine F2 alpha

TABLES DES FIGURES

Figure 1 : Image échographique illustrant l'ombre de bord	23
Figure 2 : Image échographique illustrant le renforcement postérieur présent sous un follicule ovarien	24
Figure 3 : Image échographique illustrant le renforcement postérieur présent sous un kyste	24
Figure 4 : Image échographique illustrant la réflexion spéculaire sur une vésicule vitelline ..	25
Figure 5 : Image échographique d'une corne utérine en coupe transversale	41
Figure 6 : Image échographique d'un ovaire portant de nombreux petits follicules	42
Figure 7 : Images échographiques de différents follicules ovariens non sphériques	43
Figure 8 : Image échographique d'une corne utérine pendant le dioestrus	44
Figure 9 : Image échographique caractéristique d'un utérus en oestrus, en tranche d'orange ou en roue de charrue	46
Figure 10 : Image échographique d'un utérus non oedématié (grade 0)	47
Figure 11 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 1	47
Figure 12 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 2, contenant une petite quantité de liquide.....	48
Figure 13 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 3	48
Figure 14 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 4	49
Figure 15 : Image échographique d'un utérus en dioestrus	50
Figure 16 : Image échographique d'un ovaire en anœstrus saisonnier.....	51
Figure 17 : Image échographique d'un ovaire lors de la période de transition printanière.....	52
Figure 18 : Images échographiques de différents follicules préovulatoires	53
Figure 19 : Images échographiques de différents follicules préovulatoires piriformes.....	54
Figure 20 : Images échographiques de différents follicules bordés.....	55
Figure 21 : Images échographiques mettant en évidence l'amincissement de la paroi du follicule au niveau du site de rupture lors de l'ovulation	56
Figure 22 : Images échographiques de follicules préovulatoires.....	57
Figure 23 : Image échographique d'un follicule préovulatoire présentant des points hyperéchogènes.....	58
Figure 24 : Images échographiques d'une ovulation « en direct » (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	59
Figure 25 : Images échographiques d'une ovulation « en direct » suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	60
Figure 26 : Images échographiques d'une ovulation « en direct » suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	60

Figure 27 : Images échographiques d'une ovulation qui vient de se produire suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	61
Figure 28 : Images échographiques d'une ovulation qui vient de se produire suivant trois coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	62
Figure 29 : Images échographiques d'une ovulation qui vient de se produire suivant deux coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques),	63
Figure 30 : Image échographique d'une ovulation qui vient de se produire (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	64
Figure 31 : Images échographiques du même follicule hémorragique de moins de 2 heures suivant deux coupes différentes	65
Figure 32 : Images échographiques de différents follicules hémorragiques de moins de 6 heures	66
Figure 33 : Images échographiques d'un follicule hémorragique de moins de 6 heures suivant deux coupes différentes	67
Figure 34 : Images échographiques d'un follicule hémorragique de moins de 6 heures suivant deux coupes différentes	68
Figure 35 : Images échographiques d'un follicule hémorragique de moins de 6 heures suivant deux coupes différentes	69
Figure 36 : Images échographiques de 2 follicules hémorragiques de 12 à 24 heures	70
Figure 37 : Images échographiques de 2 follicules hémorragiques d'âge indéterminé	71
Figure 38 : Image échographique d'un corps jaune de 7 jours.....	72
Figure 39 : Image échographique d'un corps jaune de 10 jours.....	72
Figure 40 : Images échographiques de différents corps jaunes cavitaires d'âge indéterminé	75
Figure 41 : Images échographiques de différents corps jaunes non-cavitaires d'âge indéterminé	76
Figure 42 : Image échographique de fluides intra-utérins physiologiques (réalisées par le Dr Hamon à la clinique vétérinaire équine de Meheudin)	82
Figure 43 : Image échographique de liquide intra-utérin pathologique, d'épaisseur supérieure à 2 cm (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	83
Figure 44 : Image échographique de liquide intra-utérin pathologique, en trop grande quantité et contenant des particules hyperéchogènes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	84
Figure 45 : Image échographique de liquide intra-utérin pathologique, en trop grande quantité et hétérogène (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	84
Figure 46 : Image échographique d'un kyste sphérique.....	87
Figure 47 : Images échographiques de différents kystes cloisonnés	87

Figure 48 : Image échographique de kystes multiples	88
Figure 49 : Image échographique d'un kyste sphérique avec deux pôles hyperéchogènes artéfactuels.....	88
Figure 50 : Images échographiques d'un ovaire atteint d'une tumeur de la granulosa suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	90
Figure 51 : Image échographique de l'ovaire controlatéral d'une jument présentant une tumeur de la granulosa.....	91
Figure 52 : Images échographiques d'un tératome ovarien (réalisées à l'ENVN).....	92
Figure 53 : Photographies d'un tératome ovarien (réalisées à l'ENVN)	92
Figure 54 : Suivi échographique d'un follicule anovulatoire	97
Figure 55 : Images échographiques de différents follicules anovulatoires	98
Figure 56 : Image échographique d'un follicule anovulatoire avec dépôt de fibrine mobilisable	99
Figure 57 : Image échographique de gestation à 14 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	101
Figure 58 : Image échographique de gestation de 9 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	103
Figure 59 : Image échographique de gestation de 10 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	103
Figure 60 : Image échographique de gestation de 11 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	104
Figure 61 : Image échographique de gestation de 14 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	105
Figure 62 : Image échographique de gestation de 16 jours avec (réalisée par le Dr Hamon à la clinique vétérinaire équine de Meheudin).....	106
Figure 63 : Image échographique de gestation de 17 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	106
Figure 64 : Image échographique de gestation de 17 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	107
Figure 65 : Image échographique de gestation de 20 jours (réalisée par le Dr Hamon à la clinique vétérinaire équine de Meheudin)	107
Figure 66 : Image échographique de gestation de 22 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	108
Figure 67 : Image échographique de gestation de 25 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	109
Figure 68 : Image échographique de gestation de 28 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	109

Figure 69 : Image échographique de gestation de 35 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	110
Figure 70 : Image échographique de gestation de 44 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	111
Figure 71 : Image échographique de gestation gémellaire à 16 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	112
Figure 72 : Images échographiques d'une gestation gémellaire à 14 jours suivant différentes coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	113
Figure 73 : Images échographiques d'un suivi instantané d'écrasement manuel sur une vésicule isolée à 17 jours (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	114
Figure 74 : Images échographiques d'une gestation gémellaire après implantation suivant différentes coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	115
Figure 75 : Image échographique d'une implantation embryonnaire accolée à un kyste (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	116
Figure 76 : Image échographique d'une vésicule vitelline de taille anormale pour 17 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	117
Figure 77 : Image échographique d'une vésicule embryonnaire au liquide vitellin hétérogène, précédant l'avortement (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	120
Figure 78 : Images échographiques d'une vésicule embryonnaire de 17 jours au liquide vitellin hétérogène chez la même jument suivant différentes coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	121
Figure 79 : Image échographique d'une vésicule embryonnaire de développement embryonnaire anormal (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)	118
Figure 80 : Image échographique d'une vésicule embryonnaire de 36 jours au développement anormal (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques).....	119

TABLE DES TABLEAUX

Tableau 1 : Profondeur de pénétration des ultrasons en fonction de la fréquence (3,10).....	17
Tableau 2 : Célérité des ultrasons dans différents tissus (4).....	18
Tableau 3 : Impédance acoustique de différents milieux (4)	19
Tableau 4 : Pourcentage de réflexion des ultrasons pour différentes interfaces tissulaires (10).....	20
Tableau 5 : coefficient d'atténuation de différents (10).....	20
Tableau 6 : Résolution axiale en fonction de la fréquence de la sonde (10)	26
Tableau 7: Caractéristiques échographiques des ovaires et des utérus en fonction du stade du cycle	78
Tableau 8 : Fréquence des examens échographiques (37)	78
Tableau 9: Diagnostic différentiel d'une hypertrophie ovarienne unilatérale (7,53)	95
Tableau 10 : Diamètre normal de la vésiculaire embryonnaire en début de gestation (44) .	117

INTRODUCTION

L'existence des ultrasons est soupçonnée dès 1794 par Lazzaro Spallanzani grâce à l'observation du comportement de chauves-souris privées de vision. En 1830, les premières études sur la propagation des ondes dans l'eau sont effectuées par Colladon au lac Léman, à Genève. Cinquante ans plus tard, les phénomènes de piézo-électricité, générateurs d'ultrasons, ont été découverts par Pierre Curie et son frère Jacques (1). C'est pendant la Première Guerre Mondiale que la conception d'un dispositif à la fois émetteur et récepteur destiné à détecter les sous-marins voit le jour sous le nom de SONAR pour SOund NAvigation and Ranging. L'utilisation médicale devient possible lorsque le secret-défense des Alliés est levé. Le premier échographe est mis au point par deux britanniques, J.J Wild, médecin et J. Reid, électronicien, en 1951. En 1957, au Royaume-Uni, de la collaboration de l'ingénieur Tom Brown et du gynécologue Ian Donald naît un appareil à balayage manuel pour un examen du corps par réflexion des ultrasons (échographie). Les progrès suivants portent sur l'automatisme du balayage (1960), l'échelle de gris, le temps réel (1980) et enfin l'adjonction du doppler qui mesure le débit sanguin et la vitesse des globules.

De nos jours, en médecine vétérinaire, l'échographie est un examen complémentaire largement utilisé pour l'étude des organes et la précision du diagnostic autant chez les petites espèces que chez les grandes. Cette technique possède beaucoup d'avantages, étant non invasive, précoce et fiable. (2)

L'imagerie ultrasonore de l'appareil génital interne est sans doute la technique la plus importante dans l'examen de ce tractus et dans la gestion de la reproduction. De nos jours, il serait inconcevable de pratiquer la gynécologie sans l'utilisation de cette technique.

Les premières utilisations mondiales de l'échographie en gynécologie équine ont débuté dans la région de Tours (INRA de Nouzilly, Palmer et Driancourt) en 1980. (3)

Chez les juments, le nombre de cycles utilisables chaque année pour obtenir une gestation est réduit car l'activité sexuelle est saisonnière. Ainsi, pour éviter de perdre une année avec une jument non gravide, plusieurs points clés de la reproduction peuvent être optimisés grâce à l'interprétation d'images échographiques dont, le moment d'insémination ou de saillie, la confirmation de la gestation et la détection de gémellité.

Le suivi échographique de la croissance folliculaire et le diagnostic d'ovulation sont particulièrement importants chez la jument étant données, la longueur de l'œstrus et la variabilité du moment d'ovulation d'une part et d'autre part, la nécessité que l'insémination ou la saillie aient lieu au plus près de la libération de l'ovocyte par le follicule mature. En outre, le suivi échographique devient indispensable lors de l'utilisation des techniques modernes de reproduction.

Le diagnostic de gestation constitue un élément essentiel du suivi de la reproduction chez la jument. Lorsqu'une jument a été saillie ou inséminée, il convient de savoir si elle est gravide le plus précocement possible et de manière fiable. Si ce n'est pas le cas, le diagnostic précoce de non-gestation permet d'exploiter immédiatement le cycle œstral suivant.

Les gestations gémellaires sont indésirées chez la jument. Il est important d'essayer d'établir un diagnostic précoce de gémellité et de proposer un protocole de suivi avec une éventuelle intervention afin d'essayer de ne pas perdre une saison de reproduction.

L'échographie est aussi très intéressante dans le diagnostic des pathologies utérines et ovariennes. Ces pathologies peuvent être bénignes telles que les kystes endométriaux ou influençant la fertilité, les endométrites ou les tumeurs de la granulosa.

L'examen échographique est interprété à la lumière d'autres éléments.

Le comportement d'oestrus n'est pas fiable pour prédire le moment d'ovulation. Son observation reste néanmoins indispensable et indissociable d'examen plus approfondis tels que l'échographie.

La palpation transrectale de l'utérus et des ovaires est utilisée pour le diagnostic d'ovulation et de gestation. À trente jours de gestation, la vésicule embryonnaire est palpable à la base de l'une des cornes.

Différents dosages hormonaux aident aussi au diagnostic. Le dosage de la progestérone en début de saison de monte permet de détecter l'entrée de la jument dans la saison ovulatoire (4). D'autre part, le dosage de cette même hormone entre 18 à 23 jours après la saillie ou l'insémination permet un diagnostic de non-gestation. Le diagnostic de gestation est permis grâce au dosage des œstrogènes totaux dans le plasma à partir du quatre vingt dixième jour jusqu'au terme (4). Il précise la viabilité du fœtus (5). La gestation peut aussi être confirmée par le taux d'œstrogènes dans les urines à partir du cent vingtième jour de gestation (5), par le taux d'eCG entre le quarante-cinquième et le cent dixième jour mais de manière peu fiable car son temps de demi-vie est long (4).

L'étude de l'appareil génital de la jument par échographie est principalement réalisée par approche transrectale. La voie transcutanée au niveau de l'abdomen est utilisée uniquement à partir de 3 à 4 mois de gestation (6). Dans le cadre de notre thèse, nous nous sommes limitées à l'examen échographique gynécologique par voie transrectale.

Concernant la gestation, nous nous limiterons aux capacités de l'examen par voie transrectale. Par conséquent nous suivrons la gestation jusqu'au 50^{ème} jour. Après, la pénétration des rayons à 10 cm de profondeur ne permet plus la visualisation de la totalité des enveloppes fœtales (2). Ainsi nous avons écarté de notre sujet la datation du fœtus ainsi

que le sexe qui demandent de plus une expérience et une maîtrise de l'examen échographique que nous n'avons pas pu acquérir.

Le mode doppler n'a pas non plus été exploité au cours de cette thèse.

L'objectif de cet atlas est de fournir au praticien un guide pratique illustré de l'examen échographique de l'appareil génital chez la jument accompagné d'une description des éléments théoriques nécessaires. Dans un but pratique et pédagogique, quatre parties seront successivement abordées.

Les bases de l'échographie ainsi que le protocole à suivre afin de réaliser des images échographiques de l'appareil génital seront présentés dans une première partie.

La deuxième partie sera consacrée aux caractéristiques échographiques de l'appareil génital normal et non-gravide de la jument. Les descriptions de l'évolution de l'utérus et des ovaires seront associées à un recueil d'images échographiques. Un guide pratique de la maîtrise des cycles en fonction de l'aspect échographique de l'appareil génital conclura cette partie.

La troisième partie sera constituée de la description des pathologies de l'appareil génital chez la jument associées à certaines images échographiques.

Enfin, nous concluons cet atlas par un recueil d'images normales et anormales de la gestation jusqu'au 50^{ème} jour.

Cet atlas est composé d'images personnelles réalisées lors d'un stage au Haras de Conques ainsi que d'images collectées lors de stages au Haras de Conques et à la Clinique Vétérinaire Equine de Méheudin.

I) Réalisation d'un examen échographique gynécologique chez la jument

A) Principes généraux de l'échographie

L'échographie est une technique d'imagerie médicale utilisant des ondes ultrasonores qui sont transmises puis reçues par la sonde pour produire des images des organes internes (6).

1) Nature physique des ultrasons

Les ondes ultrasonores sont des ondes sonores de haute fréquence. En échographie, les fréquences utilisées sont comprises entre 1 et 10 MHz. Elles sont donc supérieures à la fréquence maximale audible par l'homme qui est de 20 kHz. (4,7-9)

Les ondes ultrasonores ont des propriétés identiques aux ondes sonores. Ce sont des ondes mécaniques qui nécessitent un milieu physique pour se propager contrairement aux ondes électromagnétiques qui peuvent se propager dans le vide. (4,8)

Les ondes ultrasonores correspondent à une vibration des molécules d'un milieu qui est propagée de proche en proche dans les tissus (8).

2) Propriétés physiques des ultrasons

Les ondes ultrasonores sont caractérisées par leur fréquence, leur longueur d'onde, leur vitesse de propagation ou célérité et leur intensité.

a) Fréquence

La fréquence d'une onde est définie comme le nombre de cycles c'est-à-dire, le nombre de vibrations (compression ou expansion) d'une molécule en une seconde. Elle s'exprime en Hertz ou en nombre de cycles par seconde.» (9,10)

La fréquence est inversement proportionnelle à la profondeur de pénétration des ultrasons dans les tissus. Compte tenu de l'intensité des ultrasons utilisés en échographie et de la densité des milieux biologiques, la profondeur de pénétration des ondes ultrasonores est comprise entre 6 cm pour une fréquence de 10 MHz et 30 cm pour une fréquence de 2 MHz. (3,9-11)

Tableau 1 : Profondeur de pénétration des ultrasons en fonction de la fréquence (3,10)

Fréquence (MHz)	Profondeur de pénétration (cm)
2	30
3.5	20
5	15
7.5	8
10	6

b) Longueur d'onde

La longueur d'onde est la distance parcourue par l'onde au cours d'un cycle de vibration. Elle est identique à la distance séparant 2 ondes successives. Elle s'exprime en millimètre. (10)

c) Vitesse de propagation ou célérité

La vitesse de propagation de l'onde ou célérité est proportionnelle à la densité du milieu qu'elle traverse. Ainsi, elle est plus élevée dans l'os que dans les tissus mous, elle-même plus élevée que dans l'air. (10)

Tableau 2 : Célérité des ultrasons dans différents tissus (4)

Tissu	Densité (kg/m ³ x10 ³)	Célérité (m/s)
Os	1.38-1.81	2070-5350
Muscle	1.07	1542-1626
Sang	1.06	1566
Foie	1.06	1566
Rate	1.06	1566
Rein	1.04	1567
Graisse	0.92	1446
Poumon	0.4	650

d) Relation entre la fréquence, la longueur d'onde et la célérité

La fréquence (f), la longueur d'onde (λ) et la célérité (C) sont reliées par la relation suivante :

$$\lambda = \frac{C}{f}$$

Ainsi, la fréquence et la longueur d'onde sont inversement proportionnelles si la célérité de l'ultrason est constante dans le milieu traversé (9,10).

e) Intensité

L'intensité d'une onde correspond à la puissance de l'onde par unité de surface. Elle s'exprime en watt par cm² (W/cm²) (10). En imagerie médicale, l'intensité utilisée varie de 0.001 à 0.1 W/cm². C'est donc une technique non invasive (12).

3) Emission des ultrasons

La genèse des ultrasons repose sur l'effet piézoélectrique ou transduction dont le principe est de transformer une énergie électrique en énergie mécanique et inversement (8). La sonde échographique contient des cristaux piézoélectriques (quartz ou céramique) ou

transducteur qui se compriment et se décompressent lorsqu'ils sont soumis à un courant électrique alternatif en émettant des ultrasons. (4,7,8)

4) Interactions des ultrasons avec les tissus biologiques et formation des échos

Les ultrasons, comme toutes les autres ondes, peuvent être réfléchis, réfractés ou atténués.

a) Impédance acoustique

Chaque milieu est caractérisé par son impédance acoustique (Z), égale au produit de sa densité (d) par la vitesse de l'onde sonore (c) dans ce milieu (10).

Tableau 3 : Impédance acoustique de différents milieux (4)

Tissu	Impédance acoustique ($\times 10^6 \text{ kg/m}^2 \text{ s}$)
Os	3.75-7.38
Muscle	1.65-1.74
Sang	1.66
Foie	1.66
Rate	1.66
Rein	1.62
Graisse	1.33
Poumon	0.26
Air	0.0004

Une interface tissulaire correspond à la surface séparant deux tissus d'impédance acoustique différente. (8,10)

b) Réflexion et réfraction

Lorsqu'un ultrason rencontre une interface tissulaire, une partie de l'ultrason est réfléchi et correspond à l'écho. L'autre partie est réfractée et transmise au tissu plus profond.

La proportion de la réflexion et de la réfraction dépend de l'impédance acoustique des milieux et de l'angle d'incidence de l'ultrason. La réflexion est d'autant plus importante que la différence d'impédance acoustique entre les deux milieux est grande. Ainsi, l'os et l'air, qui ont des impédances acoustiques très différentes des tissus biologiques, constituent des obstacles à la propagation des ultrasons. C'est la raison pour laquelle du gel échographique est appliqué sur la sonde pour éviter l'air entre la sonde et le tissu examiné. Lorsque l'ultrason est perpendiculaire à l'interface tissulaire, la totalité de l'ultrason est réfléchi. (9,10)

Tableau 4 : Pourcentage de réflexion des ultrasons pour différentes interfaces tissulaires (10)

Interface	Réflexion (%)
Rein-foie	0.6
Sang-rein	0.7
Foie-muscle	1.8
Sang-graisse	7.9
Foie-graisse	10
Muscle-graisse	10
Muscle-os	64.6
Tissus mous-air	99

c) Diffusion

La diffusion correspond à la réflexion de l'onde ultrasonore dans de multiples directions. Elle survient lorsque l'interface est de petite taille comparée à la longueur d'onde ou lorsqu'elle n'est pas lisse. (10,13) C'est le cas par exemple du cas du foie ou de la rate dont le parenchyme est finement hétérogène (capillaires, tissus conjonctifs) (13).

d) Atténuation

L'atténuation correspond à la perte d'énergie de l'onde ultrasonore. Elle se produit lors de la réflexion, la réfraction et la diffusion. L'énergie prélevée à l'onde incidente est redirigée en partie ou totalement dans des directions différentes.

L'atténuation dépend de la fréquence, de la distance parcourue par l'onde et du milieu de propagation de l'onde ultrasonore. L'atténuation augmente avec la fréquence. C'est pour cela que la profondeur de pénétration diminue avec la fréquence. L'atténuation décroît avec la distance parcourue. L'atténuation augmente lors de propagation de l'onde dans des tissus ayant un fort coefficient d'absorption, il s'agit des tissus ayant une densité très faible ou très élevée comme l'os et les poumons. Elle est très faible lors de propagation de l'onde dans les liquides. (10)

Tableau 5 : coefficient d'atténuation de différents (10)

Tissu	Coefficient d'absorption (dB/cm.MHz)
Sang	0.18
Foie	0.95
Rein	1
Os	20
Poumon	40

L'atténuation s'exprime en Décibel. Elle est en moyenne de 0.5 dB par MHz et par cm dans les tissus mous. (10)

5) Réception des échos et formation de l'image échographique

L'onde réfléchi au niveau d'une interférence acoustique ou écho se propage vers la sonde échographique où elle déforme les cristaux piézo-électriques. Cette énergie mécanique est

transformée en énergie électrique par l'effet piézoélectrique, à l'origine de la formation de l'image échographique. (6,7,10,13)

La sonde échographique est alors émettrice et réceptrice d'ultrasons. L'émission des ultrasons n'a pas lieu en continu, les cristaux piézoélectriques sont soumis à des séries de courtes impulsions électriques qui entraînent de courtes séries de vibration. Le reste du temps, la sonde est réceptrice. La réflexion est donc à la base de la formation de l'image échographique. (4,10)

La position de l'écho sur l'image qui correspond à la distance entre l'interface où s'est produit l'écho et la sonde est calculée en prenant en compte le délai entre l'émission de l'ultrason et la réception de son écho et la célérité moyenne des ultrasons dans les tissus mous qui est de 1540 m/s. (4,10)

6) Modes échographiques

Le traitement des échos est différent selon le mode utilisé. Il existe les modes A, B, TM et doppler.

a) Mode A (Amplitude)

Le mode A a été le premier à être utilisé mais aujourd'hui, il n'est plus employé en gynécologie (8,13). Il s'agit d'un mode unidimensionnel dont l'image représente l'amplitude du signal en fonction de la profondeur (8,10).

b) Mode B (Brillance)

Le mode B produit une image en coupe de la structure examinée (6,8,10,13). La brillance des points sur l'image est proportionnelle à l'intensité du signal électrique et à fortiori de l'écho (6,7,10). L'image est alors composée d'une échelle de gris allant du blanc au noir (6). L'échogénicité correspond à la faculté de générer des échos (13). Les structures qui ne génèrent aucun écho, comme les liquides, apparaissent en noir sur l'image, elles sont dites anéchogènes. Au contraire, les structures qui génèrent le plus d'échos, comme les os ou l'air, apparaissent en blanc sur l'écran, elles sont dites hyperéchogènes (6,7,13). Les autres tissus apparaissent selon l'échelle de gris (6,13).

c) Mode BD (Bidimensionnel)

Le mode BD est bidimensionnel. Il s'agit d'une juxtaposition de plusieurs images en coupe B qui correspondent à de multiples coupes d'une structure. Il s'agit du mode le plus utilisé en échographie et notamment en gynécologie. (10)

d) Mode TM (Temps Mouvement)

Le mode TM consiste à faire défiler le mode B à vitesse constante (10). Il est utilisé pour évaluer les structures en mouvement notamment le cœur du fœtus en gynécologie équine (13).

e) Mode Doppler

Le mode Doppler informe sur la vitesse et la direction du flux sanguin (10,13). Il s'utilise en mode BD ou TM. Il est utilisé en gynécologie équine pour évaluer la circulation sanguine de l'utérus, du placenta et du fœtus (13).

7) Artéfacts

Les artéfacts sont très fréquents en échographie. Leur reconnaissance est importante pour interpréter correctement les images échographiques.

a) Mauvais contact

Un mauvais contact entre la sonde et la muqueuse rectale crée des zones d'ombre sur l'image. Pour les éviter, il est important de vidanger le rectum lors de la palpation transrectale, de nettoyer et d'appliquer du gel échographique sur la sonde afin de chasser l'air entre la sonde et la muqueuse. (10)

b) Mauvais réglages

Afin d'obtenir une image de qualité optimale, l'opérateur doit régler le gain, la luminosité, le contraste et la puissance ainsi que choisir le type de sonde et la fréquence les plus adaptés à l'examen réalisé. (10)

c) Réverbération

La réverbération est caractérisée par une succession de lignes hyperéchogènes, parallèles, équidistantes et d'échogénicité de plus en plus faible (4,6,10). La première ligne correspond à l'écho attendu alors que les autres sont des échos artéfactuels. Ils sont dus aux rebonds que fait l'écho entre deux surfaces (4). Une partie de l'écho retourne à la sonde à chaque rebond et forme l'écho de réverbération. Ils sont placés de plus en plus profonds sur l'image car l'appareil calcule la distance où s'est formé l'écho grâce au délai entre l'émission de l'ultrason et la réception des échos qui est de plus en plus long. (10)

La réverbération se produit entre deux interfaces très échogènes ou entre la sonde et une interface très réfléchissante (différence d'impédances acoustiques des milieux très élevée) ou très proche de la sonde (9). C'est le cas notamment en présence d'air entre la sonde et la muqueuse rectale ou lorsque des anses intestinales remplies de gaz s'interposent (6,10).

d) Queue de comète

La queue de comète correspond à un artéfact de réverbération dont les échos de réverbération sont très rapprochés. Elle se retrouve lorsque l'ultrason rencontre des structures très échogènes comme l'air ou l'os.(6,10)

e) Cône d'ombre

Le cône d'ombre se retrouve lorsque le faisceau d'ultrason rencontre une interface entre deux milieux d'impédance acoustique très différente comme l'interface tissu os ou

tissus mous-gaz. Il correspond à une zone anéchogène sous cette interface. Il est dû à la réflexion totale de l'ultrason au niveau de l'interface et donc à l'absence d'ultrason transmis aux tissus plus profonds qui ne génèrent pas d'écho. (6,10)

f) Ombre de bord

L'ombre de bord est aussi une zone anéchogène qui est observé lorsque l'ultrason rencontre le bord d'une structure arrondie. A ce niveau, les ultrasons sont déviés et la zone au dessous de cette interface ne reçoit pas d'ultrason et ne génère donc pas d'écho. (10)

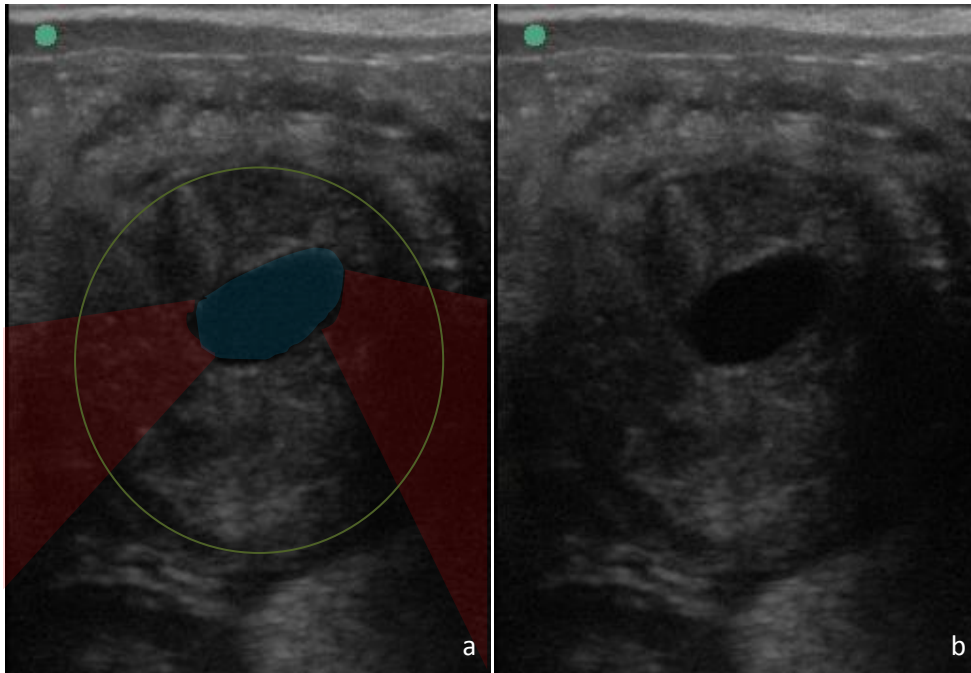


Figure 1 : Image échographique illustrant l'ombre de bord

a : Image légendée : ombre de bord en rouge, vésicule vitelline, en bleue et pourtour de l'endomètre en vert.
b : Image d'origine correspondante

g) Renforcement postérieur

Le renforcement postérieur est représenté par une zone hyperéchogène sous une structure anéchogène comme une cavité liquidienne (9,10,13). Il est dû au fait que l'atténuation de l'ultrason est minime dans les structures anéchogènes ainsi les ultrasons qui sont situés sous la cavité liquidienne sont moins atténués que les ultrasons qui se sont propagés dans les tissus mous avoisinants. (13)

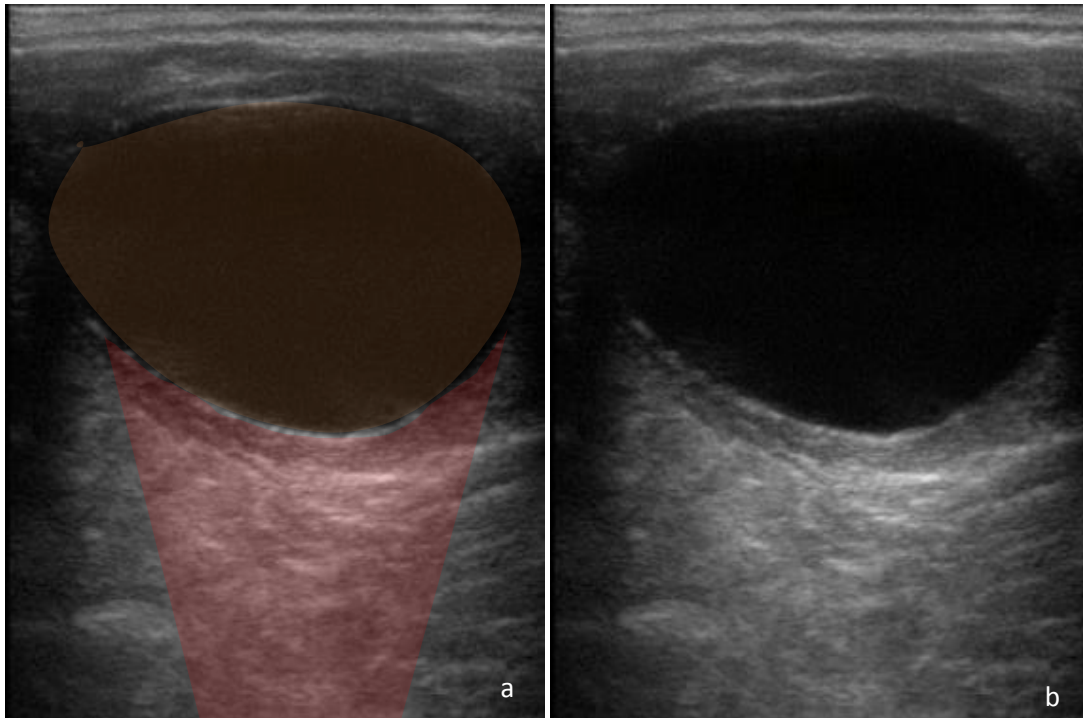


Figure 2 : Image échographique illustrant le renforcement postérieur présent sous un follicule ovarien

a : Image légendée : en rouge, le renforcement postérieur et en orange le follicule ovarien
 b : Image d'origine correspondante

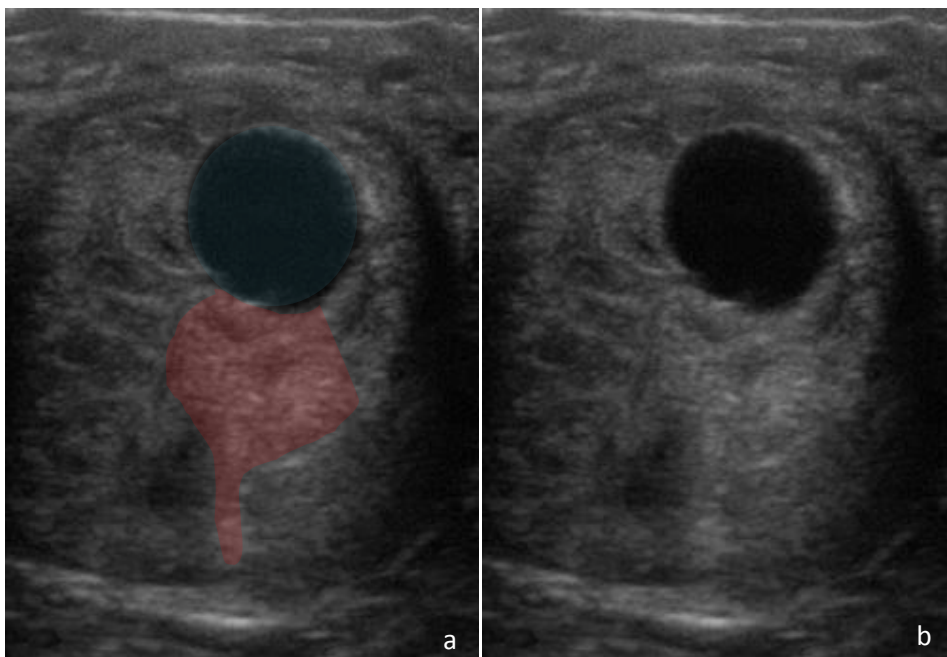


Figure 3 : Image échographique illustrant le renforcement postérieur présent sous un kyste

a : Image légendée : en rouge, le renforcement postérieur et en bleu le kyste endométrial
 b : Image d'origine illustrant le renforcement postérieur

h) Image en miroir

Une image en miroir de la structure d'intérêt se produit au niveau d'une interface réfléchissante, c'est-à-dire, séparant deux milieux d'impédances acoustiques très différentes. La deuxième image correspond à un artéfact, elle est identique et symétrique à la première image par rapport à l'interface réfléchissante. Les ultrasons sont réfléchis au niveau de l'interface réfléchissante, une partie des échos retourne vers le transducteur et une autre partie est réfléchi par la structure d'intérêt puis à nouveau réfléchi par l'interface réfléchissante avant de retourner au transducteur. Le délai entre l'émission des ultrasons et ces derniers échos est alors plus long et le calcul de la position de la structure par l'appareil est alors erroné pour la deuxième image. (9,10)

i) Réflexion spéculaire

La quantité d'échos qui retournent à la sonde est maximale lorsque les ondes ultrasonores rencontrent une interface lisse et perpendiculaire aux ultrasons (4). La réflexion spéculaire intervient lorsque les ultrasons rencontrent une interface lisse de façon oblique. Ils sont alors réfléchis ou réfractés avec un angle égal à l'angle d'incidence en valeur absolue. Plus cet angle est important moins les échos retournent à la sonde et la structure analysée apparaît faussement hypoéchogène (6,10). Cet artéfact est très fréquent en gynécologie équine avec l'utérus, la vésicule embryonnaire, les kystes utérins...

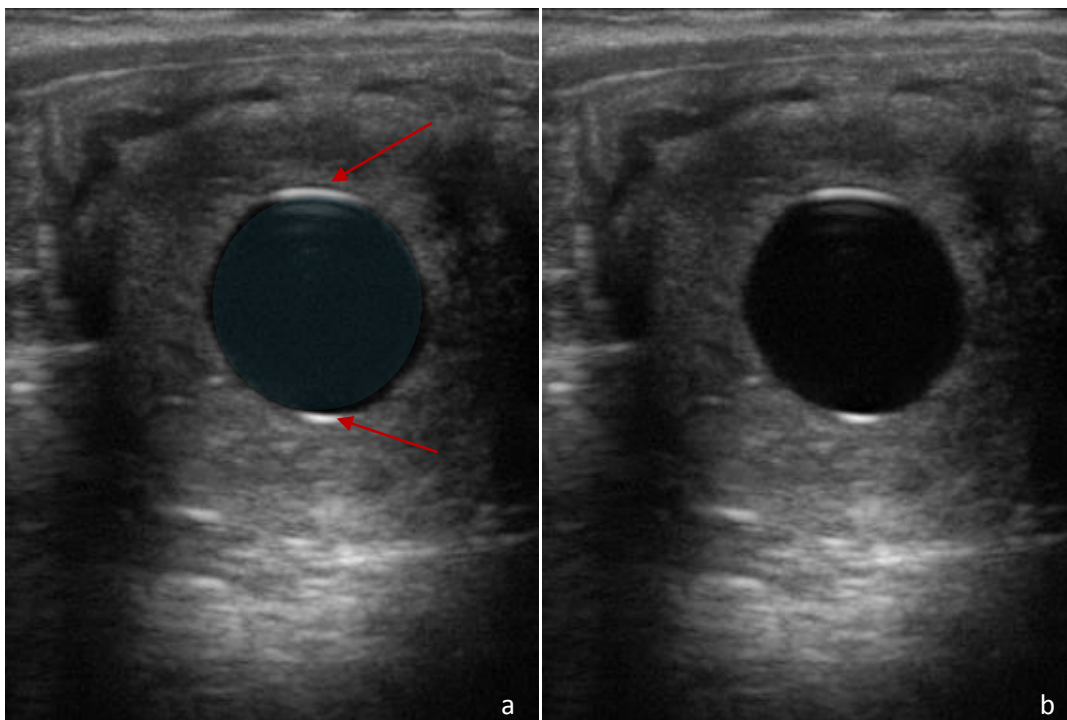


Figure 4 : Image échographique illustrant la réflexion spéculaire sur une vésicule vitelline

a : Image légendée : réflexion spéculaire signalée par les flèches rouges et en bleu la vésicule vitelline
b : Image d'origine correspondante

j) Lobe accessoire

Le transducteur émet un faisceau d'ultrasons composé d'un faisceau principal dirigé dans une direction, appelé lobe principal et de plusieurs faisceaux accessoires dans d'autres

directions, appelés lobes accessoires. Ces derniers sont de faible intensité et produisent un écho lorsqu'ils rencontrent une interface très réfléchissante comme l'air.

L'appareil analyse les échos en considérant qu'ils sont émis et que les échos reviennent dans une seule direction. Autrement dit, les échos provenant des lobes accessoires sont analysés comme ceux provenant du lobe principal. La position de ces échos est donc erronée ce qui génère l'artéfact de lobe accessoire. Ces artéfacts, étant de faible intensité, sont souvent inaperçus lors de l'examen de structures échogènes mais ils sont bien visibles lors de l'examen de structures anéchogènes. (9,10)

8) Qualité de l'image échographique et réglages

La qualité de l'image dépend essentiellement des caractéristiques de l'appareil notamment de la résolution et du gain.

a) Résolution

La résolution est la capacité à différencier deux structures voisines. On distingue la résolution latérale et la résolution axiale

i) Résolution latérale

La résolution latérale est la capacité à différencier deux structures situées à la même profondeur et dans un plan perpendiculaire au faisceau d'ultrasons. Elle correspond à la distance minimale entre ces deux structures pour qu'elles apparaissent par deux images distinctes à l'écran.

Elle dépend de la largeur du faisceau d'ultrasons qui varie lui-même en fonction de la fréquence. Ainsi, plus la fréquence est élevée, meilleure est la résolution latérale, autrement dit, plus l'image est de bonne qualité.

Elle peut également être améliorée par la focalisation du faisceau d'ultrasons par des lentilles convergentes ou par l'utilisation de sondes linéaires. (10)

ii) Résolution axiale

La résolution axiale est la capacité à différencier deux structures situées dans le même axe que le faisceau d'ultrasons. Elle correspond à la distance minimale entre ces deux structures pour qu'elles apparaissent par deux images distinctes à l'écran.

Elle dépend essentiellement de la longueur d'onde. Plus celle-ci est petite, meilleure est la résolution axiale et la qualité de l'image. Or, la longueur d'onde est inversement proportionnelle à la fréquence. Ainsi, plus la fréquence est élevée, plus la longueur d'onde est faible et meilleure est la résolution axiale. (10)

Tableau 6 : Résolution axiale en fonction de la fréquence de la sonde (10)

Fréquence de la sonde	Résolution axiale
2	0.77
3.5	0.44
5	0.31
7.5	0.20
10	0.15

b) Echelle des gris

Le nombre de nuances de gris dépend des caractéristiques techniques de l'échographe, il ne peut pas être modifié par l'opérateur. Plus il y a de nuances, meilleure est la capacité à différencier deux échos d'amplitudes voisines et meilleure est la qualité de l'image. En revanche, une grande échelle de gris fait perdre en contraste, il faut alors trouver le meilleur compromis pour avoir la meilleure image. (10)

Le contraste se règle par l'opérateur de manière à voir le plus de nuances de gris. (13)

c) Réglages des gains

Le gain permet d'amplifier les échos pour améliorer la brillance de l'image et obtenir une image de meilleure qualité (10,13). Le réglage du gain par l'opérateur peut se faire à plusieurs niveaux. Il est possible de régler le gain général qui amplifie tous les échos de manière identique, le gain proche qui amplifie uniquement les échos de la moitié supérieure de l'écran et le gain loin qui amplifie uniquement les échos de la moitié inférieure de l'écran. (13)

Certains échographes permettent le réglage étagé qui amplifie les échos différemment en fonction de la profondeur à laquelle ils sont générés. Les échos générés en profondeur sont plus amplifiés pour compenser l'atténuation due à la profondeur. (10,13) Un gain trop élevé entraîne une saturation de l'image qui devient blanche. Au contraire, un gain trop faible donne une image noire avec la perte des échos de faible intensité. (10)

d) Brillance

La brillance ou la luminosité contrôle la quantité de lumière associée à un écho. Le réglage de la brillance dépend de l'éclairage du lieu d'examen. Elle doit être réglée de façon à voir le minimum de lumière sur l'écran. (13)

e) Puissance

La puissance est la quantité d'énergie ou voltage délivré par les cristaux piézo-électriques. L'augmentation de la puissance se traduit par une augmentation de l'intensité des ultrasons émis et de l'amplitude des échos. Les puissances trop élevées sont à éviter car elles produisent plus d'artéfacts. (10,13)

f) Fixation de l'image

La majorité des échographes permettent de fixer l'image pour prendre le temps de l'analyser, faire des mesures ou la sauvegarder. Il est aussi possible de partager l'image en deux pour étudier une structure qui ne rentre pas sur l'écran ou pour comparer deux structures (follicules, ovaires...). (10)

B) Matériel

1) Types de sonde

a) Sonde linéaire

Les sondes linéaires sont des sondes électroniques, c'est-à-dire qu'elles sont composées de plusieurs cristaux piézo-électriques alignés en ligne droite qui sont excités de proche en proche (7,10,14). Ils émettent des ultrasons dans la même direction. L'image obtenue est alors rectangulaire (10,14).

Elles ont l'avantage de pouvoir examiner des organes proches de la sonde car la surface de contact avec l'organe à examiner est importante. La compréhension du plan de coupe est intuitive. (14)

Les sondes linéaires sont utilisées en gynécologie équine par voie transrectale (9,10,14). Elles peuvent aussi être employées pour l'examen des tendons en orthopédie équine (10,14). Leur surface de contact importante ne permet pas de les utiliser pour des échographies abdominales transcutanées (14).

b) Sonde sectorielle

Les sondes sectorielles sont des sondes mécaniques. Elles sont alors constituées d'un ou de plusieurs cristaux piézo-électriques oscillants qui émettent des ultrasons dans différentes directions. L'image obtenue s'élargit en profondeur. (10,14) La compréhension du plan de coupe est alors plus délicate que pour les sondes linéaires (14).

Elles ont l'avantage de permettre une grande surface d'exploration malgré une faible surface de contact. Elles sont alors recommandées lorsque la fenêtre acoustique, c'est-à-dire la surface qui laisse passer les ultrasons, est étroite comme au niveau d'un espace intercostal. Elles sont recommandées pour l'échocardiographie. Elles sont utilisées pour l'échographie abdominale par voie transcutanée notamment en gynécologie équine pour le sexage tardif.

Contrairement aux sondes linéaires, les structures proches de la sonde sont plus difficiles à examiner du fait de la petite surface de contact. (14)

c) Sonde convexe

Les sondes convexes sont des sondes électroniques (14). Le principe de construction est identique aux sondes linéaires mais les cristaux piézo-électriques sont alignés en arc de cercle et les ultrasons sont émis dans plusieurs directions (7,10,14). L'image est alors en forme de cône comme pour les sondes sectorielles mais elles ont une plus grande surface de contact que ces dernières. Elles ont les mêmes indications que les sondes sectorielles. (14)

2) Choix de la sonde pour l'examen échographique gynécologique transrectal chez la jument

Le choix de la sonde échographique dépend du type de sonde et de la fréquence de la sonde.

a) Choix du type de sonde

Les sondes linéaires sont les plus appropriées par leur conformation pour l'examen gynécologique transrectal chez la jument (7,10,14). La manipulation des autres types de sonde et l'interprétation des images sont plus difficiles et elles donnent des images erronées d'organites ovariens comme les follicules sphériques qui apparaissent ovoïdes (3). Les images contenues dans cette thèse ont été prise avec une sonde linéaire.

b) Choix de la fréquence de la sonde

La fréquence des ultrasons est inversement proportionnelle à leur profondeur de pénétration dans les tissus. Mais, elle est proportionnelle à la résolution de l'image qui est un des critères de qualité de l'image, détaillée dans la partie suivante. Ainsi, le choix de la fréquence se fait de manière à avoir le meilleur compromis entre la profondeur de l'organe à examiner et la résolution de l'image souhaitée. (9,10)

La fréquence des sondes disponibles sur le marché est en majorité de 3.5 MHz, 5 à 6 MHz et 7.5 à 8 MHz.

En échographie transrectale équine, les structures à examiner (ovaires et utérus) sont en général comprises entre 7 et 15 cm ce qui est compatible avec l'utilisation d'une sonde de 5 MHz (cf le tableau 1) (3,6,9,14,15). Elle permet de détecter des follicules à partir de 2 mm de diamètre, le corps jaune de sa formation à sa régression et la vésicule embryonnaire à partir du dixième jour de gestation (14).

Une sonde de 7.5 MHz peut être utilisée pour une étude plus détaillée de certaines structures (inférieures à 8 cm) avec une meilleure résolution mais avec une profondeur de pénétration plus faible. Ces sondes peuvent être utilisées pour les diagnostics de gestation précoces ou pour le diagnostic précoce du sexe du poulain en gynécologie.(6,14)

Les sondes de 3.5 MHz ne sont pas adaptées à l'examen de l'ovaire et de l'utérus. Elles permettent de visualiser des follicules à partir de 7 mm de diamètre et ont une profondeur d'exploration maximale de 20 cm mais la distance de focalisation optique est trop grande pour l'examen de l'ovaire et de l'utérus pour avoir des images de qualité. (3)

Les images contenues dans cette thèse ont été prise avec une sonde linéaire d'une fréquence de 5 MHz.

3) Choix de l'appareil

Plusieurs critères sont à prendre en compte pour le choix de l'appareil dont : la polyvalence, la praticité d'utilisation, la qualité d'image et la robustesse.

a) Polyvalence

Il est préférable d'opter pour un échographe qui accepte tous les types de sonde afin de pouvoir l'utiliser pour différentes espèces et différentes indications. La majorité des appareils aujourd'hui présente cette possibilité. (14)

b) Praticité d'utilisation

Pour une utilisation en gynécologie équine, un échographe portable qui fonctionne sur batterie est recommandé. Son autonomie est à prendre en compte. Les appareils d'aujourd'hui ont une autonomie qui varie entre 1 et 4h. (14)

Le poids des appareils est aussi à étudier. Les appareils légers (entre 1 et 2 kg) qui se portent au poignet ou en bandoulière sont moins cher mais présentent souvent moins de fonction que des appareils portables plus lourds (environ 9 kg) qui peuvent être utilisés pour une pratique mixte en canine (14).

c) Qualité de l'image

Le couple pénétrance des ultrasons et résolution, les possibilités de réglage de gris et la largeur de l'image sont intéressants à comparer (cf partie I A) 8)) (14).

d) Robustesse

Les appareils utilisés en pratique équine doivent être résistants aux chocs et aux lavages répétés (14).

e) Options

Certaines options sont pratiques à avoir en gynécologie équine notamment le gel de l'image, la mémorisation de l'image gelée sur une double image pour comparer 2 follicules par exemple, les mesures, l'enregistrement sur clé USB... (14)

4) Conseils d'entretien et d'utilisation des sondes

Les sondes sont imperméables et résistantes à la corrosion. Il est toutefois préférable d'utiliser un protège sonde jetable à chaque utilisation afin d'éviter la transmission de germes entre les juments. (2,4)

Les désinfections répétées peuvent endommager la sonde au long terme (4).

Pour éviter les artéfacts, il faut mettre du gel entre la sonde et la protection afin de chasser l'air (2,4).

La sonde ne se manipule pas en tirant sur le câble car il s'agit de la partie la plus fragile (4).

Après son utilisation, il faut enlever le gel sur la sonde avec un papier absorbant humide. Il ne faut pas la nettoyer avec des produits corrosifs (4).

Les cristaux piézo-électriques sont très fragiles, il faut éviter les chocs pendant son utilisation et la stocker dans sa protection afin de les éviter (4).

C) Technique de l'échographie transrectale de la jument

1) Lieu d'examen

Il est recommandé de réaliser l'examen échographique dans un endroit sombre car un excès de lumière entraîne des reflets sur l'écran et gêne à la visualisation de l'image (3,7). L'obscurité permet de visualiser toutes les nuances de gris donnant une qualité optimale de l'image (3).

2) Contention de la jument

L'examen échographique transrectal de la jument comporte des risques (16). La lacération rectale est la plus fréquente. D'après l'AVEF, elle survient dans 1 cas sur 20 000 et peut être perforante ou non. Des soins médicaux, voire chirurgicaux sont impératifs et le pronostic vital de la jument peut être engagé. La perforation rectale se complique souvent en péritonite mortelle (17).

L'examen transrectal doit se réaliser dans un travail afin de limiter les mouvements notamment pour diminuer le risque de lacération rectale, protéger l'échographe et l'opérateur (3,4,6,7,15).

Si la jument résiste excessivement, l'examen doit être interrompu et la jument peut être sédaturée (6).

L'AVEF recommande la signature d'un consentement éclairé par le propriétaire l'informant du risque de lacération mais aussi de celui de chute dans le travail pouvant engendrer des fractures nécessitant l'euthanasie (17).

3) Examen transrectal préalable

Une palpation rectale préalable est indispensable afin de réaliser une vidange complète du rectum, identifier la position des différents organes de l'appareil génital ainsi que de détecter d'éventuelles modifications anatomiques, physiologiques ou pathologiques (2,6,13,15).

Le gant de fouille doit être lubrifié avec du gel échographique (3,4,6,7,13). La jument peut être prévenue en posant une main sur la croupe. L'autre main doit être introduite délicatement dans le rectum en prenant une forme de cône pour passer l'anus. Les crottins doivent être retirés en plusieurs fois délicatement en mettant sa main à plat verticalement (4,13). L'ensemble du rectum doit être vidé car les crottins gênent la palpation des organes ainsi que leur visualisation (2,3,6,13).

Lors de la vidange du rectum, il est recommandé de limiter l'entrée d'air. En effet, le pneumorectum augmente le risque de lacérations rectales et l'air empêche le contact de la sonde à la muqueuse ce qui gêne la visualisation des organes.(6)

La palpation rectale commence par la palpation des cornes utérines. La bifurcation des cornes se situe en avant et ventralement à l'entrée du bassin. Chaque corne est suivie à partir de la bifurcation. Leur consistance varie en fonction du stade du cycle. Elle se poursuit par la palpation des ovaires. L'ovaire gauche se trouve en avant du milieu de la branche montante de l'ilium. L'ovaire droit est plus en avant que l'ovaire gauche. Les ovaires sont ronds ou ovales et leur taille physiologique varie entre celle d'une noix et d'une orange. Les follicules ont une forme de dôme à la surface de l'ovaire de 10 à 25 mm de diamètre et ont une consistance dure. Les follicules préovulatoires ont la forme d'un dôme de 30 à 50 mm de diamètre et ont une consistance dure ou souple. Les corps jaunes récents sont repérables par une dépression dans l'ovaire. La palpation rectale se termine par la palpation du col de l'utérus. Pour cela, il faut partir de la bifurcation des cornes et reculer la main à plat en faisant des petits mouvements de gauche à droite. Le col est palpable lorsque le poignet est au niveau de l'anus. (6,15)

4) Méthodologie de l'examen échographique de l'appareil génital de la jument

L'introduction de la sonde dans le rectum doit aussi se faire délicatement. Elle doit être placée dans le creux de la main afin de diminuer le risque de traumatisme engendré par la sonde. (3,6,15)

L'échographie est une technique d'imagerie qui s'interprète par la reconstruction mentale de l'organe examiné à partir des images successives. Il s'agit d'un examen dynamique (4,15). Le déplacement de la sonde doit être lent afin d'explorer en détail l'ensemble de l'appareil génital (2-4,15). En effet, une rotation de la sonde de 30° entraîne un décalage important du plan de coupe, de 5 cm à proximité de la sonde à 10 cm en profondeur (2).

Les images des différents organes examinés doivent être au centre de l'écran afin de faciliter leur interprétation (6,13).

L'échographie transrectale de l'appareil génital doit se faire méthodiquement en suivant toujours le même ordre d'examen des différents organes(3,6,13,15).

Il faut commencer par examiner le col puis le corps utérin (3,6,13). Le repérage de la vessie peut aider à trouver l'utérus. Elle se trouve en dessous et en arrière de celui-ci (2-4,15). L'urine n'est pas anéchogène chez la jument. Son échogénicité est due à sa richesse en mucus et en bicarbonate de calcium. (2,13)

La sonde linéaire est parallèle au col et au corps de l'utérus, ce qui donne une image en coupe longitudinale (en forme de bande). Il faut alors déplacer la sonde de gauche à droite pour explorer l'organe dans toute sa largeur. Il faut aussi varier doucement de quelques millimètres l'angle de la sonde afin d'identifier leur diamètre maximal (3,4,13,15). La sonde est avancée progressivement le long du col puis du corps utérin jusqu'à la bifurcation utérine où une partie de l'image est perdue (2-4,6,13,15).

Il faut alors déplacer la sonde latéralement et l'incliner légèrement, entre 6 et 9h, à gauche pour explorer la corne gauche puis l'ovaire gauche puis revenir à la bifurcation des cornes en suivant la corne gauche pour examiner la corne droite puis l'ovaire droit. Les cornes sont suivies en coupes transversales (images rondes) en déplaçant la sonde lentement latéralement et légèrement vers l'avant jusqu'à leur extrémité où l'image disparaît.(2,3,6) Le diamètre des cornes diminue au cours de la progression vers l'extrémité qui est arrondie (13).

Pour examiner les ovaires, il faut, à partir de l'extrémité de la corne, incliner à nouveau la sonde, entre 8 et 10h et l'avancer légèrement (3,4,15). L'ovaire se trouve entre 0 et 5 cm de l'extrémité de la corne. Il est facilement reconnaissable par les follicules (3,13). Il faut alors balayer l'ensemble de l'ovaire de bas en haut afin d'avoir de multiples coupes des organites ovariens et de déterminer leur nombre et leur taille. (3,4,7,15) Généralement, l'ovaire gauche est au dessus de la corne gauche et l'ovaire droit est en avant de la corne droite. L'ovaire droit est toujours plus crânial que l'ovaire gauche. (4,15)

L'examen se termine en ressortant la sonde en repassant sur la corne, le corps et le col de l'utérus. Ainsi, l'ensemble de l'utérus est examiné deux fois. Cela permet de localiser précisément la gestation et les pathologies utérines et d'éviter de passer à côté d'une gestation multiple ou d'une pathologie. (3,4,6,12)

En pratique, il est recommandé pour les premières fois de palper des juments en phase lutéale, l'utérus étant plus ferme et donc plus facile à reconnaître (4).

II) L'appareil génital de la jument non gravide : anatomie, physiologie et images échographiques normales

A) Anatomie

Les organes sexuels de la jument sont constitués des ovaires et du tractus génital, formé par les trompes de Fallope, l'utérus, le col, le vagin et la vulve.

1) Appareil génital externe

La vulve est l'orifice externe de l'appareil génital femelle (1,18). Elle est formée par deux lèvres qui s'ouvrent sur environ 7 cm et qui sont normalement adjacentes et verticales (4). Ces lèvres sont recouvertes d'une peau fine, pigmentée et souple, qui comporte de très nombreuses glandes sébacées et sudoripares (1,5,19). Sous la peau, une couche musculaire, associée au clitoris, est capable de contracter la vulve et de provoquer son ouverture : la jument "clignote" (20). Ce muscle est, en partie, responsable de la rétraction de la vulve en dioestrus et de son allongement en oestrus (5). Généralement, la conformation vulvaire se dégrade avec l'âge et le nombre de poulinage suite à un relâchement musculaire, elle s'horizontalise (4). La descente des organes abdominaux dans la cavité ventrale, qui se produit au cours de la vie de la jument, rétracte l'anus cranialement et aggrave ainsi l'inclinaison de la vulve. Ces défauts sont aussi plus marqués chez une jument maigre (4). Une mauvaise conformation augmente le risque de pathologies telles que le pneumovagin, urovagin ou l'endométrite (20).

Le clitoris mesure 5 à 8 cm de long, et son gland s'observe après écartement des lèvres, dans la fosse clitoridienne (1,5).

2) Vagin et ses annexes

Le vestibule du vagin s'étend de l'anneau vestibulo-vaginal à la vulve. Il est tubulaire, mesure environ 10 à 15 cm de long et présente une orientation descendante de 60° par rapport à l'horizontale (21).

L'anneau vestibulo-vaginal, repli de la paroi, est un bulbe érectile qui assure l'étanchéité des voies génitales postérieures (21). Il forme chez les pouliches une membrane complète : l'hymen. L'urètre s'ouvre juste en arrière cette région, au centre du plancher postérieur du vagin. (1)

Le vagin s'étend de l'anneau au col utérin et mesure 20 à 25 cm de long et 10 à 15 cm de diamètre (3-5,21,22). A l'état normal, la lumière n'est pas observable, les parois vaginales sont accolées (5,13,20). Ses possibilités de dilatation ne sont limitées que par le squelette de la ceinture pelvienne qui l'entoure. En effet, ses parois sont constituées d'un revêtement muqueux interne et musculaire externe, très élastiques (5,20). L'extrémité craniale du vagin

s'insère autour du col utérin via le fornix vaginal (1,22). L'examen échographique du vestibule du vagin permet d'identifier le sphincter vestibulo-vaginal qui est un muscle assez important (13).

3) Utérus

Le col ou cervix a une longueur de 6 à 8 cm de long (3,21,22) et un diamètre de 4 à 5 cm (20). Une partie du col fait saillie dans la cavité vaginale et peut être observée avec un spéculum inséré dans le vagin. L'aspect du col varie aussi considérablement en fonction du cycle œstral de la jument (1,21).

L'utérus est un organe musculueux, creux, formé d'un corps et de deux cornes qui ont quasiment la même longueur. Il est ainsi dit *bicornis* et a forme de Y ou de T (21,22). Les cornes communiquent avec les trompes de Fallope au sommet et le corps avec le col à l'extrémité opposée. D'un point de vue topographique, seul le tiers caudal, le corps de l'utérus se trouve dans la cavité pelvienne (3). Le reste de l'utérus est appendu dans la cavité abdominale de chaque côté du côlon descendant par le ligament large (3,22). Bien que formant un méso continu, il est couramment divisé en trois zones : le mésovarium attaché à la quatrième ou cinquième vertèbre lombaire et soutenant les ovaires, le mésosalpinx soutenant les trompes utérines et enfin le mésométrium soutenant les cornes utérines (1). Ces membranes assurent une relative fixité des organes dans la cavité abdominale. Les artères, veines et nerfs qui irriguent et innervent l'utérus et les ovaires passent aussi dans ce ligament (1). En dehors de la gestation, l'utérus est relativement de petite taille. Le corps mesure 20 cm environ et à un diamètre de 8 cm (4,5,21). Cependant la forme et les dimensions de l'organe varient au cours du cycle œstral. Les cornes ont une longueur de 15 à 25 centimètres et un diamètre de 6 cm qui diminue en remontant vers les ovaires (13,21).

4) Trompes utérines

Les trompes utérines ou trompes de Fallope ou oviductes ou salpinx cheminent en bordure du ligament large (1,22). Chaque trompe est tortueuse et mesure de 20 à 30 cm (1,4,5,21). Leur diamètre varie entre 2 et 8 mm et se réduit à l'approche des ovaires (5,21). Elles se composent de trois parties : le pavillon aussi appelé infundibulum, l'ampoule et l'isthme (1,22). Le pavillon est uni à l'ovaire par la *fimbria ovarica*, il récolte l'ovocyte après l'ovulation (22). L'ovocyte est ensuite acheminé grâce aux contractions de l'isthme jusqu'à l'ampoule. L'ampoule est le lieu de la fécondation. L'isthme permet aussi la remontée des spermatozoïdes (1,4). La papille utéro-tubulaire est un petit tubercule rigide formant une sorte de sphincter isolant les oviductes de l'utérus (1,21). Les oviductes ne sont pas accessibles à l'échographie transrectale (23).

5) Ovaires

Les ovaires sont des glandes paires appendues dans la cavité abdominale (22). Ils sont arrondis et mesurent environ 6,5 cm de long, 3,5 cm de large et 3,5 cm d'épaisseur (15,22). Leur poids varie de 20 à 170 g en fonction de l'âge, de la saison et de la race (6,15,22). Ils présentent une fosse d'ovulation de 5 mm de profondeur, sur le bord libre. Ils sont recouverts d'une épaisse albuginée et sont enveloppés de péritoine, excepté la fosse d'ovulation (6,22). Les follicules et corps jaunes sont intra-ovariens. Un follicule pré-ovulatoire pèse jusqu'à 80g. Il en est de même pour un corps jaune. (22)

D'un point de vue topographique, ils se situent contre la voute lombaire, appendus par le mésovarium, à environ 50-60 cm de la vulve (15,22). L'ovaire droit est en contact avec le caecum alors que le gauche se perd entre les anses jéjunales et du petit colon (3).

B) Physiologie

1) Saisonnalité

La jument est une espèce polyœstrienne et saisonnière (1,4,6,7). Dans l'hémisphère nord, la majorité des juments présente une activité ovarienne avec plusieurs œstrus successifs de mars à octobre et une inactivité ovarienne en hiver appelée anœstrus saisonnier (1,4,6,7,24). Il s'agit d'une espèce de jours longs (1,4,24). Une minorité (environ 15%) présente une activité ovarienne toute l'année (6,7,24).

L'entrée et la sortie de la période d'anœstrus saisonnier dépend principalement de la photopériode (1,1,4). La glande pinéale perçoit la luminosité de l'environnement. Dans l'obscurité, elle synthétise la mélatonine qui inhibe la sécrétion de GnRH produite par l'hypothalamus. La diminution de concentration de GnRH entraîne une diminution des concentrations de FSH et LH produites par l'hypophyse. Ces concentrations restent basses tout au long de la période d'anœstrus (7). Quand la durée des jours augmente, au printemps, la production de mélatonine est moindre. Les concentrations en FSH et LH augmentent progressivement et l'activité ovarienne reprend. (6,20,25)

Les effets d'autres facteurs environnementaux et individuels ont été étudiés mais aucune étude n'a démontré de véritables liens sauf un mauvais état de santé ou d'état corporel de la jument qui retardent la sortie d'anœstrus (1).

L'état corporel de la jument est un élément régulateur de l'activité ovarienne (1,26). Les juments maigres présentent un anœstrus saisonnier long avec seulement quelques cycles ovariens pendant la saison de reproduction. Au contraire, les juments obèses présentent un anœstrus saisonnier court ou une activité cyclique permanente. La fonction ovarienne est liée à l'état d'engraissement par l'intermédiaire de la leptine, une protéine sécrétée par le tissu adipeux. (3,26)

La durée des chaleurs pour une même jument semble répétable (1,4).

2) Durée du cycle œstral

Le cycle œstral correspond à l'intervalle entre 2 ovulations appartenant à 2 cycles successifs mais, plusieurs ovulations peuvent se produire pendant un même cycle. Il dure en moyenne 21 jours (de 18 à 24 jours) et comprend deux phases. (6,7,25)

Une phase d'œstrus ou phase folliculaire correspondant aux chaleurs pendant laquelle a lieu la fin de la croissance folliculaire préovulatoire jusqu'à l'ovulation. Durant cette phase, la jument accepte l'étalon et le tractus génital est apte à recevoir et transporter les spermatozoïdes jusqu'à l'oviducte pour la fécondation.(4,6) Elle dure en moyenne 7 jours mais elle est très variable et peut durer de 2 à 12 jours (4,6,7,25). Comme vu précédemment, cette variabilité s'explique principalement par la photopériode (1,4). La durée de l'œstrus est maximale en début de saison de reproduction, minimale en juillet et août et augmente en fin de saison de reproduction (4,6).

La deuxième phase est la phase de dioestrus ou phase lutéale qui commence par la mise en place du corps jaune jusqu'à sa régression (4,6). La jument n'accepte pas l'étalon pendant cette phase et le tractus génital est apte à recevoir l'embryon (4,6,25). La durée de vie du corps jaune et donc la durée de la phase lutéale est assez constante, en moyenne 14 jours (4,6,7).

3) Ovogénèse

L'ovogénèse correspond à l'évolution des ovocytes.

Pendant les deux premiers tiers de sa vie intra-utérine, la femelle fabrique son stock définitif de cellules sexuelles correspondant aux ovocytes I à 2n chromosomes bloqués au début de la première division de méiose. La méiose est une succession de 2 divisions qui aboutit à la formation de cellules à n chromosomes. Suite à la fécondation, une cellule à 2n chromosomes est reformée.

La méiose se termine au moment de l'ovulation pendant laquelle a lieu la première division de méiose aboutissant à un ovocyte II à n chromosomes. La deuxième division de méiose se produit après la fécondation par le spermatozoïde et il en résulte la formation d'un ovule. (4,22)

4) Folliculogénèse

La folliculogénèse correspond à l'évolution des follicules.

Les ovocytes I à 2n chromosomes formés pendant la vie in-utéro sont entourés de quelques cellules folliculaires et l'ensemble forme des follicules dit primordiaux ou de réserve. (4,22)

A partir de la puberté, chaque jour, quelques follicules primordiaux débutent leur croissance (3,27). Ils évoluent en follicules primaires contenant un ovocyte I et une couche régulière de cellules folliculaires puis en follicules secondaires contenant un ovocyte I et plusieurs couches de cellules folliculaires, la membrane pellucide et les thèques. Et enfin en follicules tertiaires contenant un ovocyte I et plusieurs couches de cellules folliculaires, la membrane pellucide, la granulosa, les thèques internes et externes. Les follicules tertiaires sont préantraux avant d'évoluer en follicules tertiaires cavitaires après 85 jours de croissance par sécrétion du liquide folliculaire par les cellules folliculaires. (4,22,27) Ces follicules mesurent de 5 à 10 mm de diamètre. Ainsi, quel que soit le stade du cycle ou le stade physiologique, les ovaires portent des petits follicules. (1,4,22)

Le dernier stade de la folliculogénèse est le follicule de De Graaf aussi appelé follicule mûr ou follicule préovulatoire. Ce stade est atteint uniquement par le follicule dominant (1,4,22).

5) Croissance folliculaire

La croissance folliculaire se fait par vagues c'est-à-dire par la croissance simultanée de généralement 5 à 6 follicules tertiaires cavitaires de 5 à 10 mm de diamètre (1,4,6,7). Chez 80% des juments, une seule vague a lieu par cycle (1,15,24,25).

Une vague correspond au recrutement de follicules, à la sélection et à l'ovulation du follicule dominant (6,7,24,25).

Le recrutement des follicules commence pendant le dioestrus, 10 à 15 jours avant l'ovulation, sous l'influence de la FSH, hormone responsable de la croissance folliculaire (1,4,7,25). Les follicules sont sensibles à l'action de la FSH à partir de 5 à 10 mm de diamètre (3,27).

Lorsqu'un follicule atteint 20 mm de diamètre, il devient follicule dominant et inhibe la sécrétion de FSH entraînant la régression des autres follicules en croissance. Il s'agit de la phase de sélection du follicule dominant (1,4,6). La codominance de 2 follicules est possible. La fréquence est de 10 à 40% (13).

Lorsque le follicule dominant atteint 35 mm de diamètre, il devient follicule préovulatoire qui peut potentiellement ovuler sous l'effet de la LH mais tous les follicules d'au moins 35 mm n'ovulent pas (1,4,11,25). Et, un follicule peut ovuler à un diamètre très supérieur à 35 mm, certains ovulent à des tailles extrêmes de 60 mm (2,13,25). D'autres ovulent à un diamètre inférieur à 35 mm (2,6,7). En moyenne, les follicules ovulent à un diamètre compris entre 40 et 50 mm de diamètre (2,6).

Une étude menée à l'Ecole Nationale Vétérinaire de Nantes réalisée sur plusieurs années sur 23 juments et 623 ovulations diagnostiquées a montré que 8.7% des ovulations ont eu lieu alors que le diamètre des follicules était inférieur à 35 mm. Ces ovulations ont concerné 75% des juments sur au moins un cycle. Cette étude a aussi montré que le diamètre moyen des follicules à l'ovulation est de 40.7 mm avec une variabilité allant de 27 à 60 mm et une médiane de 40 mm (autant d'ovulation pour des follicules de moins de 40 mm que pour des follicules de plus de 40 mm). (3)

Il existe une prédisposition raciale concernant le diamètre du follicule ovulatoire. Chez les poneys et les races miniatures, les follicules ovulent à un diamètre inférieur ou égal à 30 mm. Au contraire, chez les chevaux lourds, les follicules ont tendance à ovuler à partir de 45 mm de diamètre. Des facteurs environnementaux influencent aussi la taille des follicules ovulatoires. Ils sont généralement plus gros en début de saison de reproduction (de mars à mai) (6). Le moment de l'année joue également sur le diamètre à l'ovulation. La taille des follicules à l'ovulation est plus grande en début de saison de reproduction (3).

La croissance folliculaire est linéaire (4). Le diamètre des follicules augmente de 3 mm par jour jusqu'à ce qu'il atteigne 30 mm (1,4,6,13,15,24,28). Puis, la croissance folliculaire diminue entre 1.5 et 2 mm par jour jusqu'à l'ovulation (13).

Les follicules recrutés qui n'ont pas été sélectionnés régressent. Ils sont appelés follicules atrophiques (6). Leur diamètre stagne puis diminue. La régression est deux fois plus lente que la croissance. Leur diamètre diminue alors de 1.5 mm par jour (4). Le contrôle hormonal de l'atrophie n'est pas connu (1).

Cette vague folliculaire est appelée vague principale. Elle est présente à chaque cycle et entraîne l'ovulation pendant l'œstrus (4).

Les juments ont la particularité de pouvoir présenter une seconde vague de croissance folliculaire ou vague secondaire qui a lieu en présence du corps jaune issue de la vague principale (1,4,6,13,25,27). Cette particularité concerne une minorité (20%) de juments et certaines races sont prédisposées telles que les pur-sangs, les Hanovriens et les juments de traits (1,6,25). Le deuxième follicule dominant peut régresser ou dans la minorité des cas (4 à 20% des cycles selon les études), ovuler et aboutir à la mise en place d'un deuxième corps jaune malgré l'imprégnation de progestérone sécrétée par le premier corps jaune (1,4). Le contrôle hormonal de la deuxième vague de croissance n'est pas connu. Chez les autres espèces, la progestérone sécrétée par le corps jaune exerce un rétrocontrôle négatif sur la LH empêchant l'ovulation. (4)

La mise en place d'un deuxième corps jaune peut aboutir à la formation d'un corps jaune persistant si la lutéolyse du premier corps jaune a lieu alors que le deuxième n'est pas

encore sensible aux PF2 α , c'est-à-dire qu'il a moins de 6 jours. Il va persister et sécréter de la progestérone pendant 60 à 80 jours, ce qui correspond à sa durée de vie. (4,7,27)

6) Ovulation

Au cours de l'ovulation, le follicule préovulatoire se rompt et libèrent le liquide folliculaire et l'ovocyte (4,6,7,13,25).

L'ovulation est un phénomène rapide qui dure généralement entre 2 et 7 minutes. L'ovulation survient majoritairement 48h avant la fin de l'œstrus (6,28). Parfois, elle peut survenir un peu avant (dans 10 à 15% des cycles) et parfois, dans la journée ou les 2 jours qui suivent la fin de l'œstrus alors que la jument refuse la saillie (dans 10 à 15% des cycles) (28).

Le contrôle hormonal de l'ovulation se fait par la LH, hormone lutéinisante. Chez la jument, le pic de LH a lieu 48 heures après l'ovulation. (1,6,25)

7) Formation et régression du corps jaune

Après l'ovulation, la paroi du follicule rompue saigne et un caillot sanguin comble l'espace libre qui était occupé par le liquide folliculaire d'où le terme de follicule hémorragique ou corps jaune hémorragique pour désigner la structure qui reste sur l'ovaire composée des cellules de la granulosa et des thèques (4,7). Le diamètre du follicule hémorragique est en moyenne 75% de celui du follicule ovulatoire mais il peut être supérieur à celui du follicule préovulatoire (1,7).

Le follicule hémorragique devient corps jaune à partir de 5 jours après l'ovulation suite à la lutéinisation des cellules de la granulosa et de la thèque interne (4,7,11). Dans la littérature, le terme de corps jaune est aussi employé pour parler de la structure lutéale précoce. Les deux termes sont parfois confondus. (7)

Le corps jaune sécrète de la progestérone (1,4,6,7).

Chez les juments non gravides, l'endomètre sécrète de la PF2 α responsable de la lutéolyse du corps jaune 13 à 16 jours après sa formation (6,7,20,24,25). Le corps jaune hémorragique, c'est-à-dire, la structure lutéale ayant moins de 5 jours après l'ovulation n'est pas sensible à la prostaglandine. Par contre, le corps jaune est sensible dès le cinquième jour après l'ovulation. (1,1,7)

Lorsque le taux de progestérone est suffisamment faible (<2 nmol/L), la jument rentre en chaleur (24).

8) Phases de transition

a) Transition printanière

La période de transition printanière marque le passage de l'inactivité ovarienne au retour d'une activité ovarienne cyclique (7).

Au printemps, l'allongement de la photopériode entraîne le passage de la période d'anoëstrus saisonnier à la période de transition durant laquelle l'axe hypothalamo-hypophysio-ovarien reprend progressivement son activité suite à une diminution de la

concentration de mélatonine (1,6,7,24). L'augmentation plus rapide de la concentration en FSH, l'hormone responsable de la croissance folliculaire, que celle de LH, l'hormone responsable de l'ovulation, est à l'origine de la croissance de follicules qui n'ovulent pas. (1,7,24)

Cette période de transition peut durer jusqu'à 6 semaines (7).

Pour la moitié des juments, les premières chaleurs de la saison de reproduction sont longues, elles peuvent durer de 28 à 63 jours (4). Cela s'explique par la succession de vagues folliculaires qui se chevauchent et qui aboutissent à la formation d'un follicule dominant qui faute de LH n'ovule pas et s'atrophie (4,28). La présence en permanence de follicule dominant entraîne un œstrus permanent, aussi appelé hyperœstrus (3,4,6,28). Les cycles sont souvent irréguliers pendant cette phase (6,7).

L'autre moitié des juments ne présente pas d'œstrus car les vagues de croissance n'aboutissent pas à la sélection d'un follicule dominant. La première vague de croissance folliculaire complète associée à des chaleurs se terminera par l'ovulation du follicule dominant. (4)

Une étude a montré qu'en moyenne 3 vagues de croissance folliculaire avec un maximum de 7 vagues se produisent avant la première ovulation lors de la période de transition printanière (6).

La fin de la période de transition printanière est marquée par la première ovulation de la saison de reproduction (4,7).

b) Transition automnale

En automne, le raccourcissement de la photopériode entraîne la sortie progressive de l'œstrus (7).

Lors du dernier cycle de la saison de reproduction, la croissance folliculaire a lieu mais l'absence de pic de LH est à l'origine de l'absence d'ovulation et de l'entrée en anoestrus saisonnier (4).

C) Echo-anatomie

1) Utérus

L'utérus a une section transversale ronde ou ovale. Son échogénité est variable au cours du cycle. La transition entre l'endomètre et le myomètre se matérialise par une ligne hypoéchogène. Le péritoine viscéral est défini par un mince trait hypoéchogène. (2)

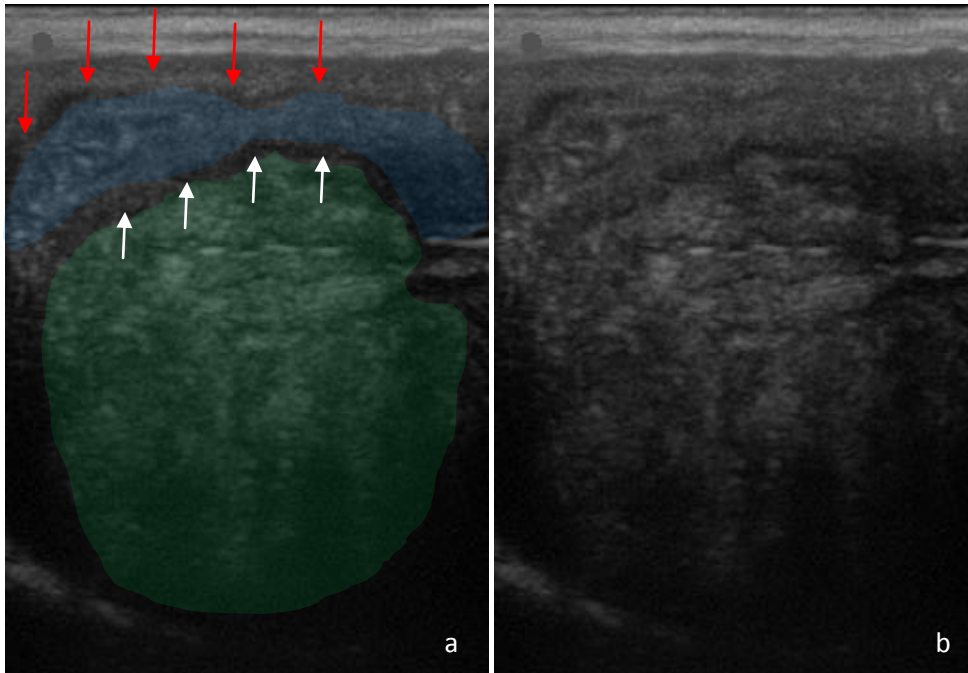


Figure 5 : Image échographique d'une corne utérine en coupe transversale

a : Image légendée : la transition entre l'endomètre en vert et le myomètre en bleu est soulignée par les flèches blanches. Le péritoine viscéral est mis en évidence par les flèches rouges

b : Image d'origine d'une corne utérine en coupe transversale

2) Ovaires

Les ovaires portent de nombreux follicules séparés par le stroma ovarien uniformément échogène (6,15).

Les follicules sont des structures rondes, remplies de liquide et délimités par une fine paroi (2,6). En échographie, ils apparaissent par une image sphérique anéchogène délimité par une ligne échogène régulière, très fine et pas réellement distincte du stroma ovarien. (2,3,6,15,28)

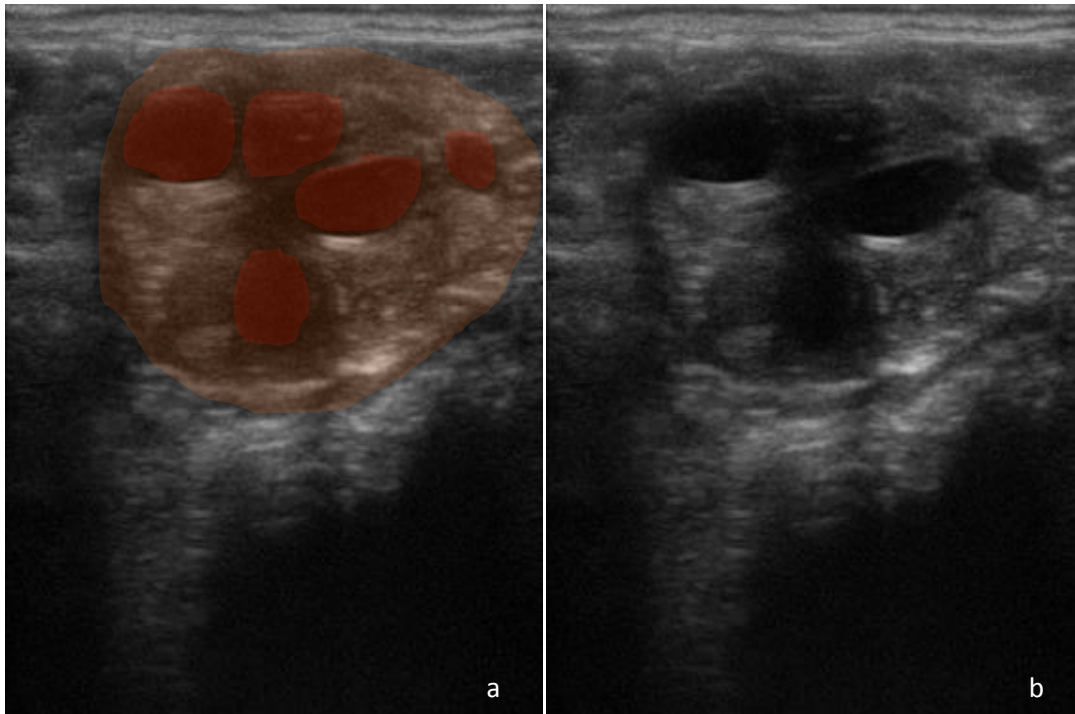


Figure 6 : Image échographique d'un ovaire portant de nombreux petits follicules

a : Image légendée : les follicules ovariens sont représentés en rouge et le stroma ovarien en orange
b : Image d'origine d'un ovaire portant de nombreux petits follicules

Parfois, ils n'apparaissent pas totalement sphériques du fait de la compression par des follicules voisins (2,3,15). Plusieurs incidences sont nécessaires pour bien repérer les limites du follicule (3,28). Lorsqu'un follicule n'est pas sphérique, le diamètre à prendre en compte est le diamètre moyen en mesurant la longueur et la largeur du follicule (3,24,28).

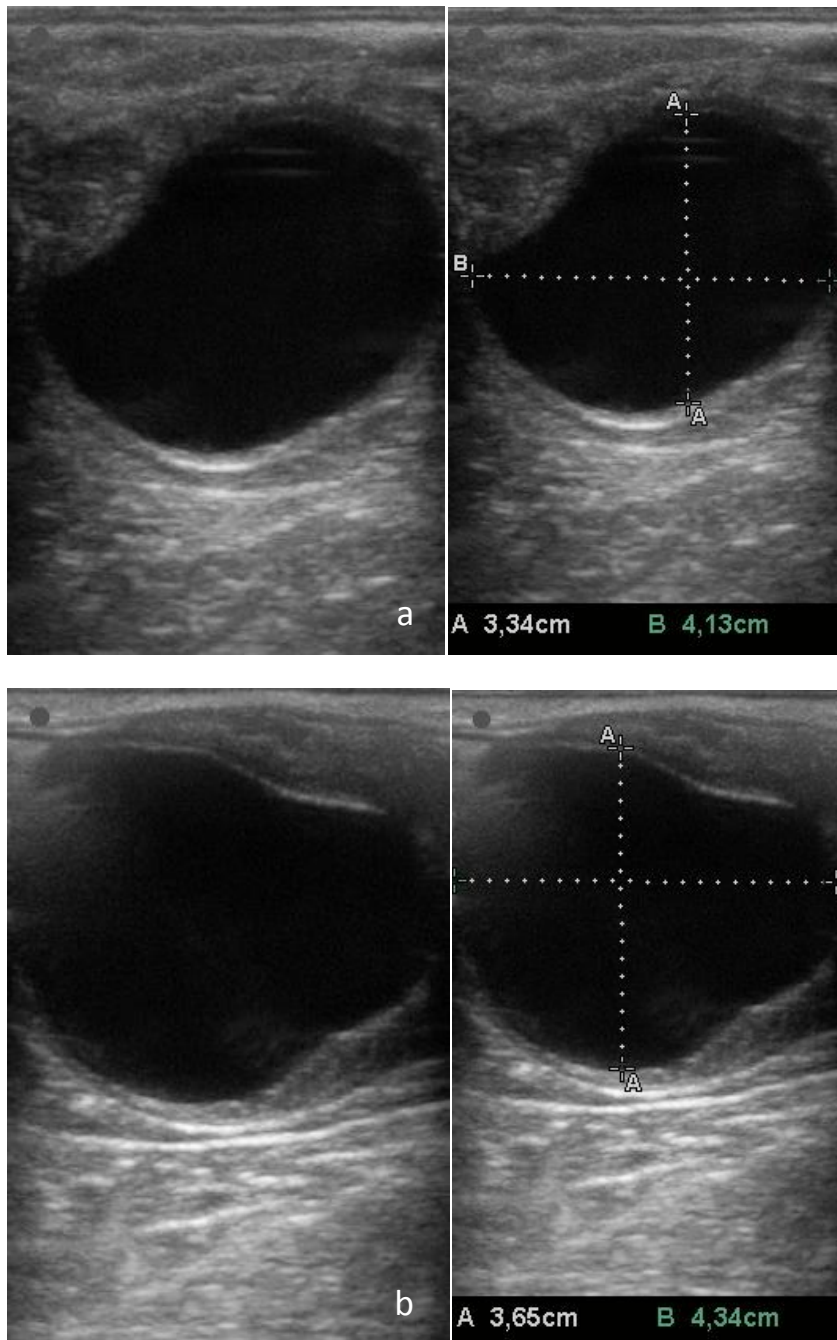


Figure 7 : Images échographiques de différents follicules ovariens non sphériques

a : Image d'origine et image avec mesures d'un follicule ovarien non sphérique, le diamètre est de 3,73 cm

b : Image d'origine et image avec mesures d'un follicule ovarien non sphérique, le diamètre est de de 3,99 cm

Il faut aussi être vigilant sur le fait que deux follicules de petites tailles peuvent être accolés et la paroi étant très fine, elle n'est pas toujours visible à l'échographie. Ils peuvent donner une fausse image d'un seul gros follicule. C'est pourquoi, il faut balayer l'ensemble de l'ovaire sous différents angles pour avoir plusieurs incidences du même follicule.(3,10,11,15)

Lors de la saison de reproduction, de nombreux follicules de différentes tailles sont présents en permanence. Certains sont en croissance, d'autres régressent. Certains font partie de la vague principale et d'autres de la vague secondaire. Pour différencier, un follicule en croissance d'un follicule qui régresse, il faut le mesurer régulièrement. Un examen échographique isolé ne permet pas de les différencier. (4)

D) Evolution des images utérines au cours du cycle œstral

Les images échographiques de l'utérus évoluent au cours du cycle oestral en association avec les variations hormonales (1).

1) Anoestrus

L'aspect de l'utérus témoigne de l'absence d'activité sexuelle.

A l'inspection, l'utérus et le col sont secs et pâles. Les sécrétions et la vascularisation sont réduites (7,29). Les parois sont atrophiées (1).

A la palpation transrectale, l'utérus est flasque, sans tonus, avec des parois accolées, l'organe devient difficile à distinguer de la masse intestinale (1,7,29–31).

Le col est ferme et tonique ce qui le rend facilement individualisable à la palpation transrectale (7,30). En général, il admet difficilement un doigt, mais il arrive qu'il se relâche et s'ouvre (7,21,31).

A l'échographie, l'utérus est petit, rétracté, d'échogénicité tissulaire et homogène (2,3,7). Il est difficile de le discerner des autres organes pelviens. En effet, les replis endométriaux sont peu visibles et présentent une échogénicité avec une fine apparence granuleuse (2). Il est aussi possible de distinguer différentes couches au sein de la paroi utérine, celles-ci correspondent aux différences d'échogénicité entre l'endomètre et le myomètre (1).

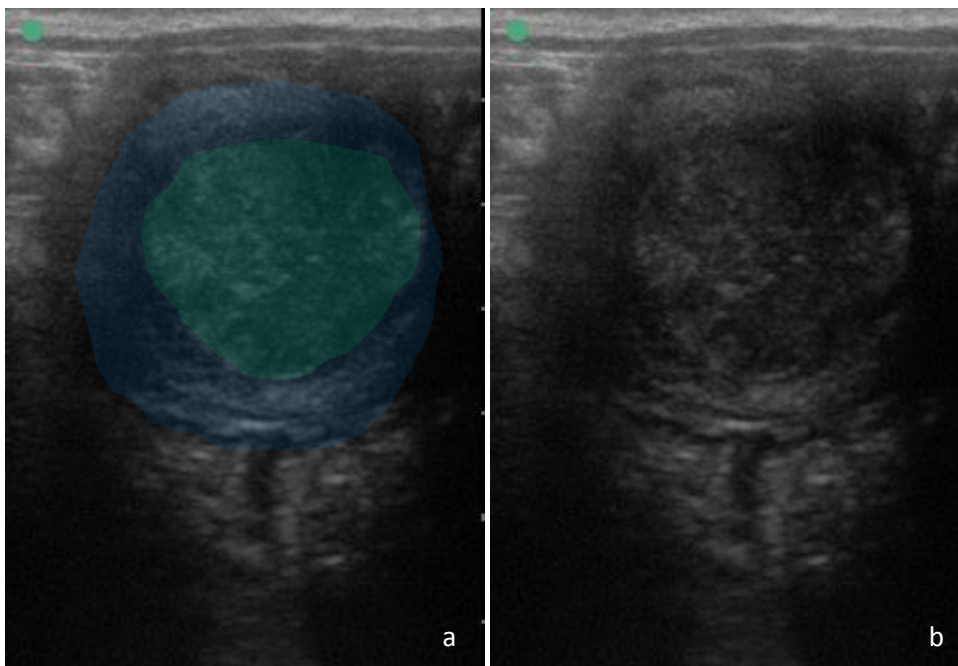


Figure 8 : Image échographique d'une corne utérine pendant l'anoestrus

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert et le myomètre en bleu

b : Image d'origine d'une corne utérine en dioestrus

2) Phases de transition

En période de transition, les changements utérins et ovariens ne sont pas synchrones ni entre eux ni avec le comportement de la jument (31).

A la palpation, l'utérus se tonifie légèrement. Le col devient plus flasque et relâché donc difficilement palpable (7).

L'image échographique de l'utérus est très variable et non spécifique de la phase de transition. L'utérus peut présenter un œdème ainsi qu'un fluide intraluminal ou garder le même aspect qu'en anoestrus (7).

3) Oestrus

L'hormone de l'œstrus est l'œstrogène. Elle est sécrétée par les cellules de la granulosa et la thèque interne (1,4). Elle est associée au relâchement de la vulve, à la production de sécrétion par le col de l'utérus, à l'ouverture du col de l'utérus, à l'œdème et à l'augmentation de la taille de l'utérus. (1)

Les modifications du col au cours du cycle sont les plus caractéristiques. Il se relâche progressivement dès le début de l'œstrus pour atteindre une flaccidité maximale aux environs de l'ovulation (1). En parallèle, le col s'ouvre jusqu'à laisser passer trois doigts (1,7,21). Le col est également humide, il mesure environ quatre centimètres. Ses replis sont oedématiés et ventraux (1,5,7,31).

L'inspection endoscopique intra-utérine permet de remarquer que la surface utérine a un aspect boursoufflé ; l'endomètre hypertrophié, oedématié, se replie sur lui-même. Elle est aussi lubrifiée par un mucus fluide, clair et filant et les muqueuses sont teintées d'un rouge intense (1,7,13). La vascularisation est maximale à l'approche de l'ovulation.

A la palpation transrectale, l'utérus est relâché pendant l'œstrus (1,5,7). Les cornes sont flasques et distendues du fait de l'œdème. Elles sont souples et s'aplatissent facilement (1,7,13). Les plis de l'endomètre sont extrêmement dilatés, oedématiés et glissent entre les doigts (1). L'activité contractile de l'utérus est tout de même présente (1). Le volume utérin est maximal en cette période d'œstrus (3).

L'échographie transrectale est intéressante pour grader l'intensité de l'œdème utérin (6,13,32). En œstrus, en coupe transversale, l'utérus apparaît en une alternance de zones hyperéchogènes entrelacées avec des zones hypoéchogènes (1,2,7) rappelant une tranche d'orange ou une roue de charrue caractéristique (9,13). Les parties hyperéchogènes correspondent à l'importante densité tissulaire due aux replis endométriaux alors que les zones infiltrées apparaissent hypoéchogènes (1–3,9).

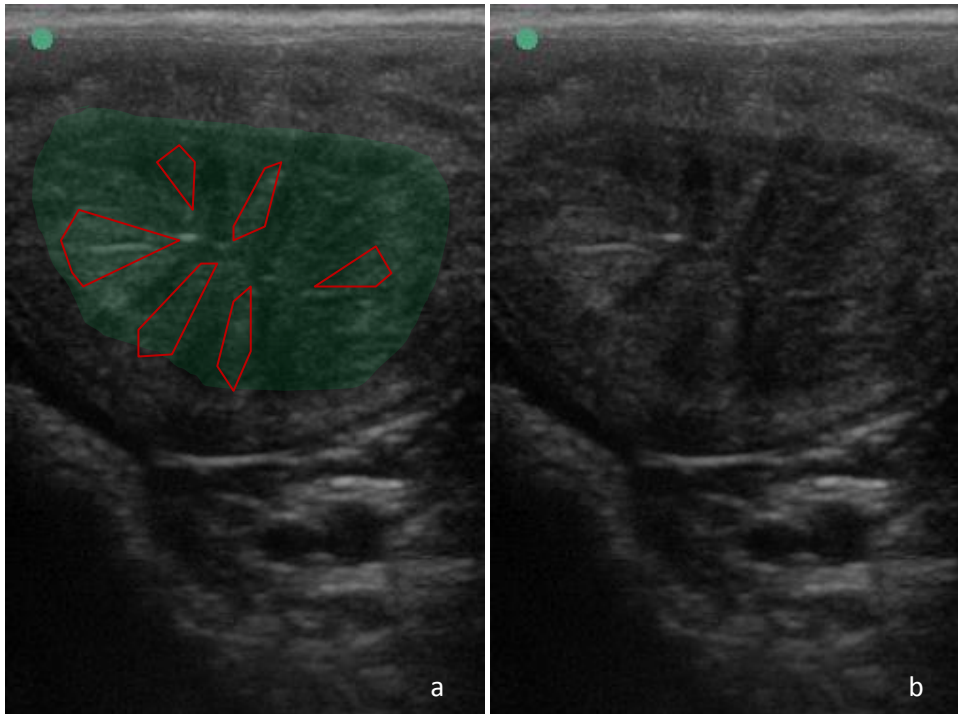


Figure 9 : Image échographique caractéristique d'un utérus en oestrus, en tranche d'orange ou en roue de charrue

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, les zones oedématisées hypoéchogènes, noires, s'intercallent entre les replis endométriaux hyperéchogènes, signalés par le trait rouge.

b : Image d'origine correspondante

Le plissement est maximal 1-4 jours avant les chaleurs puis s'atténue jusqu'à disparaître 2-6 jours post ovulation (2).

L'œdème augmente avec la taille du follicule puis diminue douze à vingt quatre heures avant l'ovulation (13). Il est noté de 0 à 4 selon son intensité : 0 si l'œdème est absent, 1 s'il est faible et à peine visible, 2 s'il occupe le corps de l'utérus, 3 s'il est étendu à toute la surface de l'utérus et 4 qui correspond à l'œdème maximal sur l'ensemble de l'utérus avec parfois une accumulation d'une petite quantité de liquide au niveau de la lumière (1,9,13).

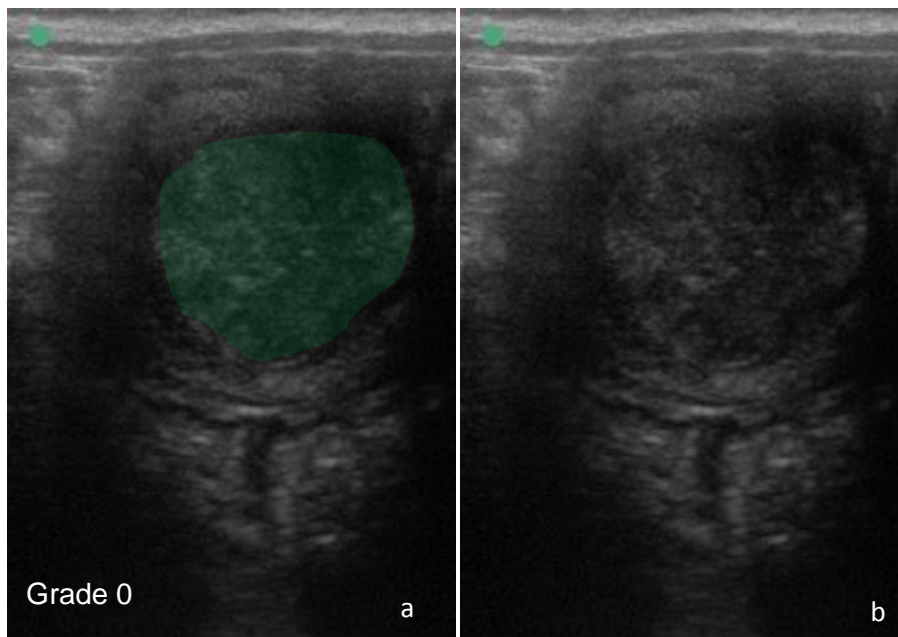


Figure 10 : Image échographique d'un utérus non oedématié (grade 0)

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, il est à noter l'absence de zones oedématiées
b : Image d'origine correspondante

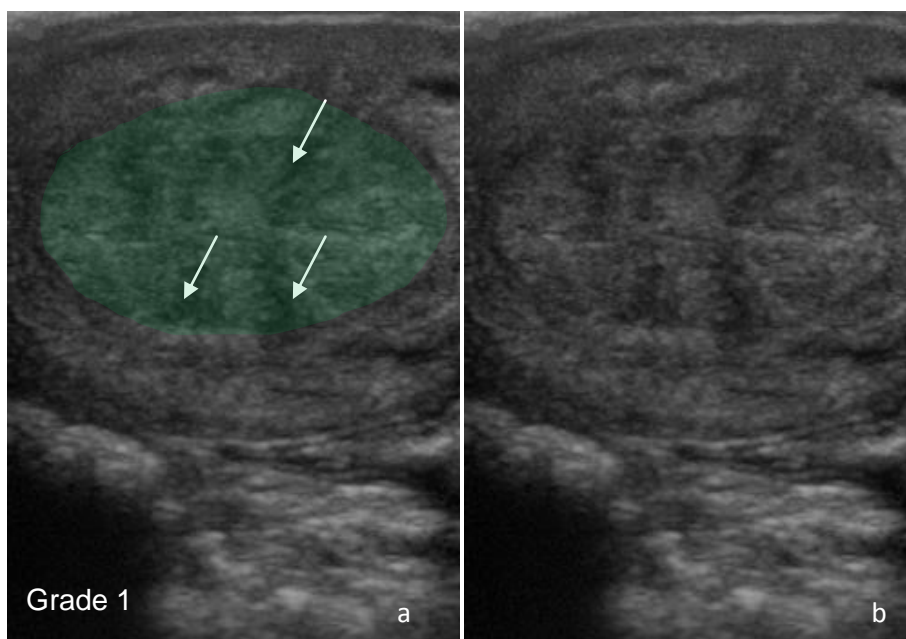


Figure 11 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 1

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, les zones oedématiées sont signalées par les flèches
b : Image d'origine correspondante

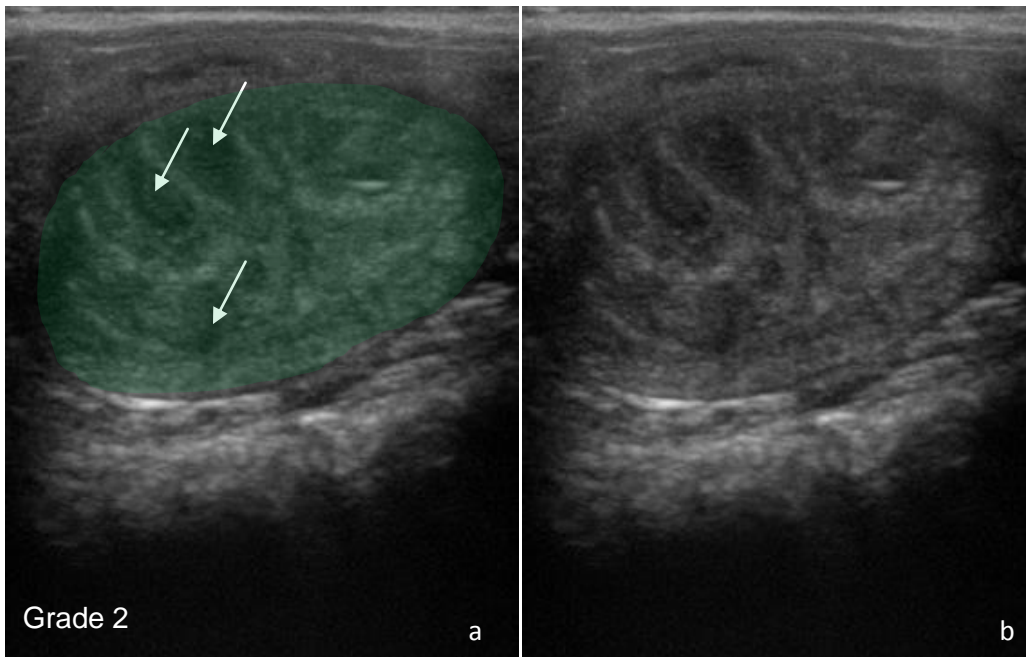


Figure 12 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 2, contenant une petite quantité de liquide

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, les zones oedématisées sont signalées par les flèches
 b : Image d'origine correspondante

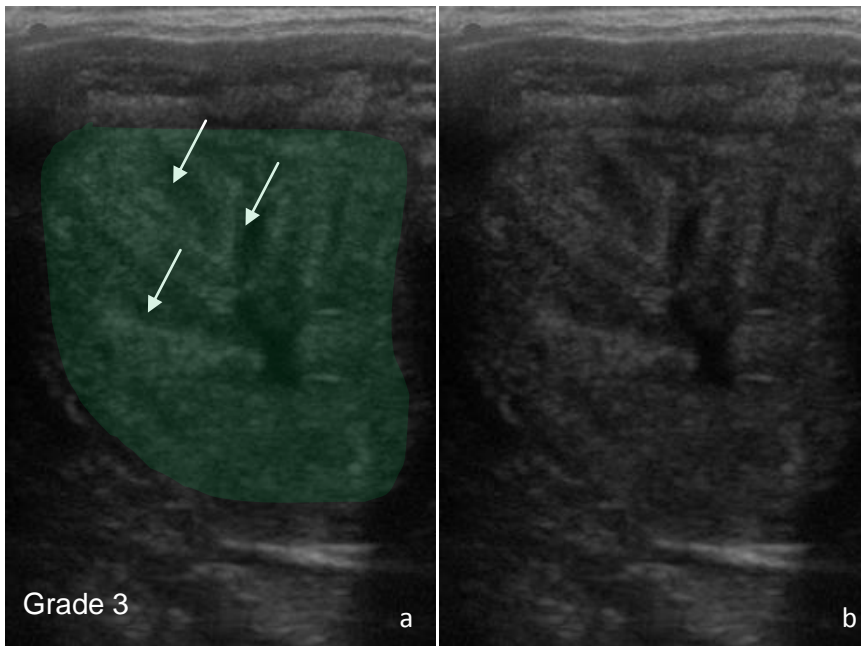


Figure 13 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 3

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, les zones oedématisées sont signalées par les flèches
 b : Image d'origine correspondante

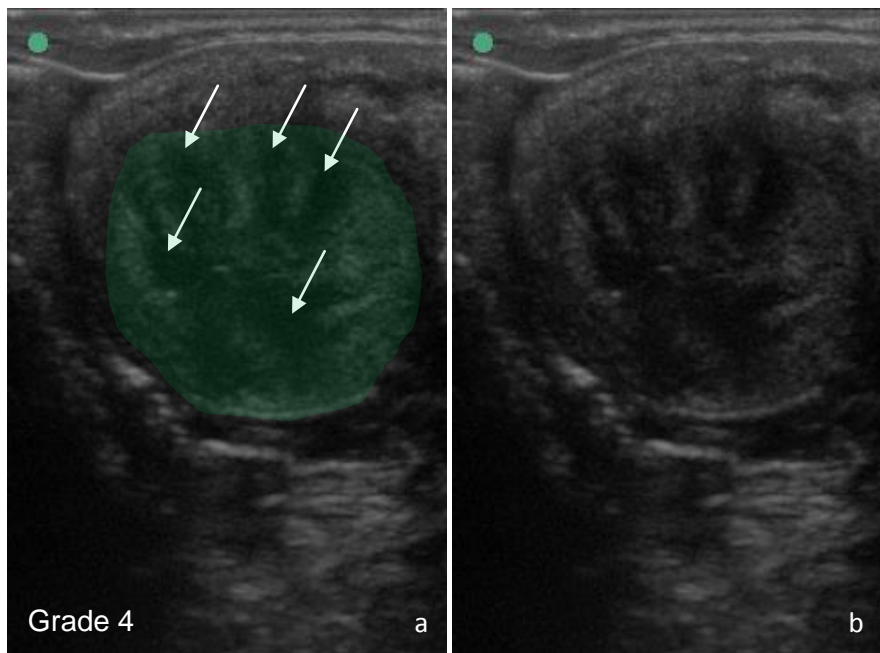


Figure 14 : Image échographique d'un utérus avec un œdème de grade 4

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, les zones oedématisées sont signalées par les flèches
 b : Image d'origine correspondante

Le col a une échogénéicité tissulaire équivalente à celle des organes alentours, ce qui le rend difficilement discernable (9).

4) Dioestrus

L'hormone du dioestrus est la progestérone, sécrétée par le corps jaune (1). Elle est associée à l'absence de sécrétion par le col de l'utérus, la fermeture du col de l'utérus, l'augmentation du tonus et la réduction de la taille de l'utérus (7).

La surface du col et du vagin peut être observée au spéculum. Elle est pâle, sèche et recouverte d'un mucus collant, épais et trouble ou nuageux (1,5).

A la palpation transrectale, le col est cette fois resserré, il admet difficilement un doigt (1). Il est comparable à un pouce dans la consistance et la taille ; il est ferme et mesure environ 8 cm de long et 1 cm de diamètre (1,7,13). Son tonus augmente graduellement pour être à son intensité maximale entre le 5^{ème} et 10^{ème} jour du dioestrus (1).

A l'inspection, les plis de l'endomètre sont aplanis (1). Les glandes utérines sont inactives, la vascularisation est réduite et la muqueuse utérine est sèche (5).

La palpation transrectale met en évidence la tonicité augmentée de l'utérus, ce qui donne un aspect tubulaire aux cornes (1,7). Contrairement aux autres espèces, l'activité contractile de l'utérus est présente en dioestrus aussi. Elle est maximale pendant la lutéolyse (1).

A l'examen échographique transrectal, les replis endométriaux ne sont pas observables (1,32). L'endomètre n'est pas oedématisé, par conséquent, l'échogénéicité est homogène (1,2,7,9,13,32). Le diamètre des cornes est réduit (1,7). La lumière est parfois identifiable grâce à l'hyperéchogénéicité de l'épithélium qui dessine une ligne bien nette, quand l'utérus

est observé en coupe longitudinale (1,9). Cette ligne est d'autant plus visible au niveau du corps (1). Le col est hyperéchogène et bien délimité (2,6,9,32).

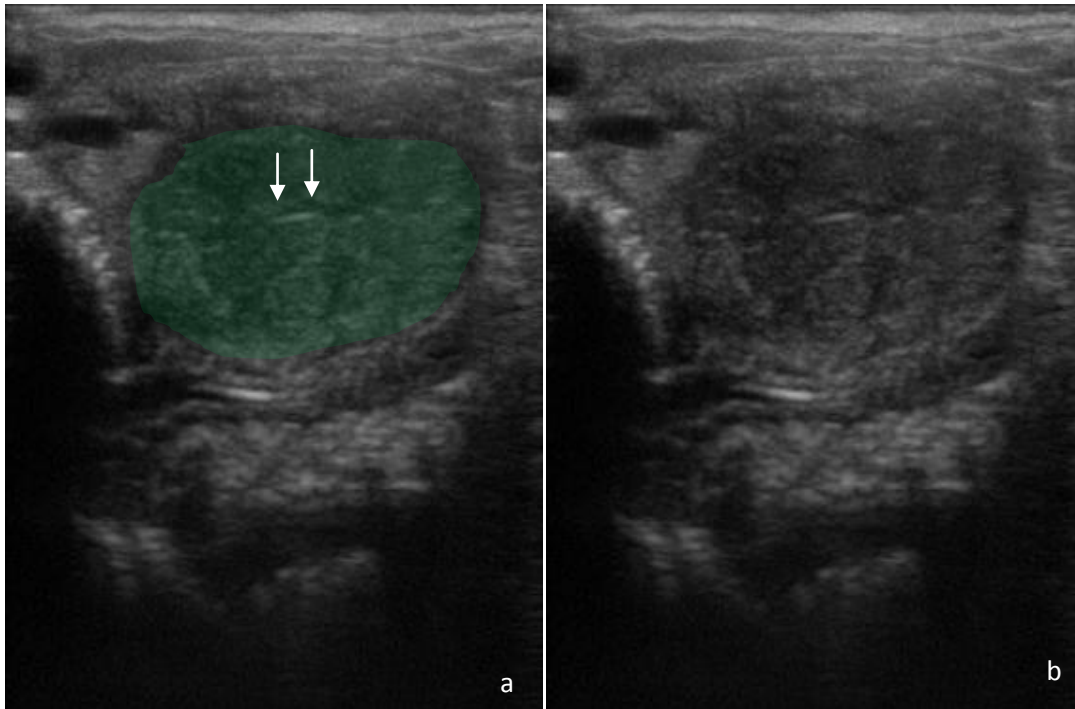


Figure 15 : Image échographique d'un utérus en dioestrus

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, la ligne hyperéchogène qui permet de visualiser l'épithélium utérin est soulignée par les flèches
b : Image d'origine correspondante

E) Evolution des images ovariennes au cours du cycle œstral

Les images échographiques des ovaires évoluent au cours du cycle oestral en association avec les variations hormonales (1).

1) Anœstrus

En anœstrus « profond », l'absence de stimulation par les gonadotrophines est associée à une inactivité ovarienne (1,6,7). Les ovaires sont de petites tailles, lisses et ont une consistance ferme (7,13). Ils portent de nombreux follicules qui ont un diamètre inférieur à 10 mm (1,10,13).

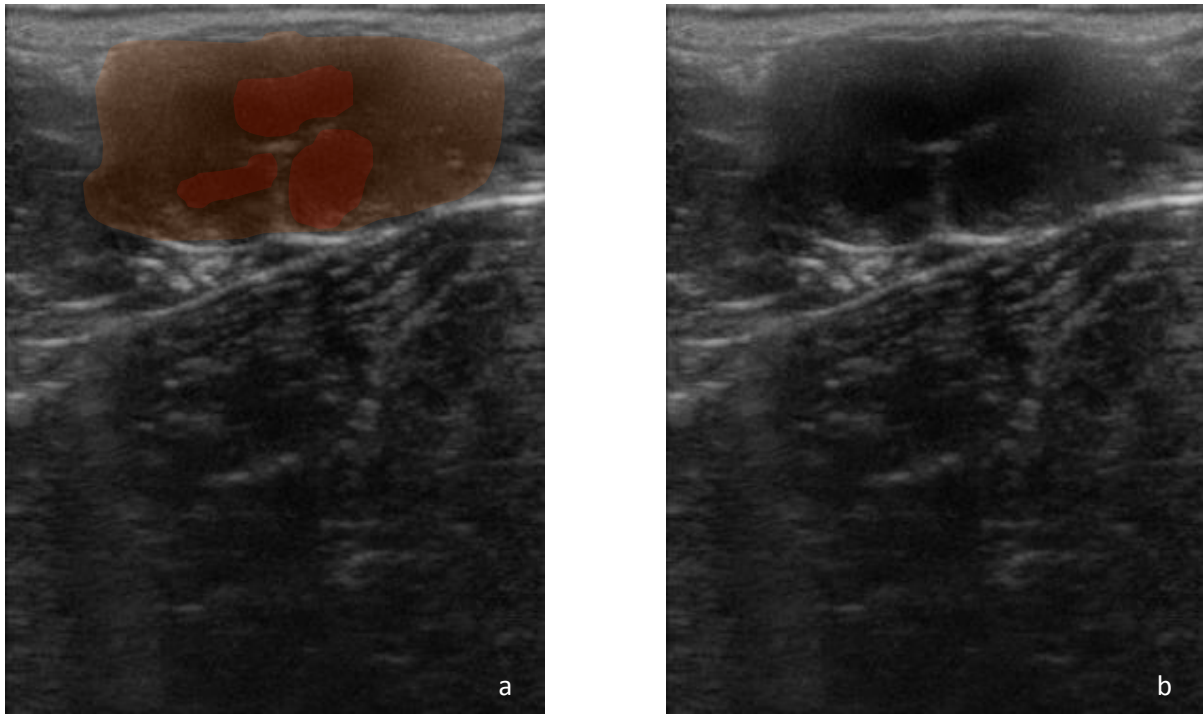


Figure 16 : Image échographique d'un ovaire en anœstrus saisonnier

a : Image légendée : l'ovaire (orange) mesure 3 cm de long et 2 cm de large et porte de petits follicules représentés en rouge

b : Image d'origine correspondante

2) Phases de transition

Lors de la période de transition printanière, les ovaires reprennent une activité folliculaire. Ils sont plus gros (1,7). Les follicules ont des tailles différentes (7,13). Cette période est divisée en période de transition précoce qui a lieu dans les 2 mois à 1 mois avant la première ovulation et la période de transition tardive qui a lieu dans le mois précédent la première ovulation (4).

Lors de la phase de transition précoce, plusieurs follicules de plus de 20 mm de diamètre sont présents (1,3,4,7,10,28). Lors de la phase tardive, ils atteignent jusqu'à 40 mm de diamètre et des signes d'œstrus peuvent apparaître sans ovulation (1,4,28).

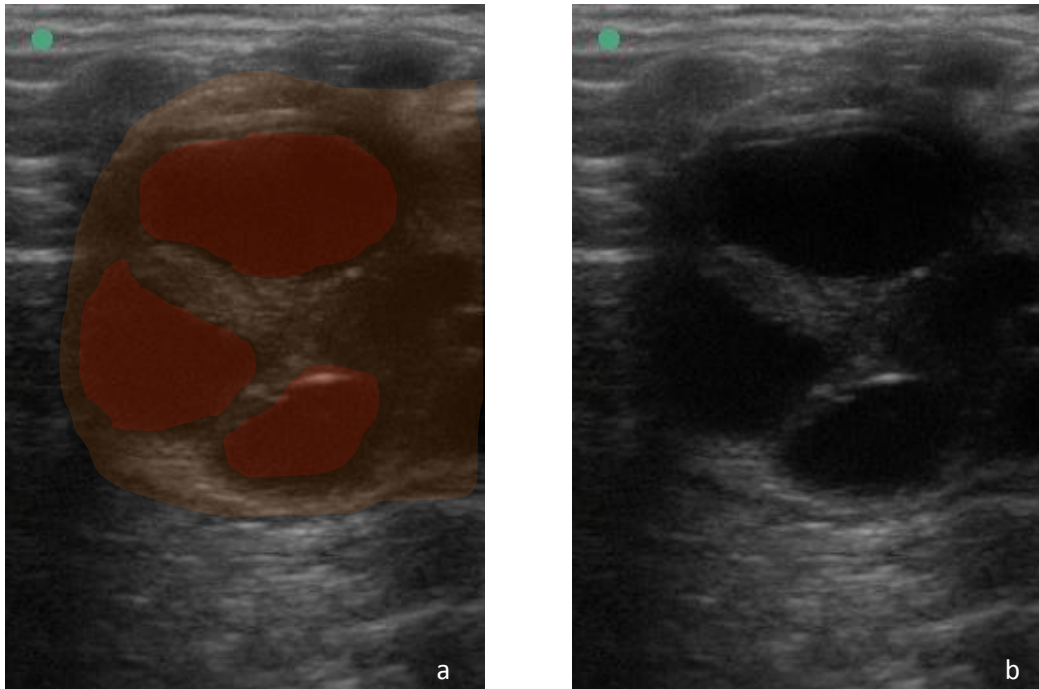


Figure 17 : Image échographique d'un ovaire lors de la période de transition printanière

a : Image légendée : L'ovaire est représenté en orange et les follicules en rouge

b : Image d'origine correspondante

Comme expliqué dans la description du cycle œstral, lors de la période de transition printanière tardive, certaines juments présentent des chaleurs permanentes du fait de la persistance d'un follicule dominant qui n'ovule pas. Les vagues de croissance folliculaire se chevauchent. Le follicule dominant de chaque vague folliculaire reste pendant plusieurs jours sans ovuler puis il s'atrophie, il diminue progressivement de taille. En parallèle, celui de la vague folliculaire suivante grossit mais n'ovule pas non plus. D'autres ne présentent pas d'œstrus car les vagues de croissance n'aboutissent pas à la sélection d'un follicule dominant. Seuls des follicules de petites tailles sont présents. (24)

La première ovulation marque le passage à la saison de reproduction. Ainsi, seule la constatation de la première ovulation prouve que la jument est cyclée, que la concentration en LH est suffisante pour induire une ovulation et que la prochaine chaleur sera ovulante. Il faut alors attendre la première ovulation avant de faire saillir ou d'inséminer une jument pour ne pas prendre le risque de consommer des paillettes inutilement si le follicule n'ovule pas voire de provoquer une endométrite. (24,25)

Les follicules deviennent palpables lorsqu'ils atteignent un diamètre de 20 mm. Avant cette taille, la conformation de l'ovaire de la jument avec le cortex au centre et la médulla en périphérie ne permet pas de les sentir car ils sont trop petits pour déformer la surface de l'ovaire. A la palpation, les follicules ont une consistance tendue et ferme (liquide sous pression entouré d'une paroi ferme). (28)

3) Œstrus

L'œstrus ou les chaleurs débutent en présence d'un follicule dominant de 20 mm de diamètre et en absence de corps jaune (13).

Comme expliqué dans la description du cycle œstral, la croissance des follicules se fait par vague avec le recrutement de plusieurs follicules, la sélection du follicule dominant lorsqu'il atteint 20 mm de diamètre et son passage au follicule préovulatoire qui peut potentiellement ovuler à partir de 35 mm de diamètre.

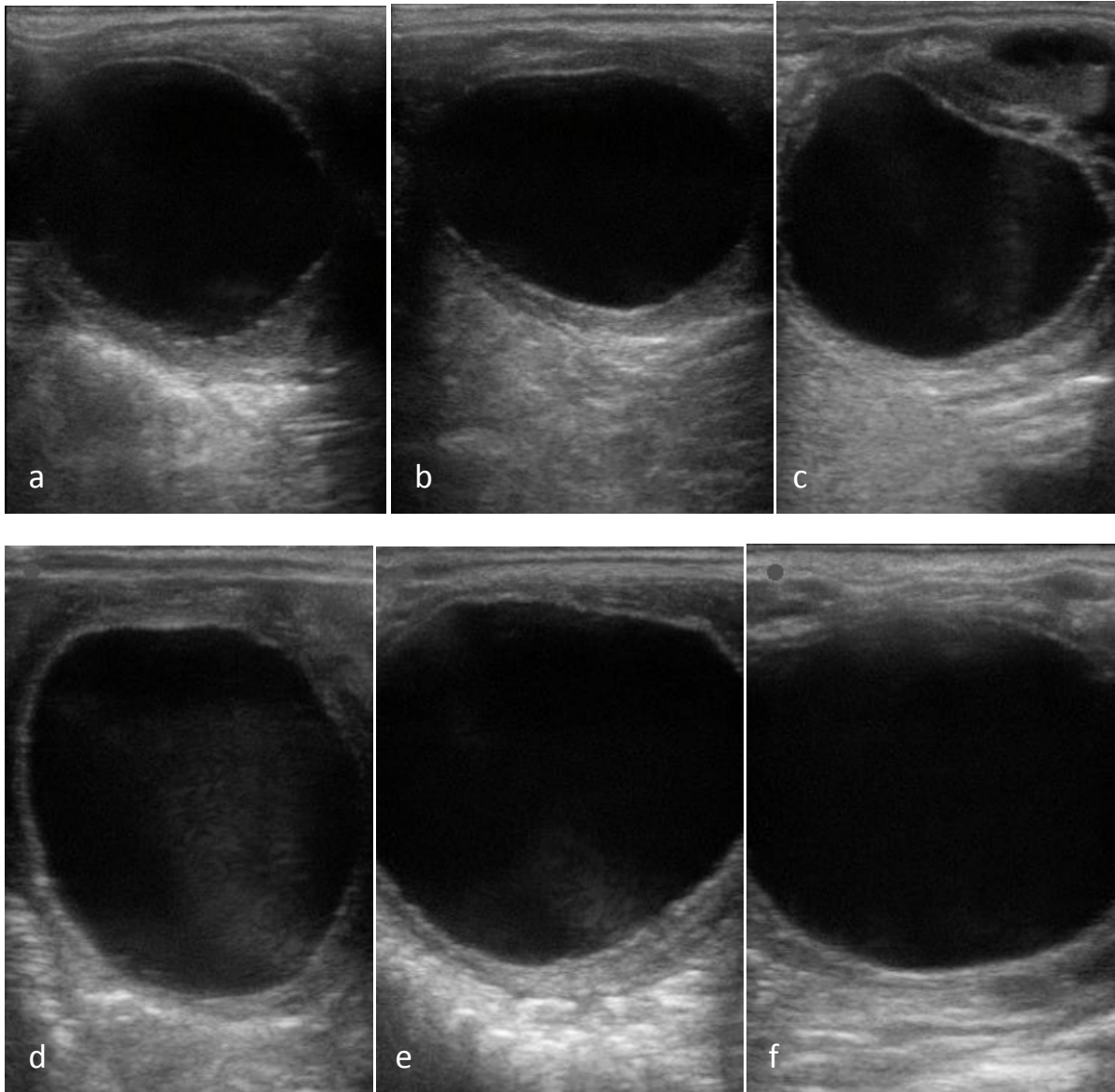


Figure 18 : Images échographiques de différents follicules préovulatoires

a : 35 mm de diamètre, b : 34 mm de diamètre, c : 36 mm de diamètre, d : 43 mm de diamètre, e : 50 mm de diamètre, f : 53 mm de diamètre

Il est à noter la paroi fine et les différences de formes que peuvent avoir les follicules préovulatoires.

Certains liquides folliculaires ne sont pas totalement anéchogènes, comme sur les figures 18 c, d et e, mais il s'agit d'un artefact.

La palpation des ovaires par voie transrectale ne permet pas de prédire précisément le moment de l'ovulation. En effet, la consistance des follicules préovulatoires est très variable, de ferme à très mou (4). 80% des follicules préovulatoires deviennent mous et dépressibles 12 heures avant l'ovulation (1,2,6,7,15,24). Il semble que la palpation d'un follicule proche de l'ovulation soit accompagnée d'une réaction douloureuse (1). Cependant, il existe une grande variabilité individuelle. Certaines juments ont une réaction à la palpation des ovaires quel que soit le stade physiologique et d'autres n'en présentent jamais, même à l'approche de l'ovulation. (28)

Le follicule préovulatoire change de forme et devient piriforme généralement 12 à 24h avant l'ovulation (1,2,6,10,13,15,24,28). Chez certaines juments, ce changement de forme survient jusqu'à 3 jours avant l'ovulation (1). Dans de rares cas (15%), le follicule préovulatoire reste sphérique (1,10).

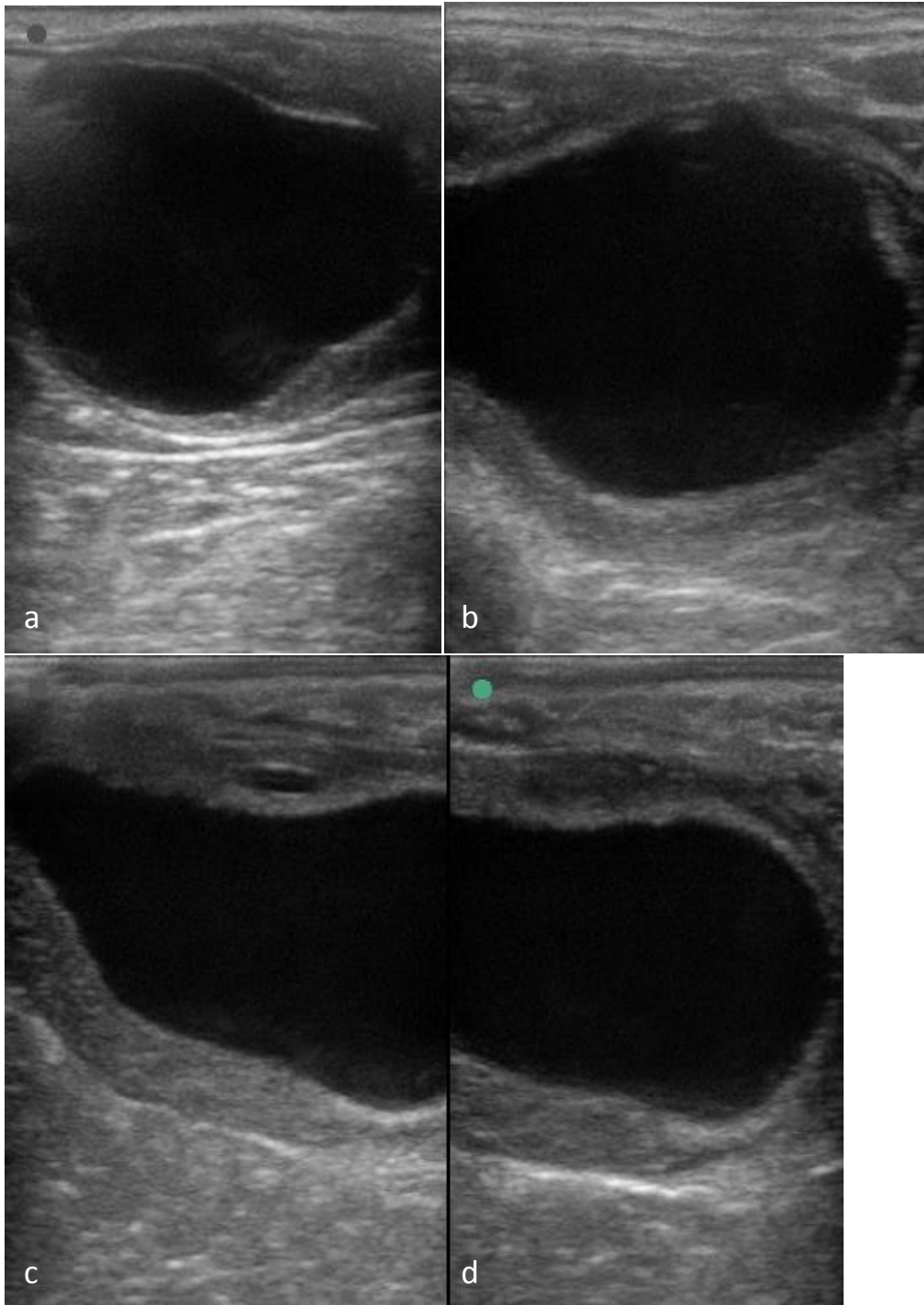


Figure 19 : Images échographiques de différents follicules préovulatoires piriformes

Le follicule de l'image b n'est pas visible en entier.

Les images c et d montrent le même follicule selon deux angles d'orientation de la sonde différents pour pouvoir le visualiser en entier.

Avant l'ovulation, la paroi folliculaire, qui correspond aux cellules de la granulosa, s'épaissit et devient plus échogène (3,7,10,13,15,24). Le follicule « se borde » (28). Sauf au niveau de l'apex du follicule, où la paroi s'amincit, il s'agit du site de rupture (13). Cet épaississement de la paroi est aussi visible par le fait que la paroi qui était nette devient floue, les bords du follicule deviennent irréguliers et dentelés (6,7,28).

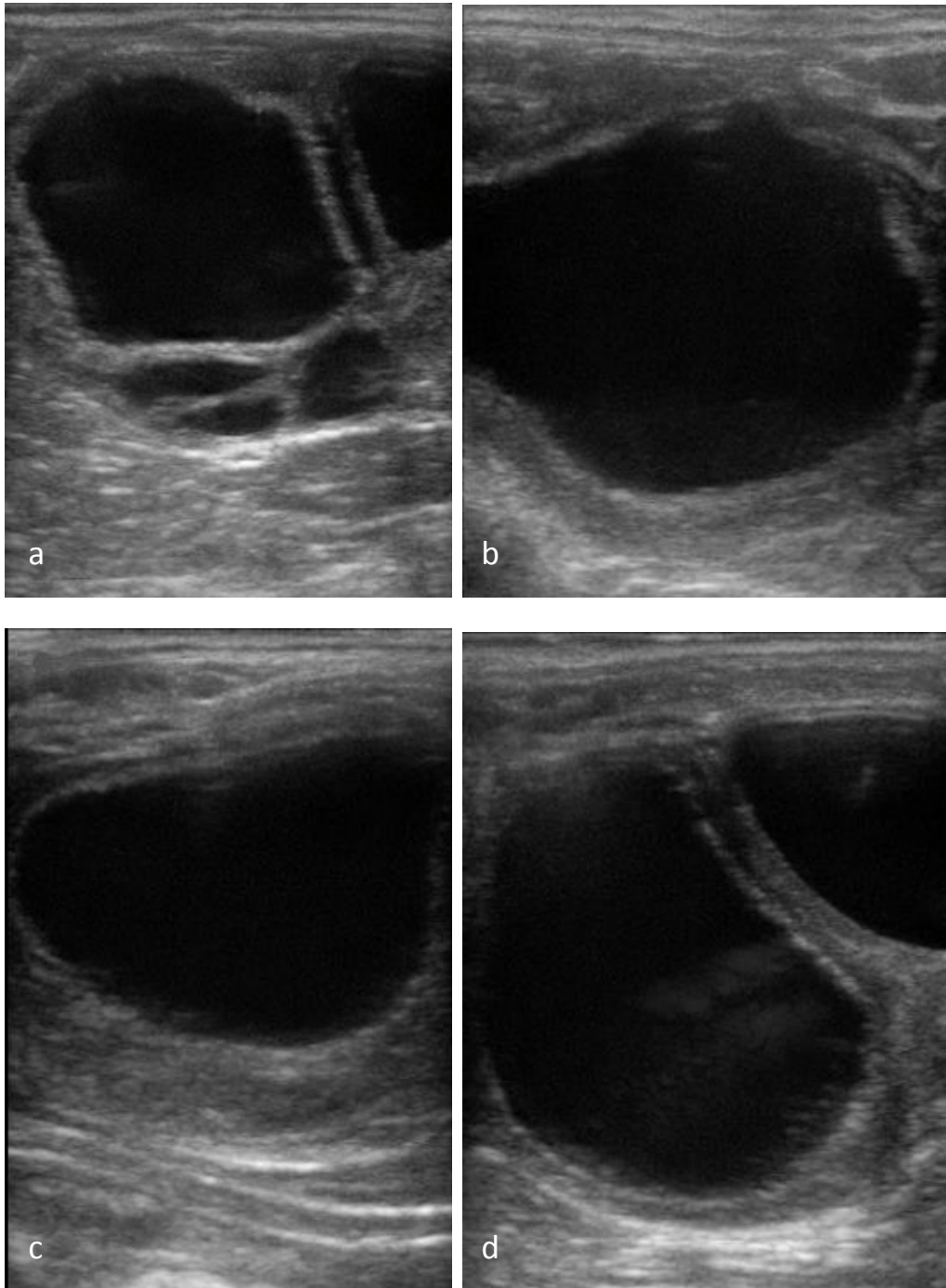


Figure 20 : Images échographiques de différents follicules bordés

a, b, c, d sont différents follicules bordés. L'épaisseur marquée, l'irrégularité et l'échogénicité de la paroi folliculaire sont à noter.

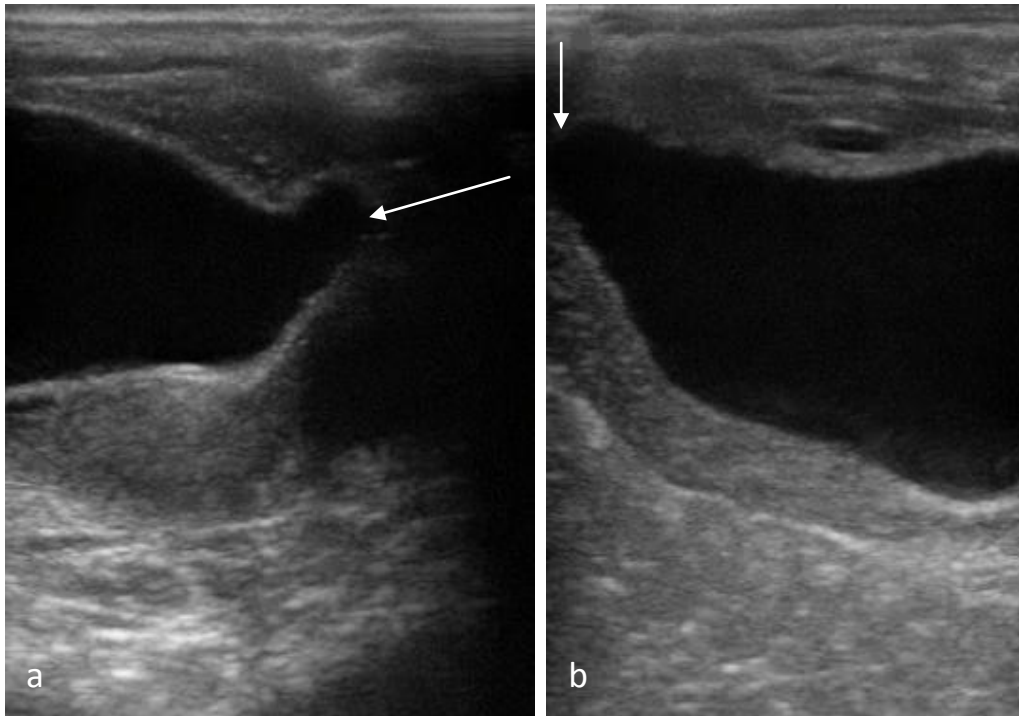


Figure 21 : Images échographiques mettant en évidence l'amincissement de la paroi du follicule au niveau du site de rupture lors de l'ovulation

a et b : l'apex du follicule est signalé par les flèches blanches. La paroi est tellement amincie qu'elle n'est quasiment plus visible.

Une ligne anéchogène entourant la paroi folliculaire apparaît quelques temps avant l'ovulation et correspond à une augmentation de la vascularisation (13).

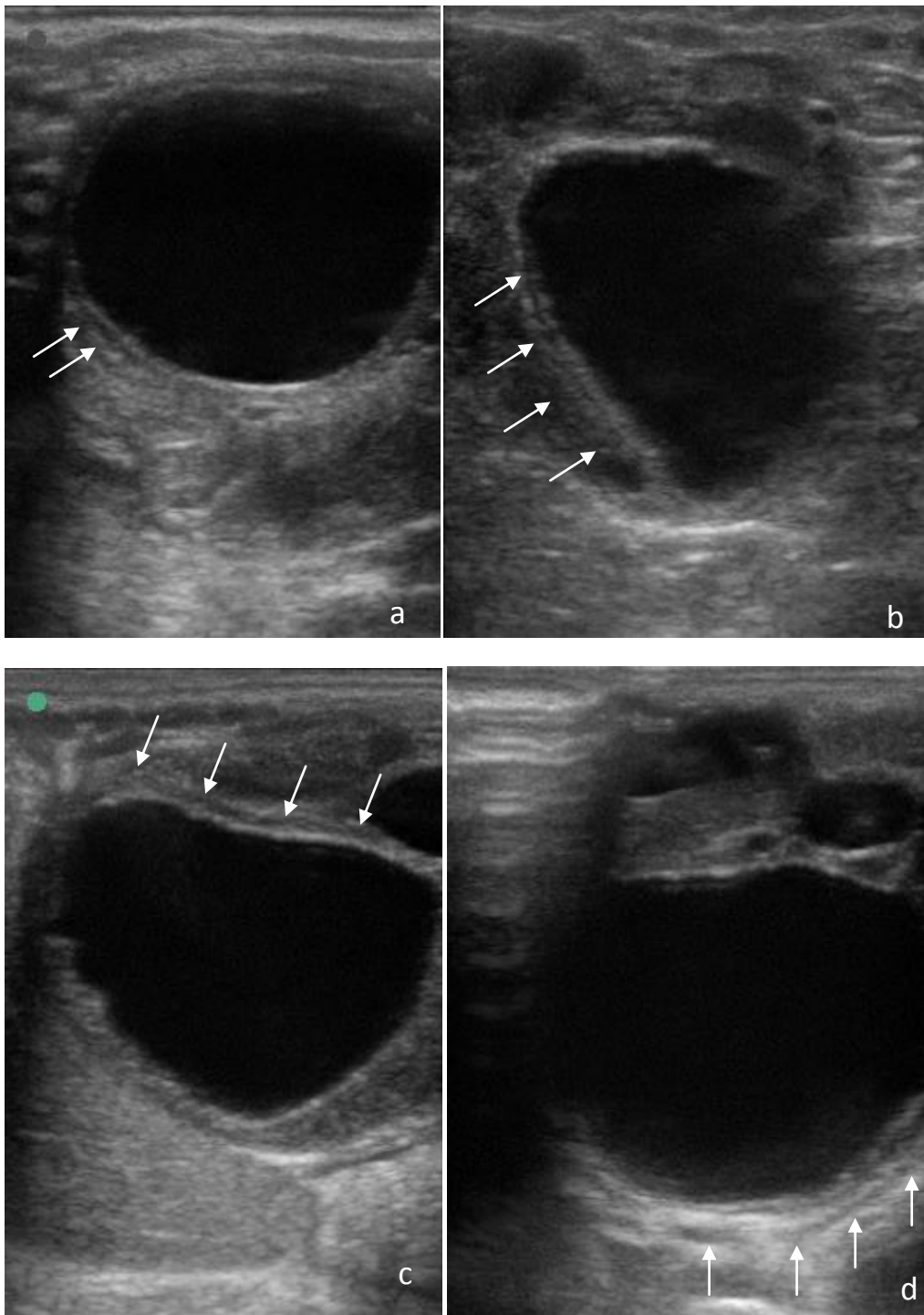


Figure 22 : Images échographiques de follicules préovulatoires

a, b, c, d : la ligne anéchogène des follicules pré-ovulatoires est soulignée par les flèches blanches.

Parfois, le follicule présente des points hyperéchogènes peu de temps avant l'ovulation (6,10,13,24).

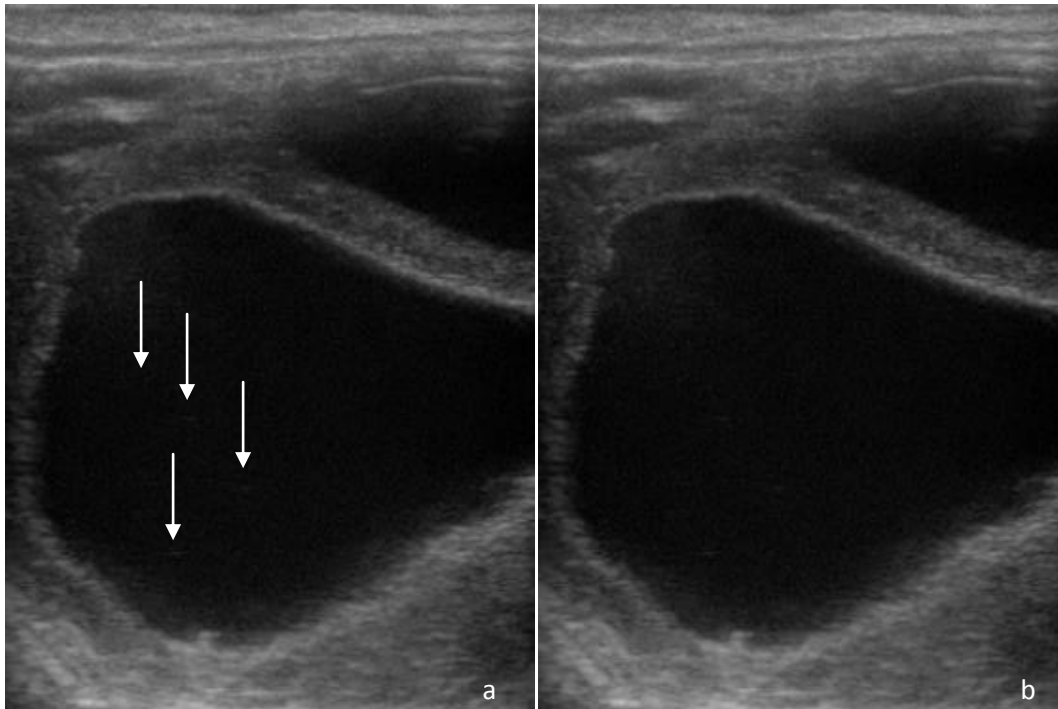


Figure 23 : Image échographique d'un follicule préovulatoire présentant des points hyperéchogènes

a : Image légendée : les points hyperéchogènes sont pointés par les flèches

b : Image d'origine correspondante

Le suivi du cycle de cette jument a montré qu'elle a ovulé dans les 6 heures.

Lors de l'ovulation, le follicule se rompt au niveau de son apex et libère le liquide folliculaire contenant l'ovocyte (1,13). Les parois du follicule s'affaissent rapidement et l'image sphérique anéchogène du follicule passe de 35-40 mm de diamètre à 4 voire 2 mm en moins de 10 minutes. Toutefois, il est exceptionnel de voir une ovulation se produire « en direct » (1-3,28).

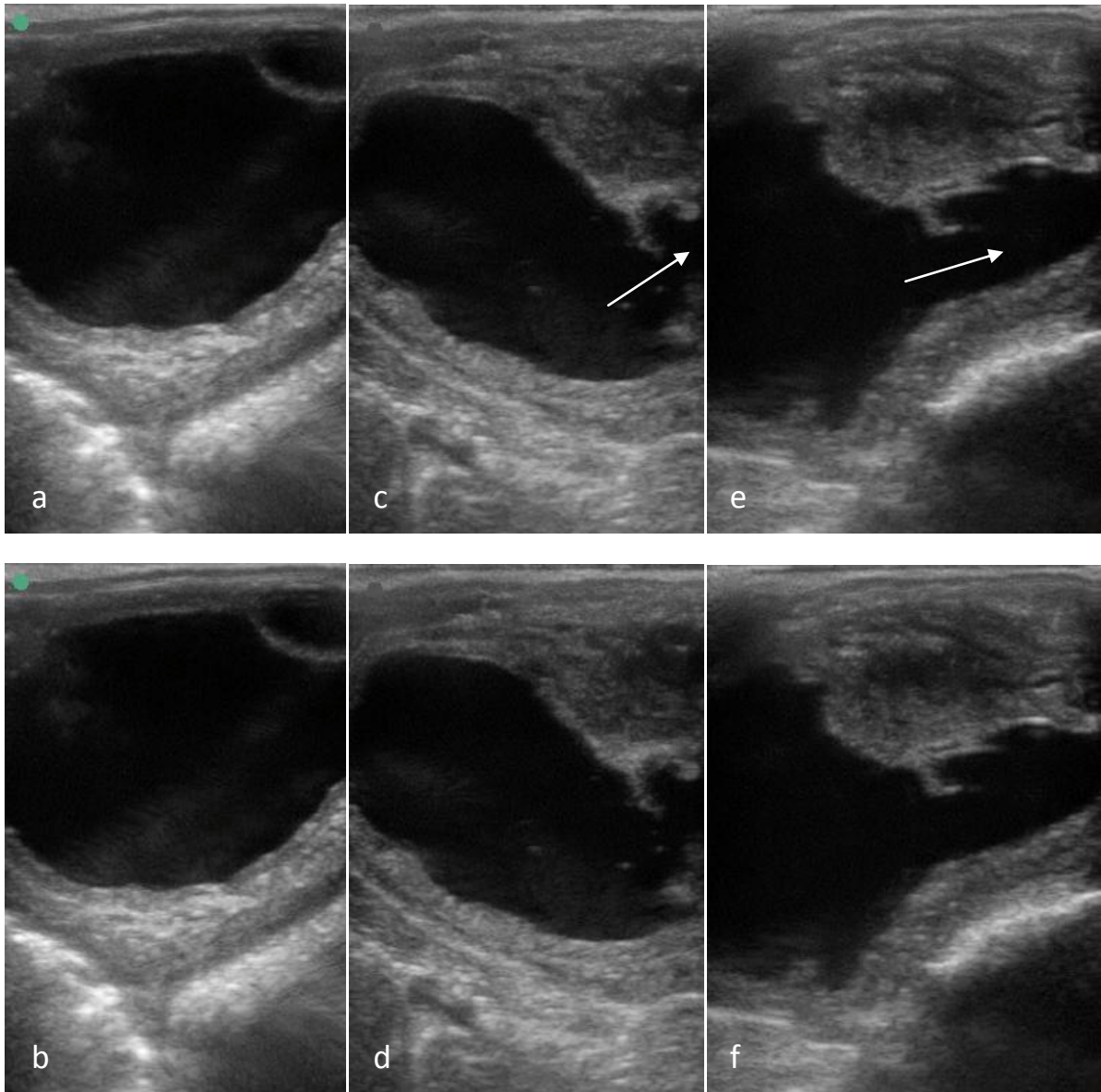


Figure 24 : Images échographiques d'une ovulation « en direct » (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a, c, e : Images légendées

b, d, f : Images d'origine correspondantes

a-b : follicule préovulatoire bordé et déformé, c-d : 30 secondes plus tard, rupture de la paroi folliculaire et début de la libération du liquide folliculaire signalée par la flèche, e-f : 1 minute plus tard, libération du liquide folliculaire signalée par la flèche

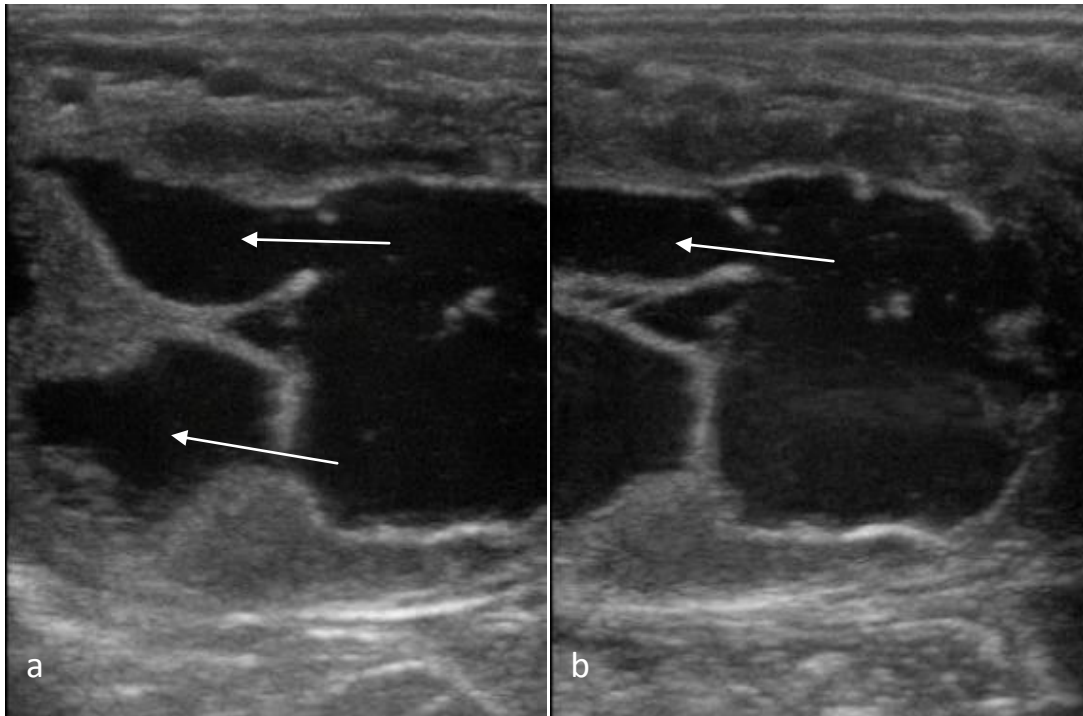


Figure 25 : Images échographiques d'une ovulation « en direct » suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a, b : la libération du liquide folliculaire signalée par les flèches.

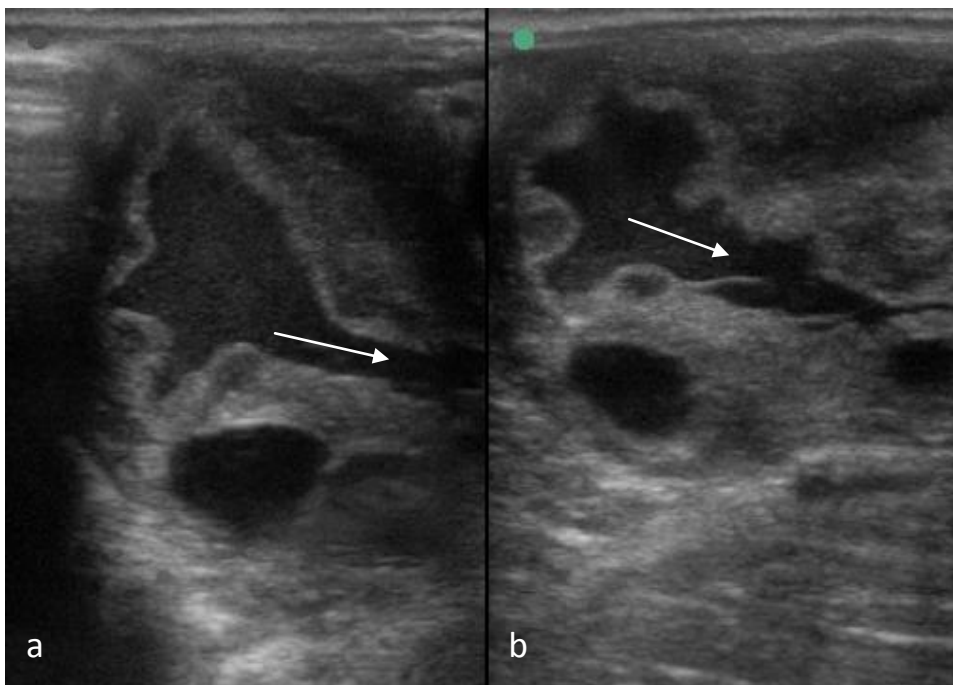


Figure 26 : Images échographiques d'une ovulation « en direct » suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a, b : la libération du liquide folliculaire signalée par la flèche

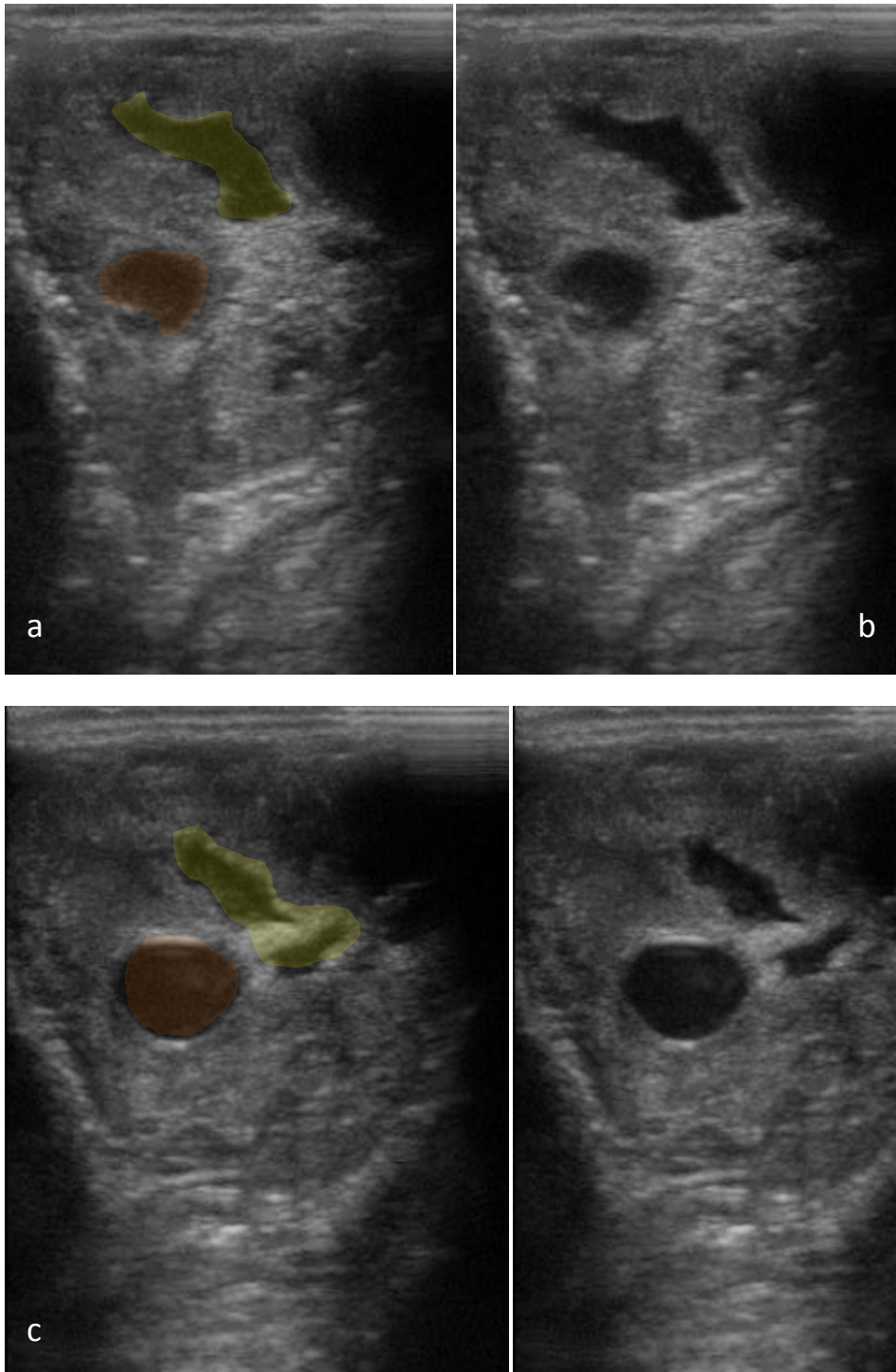


Figure 27 : Images échographiques d'une ovulation qui vient de se produire suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a, c : Images légendées : le follicule préovulatoire a disparu seule la paroi affaissée avec du liquide folliculaire résiduel est visible et elle est représentée en jaune, un autre follicule est présent (orange)
b, d : Images d'origine correspondantes

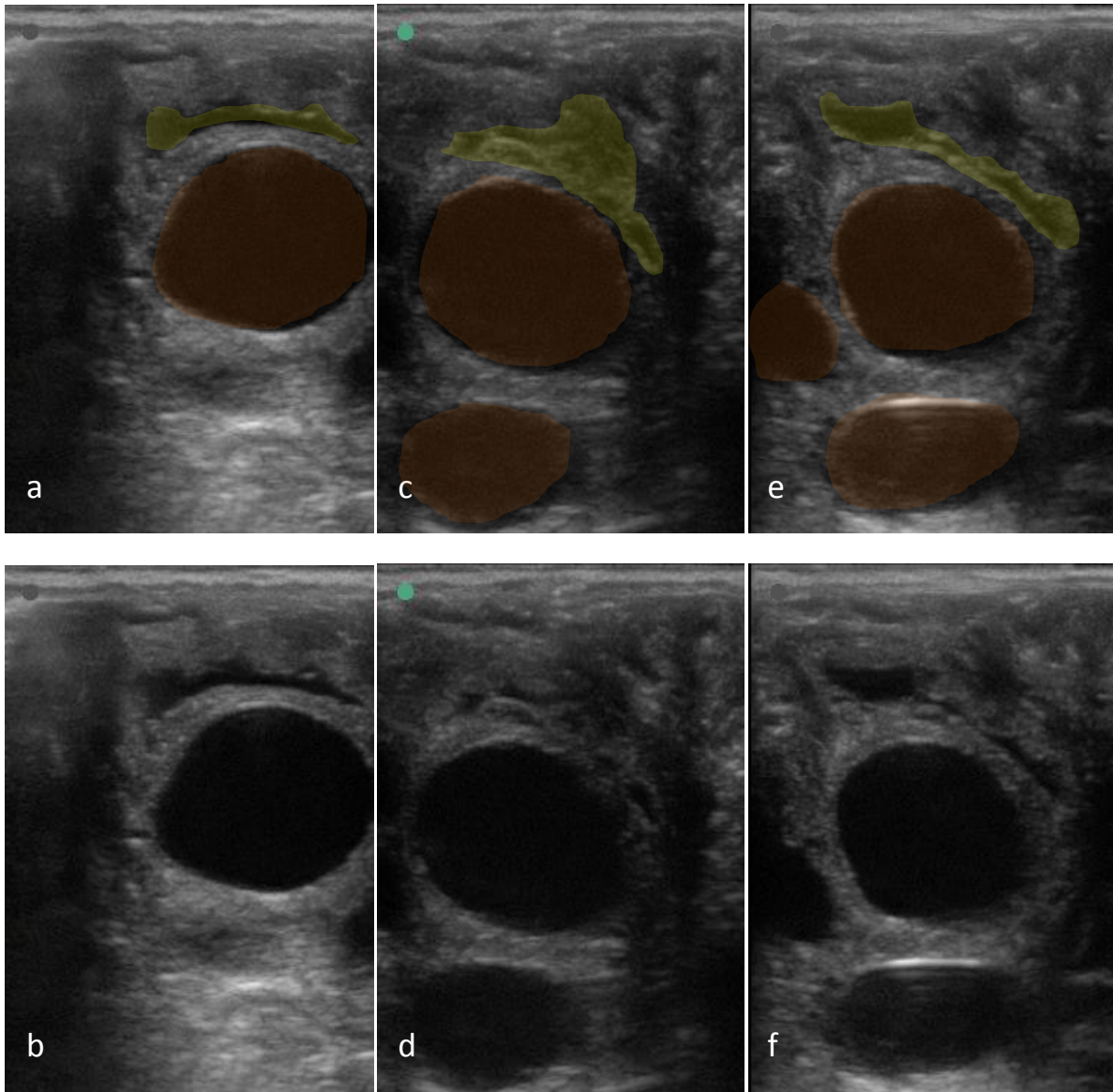


Figure 28 : Images échographiques d'une ovulation qui vient de se produire suivant trois coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a, c, e : Images légendées ; le follicule préovulatoire a disparu seule la paroi affaissée avec du liquide folliculaire résiduel est visible et elle est représentée en jaune, d'autres follicules sont représentés en orange
 b, d, f : Images d'origine correspondantes

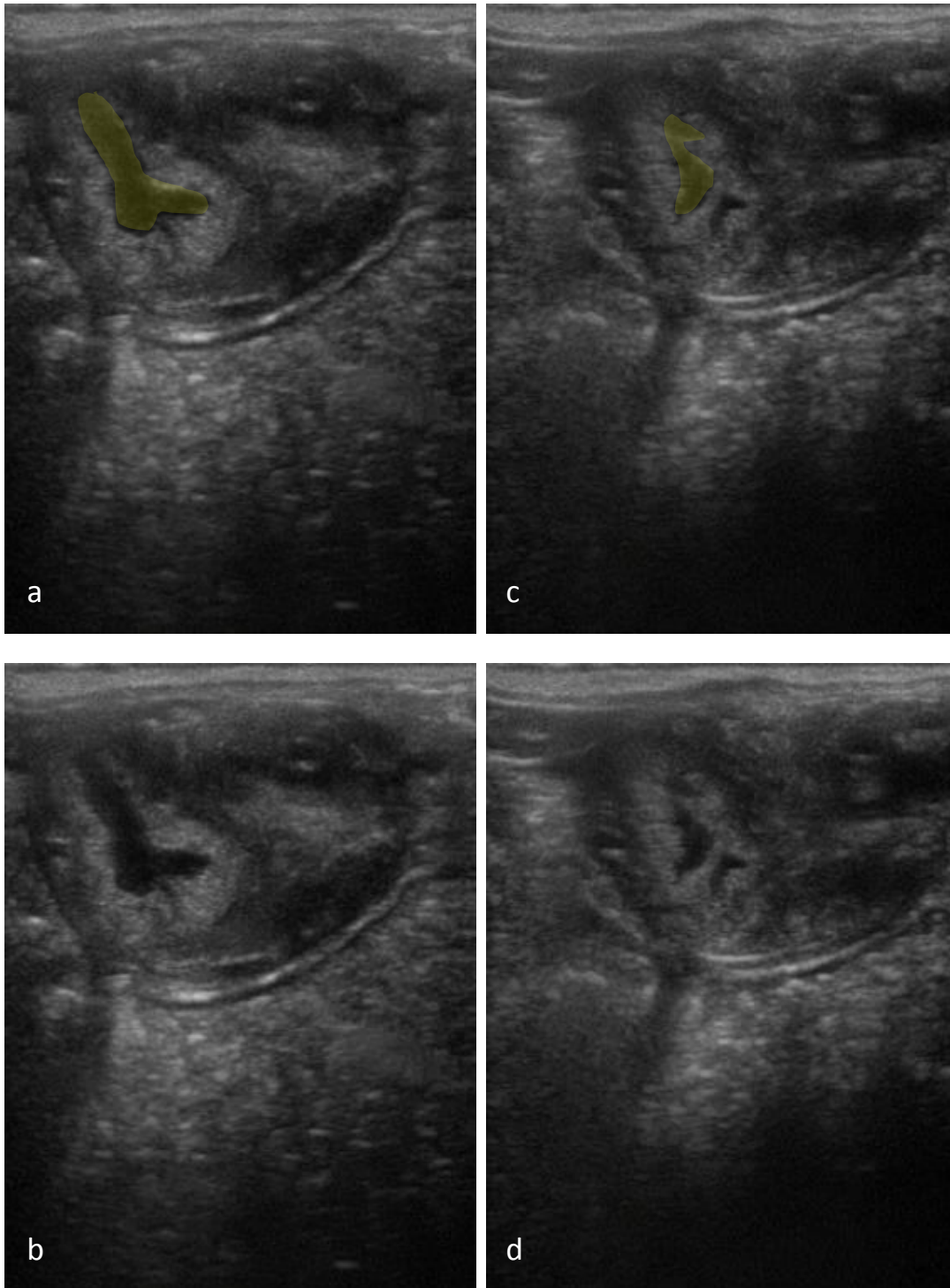


Figure 29 : Images échographiques d'une ovulation qui vient de se produire suivant deux coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques),

a est l'image légendée de b et c celle de d. La disparition du follicule préovulatoire et follicule avec la paroi affaissée à la place est représenté en jaune.

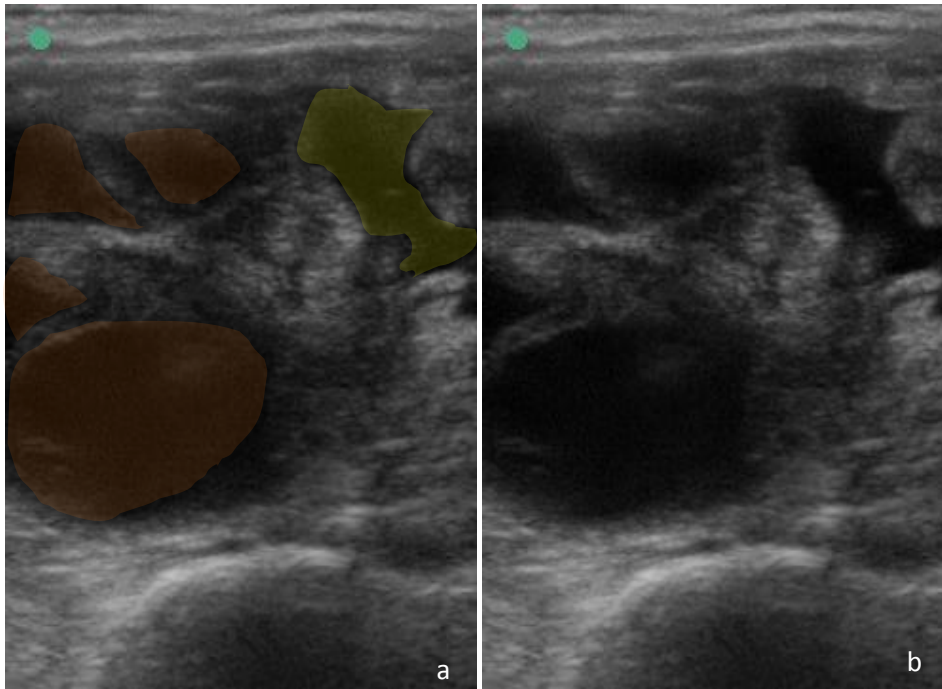


Figure 30 : Image échographique d'une ovulation qui vient de se produire (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la disparition du follicule préovulatoire et follicule avec la paroi affaissée à la place est représenté en jaune, d'autres follicules sont représentés en orange
 b : Image d'origine correspondante

Le diagnostic de l'ovulation tout de suite après qu'elle ait eu lieu est facilement réalisable par échographie car tout d'abord l'image folliculaire identifiée à l'échographie précédente n'est plus présente (1–3,7,10,15). Il est alors important de noter pour chaque jument, le nombre, la taille et la localisation des plus gros follicules lors de chaque examen, d'autant plus si l'échographie est réalisée par des personnes différentes (3,15). De plus, le liquide folliculaire reste visible pendant plusieurs heures après l'ovulation (7,13).

A la palpation, le follicule préovulatoire n'est plus palpable. La zone d'ovulation se caractérise par une dépression très souple dans les 24 premières heures, appelée fosse d'ovulation. (1,7,13)

L'ovulation marque le passage de la phase d'œstrus à celle de diœstrus.

4) Diœstrus

Suite à l'ovulation, la rupture de la paroi du follicule entraîne une hémorragie. Un caillot sanguin se forme et occupe la place où se trouvait le liquide folliculaire (2,4,6,10,13).

Le follicule hémorragique augmente de taille et sa consistance devient plus ferme entre 24 et 72 heures après l'ovulation (4). Le diagnostic par palpation de la structure lutéale de plus de 24 heures est difficile car il peut être confondu avec un follicule pré-ovulatoire mais ils sont facilement différenciables à l'échographie (1,7,10).

Le follicule hémorragique est généralement hétérogène avec certaines parties anéchogènes qui correspondent au liquide folliculaire et à l'hémorragie et d'autres hyperéchogènes après la formation du caillot sanguin (2,4,7,11,13).

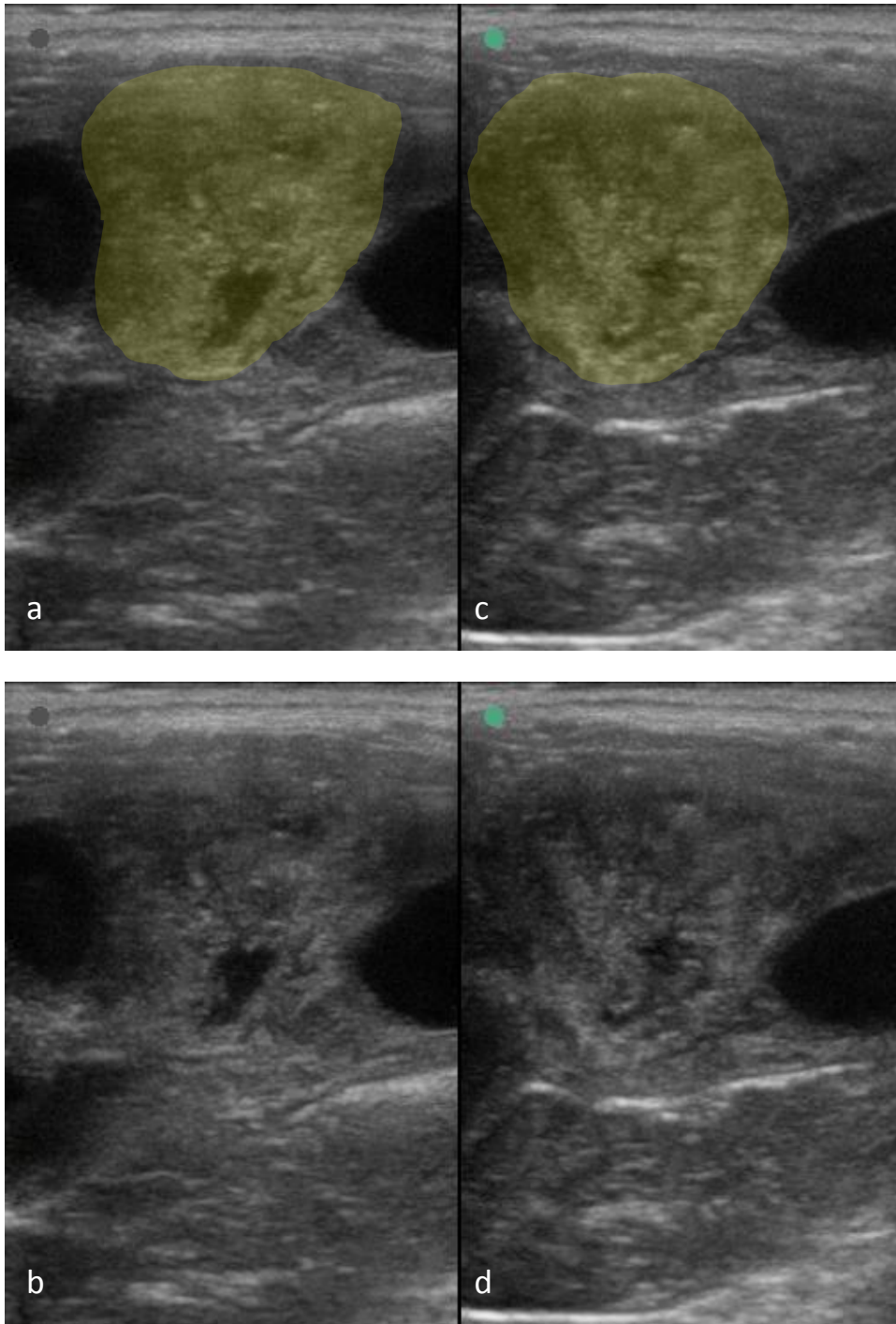


Figure 31 : Images échographiques du même follicule hémorragique de moins de 2 heures suivant deux coupes différentes

a, c : Images légendées : follicule hémorragique est représenté en jaune
b, d : Images d'origine correspondantes

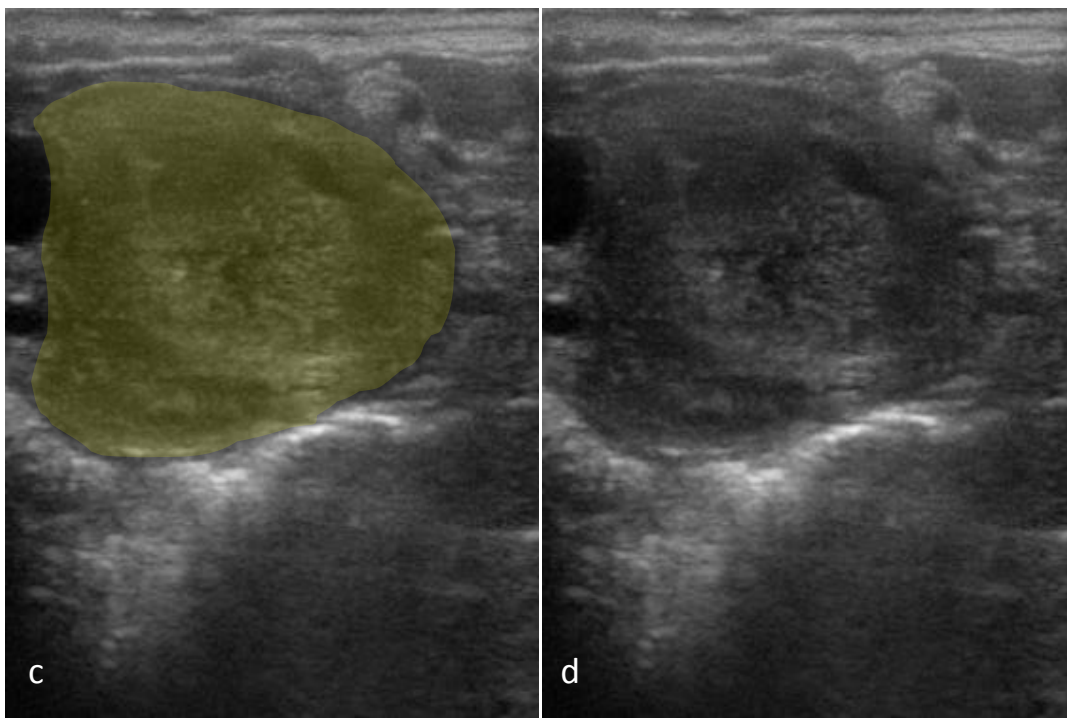
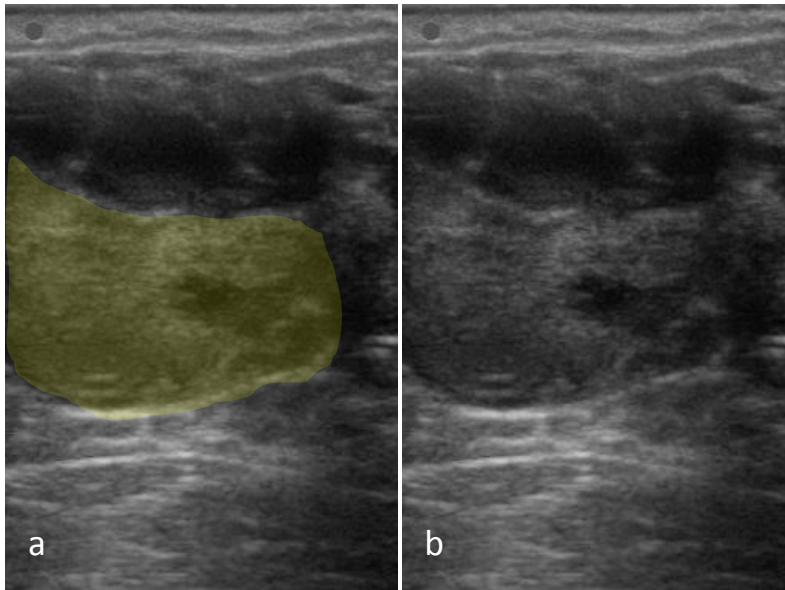


Figure 32 : Images échographiques de différents follicules hémorragiques de moins de 6 heures

a et c : Images légendées : le follicule hémorragique est représenté en jaune
b et d : Images d'origine correspondantes

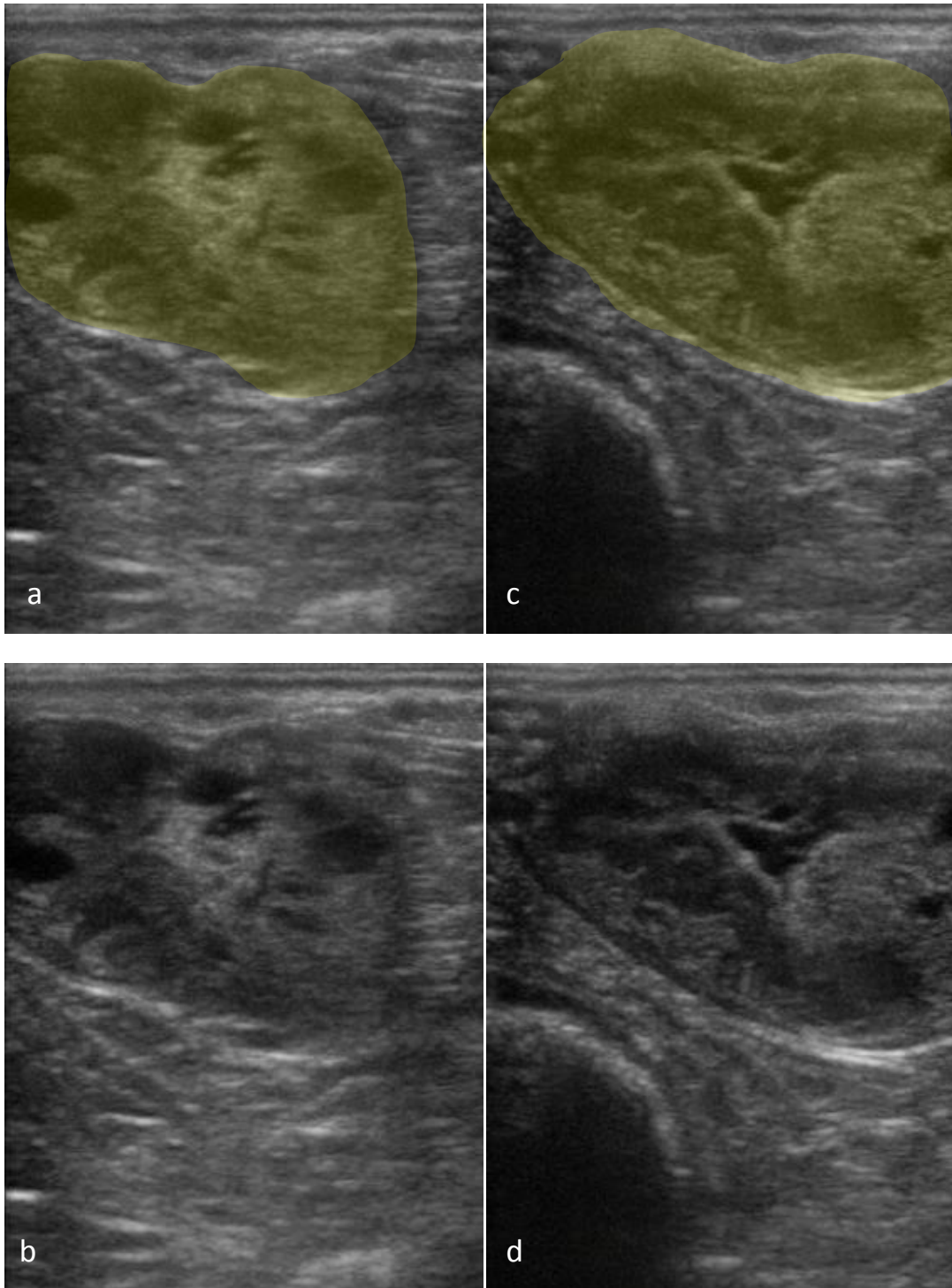


Figure 33 : Images échographiques d'un follicule hémorragique de moins de 6 heures suivant deux coupes différentes

a et c : Images légendées : le follicule hémorragique est représenté en jaune

b et d : Images d'origine correspondantes

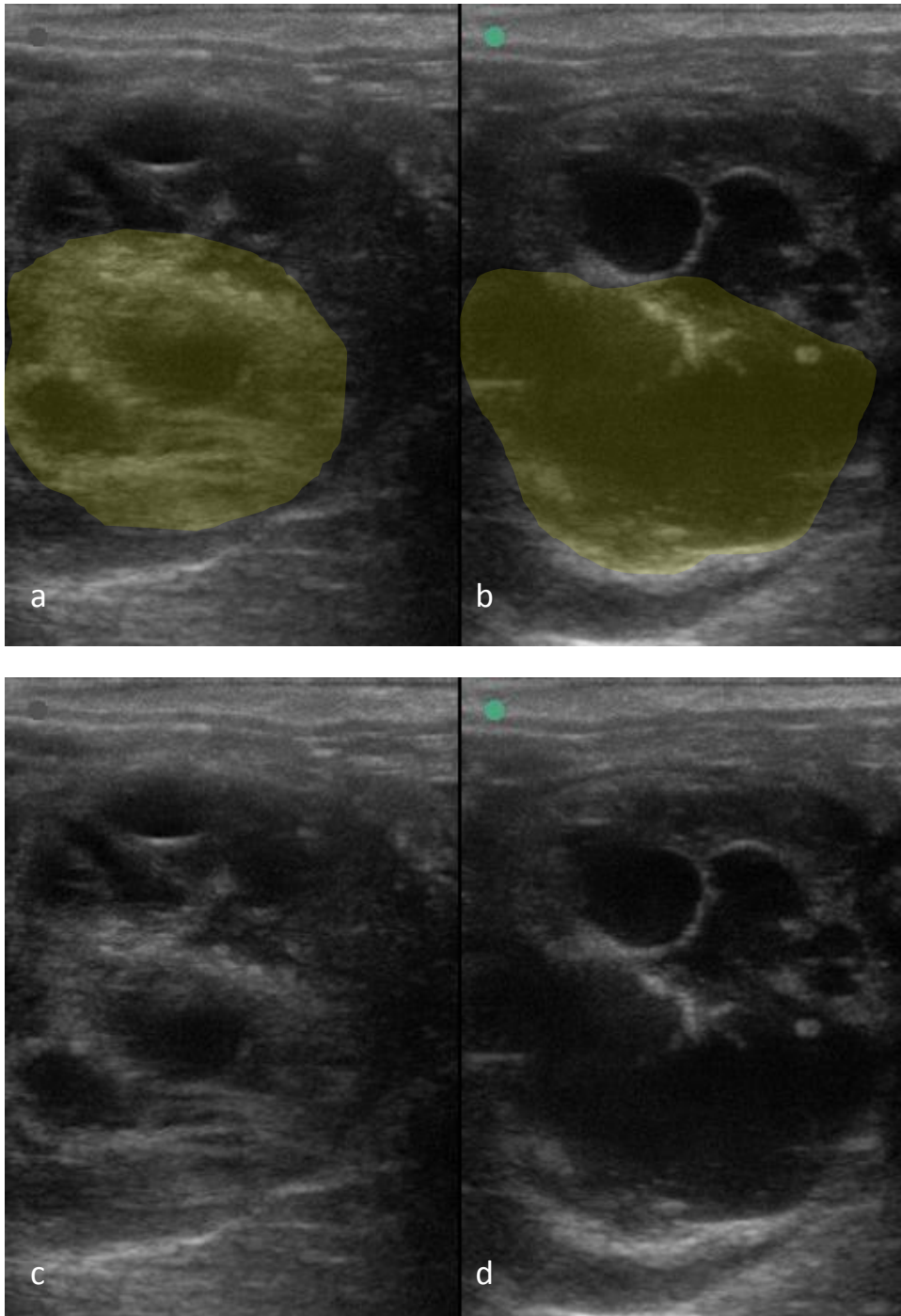


Figure 34 : Images échographiques d'un follicule hémorragique de moins de 6 heures suivant deux coupes différentes

a et b : Images légendées : le follicule hémorragique est représenté en jaune

c et d : Images d'origine correspondantes

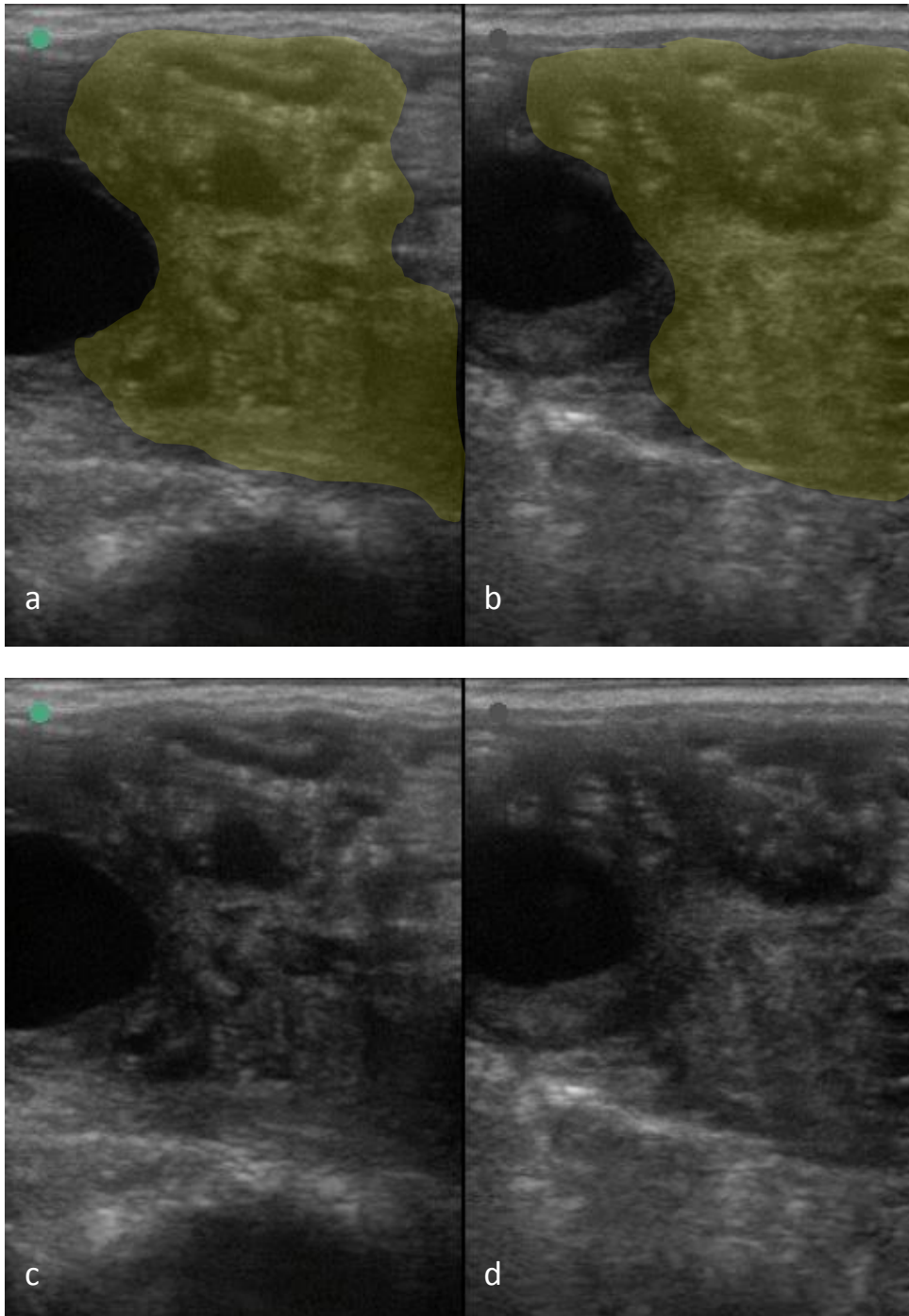


Figure 35 : Images échographiques d'un follicule hémorragique de moins de 6 heures suivant deux coupes différentes

a et b : Images légendées : le follicule hémorragique est représenté en jaune
c et d : Images d'origine correspondantes

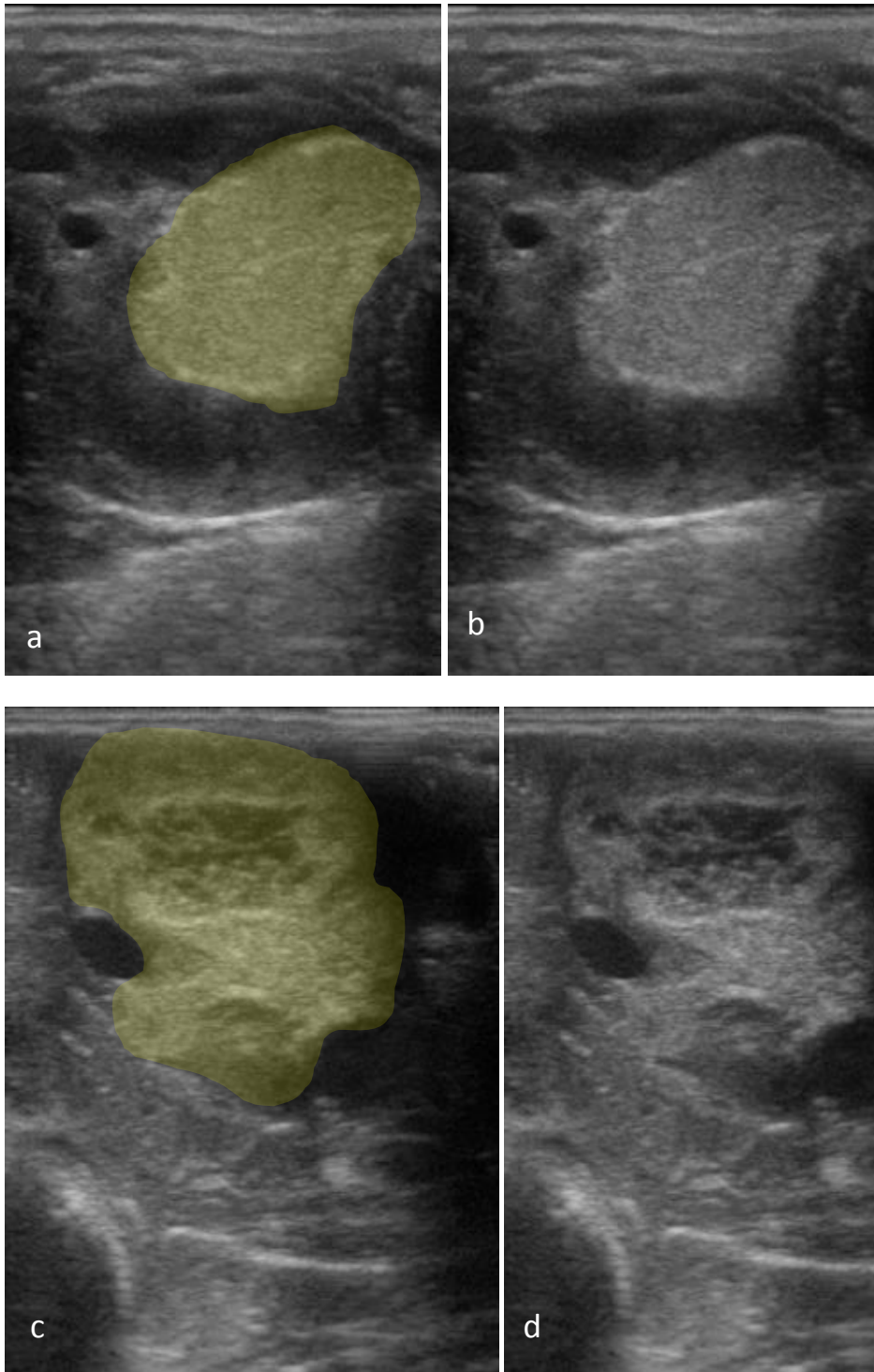


Figure 36 : Images échographiques de 2 follicules hémorragiques de 12 à 24 heures

a et c : Images légendées : le follicule hémorragique est représenté en jaune

b et d : Images d'origine correspondantes

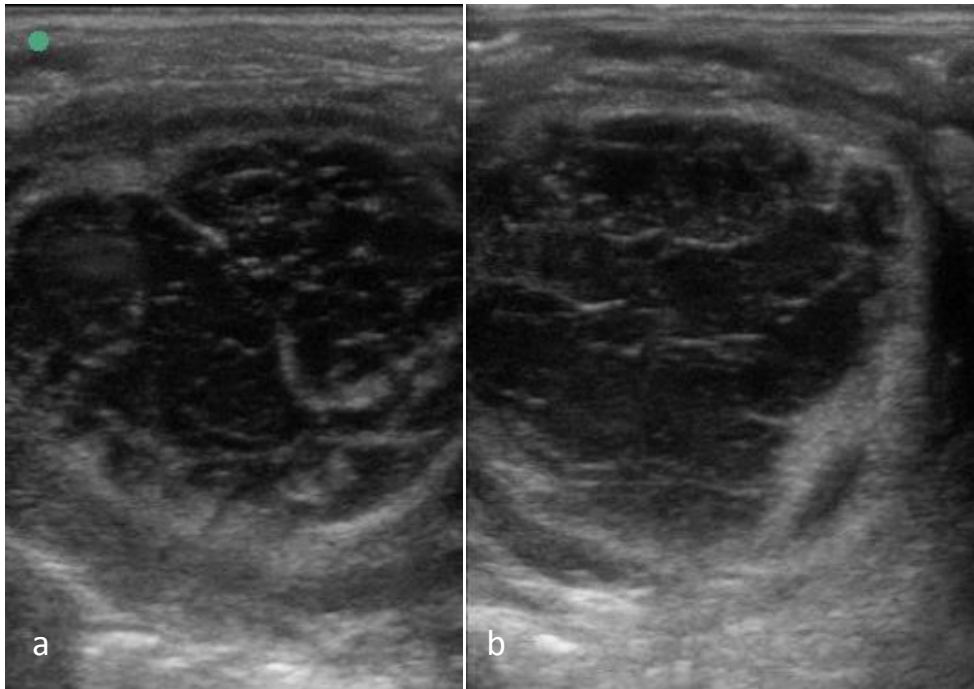


Figure 37 : Images échographiques de 2 follicules hémorragiques d'âge indéterminé

a et b : Images d'origine de deux follicules hémorragiques différents.

Cinq jours après l'ovulation, le follicule hémorragique devient le corps jaune dont l'échogénicité est variable. Il peut avoir 2 aspects échographiques différents. Certains sont homogènes et sont formés d'un tissu lutéal uniforme composé de fibrine et du caillot sanguin qui apparaissent échogènes (2,4,6,10). D'autres gardent une cavité centrale anéchogène, correspondant au caillot sanguin, avec quelques spots échogènes correspondant à la fibrine, qui rétrécit au cours du dioestrus et qui devient de plus en plus échogène en se fibrinisant. Elle est entourée par un tissu échogène correspondant à la fibrine et au caillot sanguin (1,2,4,6,10,13). La proportion de ce tissu échogène augmente au cours du cycle (1,4,13). Quel que soit son aspect, l'échogénicité du corps jaune évolue pendant le dioestrus (3,4,15). Le tissu lutéal est au début très échogène puis son échogénicité diminue et réaugmente à la fin du dioestrus. Ainsi, il est facilement identifiable en début et en fin de cycle mais il est difficile à différencier du stroma ovarien en milieu de cycle (3,15). Il peut encore être visible lors de l'oestrus suivant (7). Mais, malgré ces changements morphologiques, il n'est pas possible de le dater (4).

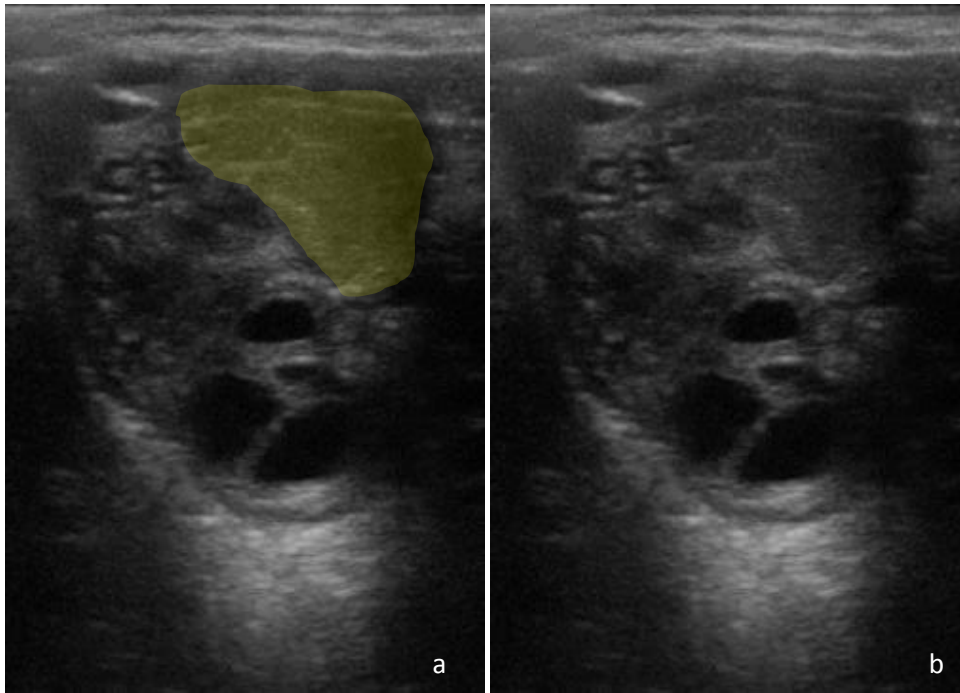


Figure 38 : Image échographique d'un corps jaune de 7 jours

a : Image légendée : le corps jaune est représenté en jaune
b : Image d'origine correspondante

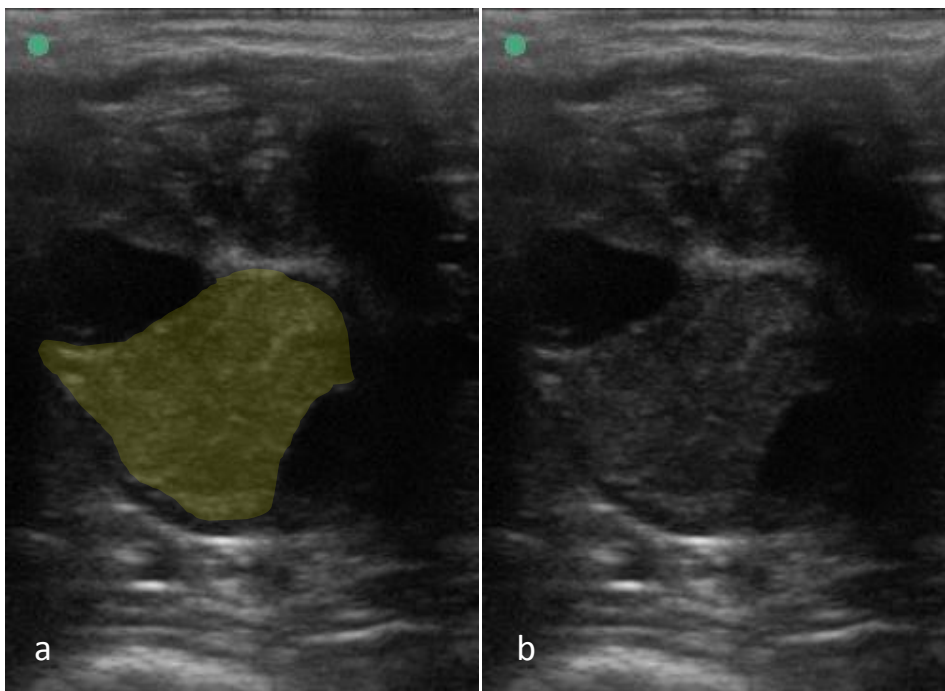
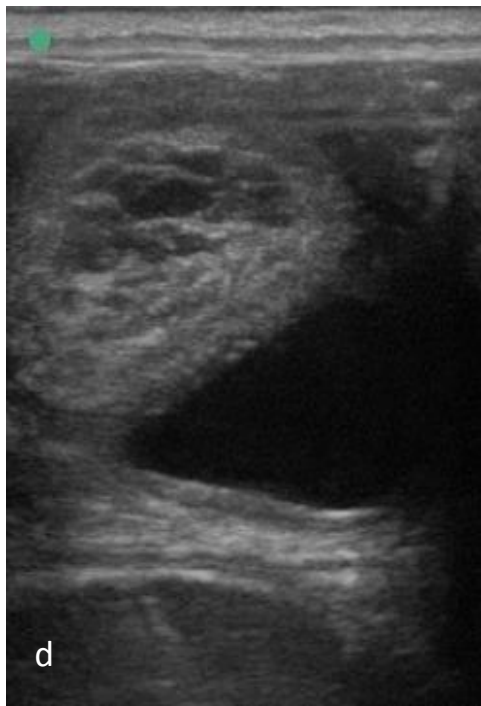
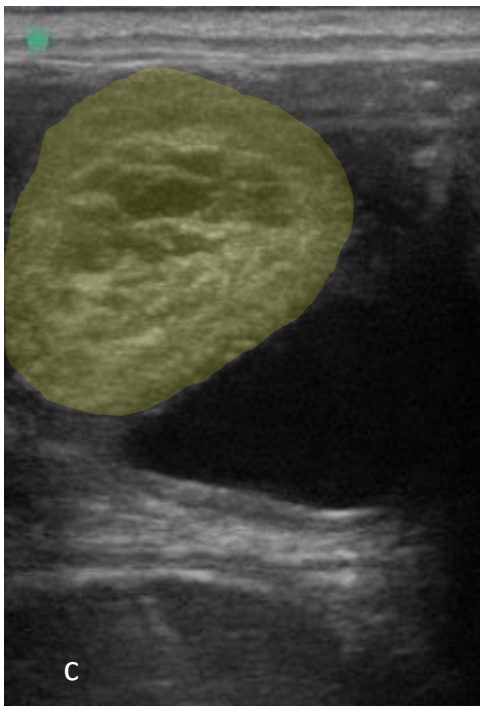
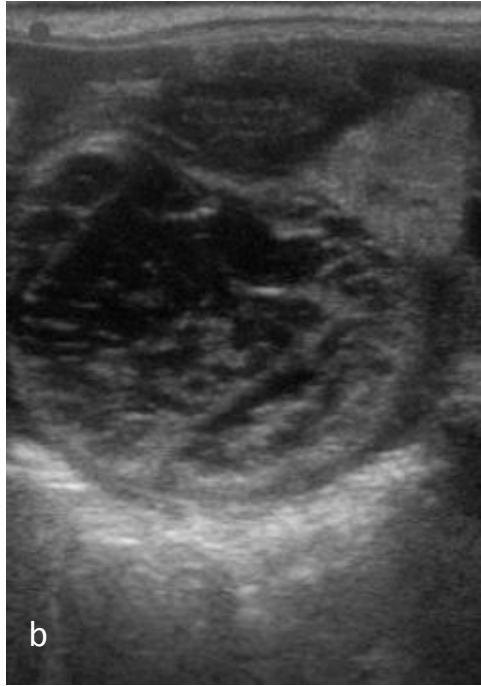
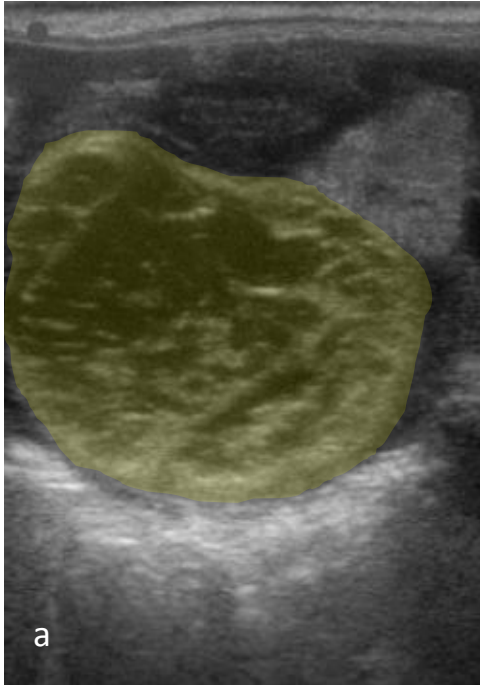
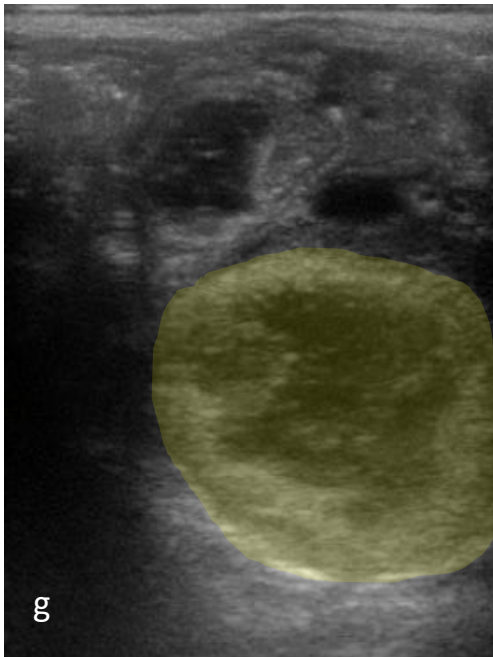
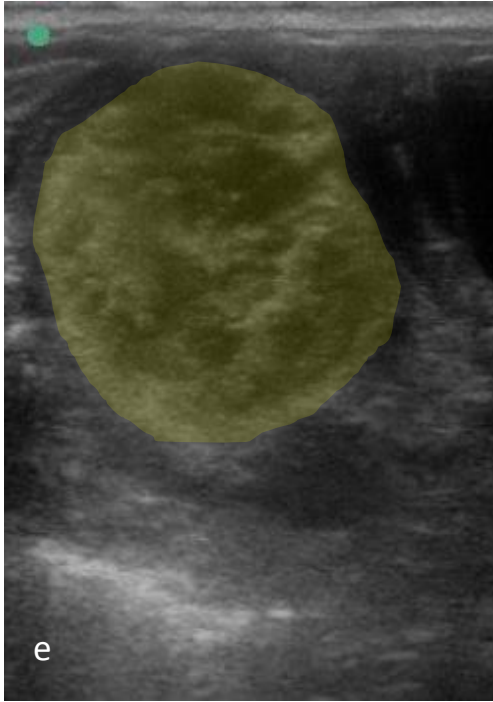


Figure 39 : Image échographique d'un corps jaune de 10 jours

a : Image légendée : le corps jaune est représenté en jaune
b : Image d'origine correspondante





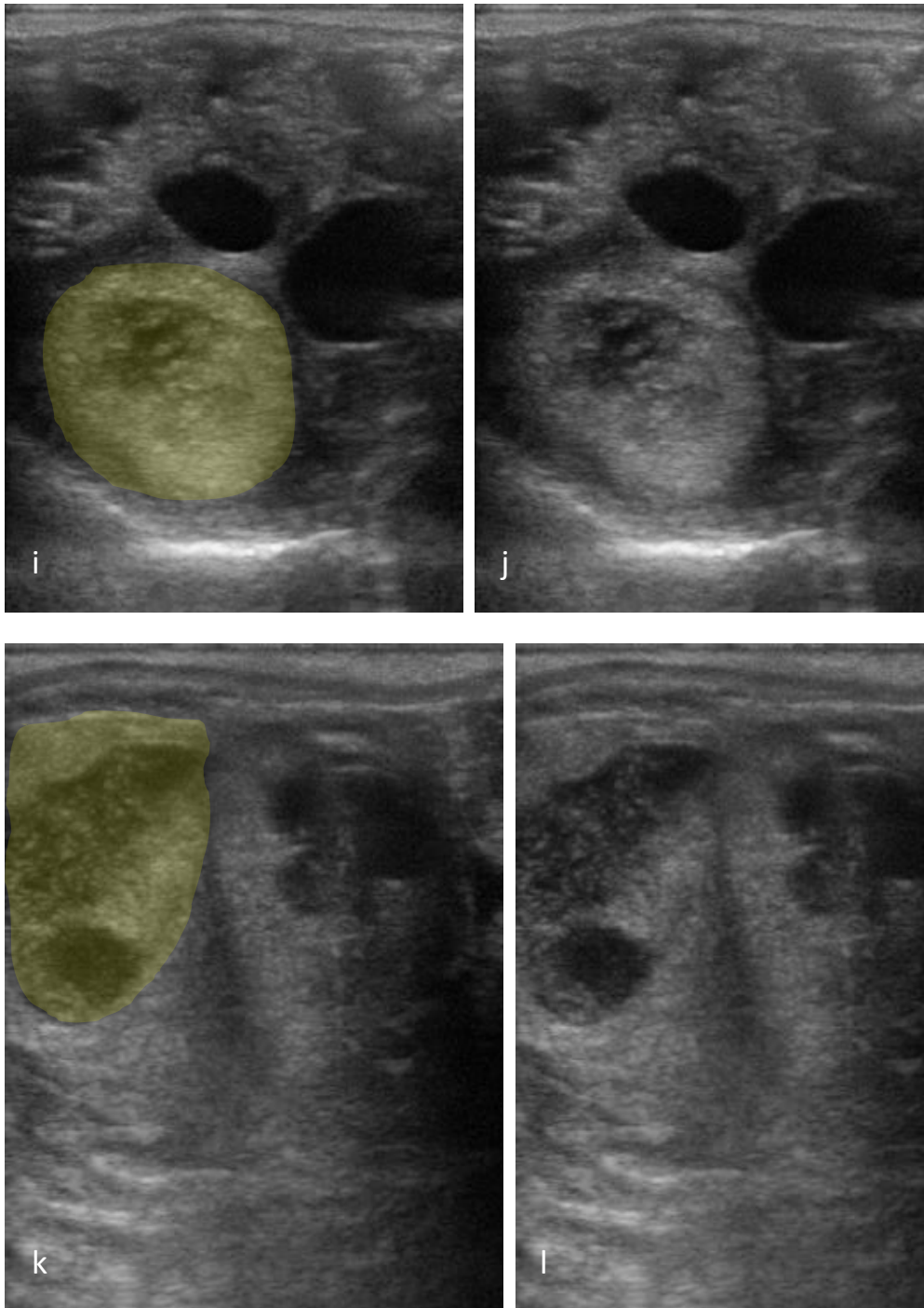


Figure 40 : Images échographiques de différents corps jaunes cavitaires d'âge indéterminé

a, c, e, g, i, k : Images légendées : le corps jaune est représenté en jaune

b, d, f, h, j, l : Images d'origine correspondantes

Noter la diversité d'échogénicité et de forme que peuvent prendre les corps jaunes

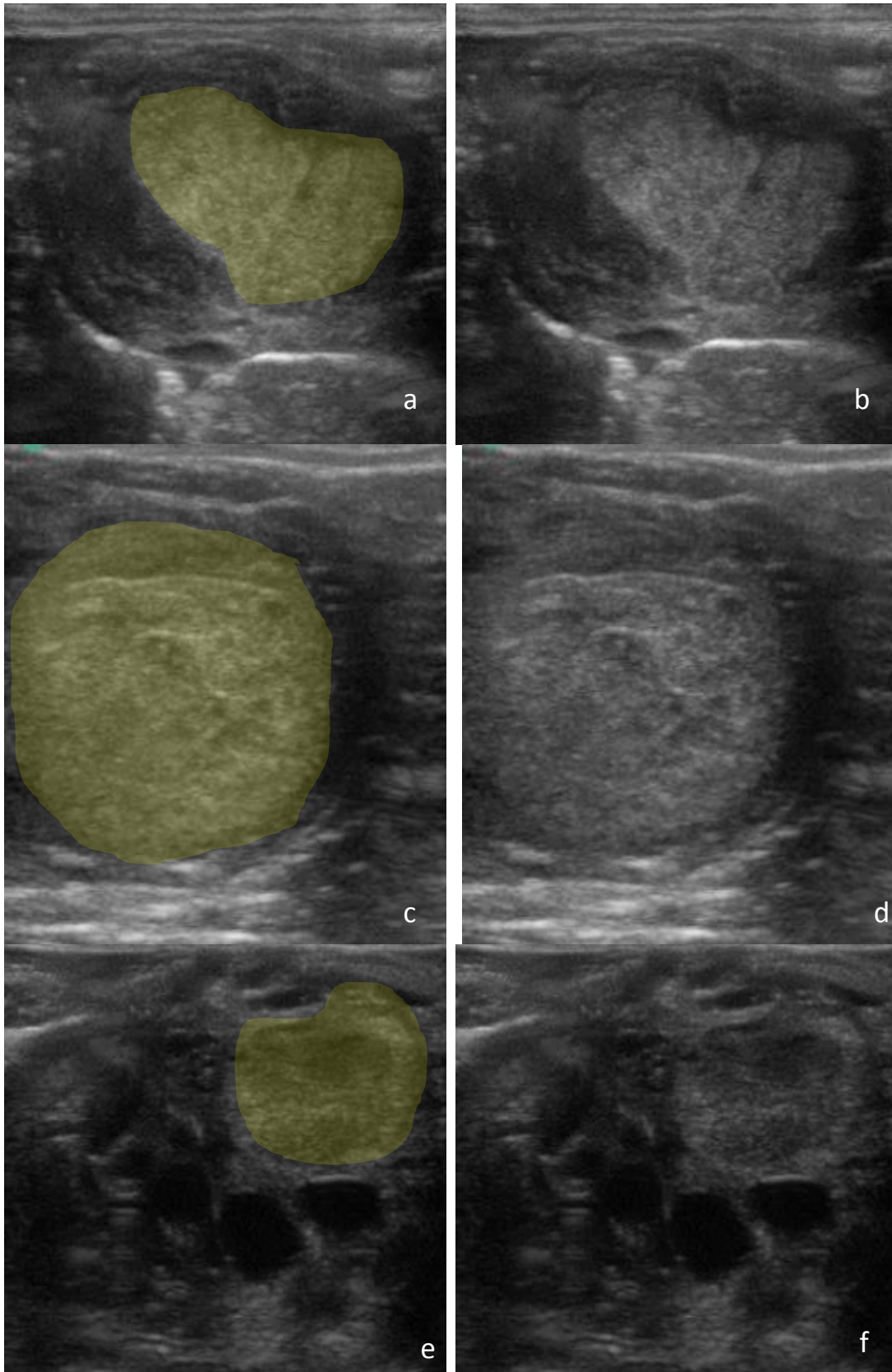


Figure 41 : Images échographiques de différents corps jaunes non-cavitaires d'âge indéterminé

a, c, e : Images légendées : le corps jaune non cavitaire est représenté en jaune
b, d, f : Images d'origine correspondantes
Noter la diversité d'échogénicité et de forme que peuvent prendre les corps jaunes

Le corps jaune diminue de taille progressivement jusqu'au cycle suivant et devient plus ferme (4,7). Cela est dû au remplacement du caillot sanguin par de la fibrine qui est plus dense et à la condensation du stroma ovarien autour du corps jaune (7).

Les juments n'ovulent pas préférentiellement la nuit contrairement à certaines croyances. Une étude menée en 1988 sur 45 juments suivies toutes les 6 heures a montré que les ovulations se répartissaient sur la journée (33). Dans une autre étude sur des juments suivies toutes les 6 heures sur 245 cycles, 53% ont ovulé la nuit (entre 20h et 8h) et 47% ont ovulé pendant la journée (28). Dans une étude rétrospective menée à l'Ecole Nationale vétérinaire de Nantes lors de suivi toutes les 12 heures sur 118 cycles, 54% des ovulations ont eu lieu la nuit (entre 20h et 8h) et 46% la journée (28).

5) Cas particulier : ovulations multiples

La codominance de plusieurs follicules est possible et plusieurs ovulations, sur le même (unilatérale) ou sur les deux ovaires (bilatérale), sur la même période d'œstrus peuvent avoir lieu. Elles sont majoritairement synchrones (2/3) et avoir lieu le même jour mais elles peuvent aussi être asynchrones (1/3). Lors d'asynchronie, le délai moyen entre ovulations est de 48 heures (4,34,35). Mais, il est variable et dans de rares cas, les ovulations peuvent se produire jusqu'à 10 jours d'intervalle. (35)

Les ovulations multiples concernent entre 15 et 25% des cycles avec majoritairement des ovulations doubles (94 à 98%), plus rarement triples (2.5 à 5.5%) et exceptionnellement quadruples (3,28,34). Leur incidence est très variable selon la race. Elles semblent plus fréquentes chez les pur-sangs et les chevaux lourds et sont au contraire exceptionnelles chez les ponettes (1,4,28,36). Une variation saisonnière a aussi été mise en évidence. Elles semblent plus fréquentes en fin de printemps et début d'été (4,28). Enfin, une prédisposition individuelle a été mise en évidence dans plusieurs études (4,28,36).

Lors d'ovulations multiples, le diamètre des follicules à l'ovulation est inférieur à celui des follicules lors d'ovulations simples (2,4,28). Il est en moyenne de 44 mm pour les ovulations simples, 40 mm pour les ovulations doubles bilatérales et 35 mm pour les ovulations doubles unilatérales (4). Lors d'ovulations multiples, des follicules ayant un diamètre inférieur à 35 mm peuvent ovuler. Il faut alors bien suivre la croissance de tous les follicules dominants (dont le diamètre est supérieur à 20 mm) pour ne pas manquer une ovulation multiple qui a des conséquences pour le diagnostic de gestation. (3)

La fertilité est significativement plus élevée lors de doubles ovulations que lors d'ovulation simple (4,28). Une étude réalisée par les haras nationaux pour les années 1992 et 1993 avec insémination en sperme frais montre une fertilité de 61% (157 cycles) pour les juments ayant eu une double ovulation contre 46% (885 cycles) pour les juments ayant eu une simple ovulation (4).

Les gestations gémellaires sont plus fréquentes lors d'ovulations multiples. La même étude montre un taux de gestation gémellaire de 17% lors d'ovulations doubles ou triples contre 10% lors d'ovulation simple (4). Ainsi, même si le risque de gestation gémellaire est plus élevé lors d'ovulations multiples, il reste tout de même faible et il est alors recommandé de faire saillir ou d'inséminer la jument même en cas de codominance de 2 follicules (4,28).

Le diagnostic de gestation lors d'ovulations multiples doit être fait avec encore plus de minutie afin de rechercher une éventuelle gestation gémellaire (3,4,28).

Il est très important lors du suivi de la croissance folliculaire de noter la taille et la localisation des follicules dont le diamètre est supérieur à 20 mm et pas uniquement du follicule dominant afin de pouvoir diagnostiquer d'éventuelles ovulations multiples (28).

Tableau 7: Caractéristiques échographiques des ovaires et des utérus en fonction du stade du cycle

	Ovaires	Utérus
Anœstrus	Petits, lisses, ferme Nombreux follicules <10 mm de diamètre	Petit, rétracté Echogénicité tissulaire homogène
Phases de transition	Précoce : nombreux follicules >20 mm de diamètre Tardive : nombreux follicules jusqu'à 40 mm de diamètre Absence d'ovulation	Très variable et non spécifique
Oestrus	Nombreux follicules dont 1 follicule dominant (>20 mm de diamètre)	Utérus distendu, très oedématié Echogénicité hétérogène Image caractéristique en tranche d'orange ou une roue de charrue
Diœstrus	Follicule hémorragique puis corps jaune	Petit, rétracté Echogénicité tissulaire homogène

F) Suivi échographique des cycles en pratique

1) A quelle fréquence doit-on répéter l'examen échographique ?

Tableau 8 : Fréquence des examens échographiques (37)

Taille du follicule	Œdème utérin	A revoir dans
< 20 mm	-	5 jours
20 à 25 mm	+/-	2 ou 3 jours
25 à 30 mm	+/- à +	1 ou 2 jours
> 30 mm	+ à ++	1 jour

Légende : - : absence d'œdème, - : œdème moyen, ++ : œdème important

2) Quand inséminer ou présenter à l'étalon ?

a) Quels sont les critères techniques ?

Les techniques actuelles de reproduction nécessitent de connaître le plus précisément possible le moment de l'ovulation (28). Avec de la semence fraîche ou réfrigérée, il est recommandé d'inséminer dans les 24h avant ovulation. Mais avec de la semence congelée, le délai se resserre. La longévité de la semence congelée dans le tractus génital femelle est

réduite. Il est ainsi conseillé d'inséminer dans les 12h avant ovulation (20). Lors de transplantation embryonnaire, le moment d'ovulation de la donneuse et des receveuses doit être connu à 12 heures près (3).

La survie des spermatozoïdes dans les voies génitales femelles lors de sperme frais est de 24 voire 48 heures. La durée de vie de l'ovocyte est de 10 heures maximum après l'ovulation. C'est pourquoi, il faut inséminer avant l'ovulation. (38)

La durée de l'œstrus étant variable, il n'est pas possible de se baser sur le comportement de chaleur pour prédire l'ovulation. La palpation transrectale et l'examen échographique permettent d'apporter des précisions. (28)

La fertilité est maximale dans les 24h avant ovulation (19,39) et acceptable dans les 72h avant ovulation (19). 30h après ovulation, la fertilité est nulle (19). Il faut inséminer ou faire saillir la jument au moment le plus proche de la libération de l'ovocyte par le follicule ovulatoire.

Les meilleurs taux de réussite à l'insémination sont obtenus par la réalisation de deux inséminations successives, une dans les 24h avant l'ovulation et une juste après l'ovulation (19).

b) Peut-on toujours inséminer en présence d'un gros follicule ?

L'examen échographique des ovaires ne permet pas seul de prendre la décision de faire saillir ou d'inséminer la jument car il existe deux situations physiologiques pour lesquelles la jument peut présenter de gros follicules en dehors de la période de chaleur (3,28).

Il faut se souvenir de la particularité de la jument de pouvoir présenter une deuxième vague de croissance folliculaire avec potentiellement l'ovulation du follicule dominant sous imprégnation de la progestérone sécrétée par le premier corps jaune (3,28).

Des follicules ayant la taille d'un follicule préovulatoire sont aussi présents en début de gestation. En effet, des vagues de croissance folliculaire continuent pendant au moins le premier tiers de gestation. Elles aboutissent à la formation des corps jaunes secondaires entre 40 et 50 jours de gestation à la fois par ovulation de certains follicules et pas lutéinisation sans ovulation d'autres follicules. (3,28)

La jument peut ainsi présenter un gros follicule et ne pas être en chaleur mais en phase lutéale ou en début de gestation. Or, il ne faut surtout pas inséminer ou faire saillir une jument si elle n'est pas en chaleur car cela pourrait provoquer une endométrite ou un arrêt de la gestation. (28)

Le suivi gynécologique est intéressant uniquement sur des juments en chaleur. Afin de s'assurer que la jument est bien en chaleur, il faut tenir compte du comportement d'œstrus, des modifications anatomiques et de l'aspect échographique de l'utérus. (28)

L'idéal est de la passer à la barre de monte. Pour confirmer le diagnostic de chaleur ou lorsque le comportement de la jument est ambigu, il faut rechercher les modifications anatomiques des organes de l'appareil génital (28). Pendant les chaleurs, les lèvres vulvaires sont œdématisées, elles sont lisses et les plis horizontaux s'effacent du fait de la congestion (1,5,21,28).

Parfois, les sécrétions de mucus sont visibles au niveau de la commissure ventrale de la vulve ou sur la face interne des cuisses (7,28). A la palpation transrectale, l'utérus est

flasque. A l'échographie, il est très infiltré donnant l'image caractéristique en coupe transversale des cornes utérines « en tranche d'orange » (1,2,7,9,28).

c) Quels sont les critères échographiques ?

Lors de l'examen échographique des ovaires, plusieurs critères permettent d'évaluer la probabilité de l'ovulation mais la prédiction du moment exact n'est pas possible car ils apparaissent à des moments variables et ne sont pas systématiques :

- Taille du follicule :

La taille du follicule est le critère le plus important. Un follicule devient préovulatoire et peut potentiellement ovuler à partir de 35 mm de diamètre. Mais, tous les follicules d'au moins 35 mm de diamètre n'ovulent pas et certains ovulent à des tailles très supérieures, jusqu'à 60 mm de diamètre.

La race peut aussi influencer. En effet, chez les poneys et les races miniatures, les follicules ont tendance à ovuler à un diamètre inférieur ou égal à 30 mm. Au contraire, chez les chevaux lourds, ils ovulent plutôt à partir de 45 mm de diamètre.

- Forme du follicule :

Le follicule change de forme et devient piriforme généralement 12 à 24h avant l'ovulation

- Epaisseur de la paroi du follicule :

Le follicule se borde, c'est-à-dire que la paroi s'épaissit. A l'échographie, les bords du follicule paraissent flous et irréguliers.

- Parfois, le follicule présente des points hyperéchogènes (3,4,6,7)

D'autres critères échographiques lors de l'examen des ovaires sont à prendre en compte avant l'insémination. Un ou deux follicules dominants doivent se démarquer (40). Il est aussi important de s'assurer de l'absence de corps jaune (1).

Les critères échographiques de l'utérus sont aussi indispensables. L'endomètre doit être oedématisé et plissé. L'utérus ne doit pas contenir du liquide en grande quantité et/ou hétérogène. Le milieu inflammatoire régnant peut détruire les spermatozoïdes avant la fécondation ou même s'il la fécondation a lieu, l'implantation sera défavorisée.

Au bilan, ces quatre critères échographiques doivent être réunis avant d'inséminer :

- Aspect de l'utérus en chaleur
- Pas de liquide intra-utérin
- Pas de corps jaune
- 1 ou 2 follicules pré-ovulatoires

Les critères échographiques sont à associés à une analyse du comportement, des modifications anatomiques, une palpation transrectale évaluant la tonicité utérine et parfois à la palpation vaginale de l'ouverture et de la consistance du col. (40)

3) Quand traiter en période ovulatoire ?

a) Contrôle de l'œstrus avec les prostaglandines

Les PGF_{2α} ou leur analogue induisent la régression du corps jaune présent et stoppent ainsi la sécrétion de progestérone La phase lutéale s'achève et l'œstrus peut se mettre en place. Cette hormone est donc utilisée pour synchroniser les chaleurs, écourter la phase lutéale ou en cas de structures lutéales persistantes. (1,4,6,25)

En saison ovulatoire, en présence d'un corps jaune mature il est possible d'utiliser des PGF2 α pour accélérer l'entrée en chaleur et avancer la date d'ovulation (6). La jument entre en chaleur 2 à 4 jours après l'injection (1,4,6,25) et suivant l'avancée de la croissance folliculaire, l'ovulation a lieu dans les 7 à 12 jours après l'injection (1,4,6). Cependant, le corps jaune doit être mature ; dans les 4-5 jours après ovulation, il est réfractaire aux PGF2 α (1,4,25). De plus il a été constaté que l'utilisation des PGF2 α sur de larges follicules inhibe l'ovulation par la lutéinisation du follicule (18).

D'autre part, avant toutes injections de PGF2 α il faut s'assurer que l'utérus est non gravide par une recherche active de vésicule embryonnaire.

Ainsi les critères échographiques pour utiliser les PGF2 α sont :

- Présence de corps jaune mature, de plus de 4-5 jours
- Absence de follicule supérieur à 35 mm de diamètre
- Utérus non gravide

Pour synchroniser les juments, deux injections à 5 jours d'intervalle sont conseillées (1).

b) Contrôle de l'ovulation avec l'hCG

L'hCG stimule la synthèse de LH ainsi que la croissance folliculaire et provoque ainsi l'ovulation (1,6,15). Une injection de 1500 à 2500 UI, en intraveineux ou intramusculaire, sur un follicule de taille supérieure à 35 mm, induit une ovulation dans les 36 à 48h dans 80% des cas (1,4). Cette hormone est utilisée en cas de jour de saillie imposé, de stock de semence fraîche ou réfrigérée qui arrive à péremption ou de synchronisation.

Cependant, après 3-4 utilisations lors d'une même saison, la jument s'immunise et ne répond plus au traitement (1,6,15,25). Il est ainsi conseillé de l'utiliser au maximum 3 fois par an. L'insémination ou la saillie est à prévoir 24h après l'injection pour être dans l'intervalle des 24h avant ovulation. (15)

Hormis la nécessité d'avoir un follicule supérieur à 35 mm il faut également s'assurer de l'absence de corps jaune et de la capacité de l'utérus à accueillir un embryon. Il faut donc observer un endomètre oedématié et une lumière utérine propre. (6)

Au bilan, les critères pour induire l'ovulation à l'hCG sont :

- Follicule de plus de 35 mm (1,6,15)
- Pas de corps jaune, ni sur l'ovaire droit, ni sur l'ovaire gauche
- Endomètre oedématié (6)
- Pas de liquide intra-utérin hétérogène ou en grande quantité

Une injection de hCG en saison anovulatoire peut amener à une ovulation fécondable mais le taux de mortalité embryonnaire est alors très important (6).

L'induction à l'hCG peut être associée aux prostaglandines (25,36).

III) Images échographiques pathologiques de l'appareil génital non gravide de la jument

A) Pathologies utérines

1) Fluides intra-utérin

La présence de liquide dans l'utérus est physiologique pendant la phase d'œstrus s'il reste en petite quantité : moins de 2 cm intra-luminal et qu'il est homogènement anéchogène (2,6,9).

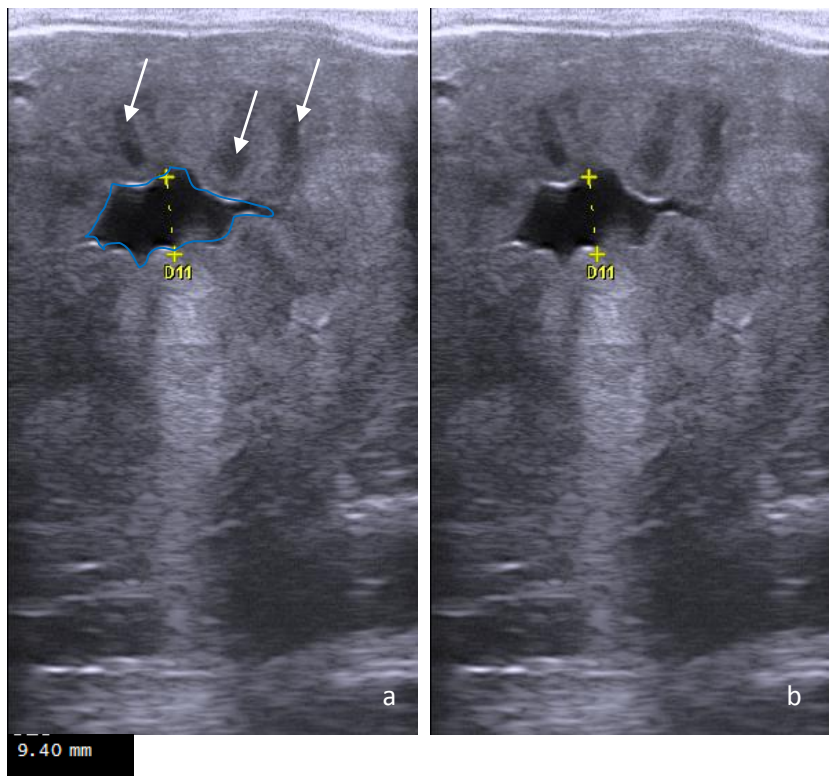


Figure 42 : Image échographique de fluides intra-utérins physiologiques (réalisées par le Dr Hamon à la clinique vétérinaire équine de Meheudin)

a : Image légendée : l'endomètre est oedématié (flèches) et plissé (bleu), l'épaisseur du liquide est de 9,4 mm.
b : Image d'origine correspondante

De même, il est fréquent de retrouver du liquide inflammatoire en petite quantité suite à un poulinage, un examen gynécologique, une insémination ou une saillie naturelle. L'utérus répond aux stimuli inflammatoires ascendants par une myocontraction, associée à une activation des défenses immunitaires aussi bien humorale que cellulaire. (6)

L'éjaculat peut être visible dans l'utérus, immédiatement après la saillie. Il se caractérise par une collection liquidienne parsemée de flocons hyperéchogènes (2).

a) Endométrite

Les infections de l'endomètre sont très fréquentes chez les juments (6).

Il existe trois types d'endométrites classées selon leur étiologie : l'endométrite infectieuse, l'endométrite dégénérative chronique et l'endométrite post-insémination persistante (6,41). L'infection provient ainsi d'une contamination ascendante dans la grande majorité des cas. Les contaminations lors des manipulations gynécologiques ne sont pas négligeables et une conformation vulvaire non étanche qui favorise l'entrée de contaminants et d'air est aussi l'une des principales causes d'endométrite. Le poulinage est également une période à risque de contaminations ascendantes. Elles peuvent également être dues à un drainage lymphatique déficient qui ne permet pas la prise en charge de l'oedème endométrial et un défaut de défense immunitaire. (6)

L'endométrite se caractérise dans la majorité des cas par la présence de sécrétions intra-utérines, même en petite quantité, en dioestrus (2,9,42), ou par la présence d'un liquide en grande quantité (>2cm) et/ou contenant des particules hyperéchogènes (2,6,10,13). La présence de liquides intra-utérins au-delà de 18 heures post-saillie ou post-insémination artificielle est anormale (26).

A l'échographie, l'endomètre apparaît plissé et épaissi donnant un aspect festonné (2). Cette caractéristique permet de différencier l'endométrite avec un utérus gravide ou kystique dans lequel l'endomètre est lisse.

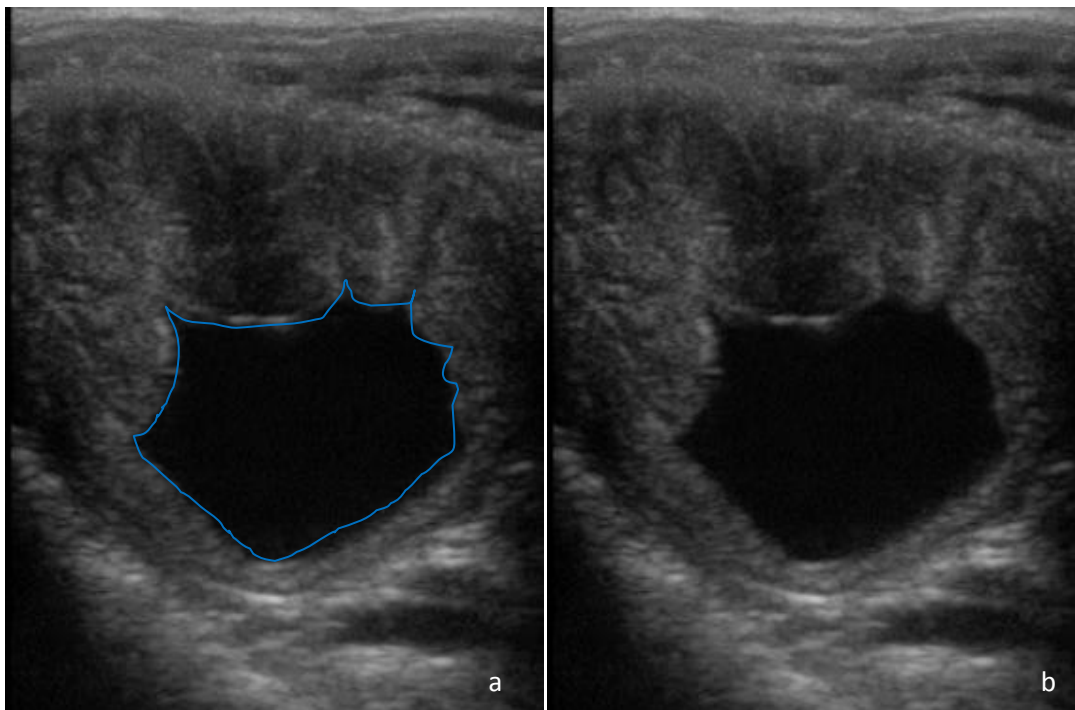


Figure 43 : Image échographique de liquide intra-utérin pathologique, d'épaisseur supérieure à 2 cm (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : l'endomètre est plissé (bleu), le liquide intra-utérin est anéchogène, homogène mais de volume supérieur à 2 cm.

b : Image d'origine correspondante

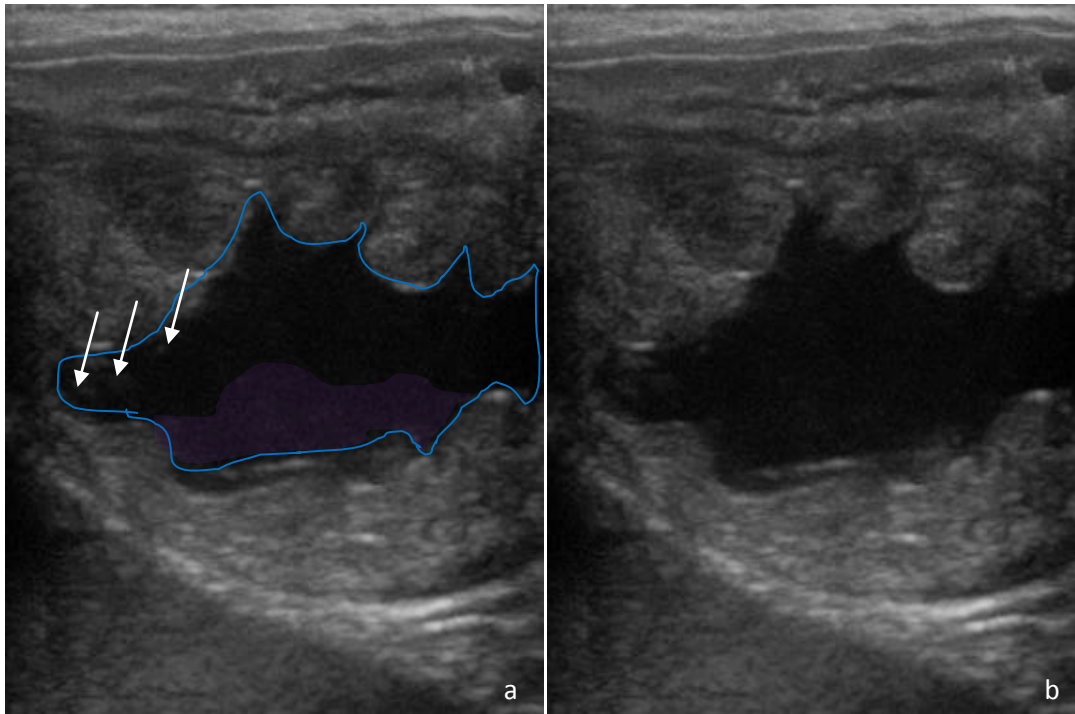


Figure 44 : Image échographique de liquide intra-utérin pathologique, en trop grande quantité et contenant des particules hyperéchogènes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : l'endomètre est plissé (bleu), le liquide intra-utérin est anéchogène, hétérogène avec un dépôt de particules ventralement (violet) et des particules hyperéchogènes (flèches), de volume supérieur à 2 cm
 b : Image d'origine correspondante

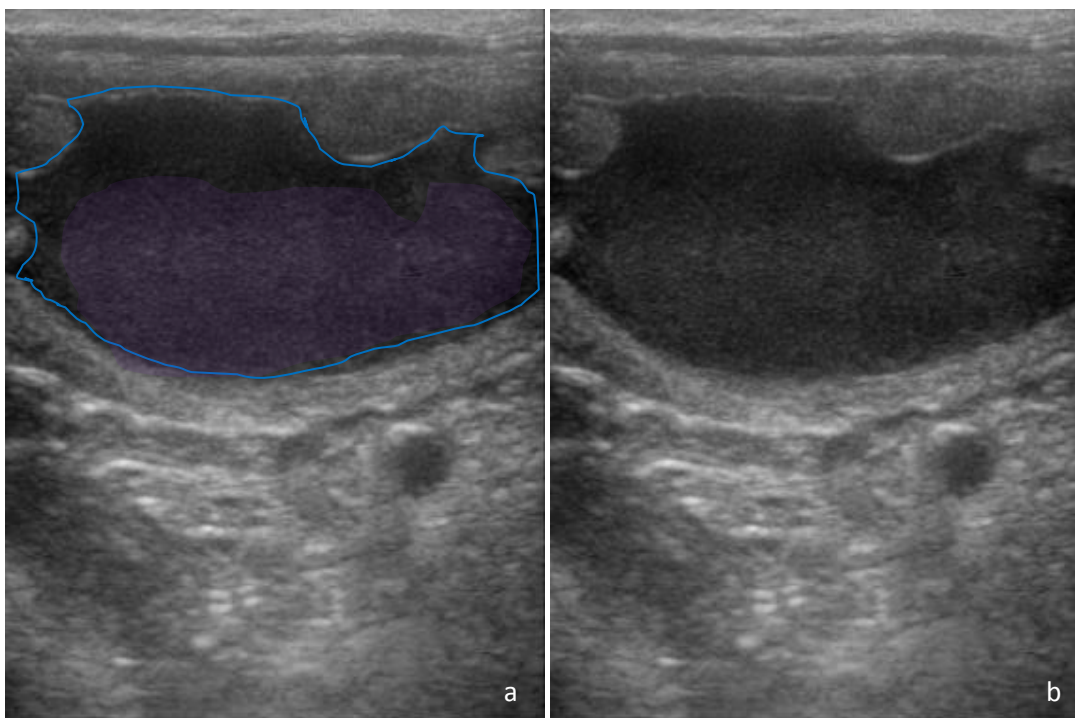


Figure 45 : Image échographique de liquide intra-utérin pathologique, en trop grande quantité et hétérogène (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : l'endomètre est plissé (bleu), le liquide intra-utérin est d'échogénicité moyenne et hétérogène avec un dépôt de particules ventralement (violet), le volume est largement supérieur à 2 cm.
 b : Image d'origine correspondante

Les fluides peuvent être concentrés en quelques points de l'utérus ou dans toute la cavité utérine (2). Ils peuvent être mobiles d'une corne à l'autre en passant par le corps (9).

Le clinicien doit suspecter une endométrite par la présence de liquide intra-utérin mais celui-ci n'est pas toujours présent. Une infiltration utérine anormale telle qu'un utérus non oedématié pendant les chaleurs, un hyperoedème juste avant ovulation, un oedème de grade supérieur à 2 dans la journée suivant l'ovulation ou un oedème de grade supérieur à 1 à plus de deux semaines de l'ovulation sont des signes anormaux. Ainsi, une jument peut avoir une endométrite sans avoir une accumulation de sécrétions intra-utérines. (13,41)

Les endométrites sont la principale cause de baisse de fertilité chez la jument (6,42). La fertilité est impactée et les pertes embryonnaires sont augmentées (6,42). Il est donc important de diagnostiquer et de suivre les juments prédisposées aux endométrites pour améliorer leur performance en reproduction. Lors d'observation de liquide intra-utérin, des prélèvements cytologiques et bactériologiques sont indiqués (11).

Les principaux traitements indiqués sont les lavages utérins, l'administration d'ocytocine et l'administration d'antibiotiques (6,41).

Les lavages utérins sont réalisés avec 2 à 6 litres de solution isotonique telle que le Ringer Lactate seul ou contenant de la povidone iodée diluée à 0,02-0,05%. Il est conseillé de les réchauffer entre 42 et 45°C. Ils permettent d'évacuer les neutrophiles non fonctionnels et les microbes, de stimuler les contractions utérines et de stimuler le recrutement de nouveaux neutrophiles. (6,11)

L'injection de 20 unités par voie veineuse ou de 40 unités par voie musculaire d'ocytocine entraîne des contractions spasmodiques de l'utérus et permet l'évacuation des fluides intra-utérins. Ce traitement est souvent associé au lavage utérin. (6)

L'administration de traitements antibiotiques n'est pas systématique. Elle est réalisée en cas de prélèvement bactériologique positif. Le choix de l'antibiotique se réalise en fonction de l'antibiogramme. Les antibiotiques ayant une bonne diffusion intra-utérine sont la pénicilline, l'ampicilline, le chloramphénicol, la gentamicine et l'amikacine. (6)

Des conditions d'hygiène stricte sont nécessaires lors des inséminations et examens gynécologiques pour limiter les infections ascendantes iatrogènes.

b) Métrite

Les infections du myomètre sont rares chez les juments. La métrite est alors peu décrite. Elle se rencontre dans un contexte de post-poulinage. (6)

Elle se caractérise à l'échographie par large collection liquidienne anéchogène associée à des particules hyperéchogènes en position déclive. (1,2)

Elle est de mauvais pronostic chez la jument car elle se complique en général en péritonite, septicémie et fourbure (6,26). Elle est une urgence vitale.

c) Pyomètre

Les accumulations de pus dans l'utérus sont très rares chez la jument. Elles s'accompagnent en général d'une cervicite occlusive qui empêche le drainage. La quantité de pus réduit en général avec l'arrivée de l'oestrus et l'ouverture du col.

A l'échographie, le pyomètre se caractérise par dilatation extrême de l'utérus, les plis de l'endomètre disparaissent, accompagnée d'une large collection liquidienne de même aspect que la métrite. (1,2)

Il ne faut pas confondre le pyomètre avec une vessie pleine ou une gestation. (9)

d) Mucomètre

Lors de la persistance de l'hymen, les sécrétions utérines s'accumulent en amont de cette membrane et forment un mucomètre.

Il est caractérisé à l'examen échographique par un liquide légèrement échogène dans différents segments de l'utérus (2,10).

e) Uromètre

L'utérus est susceptible de se remplir d'urine en cas d'abaissement du vagin et de l'utérus associé à un col ouvert.

A l'examen échographique, l'utérus apparaît fortement dilaté et rempli d'un liquide d'échogénéité particulière à l'urine de cheval ; des images en flocons hyperéchogènes qui flottent dans la lumière utérine. (2,43)

2) Pneumo-utérus

La présence d'air dans l'utérus est considérée comme pathologique si elle est retrouvée au-delà de 48 heures après la saillie ou l'insémination artificielle.

Elle se caractérise par l'observation de spots hyperéchogènes dans la lumière utérine. (6,11).

Elle est souvent associée à un pneumovagin et à une incompétence du col et une malformation de la vulve. Le traitement est une chirurgie correctrice de la vulve : vulvoplastie (11,31).

3) Masses utérines

a) Kystes endométriaux

Fréquemment rencontrés chez les juments de plus de 10 ans (20-25%), les kystes utérins peuvent être d'origine lymphatique ou glandulaire (2,4,42). Les kystes glandulaires sont une dilatation des glandes par accumulation de sécrétions alors que les lacunes lymphatiques se forment par dilatation des vaisseaux lymphatiques associée à une fibrose utérine (4,15).

Ils sont caractérisés par une structure anéchogène, compartimentées ou multilobées, se trouvant à la surface de l'endomètre ou plus profondément dans la paroi utérine (1,10). Ils sont de toutes tailles et de toutes formes (4,9,44). Leur paroi est de même échogénéité que la paroi utérine (2). Ils sont isolés ou multiples, aussi bien dans le corps que les cornes utérines (2,9).

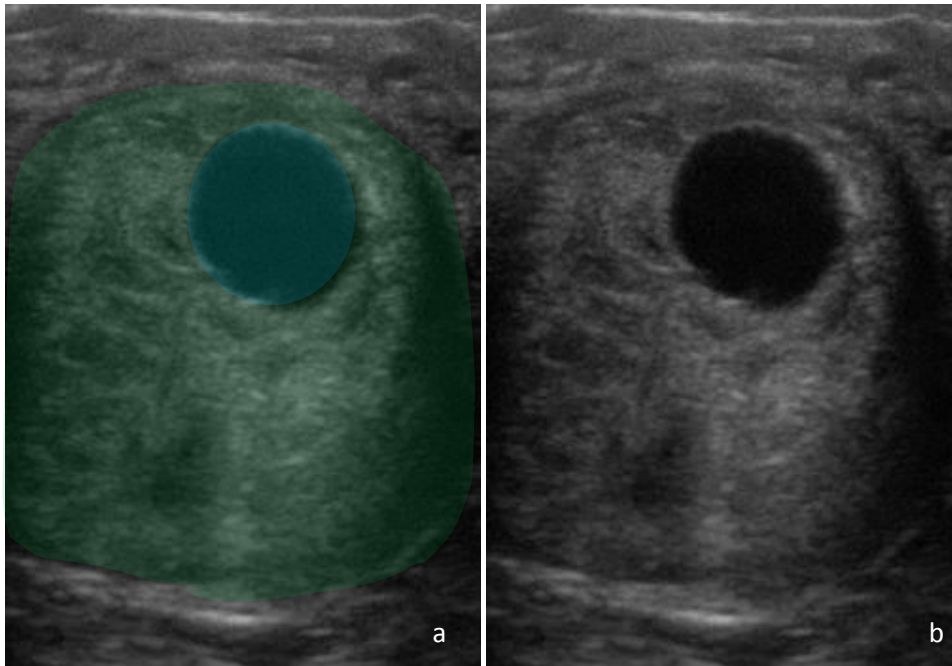


Figure 46 : Image échographique d'un kyste sphérique

a : Image légendée : l'endomètre est représenté en vert, le kyste est la structure anéchogène homogène sphérique (bleu)

b : Image d'origine correspondante

Leur localisation, taille et nombre doivent être noté avec précision afin de ne pas les confondre avec une vésicule embryonnaire lors d'un diagnostic précoce de gestation. Les différences sont basées sur la mobilité, la croissance de ces structures mais aussi le développement de l'embryon (9). Ils peuvent également être différenciés des collections liquidiennes de par leur contour régulier et leur compartimentation, la présence d'artéfacts ainsi que le remodelage de la paroi utérine (2).

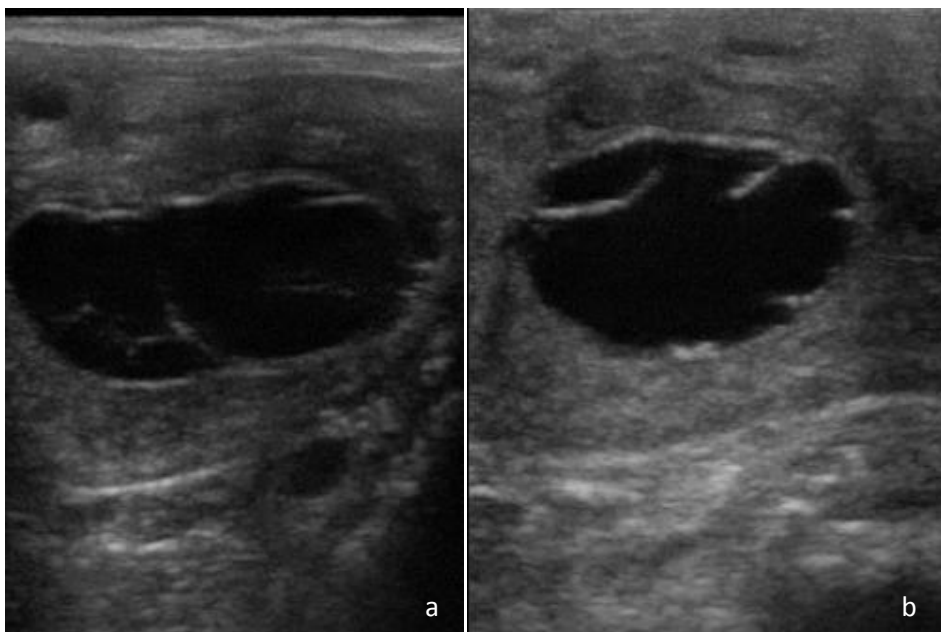


Figure 47 : Images échographiques de différents kystes cloisonnés

a et b : Images d'origine de kystes cloisonnés

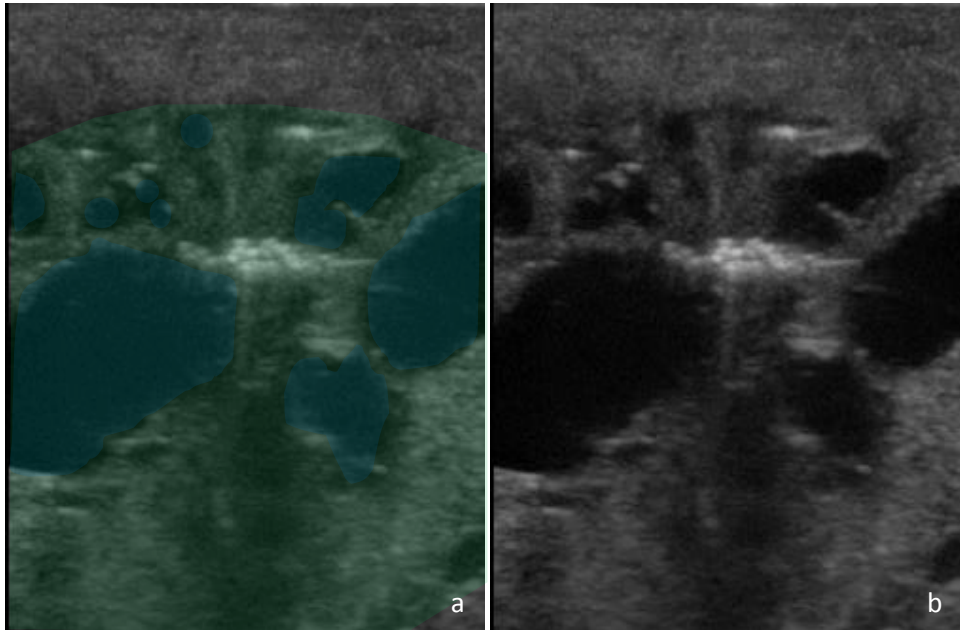


Figure 48 : Image échographique de kystes multiples

a : Image légendée : les kystes sont représentés en bleus et l'endomètre en vert
 b : Image d'origine correspondante

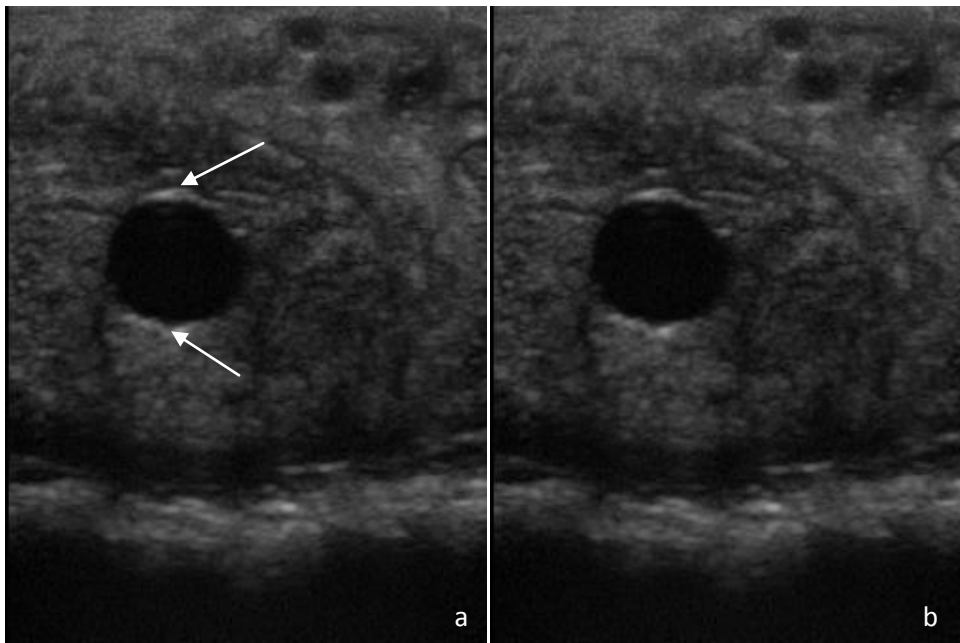


Figure 49 : Image échographique d'un kyste sphérique avec deux pôles hyperéchogènes artéfactuels

a : Image légendée : pôles hyperéchogènes artéfactuels soulignés par les flèches
 b : Image d'origine correspondante

Ce kyste est très ressemblant avec une vésicule embryonnaire sauf qu'il est immobile et ni sa taille ni sa forme n'évolue avec le temps.

Leur répercussion sur la fertilité de la jument est discutée. Certains suspectent qu'en cas de kystes volumineux ou nombreux, la nidation de l'embryon pourrait être perturbée (2,13,42,45). Il est aussi rapporté que des kystes endométriaux peuvent entrainer une

insuffisance placentaire (13,46) et entrainer une résorption embryonnaire (15). En revanche, les petits kystes glandulaires n'ont aucune conséquence sur la reproduction (4,15).

b) Polypes endométriaux

Les polypes sont très rares chez la jument. Ce sont des excroissances pariétales, pédonculées ou sessiles qui font saillies dans la lumière utérine. Ils sont en général bénins mais peuvent dégénérer et s'ulcérer s'exposant à des risques infectieux ou des saignements. (47)

c) Tumeurs utérines

Les tumeurs utérines sont rares chez la jument. La plus commune est le léiomyome (31,48).

Berezowski décrit en 2002 un cas de fibromyome utérin chez la jument. Il observait à l'échographie transrectale une masse très dense et encapsulée de 6,5x6 cm (48). Un lymphome utérin est décrit comme une masse pariétale hyperéchogène (49).

d) Hématome du ligament large

Les hématomes sont plus fréquemment rencontrés au niveau du ligament large. Ils sont causés par un traumatisme lors du poulinage qui entraîne la rupture des artères de ce ligament (31,50).

Ils se manifestent par une cavité remplie de liquide plus ou moins anéchogène contenant des débris hyperéchogènes. La consolidation de l'hématome apparaît plus échogène que le reste de l'utérus. (6)

Ils sont asymptomatiques mais, dans de rares cas, si par leur volume ou leur position ils déforment l'utérus ils peuvent alors impacter la fertilité (11).

e) Hématome pelvien

Les hématomes peuvent également être présents au niveau du plancher pelvien mais moins fréquemment. Ils surviennent aussi après un traumatisme associé au poulinage.

A l'échographie, il apparaît une masse hétérogène, avec des plages anéchogènes et hyperéchogènes.

Ils sont en général sans conséquence et très rarement associés à une fracture pelvienne. Mais s'ils sont très volumineux, ils peuvent empêcher la remise à la reproduction, par obstruction vaginale.
(11)

f) Abscess utérin

Très rares, ils sont en général associés à un traumatisme utérin provoqué par une dystocie, une insémination artificielle ou un traitement intra-utérin. Des cas ont été également décrits lors de sévère endométrite. (51)

4) Adhérences

Suite à un traumatisme utérin iatrogène ou dystocique des brides fibreuses peuvent se créer au sein de l'endomètre. Selon leur sévérité, elles peuvent diminuer la fertilité ou altérer la mobilité embryonnaire. Elles peuvent aussi être responsables de la formation de pyomètre. (51)

Elles peuvent être suspectées à l'échographie mais une endoscopie des voies vaginales s'impose pour le diagnostic de certitude (52).

B) Pathologies ovariennes

1) Tumeurs ovariennes

a) **Tumeur de la granulosa**

Les tumeurs ovariennes sont rares chez la jument (4,15,27). Les tumeurs les plus fréquentes sont les tumeurs de la granulosa (4,6,10,15,27). Elles apparaissent majoritairement chez des jeunes juments entre 5 et 9 ans (4,7,15).

Ce processus néoplasique atteint un seul ovaire qui n'est plus fonctionnel (4,7,12,27). L'ovaire atteint est dur et de grande taille, il peut atteindre 30 cm de diamètre (4,7,15).

L'image échographique d'une tumeur de la granulosa est variable selon sa composition (4,6,10,15). Le plus souvent, elle a une image caractéristique en « nid d'abeille » car elle contient de nombreux follicules de taille moyenne séparés par des parois interfolliculaires épaisses (2,4,6,7,10). Il peut y avoir jusqu'à 60 follicules sur le même ovaire. Mais, elle peut aussi être uniformément échogène en l'absence de follicule, majoritairement anéchogène si elle porte un seul gros follicule ou être hétérogène lors d'association de grands et de petits follicules. (2,4,6)

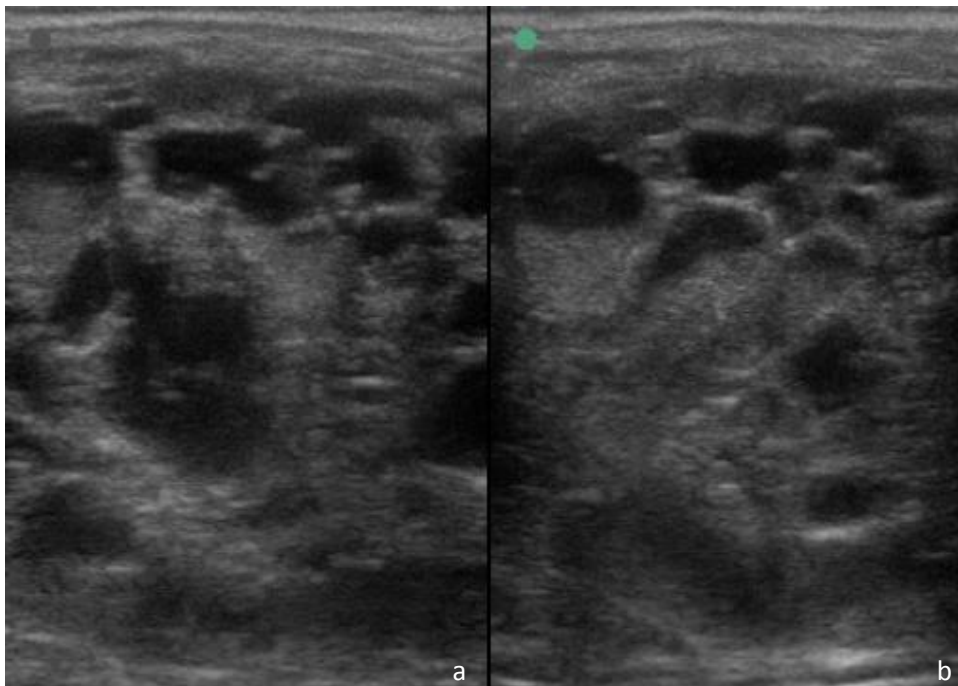


Figure 50 : Images échographiques d'un ovaire atteint d'une tumeur de la granulosa suivant deux coupes différentes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a et b : Images d'origine d'une tumeur de la granulosa

Le plus souvent, l'ovaire controlatéral est très petit et inactif (4,7,11,13,27). L'activité folliculaire est arrêtée par un taux élevé d'inhibine circulant qui inhibe la sécrétion de FSH et par conséquent la croissance folliculaire (13,27).

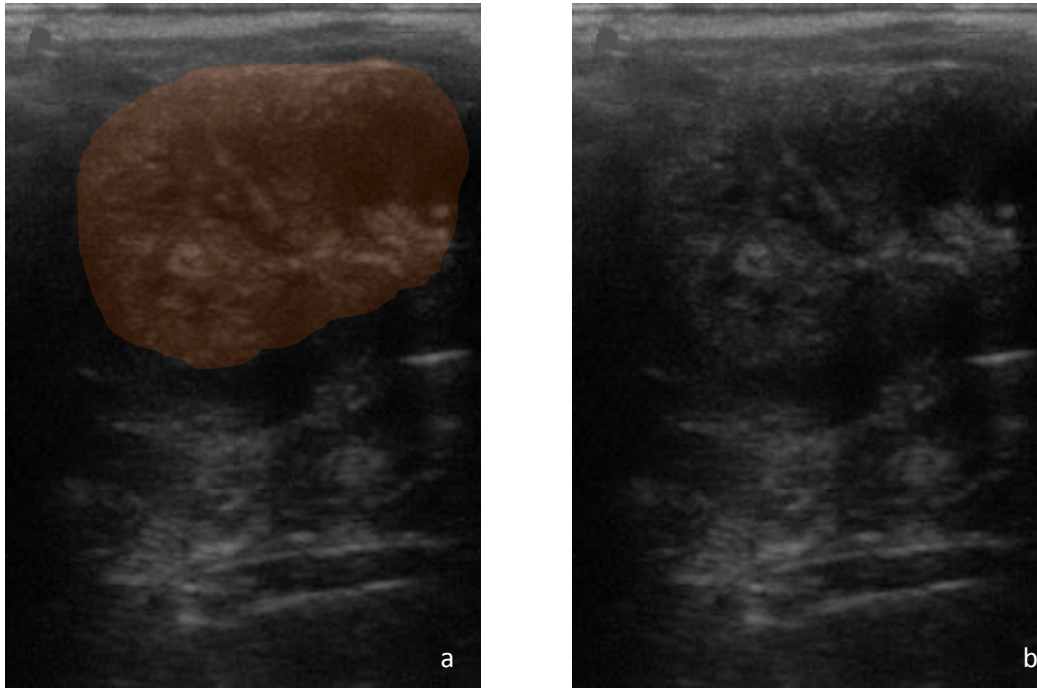


Figure 51 : Image échographique de l'ovaire controlatéral d'une jument présentant une tumeur de la granulosa

a : Image légendée : l'ovaire est représenté en orange, il mesure 3 cm de long et 2.5 cm de large.

b : Image d'origine correspondante

En fonction de l'hormone sécrétée par la tumeur, la jument a un comportement d'anoestrus sous l'effet de l'inhibine dans la majorité des cas, d'étalon lorsque la tumeur sécrète de la testostérone ou d'oestrus permanent (4,6,11,15,27). Dans tous les cas, elle est infertile (4,11).

Le diagnostic repose sur l'échographie avec la présence pendant plusieurs semaines d'un gros ovaire et d'un petit ovaire controlatéral inactif ainsi que sur des dosages hormonaux révélant une concentration élevée d'inhibine ou de testostérone (4,6,10,11,15).

Le traitement consiste en une ovariectomie unilatérale (4,7,11,15).

La reprise d'activité de l'ovaire sain après l'ovariectomie unilatérale est très variable (4,6). La plupart des juments retrouve une activité ovarienne normale lors de la saison de reproduction suivante (6,7). Cela peut prendre de 2 à 16 mois voire jusqu'à 2 ans (4,6). Dans de très rares cas, la jument ne retrouve jamais une activité ovarienne (6).

b) Tératomes

Les tératomes sont les deuxième tumeurs ovariennes les plus fréquentes (6). L'image échographique d'un tératome est très variable (6,10,53). Elle peut ressembler à une tumeur de la granulosa sauf si elle est composée de tissus très échogènes comme du cartilage, des os ou des dents (6).

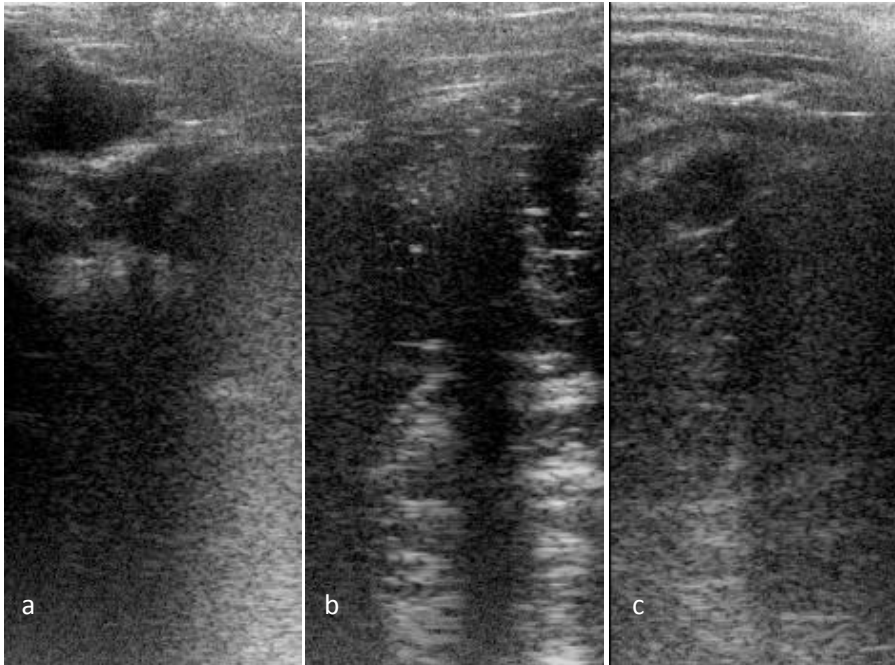


Figure 52 : Images échographiques d'un tératome ovarien (réalisées à l'ENVN)

a, b, c : Images d'origine : L'échogénicité de l'ovaire est hétérogène et anormale



Figure 53 : Photographies d'un tératome ovarien (réalisées à l'ENVN)

a, b : Les poils observés sur le tératome expliquent l'échogénicité hétérogène observée sur la figure 52.

c) Adénome kystique

L'adénome kystique est une tumeur de l'épithélium de la surface de l'ovaire.

A la palpation, l'ovaire atteint est de grande taille. A l'échographie, une cavité unique contenant un liquide anéchogène ou légèrement hétérogène est visible à la surface de l'ovaire (13).

d) Cystadénomes

Les cystadénomes sont beaucoup moins fréquents que les autres tumeurs (10,25). Ils sont caractérisés par une image échographique kystique avec de nombreuses structures sphériques anéchogènes (2,11,53).

2) Hématome ovarien

Un hématome ovarien résulte d'une hémorragie excessive de la paroi folliculaire rompue après l'ovulation. Il correspond alors à un follicule hémorragique excessivement hémorragique (2,11,53).

A la palpation, l'ovaire est dur et de grande taille (13,15,53). Dans de rares cas, il peut atteindre 30 cm de diamètre (6). La taille initiale de l'hématome ovarien est variable mais elle est plus importante que toute structure ovarienne physiologique. L'hypertrophie apparaît brutalement après l'ovulation (53).

A l'échographie, l'hématome ovarien ressemble à un follicule lutéinisé mais il se développe rapidement après l'ovulation (11,13,15). Au départ, il apparaît par une image uniformément hétérogène d'échogénicité moyenne correspondant à un mélange de fibrine et de sang (2,6,11,53). Puis, des travées échogènes correspondant à la fibrine se forment. Et enfin, le caillot sanguin s'organise et la proportion de zone anéchogène se réduit au profit de la zone échogène (6,11,53).

Il faut différencier l'hématome post-ovulation d'une tumeur ovarienne pour laquelle un ovaire est aussi gros et dur. Dans le cas de l'hématome ovarien, il apparaît brutalement et il régresse en quelques semaines (4,15). Lors d'un examen échographique 6 semaines plus tard, un hématome ovarien aura disparu ou sera de plus petite taille alors qu'une tumeur sera de taille constante ou plus grande (11).

L'hématome ovarien ne nécessite pas de traitement, il se résorbe seul en 6 semaines en moyenne (6,11,53).

L'ovaire peut rester fonctionnel mais il est recommandé d'attendre qu'il se résorbe totalement pour faire saillir ou inséminer la jument (6,53).

La fertilité de la jument n'est généralement pas affectée. Dans de rares cas, l'hématome peut détruire le tissu ovarien ce qui rend l'ovaire inactif. Le traitement repose alors sur une ovariectomie unilatérale (53).

3) Inactivité ovarienne

L'inactivité ovarienne est normale durant l'anoestrus saisonnier. Elle est anormale en dehors de cette période sauf chez les juments prépubères et les juments âgées ayant une sénescence ovarienne. Elle est à l'origine d'un anoestrus non saisonnier. (6,27)

L'inactivité ovarienne est caractérisée par des ovaires de très petite taille (diamètre inférieur à 4 cm) et inactif, portant de petits follicules inférieur à 15 mm de diamètre (6,13).

a) Tumeurs ovariennes

Comme vu ci-dessus, dans la majorité des cas de tumeurs de la granulosa, la tumeur ovarienne la plus fréquente, l'ovaire atteint n'est pas fonctionnel et l'ovaire controlatéral est inhibé entraînant un anoestrus (27).

b) Anomalies chromosomiques

Les anomalies chromosomiques sont très rares (4).

Elles entraînent une hypoplasie ovarienne congénitale qui est à l'origine d'un anoestrus par défaut d'activité ovarienne (4,7,11,13,27).

Le caryotype normal d'un cheval compte 64 chromosomes dont 31 paires d'autosomes et une paire de chromosome sexuel, 64 XX chez la jument et 64 XY chez le mâle (4).

L'anomalie la plus fréquente est la présence d'un seul chromosome sexuel (63, X) (4,6,20,27). Elle est appelée syndrome de Turner (6,7,27). Les juments atteintes sont de petites tailles et stériles (4,7). Elles présentent des ovaires inactifs, un utérus flasque comme lors d'anoestrus (4). Elles ne présentent pas d'oestrus (7).

La deuxième anomalie la plus fréquente correspond à un pseudo-hermaphrodisme femelle avec une jument qui a un génotype mâle (64 XY) mais une apparence de femelle (4,27). Elle présente une taille normale, une infertilité avec des ovaires inactifs, un utérus flasque et parfois un comportement d'étalon et une absence d'utérus. (4)

D'autres anomalies encore moins fréquentes entraînant une subfertilité ou une apparence bisexuée sont décrites dans la littérature (4).

Le diagnostic des anomalies chromosomiques repose sur le caryotype (4,6,7).

c) Iatrogène

L'inactivité ovarienne peut être iatrogène. L'administration de corticoïdes notamment en période pré et post-pubertaire semble être à l'origine d'un défaut définitif de la croissance folliculaire. (27)

Les anabolisants à dose élevée sont aussi à l'origine d'une suppression de l'activité ovarienne qui peut être réversible ou irréversible (27).

d) Endocrinopathie

Le syndrome de Cushing semble être lié à un arrêt de l'activité ovarienne (27).

e) Age

Chez des juments âgées, un arrêt de l'activité ovarienne peut survenir mais cela reste peu fréquent. Elles présentent de petits ovaires portant des follicules de moins de 5 mm de diamètre. Une hypothèse pouvant expliquer cet arrêt de l'activité ovarienne suggère qu'il s'agirait d'un épuisement de la réserve en follicules primordiaux ou un défaut de sensibilité des follicules des vieilles juments aux stimulations de FSH. (27)

f) Anœstrus *post-abortionum*

Lors d'un avortement entre 40 et 100 jours de gestation, les cupules endométriales peuvent persister pendant plusieurs mois (plus longtemps que si la gestation s'était déroulée normalement) et être à l'origine d'une suppression de l'activité ovarienne à l'origine d'un anœstrus. Cette période correspond à leur période d'activité. Les cupules endométriales sont d'origine trophoblastique et sécrètent l'eCG. Le mécanisme physiopathologique à l'origine du maintien et de la suppression de l'activité ovarienne par les cupules endométriales n'est pas connu. Certaines juments après un avortement précoce retrouvent une activité ovarienne rapidement avec ou sans persistance des cupules endométriales. (27)

g) Anœstrus *post-partum* ou de lactation

Les causes de l'anœstrus *post-partum* sont mal identifiées. Il est possible qu'il corresponde à la superposition de la fin de la période d'anœstrus saisonnier et de la période *post-partum* lorsque le poulinage a lieu en fin d'hiver ou début de printemps. L'état d'engraissement pourrait intervenir également. Chez les juments ayant peu de réserve lipidique, le taux circulant de leptines est faible et serait responsable de l'inactivité ovarienne. L'anœstrus *post-partum* peut se produire tout de suite après le poulinage ou après les premières chaleurs *post-partum* (chaleur de lait). (27)

Tableau 9: Diagnostic différentiel d'une hypertrophie ovarienne unilatérale (7,53)

Pathologies	Particularités
Hématome ovarien	<ul style="list-style-type: none">- Ovaire controlatéral de taille normale- Apparition brutale- La jument reste cyclée
Tumeur ovarienne	<ul style="list-style-type: none">- Ovaire controlatéral atrophié et inactif (surtout dans le cas de tumeur de la granulosa)- Apparition progressive- Affecte souvent la fertilité
Abcès ovarien	<ul style="list-style-type: none">- Apparition après une ponction non aseptique de l'ovaire
Follicule lutéinisé	<ul style="list-style-type: none">- Anoestrus

4) Dicœstrus prolongé

Le dicœstrus est prolongé du fait de la persistance d'une structure lutéale sur l'ovaire, le corps jaune ou un follicule anovulatoire lutéinisé (7).

La persistance d'une structure lutéale se caractérise cliniquement par une absence de retour en chaleur pendant la saison de reproduction (4,7).

a) Persistance du corps jaune

Un corps jaune persistant est un corps jaune qui n'est pas lysé par les prostaglandines sécrétées par l'endomètre de l'utérus entre 13 et 16 jours après l'ovulation. La durée de la phase lutéale correspond alors à la durée de vie du corps jaune, soit 60 à 80 jours. (4)
C'est un phénomène assez fréquent chez la jument. Selon les études, entre 5 et 20% des juments présentent une persistance du corps jaune (27).

L'absence de lutéolyse peut avoir plusieurs origines :

- Ovulation en phase lutéale :

La persistance du corps jaune se produit principalement lors de l'ovulation d'un follicule provenant de la seconde vague de croissance folliculaire avec la mise en place d'un corps jaune secondaire qui a moins de 5 jours lors de la lutéolyse du premier corps jaune et qui n'est pas encore sensible aux prostaglandines. Il va persister et sécréter de la progestérone pendant 60 à 80 jours, ce qui correspond à sa durée de vie. (4,7,27)

- Mortalité embryonnaire :

L'absence de lutéolyse peut survenir suite à une mortalité embryonnaire après 16 jours de gestation. En effet, le signal anti-lutéolytique est émis par l'embryon le seizième jour de gestation pour inhiber la sécrétion de prostaglandines par l'endomètre. Le corps jaune persiste alors et est à l'origine d'un anœstrus de durée variable. (27)

- Pyomètre :

L'inflammation sévère de l'endomètre est à l'origine d'un défaut de sécrétion de prostaglandines et par conséquent d'un anœstrus par persistance du corps jaune (27).

- Idiopathique (27).

Le traitement consiste en l'administration de prostaglandines ou d'analogues de prostaglandines qui provoquent la lutéolyse de la structure lutéale et un retour en chaleur en 3 à 5 jours (4,7).

b) Follicule anovulatoire lutéinisé

Un follicule lutéinisé correspond à une structure lutéale qui provient d'un follicule qui n'a pas ovulé (4,7).

Ce défaut d'ovulation survient généralement en fin de saison de reproduction mais peut avoir lieu pendant toute la saison d'activité ovarienne (3,13,15).

Une répétabilité est observée chez la même jument (6,13).

Après un œstrus avec une croissance folliculaire normale, le follicule dominant se lutéinise sans ovuler (4,7,27). Le follicule lutéinisé continue sa croissance jusqu'à atteindre 60 voire 90 mm (2,4,6). A la palpation, il est ferme (4,15,27). A l'échographie, le follicule contient de plus en plus de particules échogènes mobilisables lorsque l'ovaire est agité. Puis, des travées échogènes se forment à l'intérieur du follicule correspondant à un réseau fibrineux. Enfin, il devient de plus en plus échogène lorsque la fibrine est remplacée par du tissu lutéal. A ce stade, il ressemble à un corps jaune cavitaires (4,6,7,15,27).

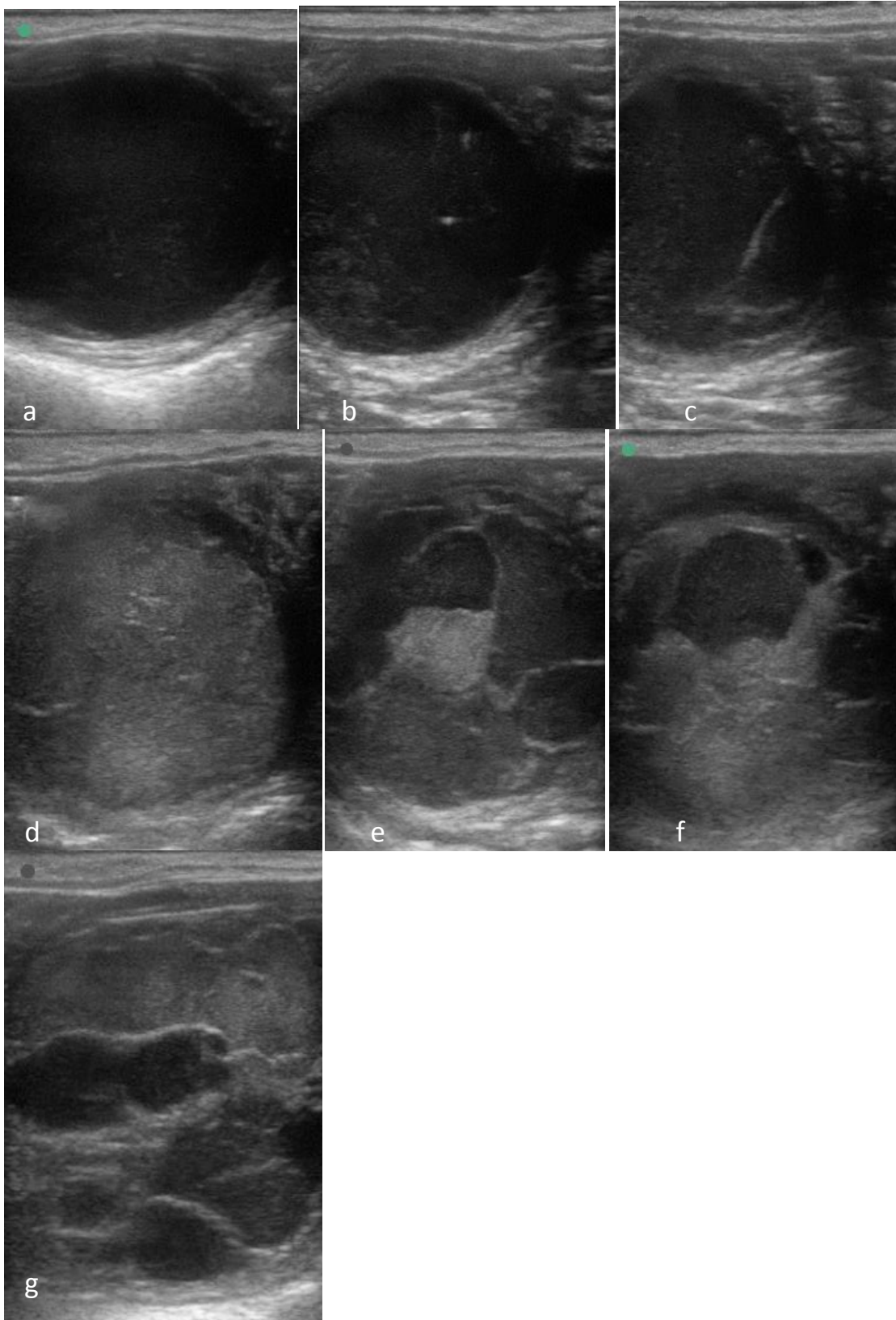


Figure 54 : Suivi échographique d'un follicule anovulatoire

a : J0, liquide folliculaire hétérogène avec des particules échogènes mobilisable, b -c : J3, particules échogènes de plus en plus nombreux et formation de travées échogènes selon deux coupes différentes, d : J7 : follicule anovulatoire lutéinisé, e : J9 : follicule anovulatoire lutéinisé, f : J11 : follicule anovulatoire lutéinisé, g : J13 : follicule anovulatoire lutéinisé

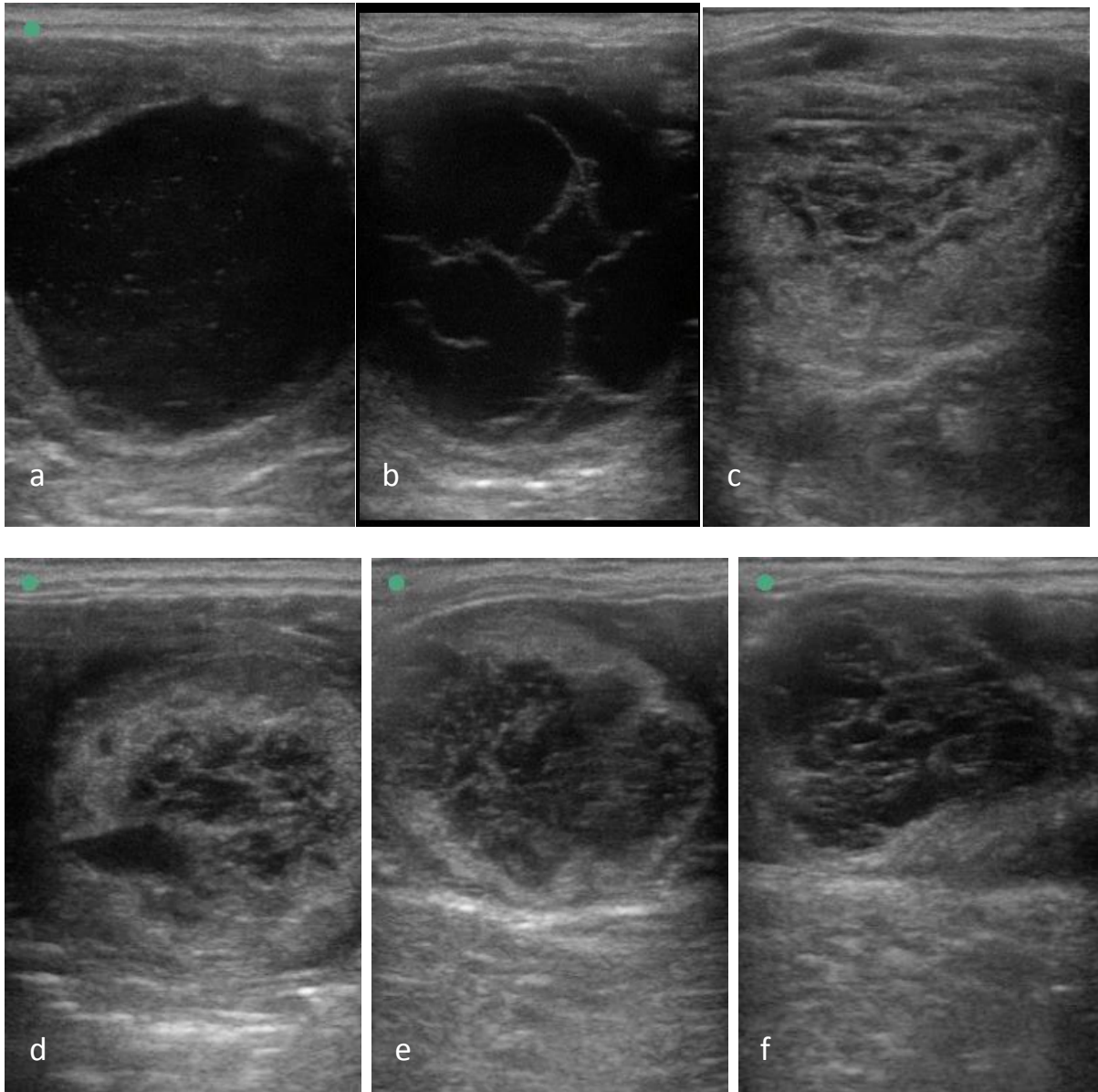


Figure 55 : Images échographiques de différents follicules anovulatoires

a, b, c, d, e, f : Images d'origine de différents follicules anovulatoires

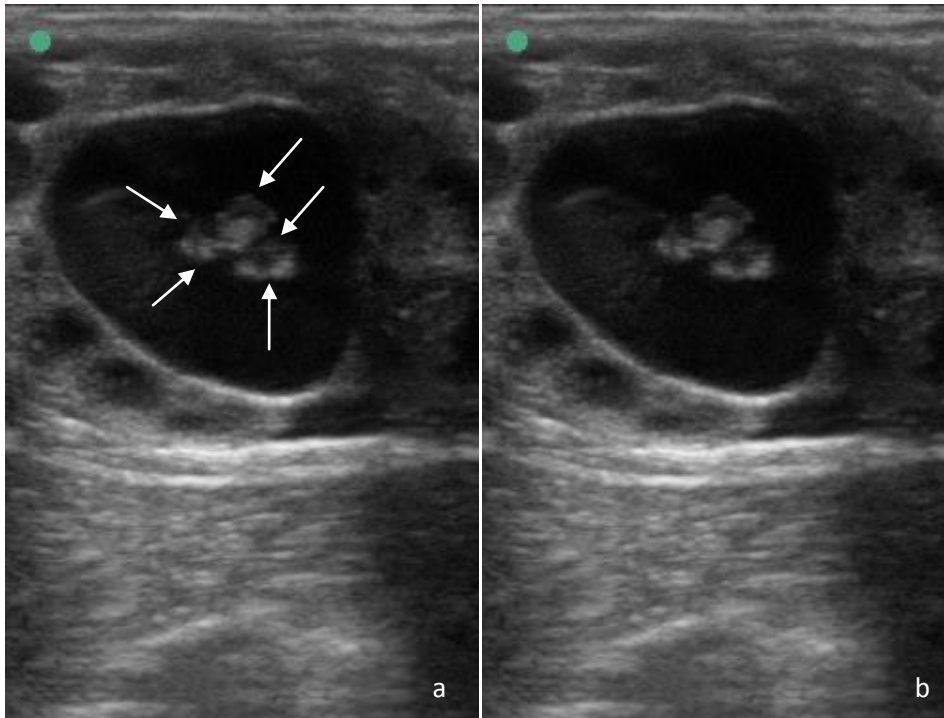


Figure 56 : Image échographique d'un follicule anovulatoire avec dépôt de fibrine mobilisable

a : Image légendée : dépôt de fibrine intra-folliculaire mis en évidence par les flèches.
 b : Image d'origine correspondante

La durée de vie des follicules lutéinisés est très variable (4). Elle est en moyenne de 40 jours mais peut persister pendant 100 jours (28).

En général, les follicules anovulatoires lutéinisés sont associés à des intervalles interœstrus prolongés (6).

Il sécrète de la progestérone (4). Le taux peut être très faible (6).

Le contrôle hormonal et le mécanisme de formation des follicules lutéinisés n'est pas connu (4).

Ils ne répondent pas à l'ovulation induite par l'hCG ou la desloréline (6). En revanche, ils sont normalement sensibles aux prostaglandines mais le retour en œstrus après une injection de PGF2 α est variable (4,6,7).

Le traitement est identique que lors de la persistance d'un corps jaune (4,7).

5) Absence d'ovulation

L'absence d'ovulation est considérée comme normale lors de la période de transition printanière mais elle est anormale pendant la saison de reproduction. La cause de l'absence d'ovulation pendant cette période est mal connue. Certains follicules anovulatoires régressent simplement, d'autres deviennent des follicules anovulatoires lutéinisés. (6)

6) Kystes ovariens

Les kystes ovariens désignent une structure ronde remplie de liquide, de grande taille, délimitée par une paroi fine et morphologiquement anormale ou développé de manière anormale (2,7). Leur existence chez la jument est controversée. Ils seraient rares selon certains (2). Ils n'existeraient pas pour d'autres (7).

7) Syndrome d'ovaires polykystiques

Le syndrome d'ovaires polykystiques est souvent confondu avec une tumeur de la granulosa, y compris lors d'analyse anatomo-pathologique. La pathogénie n'est pas totalement connue mais il semblerait qu'il y ait une atrésie prématurée des follicules. Les deux ovaires sont atteints mais l'un est plus gros que l'autre. A l'échographie, de nombreux petits follicules sont présents (28).

Le traitement consiste en une ovariectomie unilatérale (28).

IV) Images échographiques physiologiques et pathologiques de l'appareil génital de la jument gravide

A) Images physiologiques

1) Evolutions anatomiques

a) Utérus

Pendant les deux premières semaines de gestation, l'utérus, sous imprégnation progestéronique, apparaît comme en anoestrus : d'échogénicité homogène et tissulaire. La cavité utérine est si réduite qu'elle est imperceptible à l'échographie. Seule la vésicule embryonnaire est anéchogène et sphérique avec la présence de deux artéfacts hyperéchogènes aux pôles ventral et dorsal. (9,54)

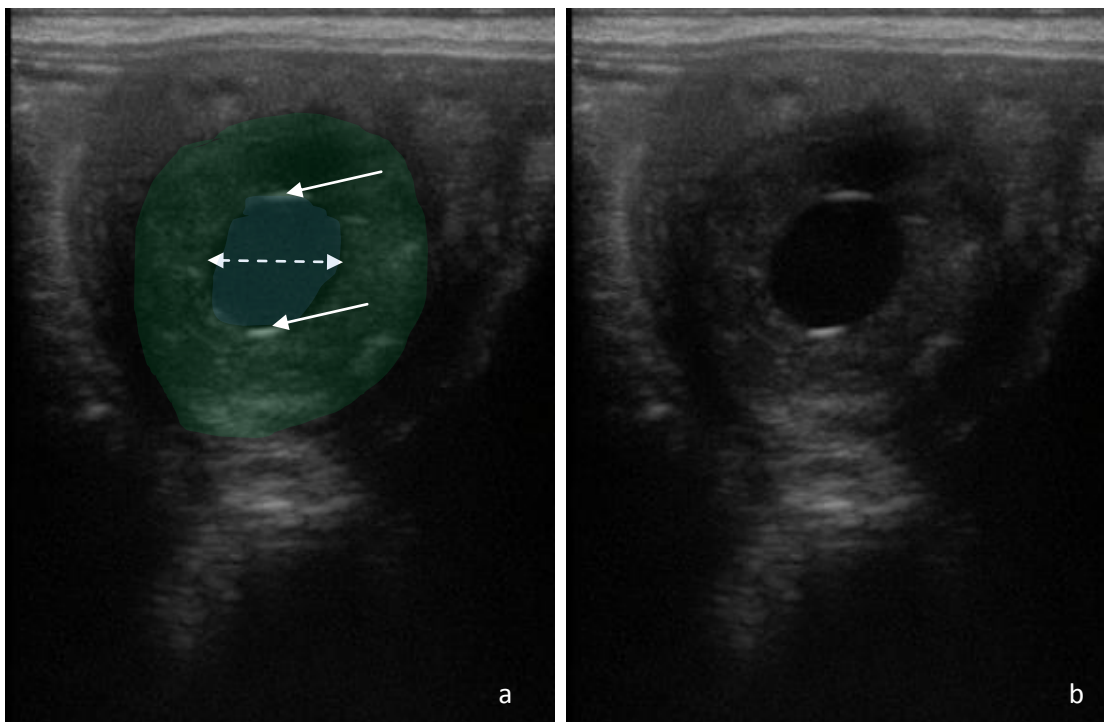


Figure 57 : Image échographique de gestation à 14 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert, les artéfacts hyperéchogènes aux pôles sont soulignés par les flèches, le diamètre peut être mesuré (double flèche en pointillé)

b : Image d'origine correspondante

Le col est resserré, allongé, ferme et tonique du 17^{ème} au 21^{ème} jour de gestation (1,5,21). Il apparaît hyperéchogène (9).

L'épithélium utérin s'épaissit 2 à 5 jours après l'ovulation, que la jument soit gravide ou non (55,56). Puis à partir du 16^{ème} au 21^{ème} jour, l'épithélium de la jument gravide continue à s'épaissir alors que celui d'une non-gravide se réduit (56). A 18 jours de gestation, la paroi utérine a une épaisseur régulière de 10 à 15 mm. Puis après le 20^{ème}, elle se désépaissit en dessous de l'embryon (1).

Le début de la gestation chez la jument est caractérisé par une augmentation de la tonicité et de la turgescence de l'utérus entre le 12^{ème} et le 25^{ème} jour (1,31,56). Les cornes sont fermes et tubulaires. Les contractions participent à la mobilité de la vésicule embryonnaire (1). Après l'implantation du conceptus au 16^{ème} jour, le tonus utérin se relâche et atteint un niveau intermédiaire. C'est pendant la gestation que l'utérus est le plus tonique. (1)

b) Ovaires

Au niveau des ovaires, le premier corps jaune est d'abord seul et volumineux puis à partir du 40^{ème} jour de gestation de multiples et petits autres corps jaunes se développent (1,6,22,54). Le nombre de corps jaunes supplémentaires augmente jusqu'au 180^{ème} jour de gestation (1).

Dans la première moitié de gestation, les vagues folliculaires se poursuivent (22,54). Le nombre de follicules augmente considérablement dans les 40 premiers jours de gestation (1). La plupart des follicules subissent une métaplasie gestative, ils n'ovulent pas pour former des corps jaunes accessoires. Les autres ovulent et dégénèrent en corps jaunes secondaires. (1,22,54)

A mi-gestation, tous les corps jaunes dégénèrent et la maturation folliculaire cesse (1,6,22). Le repos ovarien est alors total, le placenta prend le relais.

2) Diagnostic de gestation

Le diagnostic échographique de gestation se réalise avec une sonde 5 MHz par voie transrectale (2,6,44,45,57). Il consiste à balayer lentement l'ensemble de l'utérus de manière méthodique en commençant par le corps de l'utérus jusqu'à la bifurcation puis en remontant une corne jusqu'à l'ovaire. Il faut ensuite revenir au corps et examiner l'autre corne. Cet examen doit être réalisé en coupe transversale et longitudinale. (9)

Le diagnostic de gestation positif est fiable à 95-99% à partir du 14^{ème} jour post-ovulation (2,4,6,44,45,58). En revanche, le diagnostic de non-gestation n'est fiable qu'à 84% à deux semaines post-ovulation (45).

Quand la date d'ovulation est inconnue, l'examen se réalise 15 jours après le premier refus de l'étalon ou 19 jours après la dernière saillie (15).

S'il est positif, un second examen doit être réalisé entre le 25^{ème} et le 30^{ème} jour après l'ovulation pour surveiller les résorptions embryonnaires. S'il est négatif au 14^{ème} jour, il est conseillé de réaliser un nouveau diagnostic de gestation 2 jours pour éliminer les faux négatifs. Le retour en chaleur doit aussi être surveillé. (59)

Il est possible de poser un diagnostic de gestation dès le 9^{ème} jour post-ovulation, mais le blastocyste est alors très petit, entre 3 et 4 mm de diamètre ainsi une erreur de diagnostic est vite commise (1,2,6,9). La vésicule vitelline est retrouvée dans le corps utérin dans 60% des cas (1,6,9).

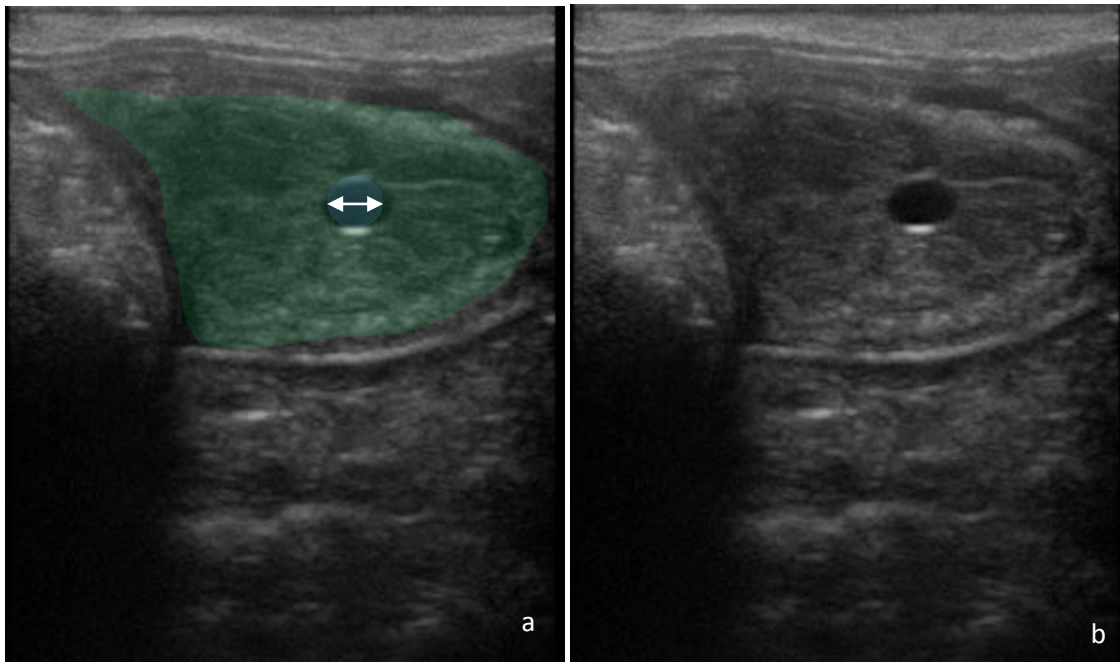


Figure 58 : Image échographique de gestation de 9 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert
 b : Image d'origine correspondante

Au 10^{ème} jour la vésicule vitelline mesure 4 à 7 mm de diamètre et s'observe chez 70% des juments (2,6).

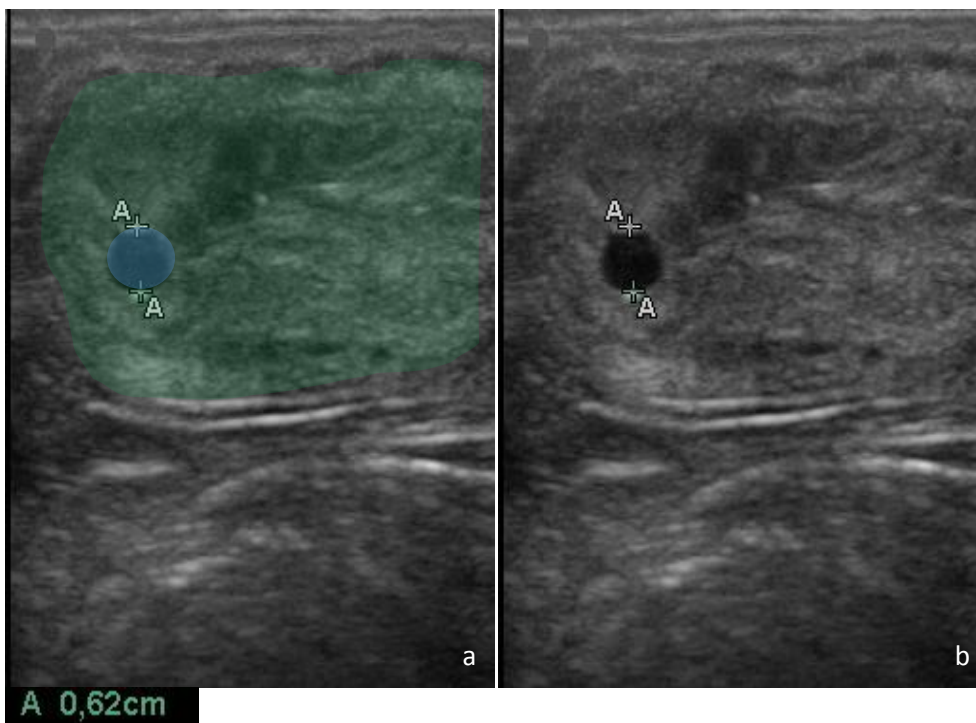


Figure 59 : Image échographique de gestation de 10 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert, le diamètre de la vésicule est de 0,62 cm
 b : Image d'origine correspondante

Au 11^{ème} jour, elle fait entre 6 et 9 mm de diamètre et au 12^{ème} jour, elle atteint 10 à 12 mm (2). Sa mobilité est maximale, elle se déplace de 3,4 mm/min. Elle se trouve dans les cornes utérines la plupart du temps (1).

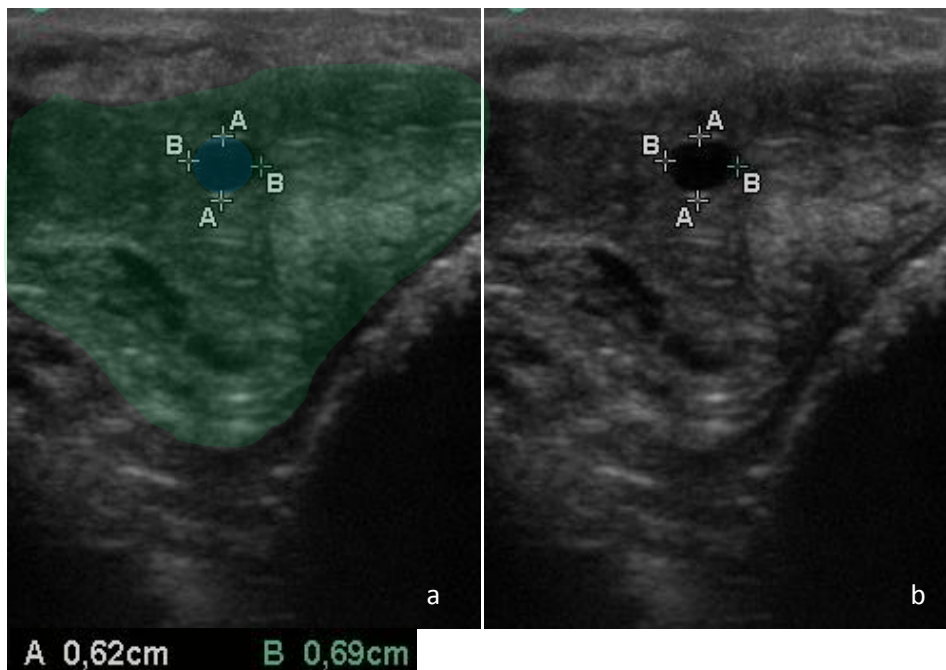


Figure 60 : Image échographique de gestation de 11 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert, le diamètre de la vésicule est d'environ de 0,65 cm
b : Image d'origine correspondante

A 14^{ème} jour, la vésicule vitelline est anéchogène et sphérique de 13 à 19 mm de diamètre (2,20). L'embryon n'est pas visible (2). La vésicule est encore mobile à ce stade ; elle se déplace d'une corne à l'autre au passant par le corps (1,9). Entre le 11^{ème} et 14^{ème} jour, elle est plus fréquemment rencontrée dans les cornes utérines (9).

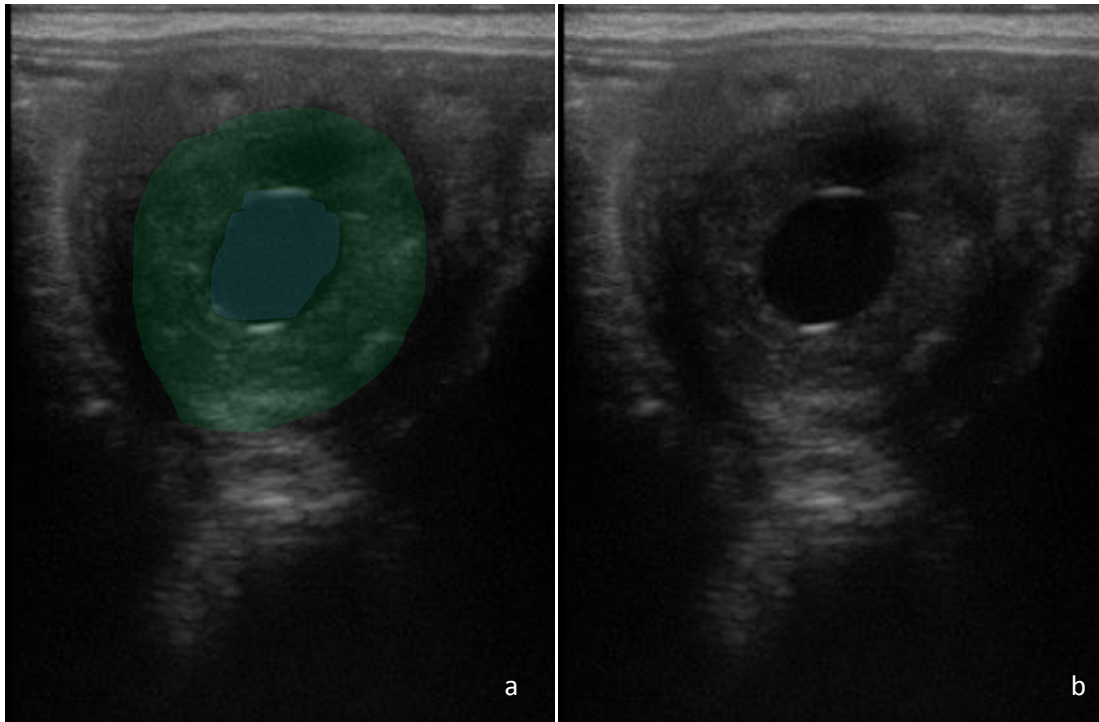


Figure 61 : Image échographique de gestation de 14 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert
 b : Image d'origine correspondante

La multiplication des examens échographiques est nécessaire pour la mise en évidence d'une gémellité ou d'un avortement. De même, il faut faire la différence entre vésicule vitelline et kystes de l'endomètre (20). Une aire anéchogène, sphérique qui ne croit pas, qui est immobile n'est pas une vésicule vitelline mais un kyste utérin. De nouveaux examens échographiques sont recommandés au 30^{ème} et au 60^{ème} jour pour écarter une mortalité embryonnaire (2,60).

3) Suivi de croissance embryonnaire

La taille de la vésicule augmente rapidement, de 3 à 4 mm de diamètre par jour jusqu'au 16^{ème} jour où elle atteint 20 à 25 mm de diamètre (2,6,9). Puis, plus lentement, de 1,8 mm/j de diamètre, jusqu'au 28^{ème} jour (6,28). Du 28^{ème} au 45^{ème} jour, la taille de la vésicule vitelline augmente de nouveau rapidement (4).

La race a peu d'influence sur la taille dans les trois premières semaines de gestation puis le diamètre des vésicules vitellines des chevaux de trait est supérieur de 1 à 4 mm par rapport aux autres entre le 20^{ème} et le 40^{ème} jour de gestation (2).

Le conceptus est mobile jusqu'au 17^{ème} jour, il migre plusieurs fois par jour entre les cornes et le corps de l'utérus (1,2). Le temps de mobilité maximale se situe entre le 11^{ème} et 14^{ème} jour (1). L'examen du corps utérin est donc primordial lors du diagnostic de gestation.

L'implantation a lieu entre le 16^{ème} et le 18^{ème} jour post-ovulation (1,2,4,6,20), dans la corne droite ou gauche de manière aléatoire et en général à proximité de la bifurcation (20,44,61). La vésicule est orientée ; le disque embryonnaire est dirigé vers le bas (2,4).

La croissance est accompagnée d'un changement de forme de la vésicule : sphérique jusqu'au 15^{ème} jour elle devient ensuite ovale puis de forme irrégulière après le 21^{ème} jour (2).

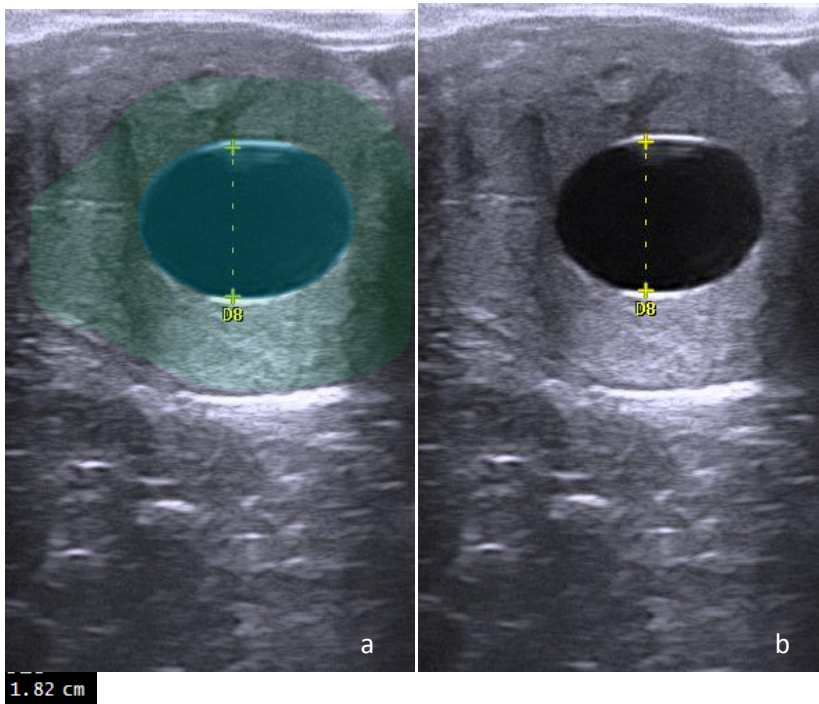


Figure 62 : Image échographique de gestation de 16 jours avec (réalisée par le Dr Hamon à la clinique vétérinaire équine de Meheudin)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert, le diamètre de la vésicule est de 1,82 cm

b : Image d'origine correspondante

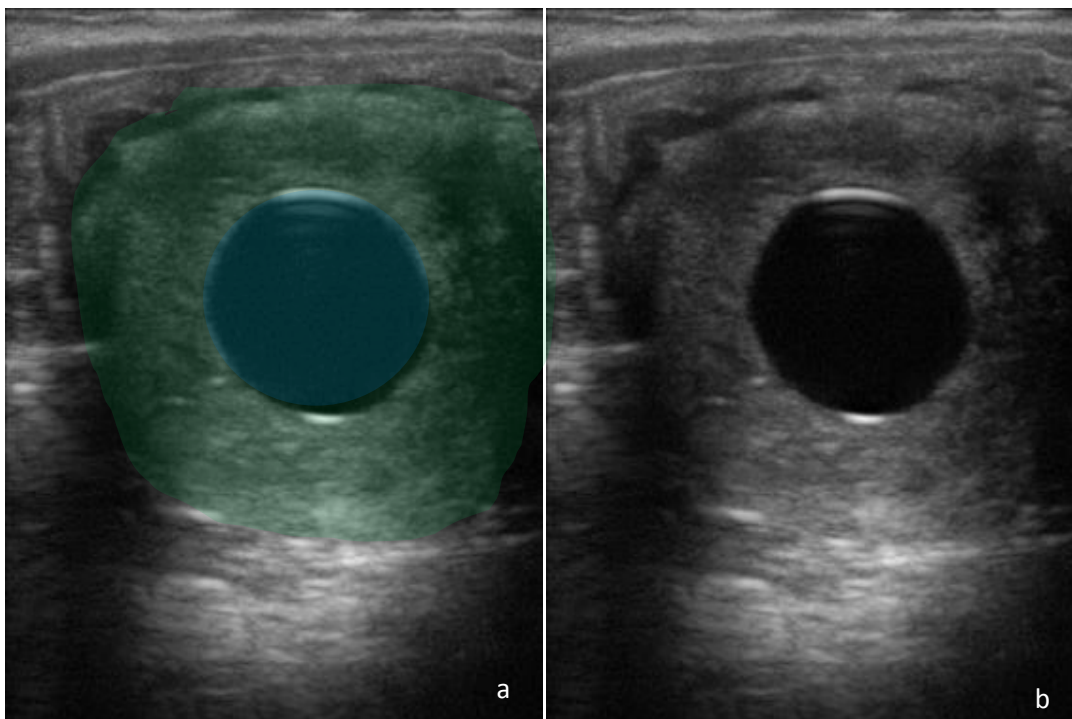


Figure 63 : Image échographique de gestation de 17 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert

b : Image d'origine correspondante

A partir du 18^{ème} jour, le tonus utérin est si important qu'il ralentit la croissance de la vésicule embryonnaire (44). Elle peut même se collapser.

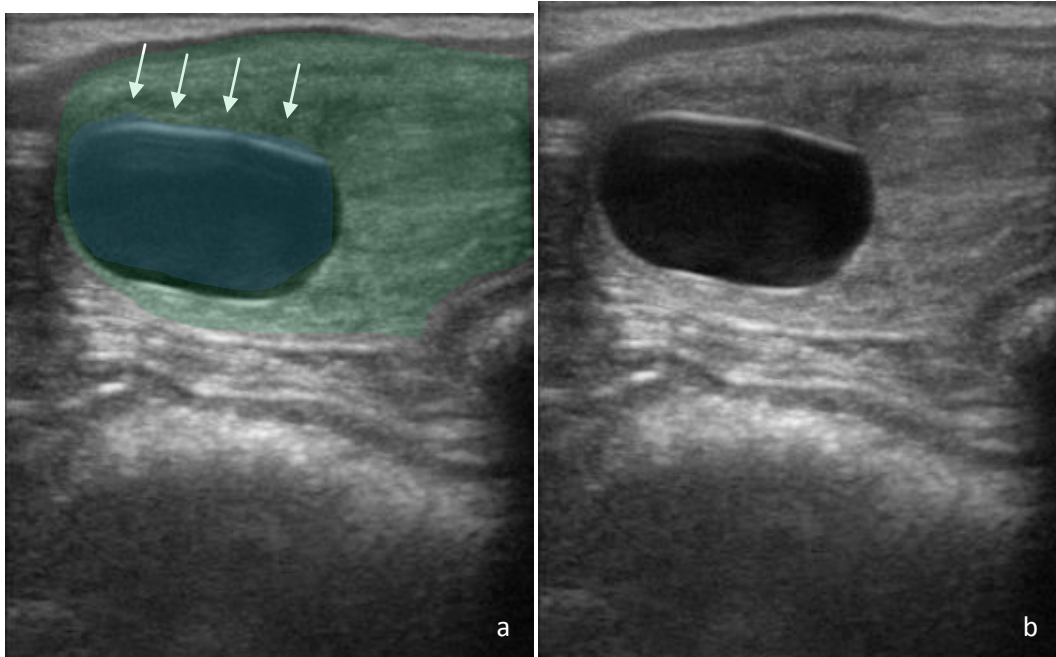


Figure 64 : Image échographique de gestation de 17 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline (bleue) est déformée par le tonus utérin (flèches). L'endomètre est représenté en vert
b : Image d'origine correspondante

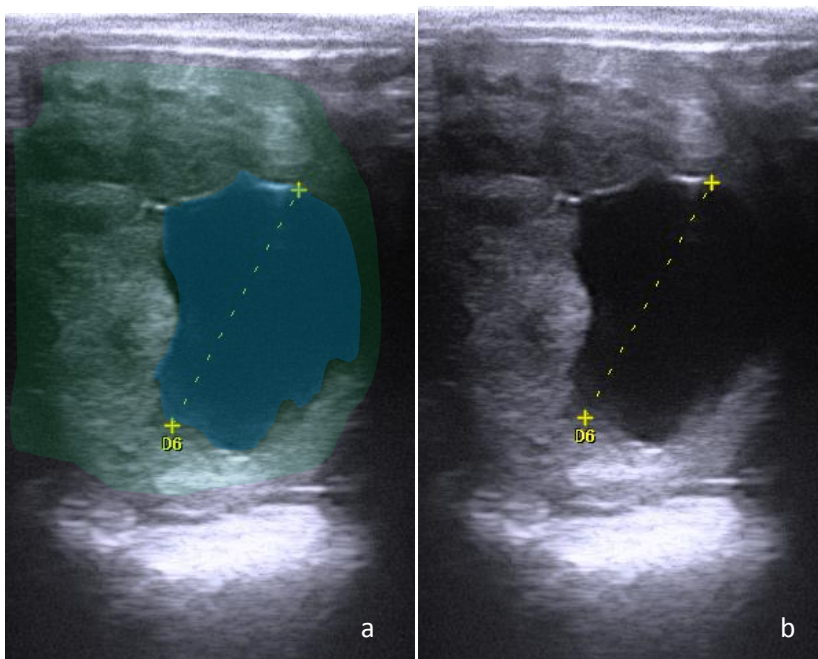


Figure 65 : Image échographique de gestation de 20 jours (réalisée par le Dr Hamon à la clinique vétérinaire équine de Meheudin)

a : Image légendée : l'embryon n'est pas visible, la vésicule vitelline est représentée en bleu et l'endomètre utérin en vert.
b : Image d'origine correspondante

L'embryon est visible à partir du 20^{ème} ou du 21^{ème} jour après ovulation (4). Il mesure 5 mm et apparaît d'abord au pôle ventral de la vésicule, quasiment confondu avec l'endomètre. Il a une forme allongée et est hyperéchogène.

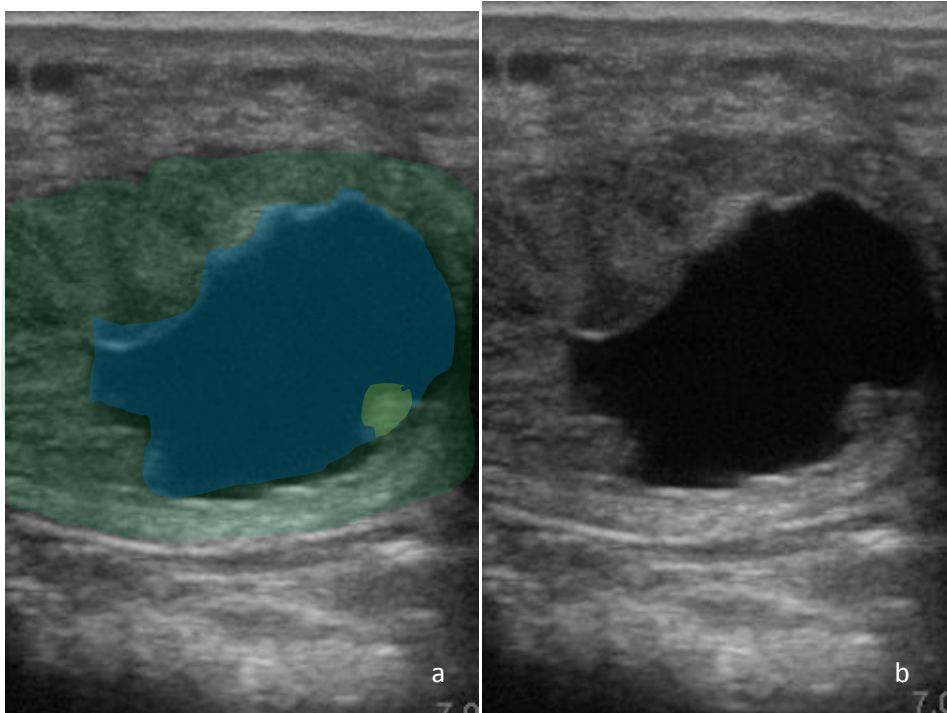


Figure 66 : Image échographique de gestation de 22 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu, l'endomètre utérin en vert et l'embryon en jaune.

b : Image d'origine correspondante

Ses battements cardiaques sont visibles à partir du 24^{ème} ou du 26^{ème} jour (4). Il croît d'1 mm par jour et atteint 22 mm de long à j40. (2,6,20,60)

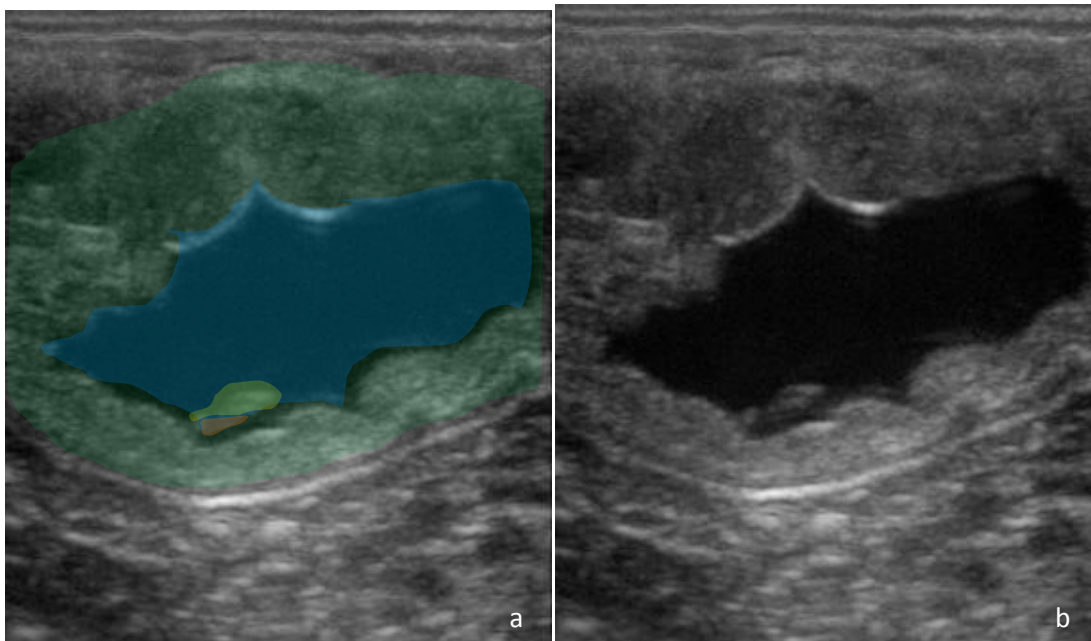


Figure 67 : Image échographique de gestation de 25 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu, l'endomètre utérin en vert, l'embryon en jaune et l'allantoïde apparait ventralement (orange).

b : Image d'origine correspondante

A partir du 27^{ème}, l'embryon remonte dans la vésicule, poussé par la vésicule allantoïdienne qui se remplit (2,4).

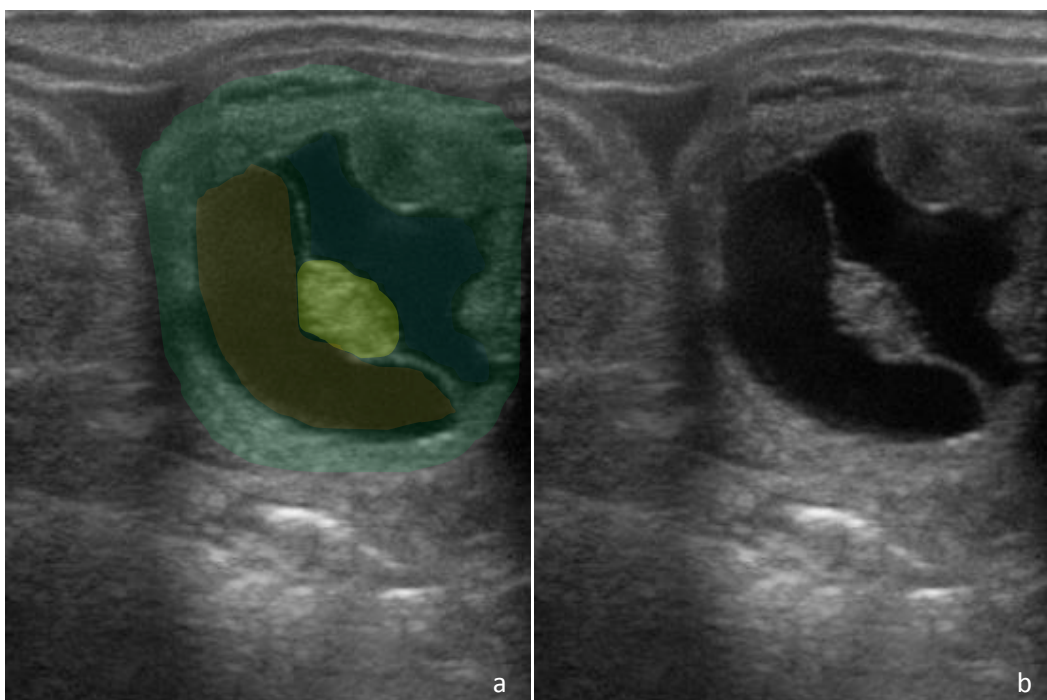


Figure 68 : Image échographique de gestation de 28 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu, l'endomètre utérin en vert, l'embryon en jaune et l'allantoïde apparait ventralement (orange).

b : Image d'origine correspondante

Au 30^{ème} jour, l'embryon est au milieu de la vésicule. Il semble suspendu à une ligne hyperéchogène que constitue la paroi entre l'allantoïde et le sac vitellin (9).

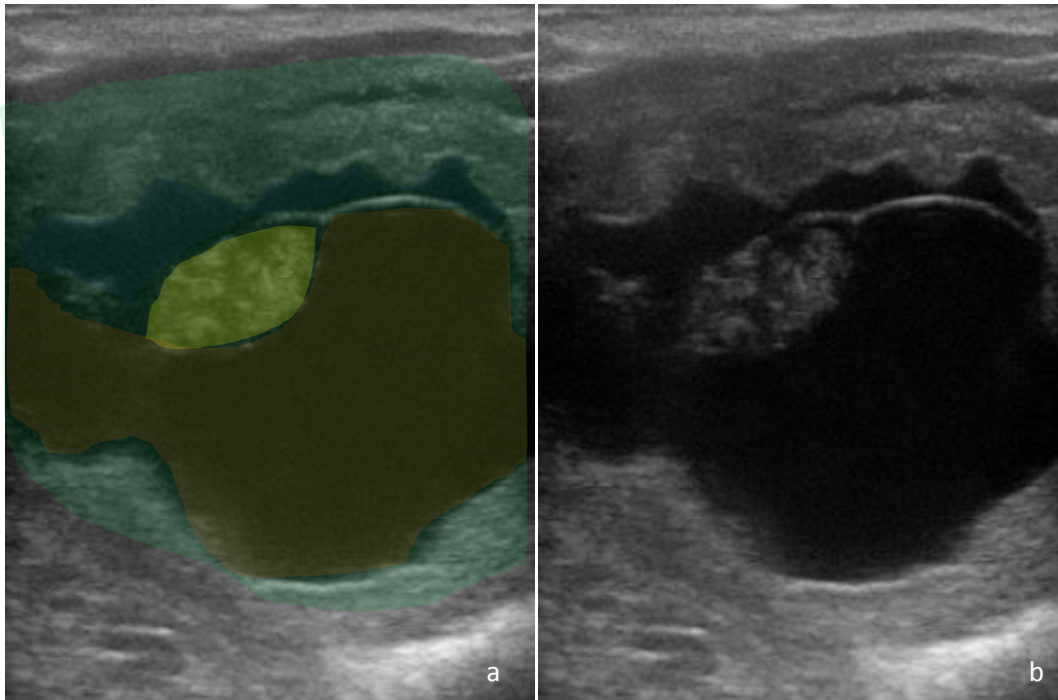


Figure 69 : Image échographique de gestation de 35 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu, l'embryon en jaune et l'allantoïde apparaît ventralement (orange).

b : Image d'origine correspondante

Au 40^{ème} jour, il est au plus haut dans la vésicule. Le cordon ombilical s'attache en général au niveau du pôle dorsal de l'allanto-chorion et rarement latéralement ou ventralement (2). La cavité allantoïdienne est une structure anéchogène située ventralement à l'embryon, qui peut être identifiée à partir du 24^{ème} jour (59). Sa taille augmente au fil du temps alors que celle de la cavité vitelline, situé dorsalement à l'embryon, décroît : au 25^{ème} ou 26^{ème} jour, l'allantoïde occupe 25% du conceptus, au 30^{ème} jour 50%, au 35^{ème} jour de gestation 75% de puis 100% aux 38-40^{ème} jour (6). Au 45^{ème} jour, il a un volume d'environ 110 ml (20). L'amnios est visible à partir du 30^{ème} jour (59).

Dans de rares cas de gestation gémellaire initiale, le sac vitellin se retrouve ventral et l'allantoïde dorsal, ainsi la migration embryonnaire est inversée (2).

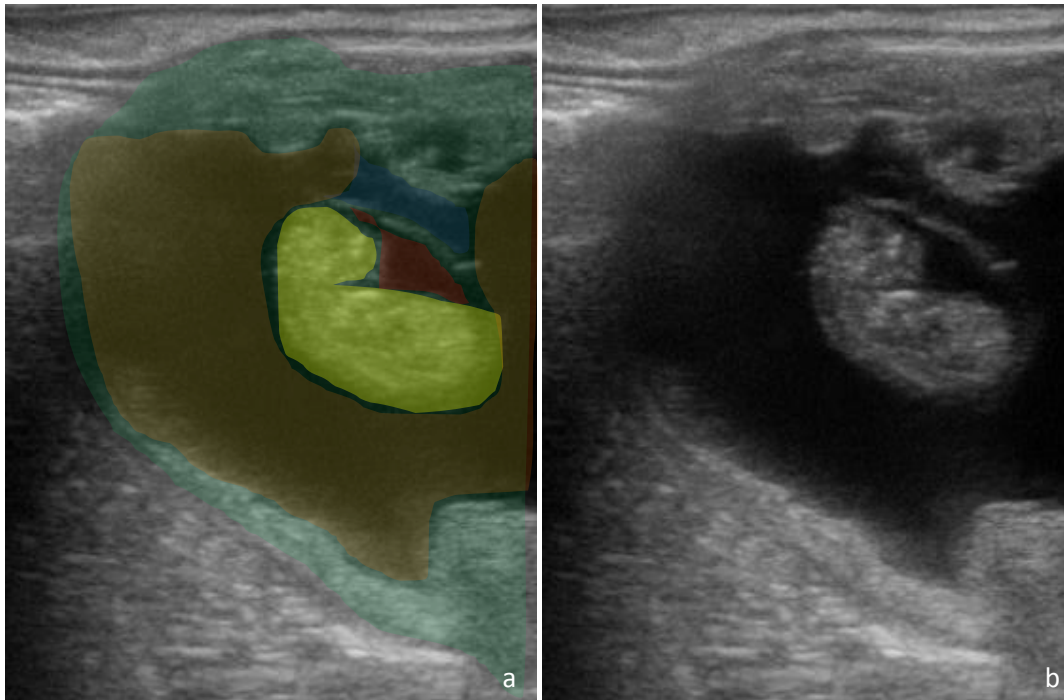


Figure 70 : Image échographique de gestation de 44 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu, l'endomètre utérin en vert, l'embryon en jaune, l'allantoïde apparaît ventralement (orange) et l'amnios en rouge.
 b : Image d'origine correspondante

Enfin, le cordon ombilical s'allonge et le fœtus redescend sur le plancher de la vésicule au 50^{ème} jour. Les premiers mouvements fœtaux peuvent être visibles à ce moment là (2,44). La vésicule a un diamètre de 6 cm et commence à s'allonger. Le fœtus atteint 40 mm au 60^{ème} jour de gestation. Les membres, la tête, la queue et la colonne vertébrale sont alors reconnaissables (44).

4) Utérus puerpéral normal

L'utérus est extrêmement ferme et tonique juste après le poulinage puis il se relâche légèrement dans les 3 à 8 jours suivants (1). Il reprend une forme tubulaire en 5 jours (62). Plus précisément, la dilatation glandulaire de l'endomètre se réduit en 4 jours, l'épithélium est totalement renouvelé en 4 à 7 jours et l'endomètre a une apparence histologique normale à 12 jours post-partum. Les cornes utérines retrouvent leur taille plus lentement, au 32^{ème} jour post-partum. (6)

A l'échographie, la corne qui était gravide, a un volume supérieur à l'autre jusqu'au 21^{ème} jour puis à partir du 23^{ème} jour après le poulinage, les diamètres des deux cornes sont similaires (1). Il est fréquent de retrouver une collection liquidienne qualifiée de lochies, quelques jours après le poulinage, même en l'absence de trouble *post-partum* (2). Les sécrétions sont présentes en faible quantité, jusqu'à 2 centimètres d'épaisseur en section transversale. Pour ce qui est de l'échogénicité, immédiatement après le part, le fluide contient de petites particules hyperéchogènes qui reflètent les fragments de tissus inflammatoires (1,2). Puis, l'échogénicité diminue progressivement au cours de la première semaine. L'épithélium de l'endomètre est plissé et hyperéchogène de 1 à 2 mm d'épaisseur, entourant la lumière utérine. (2)

A partir du 7^{ème} jour *post-partum*, les sécrétions intra-utérines régressent fortement chez la plupart des juments (1,2) et elles ne sont plus détectables au 15^{ème} jour (1,6). Mais 25% des juments présente des lochies sur les premières chaleurs après le poulinage. La première ovulation *post-partum* a lieu entre 6 et 23 après le poulinage (55).

B) Images pathologiques ou non désirées

1) Gestation gémellaire

Les gestations gémellaires sont rares. Elles représentent 0,5% des gestations chez la jument (56). Les juments avortent ou les jumeaux arrivés à terme ne sont pas viables ou très faibles, cela concerne entre 80 et 90% des cas de gémellité selon les sources (15,56,63). De plus, les risques de complications en fin de gestation telles que les rétentions placentaires ou les dystocies sont augmentés (6,64).

Dans la plupart des cas, les jumeaux proviennent d'une double ovulation asynchrone (6,9,56). Les jumeaux homozygotes sont extrêmement rares (56).

Une gestation gémellaire peut être mise en évidence au 14^{ème} jour, avant l'implantation des vésicules vitellines (2,6,44). Les vésicules peuvent être accolées.

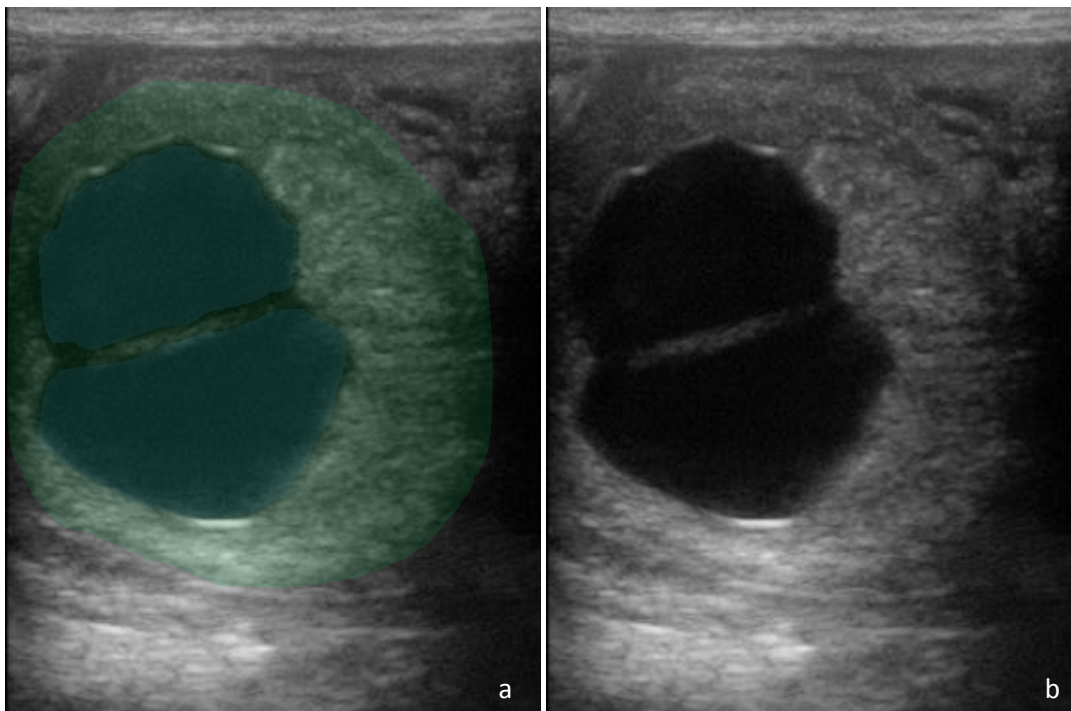


Figure 71 : Image échographique de gestation gémellaire à 16 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : les vésicules vitellines sont accolées (bleu), l'endomètre utérin est représenté en vert
b : Image d'origine correspondante

Les vésicules embryonnaires peuvent aussi se répartir dans chacune des cornes. De même que les gestations simples, les vésicules sont plus fréquemment rencontrées dans le corps de l'utérus entre le 11^{ème} et le 13^{ème} jour puis dans les cornes entre le 13^{ème} et le 16^{ème} jour (9). L'implantation se localise plus fréquemment à la base des cornes (1,4).

En cas de suspicion de gémellité, il est intéressant de renouveler l'examen 15 minutes plus tard pour mettre en évidence la mobilité des deux vésicules et ainsi confirmer le diagnostic (9).

Le diagnostic de certitude est l'observation de deux vésicules embryonnaires distinctes. Une vésicule de plus gros diamètre que la moyenne correspond dans 17% des cas, à des jumeaux accolés (60).

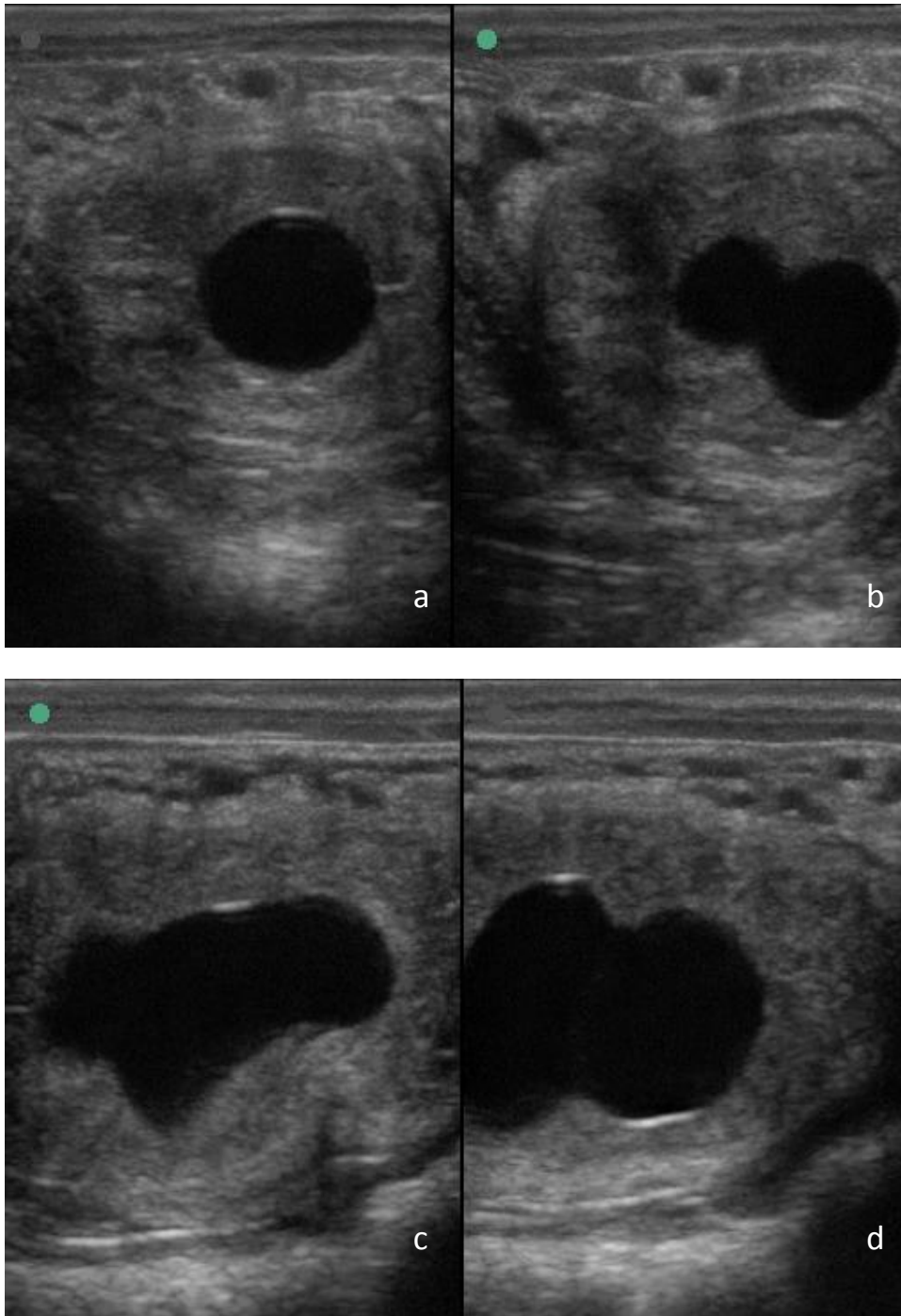


Figure 72 : Images échographiques d'une gestation gémellaire à 14 jours suivant différentes coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image d'origine : une seule vésicule plus grosse que la normale est observée
b, c, d : Images d'origine : les deux vésicules sont distinguables et accolées

En cas de diagnostic de gémellité positif, si les vésicules sont éloignées ou encore mobiles, il est conseillé d'écraser manuellement par voie transrectale la vésicule la plus accessible (4). Cela consiste à exercer une pression modérée entre l'index et le pouce sur une vésicule au niveau d'une corne (4,9). Les petites vésicules sont plus difficiles à écraser que les grosses (9). Le taux de réussite de cet écrasement est de 90% s'il est réalisé avant l'implantation (6), de 70% s'il est fait entre 23^{ème} et 30^{ème} jour (64) puis il diminue nettement après 30 jours de gestation (15,64).

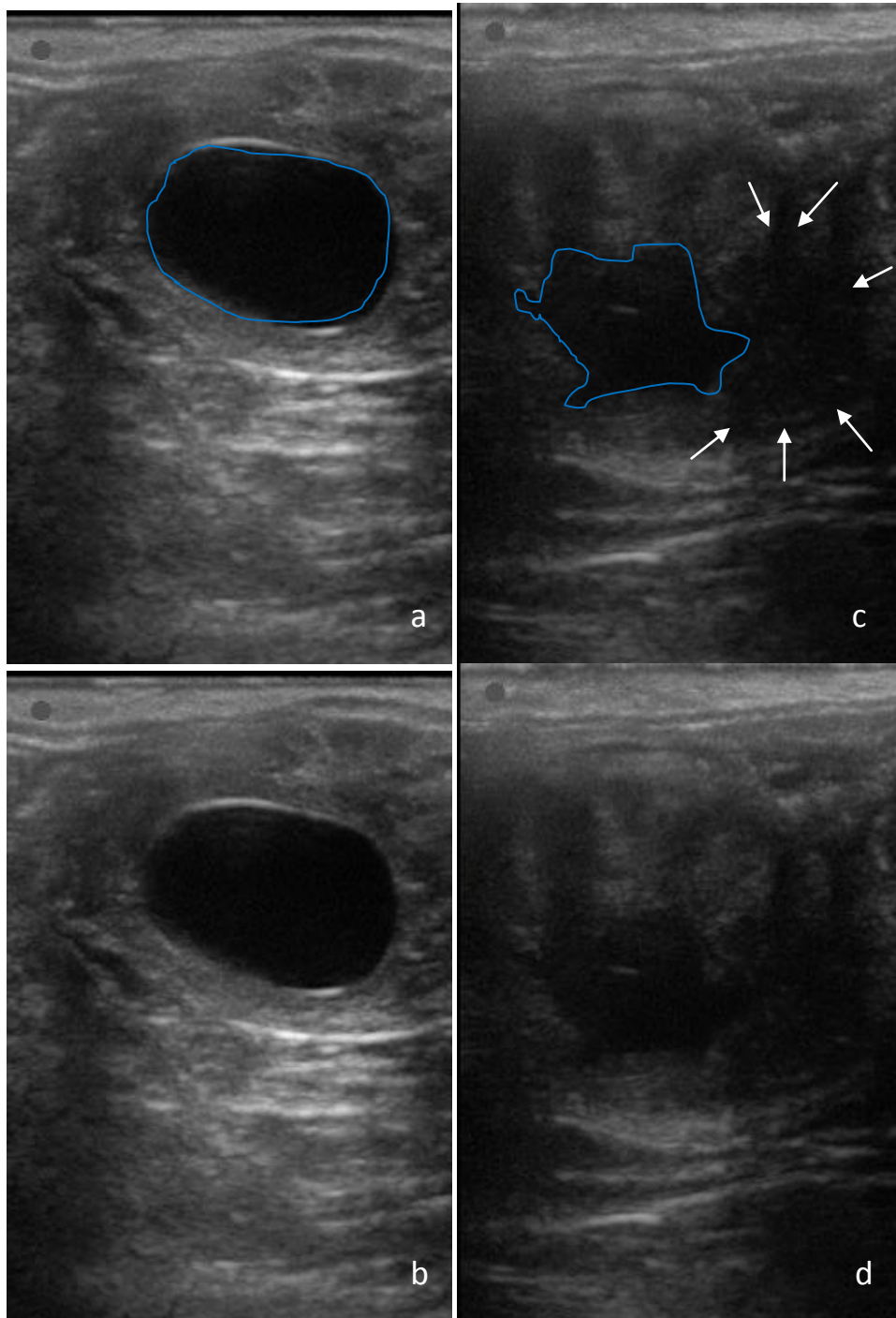


Figure 73 : Images échographiques d'un suivi instantané d'écrasement manuel sur une vésicule isolée à 17 jours (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a, b: Image légendée et d'origine avant écrasement : le contour de la vésicule vitelline est représentée en bleu
 c, d : Image légendée et d'origine après écrasement manuel : la vésicule est rompue, les contours s'affaîtent (bleu), le liquide vitellin se déverse dans la lumière utérine donnant une image floutée (signalée par les flèches)

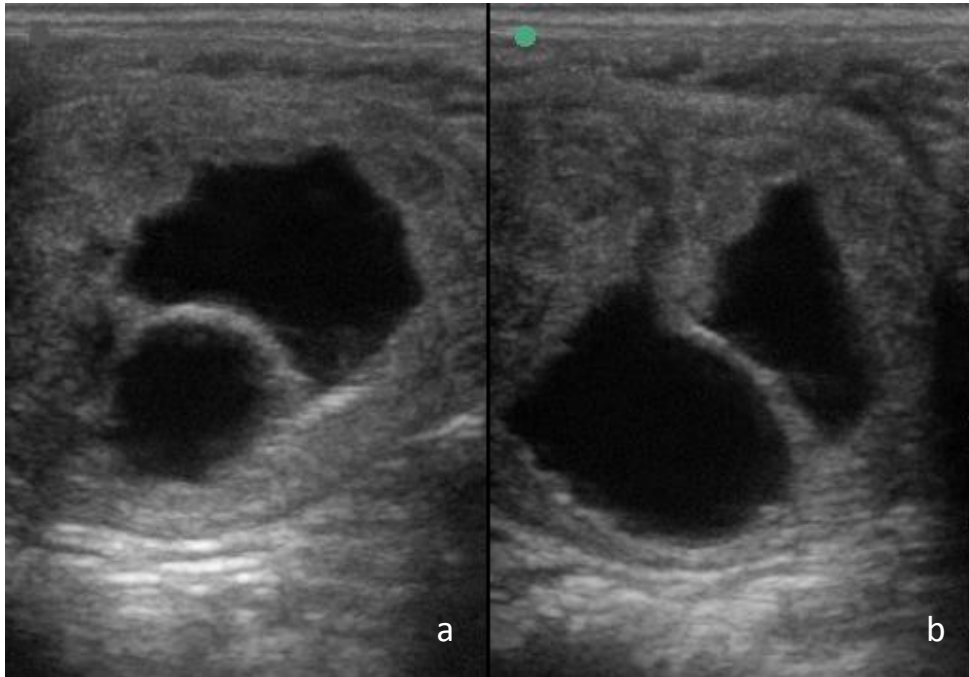


Figure 74 : Images échographiques d'une gestation gémellaire après implantation suivant différentes coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a-b : Images d'origine

Quand les vésicules sont accolées, l'écrasement manuel risque d'atteindre les deux vésicules (4). Or, une régulation naturelle en cas de gémellité est observée. Dans 75% des cas, une des deux vésicules se résorbe spontanément avant le 40^{ème} jour de gestation (6,9,18,34). Une autre étude rapporte un taux de résorption naturelle des gestations gémellaires de 90% avant 40 jours de gestation (9).

Cette résorption spontanée pourrait s'expliquer par le fait que la première vésicule oriente son pôle embryonnaire, vascularisé, au contact de la muqueuse utérine mais, la deuxième se fixe en général sur la vésicule déjà implantée. Ainsi elle ne reçoit pas l'apport en nutriment qu'amène l'endomètre et dégénère (4,63). Il est d'autre part soulevé que les deux vésicules embryonnaires se développent toutes les deux si elles s'implantent chacune dans une corne différente (63).

Une échographie de contrôle se réalise 2 ou 3 jours après pour suivre l'évolution des deux vésicules (2,9). En cas de perte embryonnaire la vésicule disparaît ou perd sa forme sphérique (4). La jument retourne, en général, en oestrus deux semaines après l'avortement sauf s'il est réalisé alors que les cupules endométriales et le corps jaune supplémentaire sont en place (6,9).

En cas de diagnostic de gémellité négatif le 14^{ème} jour de gestation, il est impératif de renouveler l'examen 2 à 3 jours après pour limiter les faux négatifs comme deux vésicules de taille très différentes, suite à une double ovulation asynchrone, ou la confusion avec les kystes endométriaux ou encore la présence de deux vésicules accolées et non différenciables à l'échographie. (2,3)

Lors de gestation avancée, le diagnostic échographique de gémellité devient difficile (2).

2) Implantations pathologiques de la vésicule embryonnaire

Une vésicule toujours mobile après 17 jours de gestation est aussi un signe d'avortement (4). L'embryon s'implante à la jonction corps-corne, toutes anomalies de localisation telles qu'une implantation dans le corps de l'utérus ou en bout de corne, augmentent le risque de mortalité embryonnaire (13,15). Lorsque la vésicule embryonnaire s'implante au niveau du corps utérin, les taux d'avortement tardif sont augmentés (6). 36% des gestations au niveau du corps utérin coulent (61). Le placenta n'a pas d'espace suffisant pour s'étendre et le fœtus finit par souffrir de l'insuffisance placentaire (6).

D'autre part, si la vésicule embryonnaire se développe à proximité d'un kyste utérin, le risque de résorption embryonnaire augmente. Cette résorption est également associée à un défaut d'apport nutritif. (6,13)

Le diagnostic échographique se fait après l'implantation, au 16^{ème} ou au 17^{ème} jour de gestation (6).

Une injection de PGF2 α ou un analogue, avant le 35^{ème} jour permet un avortement et un retour rapide des chaleurs.

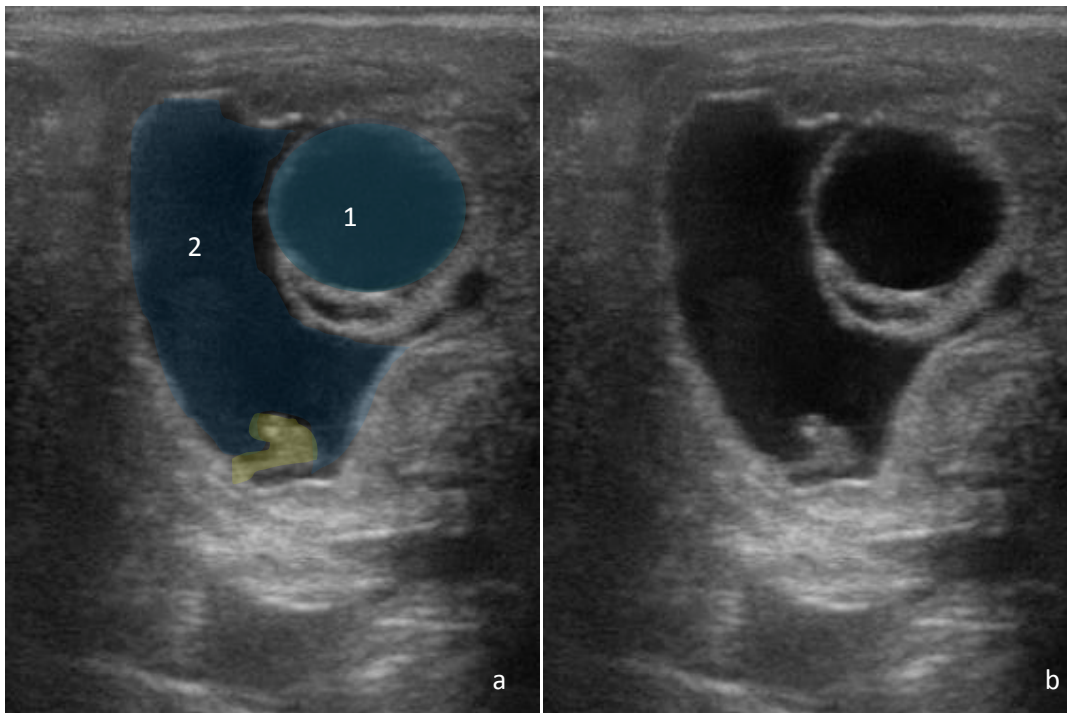


Figure 75 : Image échographique d'une implantation embryonnaire accolée à un kyste (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule (en bleu numérotée 2) présente un embryon représenté en jaune, elle est accolées au kyste (bleu, numéroté 1)

b : Image d'origine correspondante

3) Mortalité embryonnaire

L'embryon correspond à un conceptus sexuellement indifférencié, soit jusqu'à 40 jours de gestation (4,15). Le risque de résorptions embryonnaires est plus important en début de gestation (57). 42% des mortalités embryonnaires ont lieu avant le 42^{ème} jour de gestation

(6). Le taux de perte embryonnaire entre le 15^{ème} et le 50^{ème} jour de gestation est de 10 à 15% dans l'espèce équine (2,6).

La principale cause de mortalité embryonnaire est l'endométrite (57). D'autres affections de l'appareil génital maternel peuvent entrer en jeu tels qu'une déficience lutéale primaire ou suite à la lutéolyse, une salpingite, ... (6,9). L'état général de la jument est important ainsi que l'embryon lui-même ou certains facteurs externes (6,9,65).

a) Critères échographiques de mortalité embryonnaire avant fixation

i) Taille de la vésicule embryonnaire

Une vésicule vitelline plus petite que la normale pour son âge est un signe de perte embryonnaire (6,9,13,44,65).

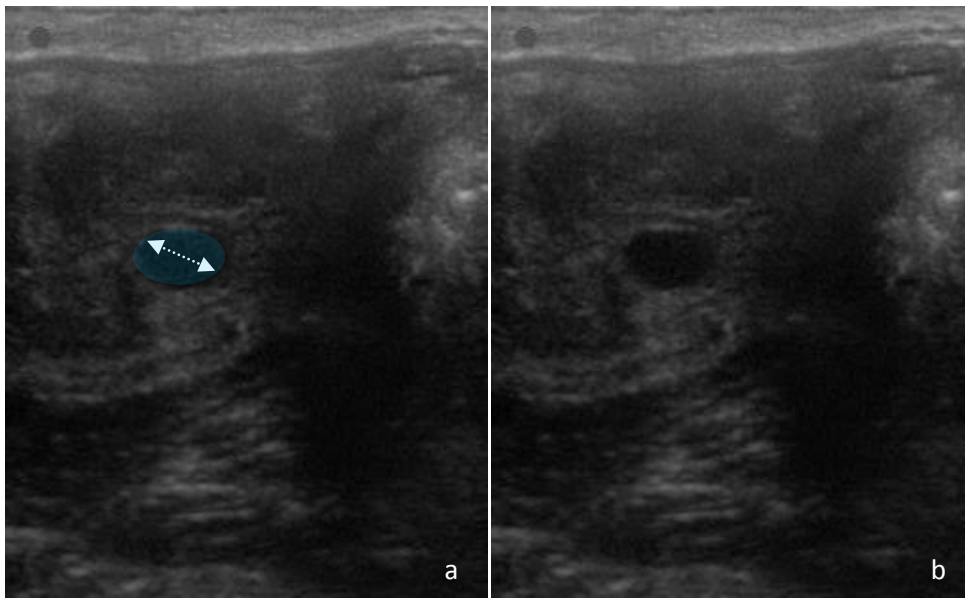


Figure 76 : Image échographique d'une vésicule vitelline de taille anormale pour 17 jours (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : la vésicule vitelline est représentée en bleu

b : Image d'origine correspondante

Au contrôle échographique suivant, aucune vésicule vitelline n'a été observée, la jument avait avorté.

Tableau 10 : Diamètre normal de la vésiculaire embryonnaire en début de gestation (44)

Nombre de jours de gestation	Diamètre de la vésicule embryonnaire (cm)
16	5,2
20	6
25	6,8
30	7,5
35	8,5
40	10
45	10,5

ii) Forme

Lors de mortalité embryonnaire, la synthèse de liquide embryonnaire cesse et la vésicule vitelline se résorbe. La pression dans la vésicule diminue et les parois s'affaissent.

A l'échographie, la limite entre l'utérus et la vésicule n'est pas nette et la vésicule n'est pas totalement sphérique (2,13). Au-delà de 15 jours de gestation la modification de forme de la vésicule n'est plus un indice fiable (2).

iii) Echogénicité du liquide vitellin

Le liquide embryonnaire hétérogène avec la présence de débris ou de matières purulentes, flocons hyperéchogènes sont des signes d'avortement (2,6,13,44).

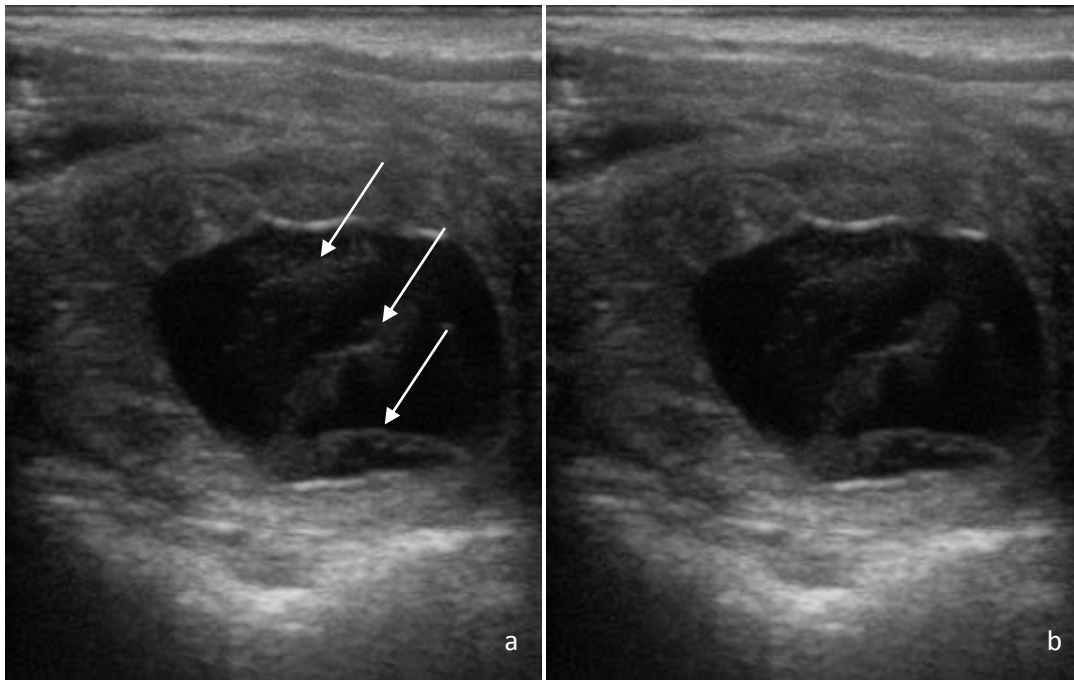


Figure 777 : Image échographique d'une vésicule embryonnaire au liquide vitellin hétérogène, précédant l'avortement (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : l'embryon (jaune) est ventral, le volume de l'allantoïde (orange) est également trop faible. La vésicule vitelline est représentée en bleue.

b : Image d'origine correspondante

Le contrôle échographique suivant, a confirmé la mortalité embryonnaire, aucune vésicule vitelline n'était visible.

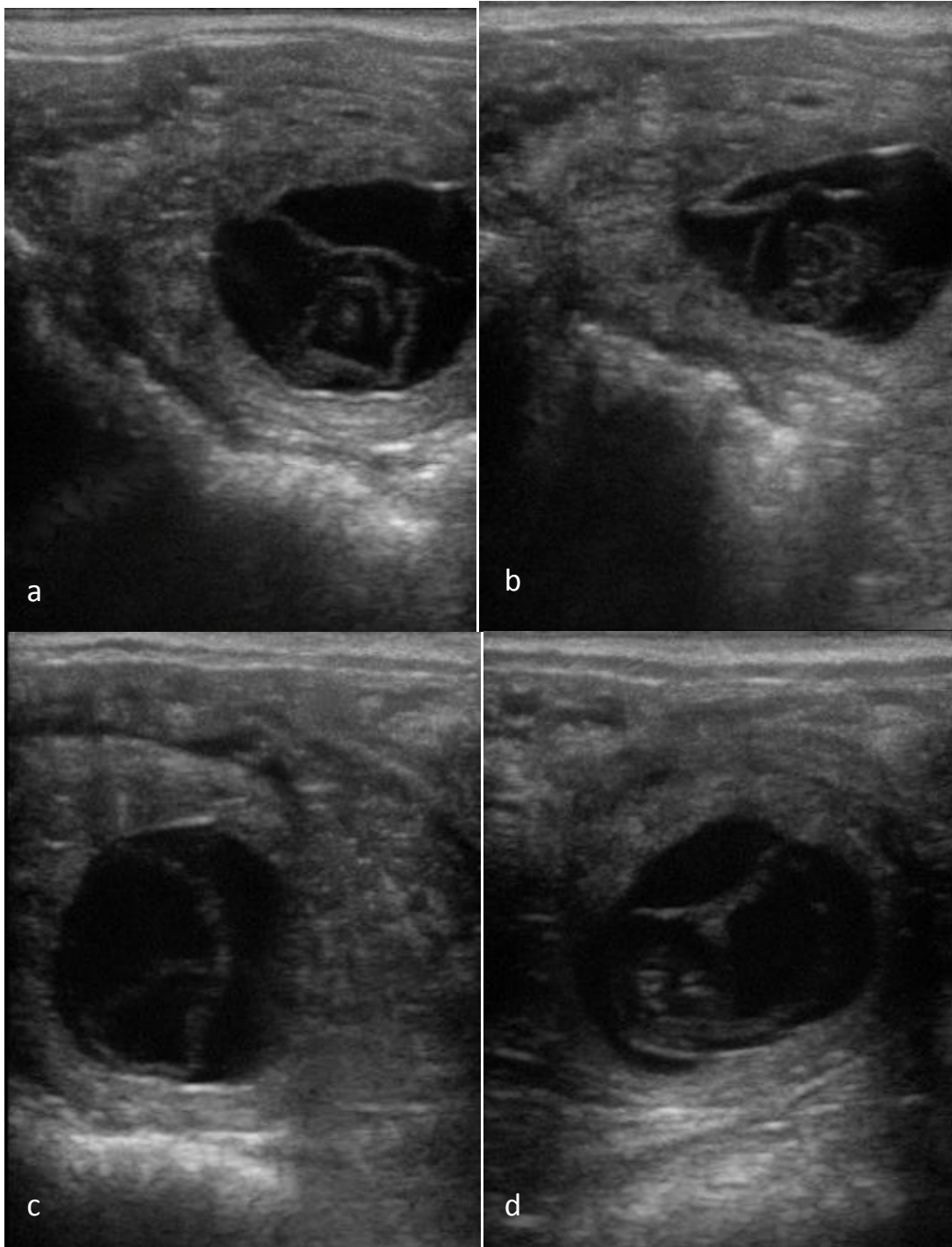


Figure 78 : Images échographiques d'une vésicule embryonnaire de 17 jours au liquide vitellin hétérogène chez la même jument suivant différentes coupes (réalisées par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a, b, c, d : Images d'origine

Le contrôle échographique suivant, a confirmé la mortalité embryonnaire, aucune vésicule vitelline n'était visible.

iv) Oedème utérin

La persistance d'un oedème utérin dans les 2 semaines qui suivent la fécondation est un signe de mortalité embryonnaire (13).

v) Liquide intra-utérin

Aucun liquide utérin ne doit être présent dans les 15 premiers jours de gestation (13).

b) Critères échographiques de mortalité embryonnaire après fixation

i) Présence de l'embryon

Si l'embryon n'est pas visible dans la vésicule vitelline au 21^{ème} jour de gestation, sa viabilité est remise en cause (6,9).

ii) Développement et orientation de l'embryon

L'absence de battements cardiaques au 25^{ème} jour de gestation, un volume allantoïdien anormal, un retard de croissance de l'embryon, une bradycardie (fréquence cardiaque inférieure à 150 battements par minute) (2,13), la séparation des membranes allantoïdienne et endométriale sont des signes de perte embryonnaire (2,6,9).

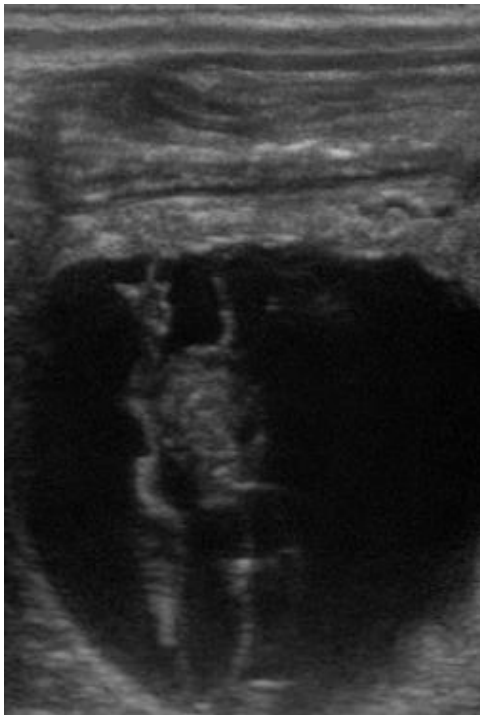


Figure 79 : Image échographique d'une vésicule embryonnaire de développement embryonnaire anormal (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

L'orientation de l'embryon évolue au cours de la gestation. L'embryon doit être en position ventrale entre 20 et 31 jours puis dorsale entre le 33^{ème} et le 36^{ème} jour et revenir en ventral entre le 48^{ème} et le 50^{ème} jour (6,13).

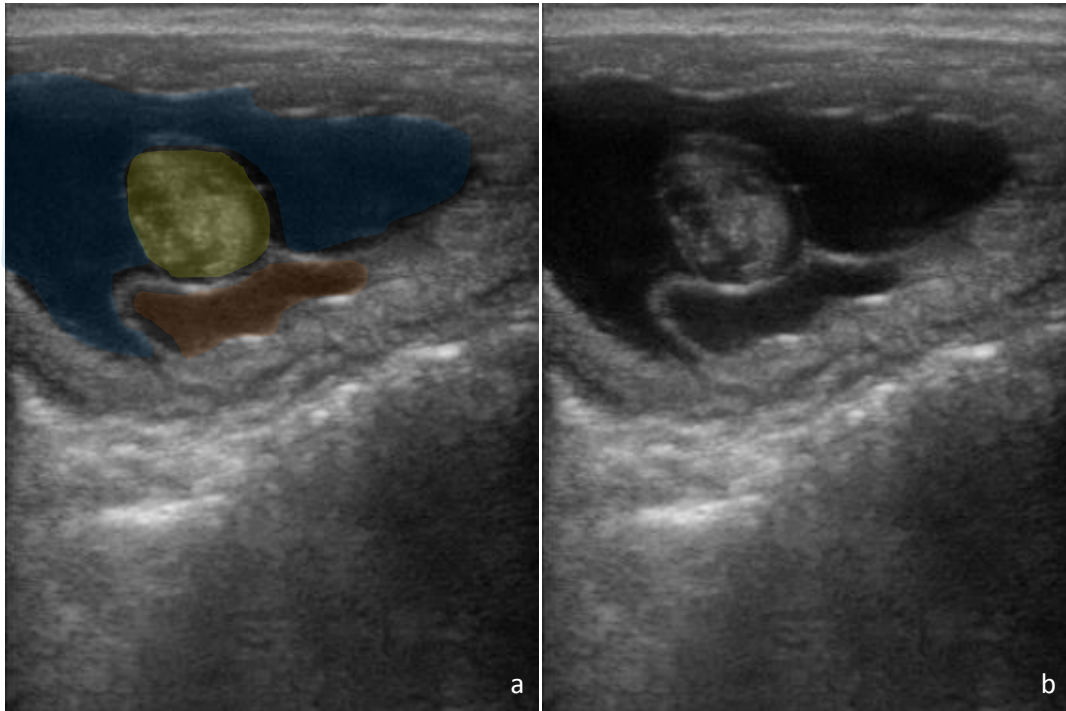


Figure 80 : Image échographique d'une vésicule embryonnaire de 36 jours au développement anormal (réalisée par le Dr Lenormand au Haras de Conques)

a : Image légendée : l'embryon (jaune) est ventral, le volume de l'allantoïde (orange) est également trop faible. La vésicule vitelline est représentée en bleue.
b : Image d'origine correspondante

Comme autres signes échographiques, il est possible d'observer des fœtus, des rétentions de membranes fœtales et des cupules endométriales calcifiées associés à des collections liquidiennes voire des adhésions et apparaissant sous forme d'ombre (1,10).

La résorption embryonnaire se passe, généralement, en quelques jours après l'apparition des signes échographiques (2) et se traduit par la disparition complète de la vésicule embryonnaire au sein de l'utérus (44).

Cependant, de nombreuses résorptions embryonnaires entre le 15^{ème} et le 20^{ème} jour de gestation ne sont pas précédées de signes échographiques (9).

Après un diagnostic de résorption embryonnaire, une injection de PGF2 α permet de relancer le cycle ovarien de la jument. Si la résorption est tardive, il est nécessaire d'effectuer en plus des lavages utérins (9,15).

4) Métrite puerpérale et défaut d'involution utérine *post-partum*

Les métrites puerpérales sont souvent la complication de dystocies et des rétentions placentaires. Ces dernières entraînent une atonie utérine qui retarde l'évacuation des lochies. Le milieu intra-utérin favorise alors la prolifération bactérienne. Associée à des lésions de l'endomètre, la barrière infectieuse est rompue, la diffusion des agents

pathogènes et de leurs toxines dans les tissus profonds de l'utérus et la circulation générale est permise.

Les métrites puerpérales nécessitent une prise en charge immédiate, elles se compliquent fréquemment de péritonite, septicémie et fourbure. (26)

A l'échographie, en cas de rétention de lochies, les sécrétions intra-utérines sont abondantes et l'épaisseur peut atteindre plusieurs centimètres. Le fluide intra-utérin est hétérogène ; anéchogène avec des flocons mobiles hyperéchogènes. (2)

Il est également possible de noter un défaut d'involution à l'échographie ; lors des chaleurs de poulinage, 15 jours post-partum, la lumière intra-utérine doit s'être refermée. (2,6)

CONCLUSION

L'échographie est un outil indispensable pour le suivi en reproduction équine. Non invasive, elle permet le suivi de la croissance folliculaire, l'observation des corps jaunes et l'évolution de l'utérus non gravide au cours du cycle oestral. L'examen échographique de l'utérus gravide permet l'observation du développement embryonnaire de manière instantanée. Elle est la technique la plus précoce et fiable pour le diagnostic d'ovulation, de gestation et de gémellité chez la jument (2).

Elle est également nécessaire dans le diagnostic des pathologies utérines et ovariennes les plus fréquemment rencontrées en équine, telles que les kystes endométriaux, les endométrites, les tumeurs de la granulosa, les corps jaunes persistants.

Ce travail nous a permis de constituer une base d'images échographiques physiologiques et pathologiques de l'appareil reproducteur gravide ou non de la jument, exploitable par des étudiants et des praticiens vétérinaires. Nous avons voulu insister sur l'importance de la synchronisation entre l'activité ovarienne, l'état de l'utérus et le comportement de la jument pour permettre un diagnostic. Nous espérons que cet atlas pédagogique permettra aux étudiants et aux praticiens vétérinaires d'aborder le suivi de reproduction chez la jument de manière systématique et rigoureuse. Ces images sont également destinées à terme, à être la base pour la création d'un programme informatique interactif.

BIBLIOGRAPHIE

1. Ginther OJ. Reproductive biology of the mare: basic and applied aspects. Second Edition. Estados Unidos: Equiservices; 1992. 642 p.
2. Kahn W. Atlas de diagnostics échographiques: examen gynécologique et reproduction : équin, bovin, ovin, caprin, porcine, chien, chat. Paris: Maloine; 1994. 255 p.
3. Bruyas J-F, Barrier-Battut I, Fiéni F, Tainturier D. L'échographie transrectale en gynécologie équine : suivi ovarien et diagnostic de gestation chez la jument. Journ Natl GTV. : p424-37.
4. Bernardeau, Chavatte, Clément, Ecot, Noue, Plongere, et al. Gestion de la jument : guide pratique. Paris: Institut du cheval; 1997. 289 p.
5. Rossdale PD, Séguy E, Lemaistre J-C, Petit C. Le cheval: reproduction et élevage. Paris: Maloine; 1996. 236 p.
6. Brinsko SP, Blanchard TL, Varner DD, Love CC, Schumacher James, Hinrichs Katrin, et al. Manual of equine reproduction [Internet]. Third Edition. St. Louis, Mo: Mosby/Elsevier; 2011. 366 p.
7. England GCW, Allen WE. Allen's fertility and obstetrics in the horse. Second Edition. Oxford: Blackwell Science; 1996. 241 p. (Library of veterinary practice).
8. Moretti JL. Eléments de physique ultrasonore. Echographie. Bull Académique Vét Fr. 1982; p159-76.
9. Nyland TG, Mattoon JS, éditeurs. Veterinary diagnostic ultrasound. First Edition. Philadelphia: Saunders; 1995. 357 p.
10. Reef VB. Equine diagnostic ultrasound. Philadelphia: Saunders; 1998. 560 p.
11. Reimer JM. Atlas of equine ultrasonography. St. Louis: Mosby; 1998. 308 p.
12. Paul-Jeanjean Sophie. Suivi de la reproduction chez la jument. Sem Vét. 2013; 51p.
13. Tibary A, Sghiri A, Pearson LK, Rodriguez JS. Jument et poulain suivi de la gestation, du poulinage et du nouveau-né. Rabat: Actes éditions; 2012. 590 p.
14. Lebastard D. Le choix d'un matériel d'échographie en clientèle rurale ou mixte. Bull GTV. 2006; p:24-8.
15. Paul-Jeanjean S. Suivi échographique de l'ovulation chez la jument, échographie ovarienne. Bull GTV. 2006; p44-55.
16. Poissonnier A., Schwartz C. Aide à l'apprentissage de l'examen transrectal de la jument : réalisation d'une banque d'ovaires et d'utérus utérus artificiels. ENVA; 2009.
17. Durussel C. La responsabilité civile du vétérinaire praticien dans l'exercice de la médecine et de la chirurgie des équidés : analyse et commentaires de la jurisprudence récente (2009-2013). ENVT; 2015.
18. Kojima AY, Kobayashi S, Acosta TJ, Kudo M, Miyamoto A, Takagi M, et al. Effects of LH and PGF2alpha in equine dominant follicles observed by MDS. J Vet Med Sci. févr 2002; p119-22.

19. Morel D, Mina C. G. Equine artificial insemination. Wallingford: CABI Publishing; 1999. 406 p.
20. Davies Morel MCG. Equine reproductive physiology, breeding, and stud management. Second Edition. Wallingford: CABI Publ; 2003. 374 p.
21. Saint-Dizier M, Chastant-Maillard S. Le reproduction des chevaux. In: La reproduction animale et humaine. QUAE GIE; 2014. 1050p.
22. Barone R. Appareil génital femelle. In: Anatomie comparée des mammifères domestiques appareil uro-génital, foetus et ses annexes, péritoine et topographie abdominale Tome 4. Paris: Ed. Vigot; 2001. p. 269-396.
23. Ducheyne, Polaris, Bruyas J-F, Daels. Infertilité et subfertilité chez la jument, l'étalon et les ânes. (Hors-série Le Nouveau Praticien Vétérinaire Equine).
24. Lefebvre RC, Relave F. Prévoir l'ovulation : une pratique de bonne conduite en reproduction équine. Prat Vét Équine. 2006; p65-70.
25. Gordon I. Controlled reproduction in horses, deer, and camelids. Wallingford: CAB; 1997. 215 p. (Controlled reproduction in farm animals series).
26. Bruyas J-F, Puyt, Hermange, Betsch, Maillard, Destrumelle. Thérapeutique anti-infectieuse raisonnée des métrites en endométrites de la jument. Prat Vét Équine. 2013; 177 p.
27. Bruyas J-F. Approche étiologique des anoestrus non saisonniers de la jument. Prat Vét Équine. 2003; p 5-12.
28. Bruyas J-F, Paul S. Suivi ovarien et induction de l'ovulation. Journ Natl GTV. 2008; p 681-97.
29. van Niekerk CH, Gerneke WH, van Heerden JS. Anatomical and histological observations on the reproductive tract of mares with abnormal oestrous cycles. J S Afr Vet Assoc. juin 1973; p141-52.
30. Hughes, Stabenfeldt, Evans. The oestrus of the mare. J Equine Vet Sci. 1974; p161-6.
31. Van Camp. Breeding soundness examination of the mare and common genital abnormalities encountered. In: Current therapy in theriogenology: diagnosis, treatment and prevention of reproductive diseases in small and large animals. Second Edition. Philadelphia, Pa. u.a; 1986.
32. Blanchard TL, Varner DD, Schumacher J. Manual of equine reproduction. St. Louis, Mo.: Mosby; 1998. 209 p.
33. Koskinen E, Lindeberg H, Kuntsi H, Ruotsalainen L, Katila T. Fertility of mares after postovulatory insemination. Zentralbl Veterinarmed A. févr 1990; p 77-80.
34. Betsch JM, Estrade M, Wagner I, Levy I, Bruyas J-F. Résultats d'une étude prospective de terrain sur les ovulations multiples et la gémellité chez la jument (1999-2002). Haras Natx. 2004; p29-35.
35. Squires EL, McClain MG, Ginther OJ, McKinnon AO. Spontaneous multiple ovulation in the mare and its effect on the incidence of twin embryo collections. Theriogenology. 1 nov 1987; p609-13.

36. Ginther OJ, Douglas RH, Lawrence JR. Twinning in mares: A survey of veterinarians and analyses of theriogenology records - ScienceDirect [Internet]. 1982. Disponible sur: <https://www.sciencedirect.com/science/article/abs/pii/0093691X82900115?via%3Dihub>
37. Mangold L, Chollet E. Les grandes décisions en suivi gynécologique. *Prat Vét Équine*. 2017; p52-6.
38. Margat A, Ferry B. Gestion de la jument reproductrice [Internet]. Les Haras nationaux. 2017. Disponible sur: <https://equipedia.ifce.fr/elevage-et-entretien/elevage/jument/gestion-de-la-jument-reproductrice.html>
39. Maurin E. Guide pratique de médecine équine. 2017. 287 p.
40. Maurin E. Appareil génital femelle. In: Guide pratique de médecine vétérinaire. third edition. MED'COM; 2017. p. 287. (Guide pratique).
41. Campistron M-A. Diagnostic et traitement des endométrites bactériennes chez la jument. Etude des pratiques des vétérinaires équins en France en 2015. *ENVT*; 2016.
42. Adams, Kastelic, Bergfelt, Ginther. Effect of uterine inflammation and ultrasonically-detected uterine pathology on fertility in the mare. *J Reprod Fertil*. 1987; p 445-54.
43. Louguet P. Subfertilité d'origine utérine chez la jument : méthodes actuelles de diagnostic et application à l'échographie Doppler. [ENVL]; 2010.
44. Allen WE, Rossdale PD, Simpson, Greenwood, Ricketts, Sanderson. Use of ultrasound echography for early diagnosis of single and twin pregnancy. *J Equine Vet Sci*. 1982; p431-9.
45. Chevalier, Palmer. Ultrasonic echography in the mare. *J Equine Vet Sci*. 1982; p 423-30.
46. Swerczed. Equine fetal diseases. In: Current therapy in theriogenology: diagnosis, treatment and prevention of reproductive diseases in small and large animals. Second Edition. Philadelphia, Pa. u.a; 1986.
47. Yamini B, Borg L. Endometrial Polyps and Endometritis in a Thoroughbred Filly. *J Vet Diagn Invest*. 1994;6: p 496-8.
48. Berezowski C. Diagnosis of a uterine leiomyoma using hysteroscopy and a partial ovariectomy in a mare. *Can Vet J*. déc 2002; p 968-70.
49. Claes A, Ball BA, Liu IKM, Vaughan B, Highland MA, Brown JA. Uterine B cell lymphoma in a mare. *Equine Vet Educ*. 2015; p5-8.
50. Oikawa M, Nambo Y, Miyamoto M, Miura H, Kikuchi M, Ohnami Y. Postpartum Massive Hematoma within the Broad Ligament of the Uterus in a Broodmare Possibly Caused by Rupture of the Uterine Artery. *J Equine Sci*. 2009; p 41-6.
51. Mair TS, Love S, Schumacher J, Smith R, Frazer G, éditeurs. *Equine medicine, surgery and reproduction*. 2nd ed. Edinburgh: Elsevier; 2013. 606 p.
52. Cozens ERW. Pyometra and complete vaginal adhesion in a miniature horse. *Can Vet J*. sept 2009; p 971-2.

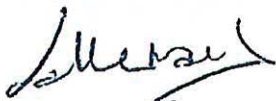
53. Mourier E, Bruyas J-F. Une hypertrophie ovarienne unilatérale. *Nouv Prat Vét Équine*. 2010; p64-5.
54. Bruyas J-F, Battut I, Fiéni F, Tainturier D. Le diagnostic de gestation chez la jument. *Point Vét*. 1996; p 27-36.
55. Koskinen, Katila. Uterine involution ovarian activity, and fertility in the post-partum mare. *J Reprod Fertil*. 1987; p 733-4.
56. Robert. Gestation and pregnancy diagnosis in the mare. In: *Current therapy in theriogenology: diagnosis, treatment and prevention of reproductive diseases in small and large animals*. Second Edition. Philadelphia, Pa. u.a; 1986.
57. Darenius, Kindahl, Madej. Clinical and endocrine aspects of early pregnant fetal death in the mare. *J Reprod Fertil*. 1987.
58. Woods, Baker, Baldwin, Ball, Bilinski, Cooper, et al. Early pregnancy loss in brood mares. *J Reprod Fertil*. 1987; p 455-9.
59. Pallantin A. Comparaison de l'intérêt de l'échographie dans le diagnostic et le suivi de gestation dans les espèces bovine, équine, canine et féline. [ENVL] ; 2017.
60. Burns, Layton. Ultrasound: an aid for pregnancy detection in the mare. In: *Current therapy in theriogenology: diagnosis, treatment and prevention of reproductive diseases in small and large animals*. Second Edition. Philadelphia, Pa. u.a; 1986.
61. Pascoe. Transuterine migration of the fetus in the mare between day 42 and parturition. *J Equine Vet Sci*. 1982; p 441-6.
62. Saliel, Gutierrez, Buen-Llado, Sosa. Cervico-endometrial cytology and physiological aspects of the post-partum mare. *J Reprod Fertil*. 1987; p 305-9.
63. Bruyas J-F, Battut I, Fiéni F, Tainturier D. Gestation gémellaire chez la jument : cause majeure d'avortement. *Point Vét*. 1997; p 43-53.
64. Roberts. Termination of twin gestation by blastocyst crush in the broodmare. *J Equine Vet Sci*. 1982; p 447-9.
65. Keenan, Forde, McGeady, Wade, Roche. Endometrial histology of early pregnant and non-pregnant mares. *J Reprod Fertil*. 1987.

AGREMENT SCIENTIFIQUE

En vue de l'obtention du permis d'imprimer de la thèse de doctorat vétérinaire

Je soussignée, Elodie LALLEMAND, Enseignant-chercheur, de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse, directeur de thèse, certifie avoir examiné la thèse commune de Audrey ABAD et Emma RIGAUD intitulée « Atlas d'échographie de l'appareil génital de la jument réalisée par voie transrectale » et que cette dernière peut être imprimée en vue de sa soutenance.

Fait à Toulouse, le 30/10/2019
Docteur Elodie LALLEMAND
Maitre de Conférences
de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse

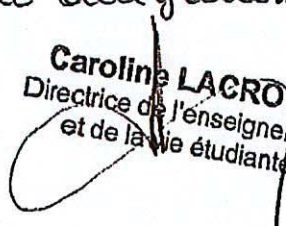


Vu :
Le Président du jury :
Professeur Jean PARINAUD



Vu :
Le Directeur par intérim de l'Ecole Nationale Vétérinaire de Toulouse
Frédéric BOUSQUET

La délégation,


Caroline LACROUX
Directrice de l'enseignement
et de la vie étudiante

Vu et autorisation de l'impression :
Présidente de l'Université Paul Sabatier
Madame Régine ANDRE-OBRECHT


La Présidente de l'Université Paul Sabatier,
par délégation,
Le Vice-Président de la CFVU
Richard GUILLET

Mme Audrey ABAD et Emma RIGAUD
ont respectivement été admises sur concours en : 2014
ont obtenu leur diplôme d'études fondamentales vétérinaires le : 18/07/2018
ont validé leur année d'approfondissement le : 03/10/2019
n'ont plus aucun stage, ni enseignement optionnel à valider.

ABAD Audrey, RIGAUD Emma

ATLAS D'ÉCHOGRAPHIE DE L'APPAREIL GÉNITAL DE LA JUMENT REALISEE PAR VOIE-TRANSRECTALE

L'échographie de l'appareil génital par voie transrectale est indispensable en gynécologie équine. Elle est actuellement la technique la plus fiable et la plus précoce pour déterminer le moment de l'ovulation et de prendre la décision d'insémination ou de mise à la saillie. Elle permet également le diagnostic précoce de gestation ou d'explorer certains cas d'infertilité et d'avortement.

L'objectif de cet atlas est de fournir au praticien vétérinaire un guide pratique illustré d'images échographiques de l'appareil génital de la jument par voie transrectale. Les images sont principalement personnelles ou issues de collectes de praticiens vétérinaires.

Les principes généraux de l'échographie et sa technique appliquée à la gynécologie équine sont détaillés dans une première partie. L'appareil génital normal et non gravide est ensuite abordé avec son anatomie, sa physiologie et ses modifications échographiques au cours du cycle. Les pathologies utérines et ovariennes sont illustrées en troisième partie. Enfin, des images de l'appareil génital gravide normal et anormal sont regroupées.

Mots clés : échographie transrectale, reproduction, jument

TRANS-RECTAL ULTRASOUND ATLAS OF THE REPRODUCTIVE SYSTEM IN THE MARE

Transrectal ultrasound of the reproductive system is essential in equine gynecology. It is currently the earliest and most reliable technique for determining the timing of ovulation and insemination. It also allows early diagnosis of pregnancy and exploration of cases of infertility and abortion.

The main objective of this atlas is to provide a practical illustrated guide with ultrasound images of the mare's reproductive system transrectally to the veterinary practitioner. The images are mainly personal or from veterinarian's collections.

The general principles of ultrasound and the technique applied to equine gynecology are detailed in the first part. Then, the normal and non-gravid genital system is discussed with its anatomy, its physiology, and ultrasound changes during the cycle. Uterine and ovarian diseases are illustrated in the third part. Finally, images of the normal and abnormal gravid genitalia are grouped together.

Keywords : trans-rectal ultrasound, reproduction, mare